

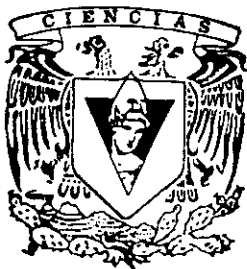


UNIVERSIDAD NACIONAL AUTONOMA  
DE MEXICO

FACULTAD DE CIENCIAS

ESTUDIO DEL COMPORTAMIENTO DEPURADOR  
DE UN REACTOR BIOLÓGICO ROTATORIO  
ALIMENTADO CON VINAZAS PRETRATADAS  
ANAEROBIAMENTE

T E S I S  
QUE PARA OBTENER EL TÍTULO DE:  
B I O L O G O  
P R E S E N T A :  
JOSE ANTONIO GARCIA GARCIA



DIRECTOR DE TESIS: DR. VICTOR MANUEL ESTUDIOS CABELLO



CIUDAD UNIVERSITARIA, MEXICO, D. F. 2000

FACULTAD DE CIENCIAS  
SECCION ESCOLAR



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

MAT. MARGARITA ELVIRA CHÁVEZ CANO  
Jefa de la División de Estudios Profesionales de la  
Facultad de Ciencias  
Presente

Comunicamos a usted que hemos revisado el trabajo de Tesis:

"ESTUDIO DEL COMPORTAMIENTO DEPURADOR DE UN REACTOR BIOLÓGICO ROTATORIO  
ALIMENTADO CON VINAZAS PRETRATADAS ANAEROBIAMENTE"

realizado por José Antonio García García

con número de cuenta 7712897-5 , pasante de la carrera de Biología

Dicho trabajo cuenta con nuestro voto aprobatorio.

Atentamente

Director de tesis Dr. Víctor Manuel Luna Pabello  
Propietario

Propietario Dra. María Antonieta Aladro Lubel

Propietario Dra. María Esther Martínez Murillo

Suplente Dra. Rosaura Mayén Estrada

Suplente Dra. Dora Azucena Herróz Zamorano

Consejo Departamental de Biología

*Edna María Suárez Díaz*  
Dra. Edna María Suárez Díaz

## DEDICATORIA

*A mis padres por su apoyo incondicional brindado en todo momento y por la oportunidad de tener una formación profesional.*

*A familiares y amigos, por el tiempo compartido en los buenos y en los malos momentos de la vida.*

## AGRADECIMIENTOS

A Fundación UNAM por la beca otorgada para la elaboración de Tesis de Licenciatura.

A la Dra. Ma del Carmen Durán de Bazúa por su autorización para el desarrollo de esta tesis en los laboratorios del Programa de Ingeniería Química Ambiental y Química Ambiental (PIQAYQA) de la Facultad de Química, de la UNAM.

Al Dr. Víctor Manuel Luna Pabello por sus valiosas asesorías en el desarrollo del presente trabajo.

A las doctoras Ma. Antonieta Aladro Lubel, Ma. Esther Martínez Murillo, Rosaura Mayén Estrada y Dora Azucena Herróz Zamorano; por el tiempo dedicado a la revisión del presente estudio.

# CONTENIDO

<b>RESUMEN</b>	1
<b>1. INTRODUCCIÓN</b>	3
1.1. Antecedentes	4
<b>2. MARCO DE REFERENCIA</b>	6
2.1. Industria azucarera	6
2.2. La generación, uso y tratamiento de vinazas	7
<b>3. FUNDAMENTACIÓN</b>	10
3.1. Características de las aguas residuales	10
3.2. Tratamiento de aguas residuales	13
3.3. Degradación de materia orgánica en condiciones aerobias	16
3.4. Microorganismos depuradores	17
3.5. Evaluación biológica	19
3.6. Información básica sobre RBRs	21
3.6.1. Reactor biológico rotatorio (RBR)	21
3.6.2. Principales variables que afectan al funcionamiento del RBR	21
3.6.3. Ventajas y desventajas de un RBR	22
3.6.4. Formación de la película en un RBR	23
3.7. Sistemas combinados (anaerobios-aerobios)	24
<b>4. OBJETIVOS</b>	25
4.1. Objetivo general	25
4.2. Objetivos particulares	25
<b>5. MATERIALES Y MÉTODOS</b>	26

5.1. Vinazas anaerobias	26
5.2. Parámetros fisicoquímicos y biológicos evaluados	26
5.3. Reactor biológico rotatorio (RBR) experimental, descripción y condiciones de operación	27
5.4. Estrategia de Trabajo	29
<b>6. RESULTADOS</b>	<b>31</b>
6.1. Parámetros fisicoquímicos	31
6.2. Parámetros biológicos	37
<b>7. ANÁLISIS Y DISCUSIÓN</b>	<b>39</b>
7.1. Parámetros fisicoquímicos	39
7.2. Parámetros biológicos	51
7.3. Análisis conjunto de parámetros fisicoquímicos y biológicos	55
<b>8. CONCLUSIONES Y RECOMENDACIONES</b>	<b>57</b>
<b>9. LITERATURA CITADA</b>	<b>58</b>
<b>10. ANEXOS</b>	<b>62</b>
Anexo 1. Tablas de resultados puntuales	62

## RESUMEN

En el presente trabajo se utilizó un reactor biológico rotatorio (RBR) aerobio experimental de un volumen de trabajo de 8L (dividido en cuatro cámaras de 2L cada una). Se alimentó con vinazas pretratadas anaerobiamente provenientes de un reactor anaerobio de lecho de lodos de flujo ascendente (RALLFA) experimental de un volumen de trabajo de 10L. Se realizaron dos etapas experimentales bajo condiciones de operación similares, variando únicamente la concentración de sustrato o materia orgánica disuelta, con el objeto de estudiar su comportamiento depurador y caracterizar las comunidades de microorganismos eucariontes (protozoos y micrometazoos) prevaletentes.

El lote de agua residual pretratada (efluente del RALLFA) fue caracterizado fisicoquímicamente antes de ser almacenado en un cuarto frío para minimizar el cambio de sus propiedades. Para realizar las etapas experimentales, se llevó a cabo la dilución correspondiente de las vinazas anaerobias empleando agua de la llave. Las dos concentraciones seleccionadas fueron, en términos de demanda química de oxígeno (DQO), de 5,000mg DQO/L en el caso de la primera etapa experimental y de 7,000mg DQO/L, en el caso de la segunda. Cada etapa experimental tuvo una duración de ocho semanas, de las cuales cinco fueron requeridas para la aclimatación y superación de la fase de funcionamiento pre-estable y tres para la evaluación del reactor una vez lograda la fase de funcionamiento estable. El reactor operó, para ambas concentraciones, con un tiempo de residencia hidráulico (TRH) de dos días y una velocidad de rotación de los discos de 25 revoluciones por minuto (rpm).

Los parámetros fisicoquímicos evaluados fueron: demanda química de oxígeno (DQO); demanda bioquímica de oxígeno en cinco días (DBO<sub>5</sub>); sólidos totales (STT, STV, STF) y suspendidos (SST, SSV, SSF); oxígeno disuelto (OD); pH y temperatura. Los parámetros biológicos determinados fueron la distribución y abundancia de protozoos (flagelados y ciliados) y micrometazoos (rotíferos y nemátodos).

De acuerdo con los resultados obtenidos, la temperatura y pH presentaron valores no restrictivos para la proliferación de microorganismos. Asimismo, en ambas etapas experimentales, no se presentaron grandes diferencias entre sí por lo que se puede afirmar que estos parámetros no influyeron de manera determinante en la capacidad depuradora del reactor. No obstante, considerando la variable concentración de sustrato existente entre ambas etapas, si se observó influencia de la misma en la abundancia de las comunidades de microorganismos cuantificados en las cuatro cámaras del RBR. Al respecto, considerando únicamente la cámara cuatro, resultaron ser más abundantes durante la etapa uno realizada a 5,000mg DQO/L con un total de 5,270 microorganismos/mL mientras que en la realizada a 7,000mg DQO/L se obtuvo una cifra total de 2,900 microorganismos/mL; lo cual se debió a que hubo menos oxígeno disuelto disponible en la etapa experimental dos resultando ser menos favorable para la proliferación de los microorganismos estudiados.

En la cámara cuatro, última cámara del reactor, se obtuvieron los máximos valores en abundancia de microorganismos; concentración de oxígeno disuelto y remoción de materia orgánica medida

como DQO y DBO<sub>5</sub>. Este comportamiento se presentó en las dos etapas experimentales, lo que indica que la mayor eficiencia depurativa del reactor se logró en su última cámara. Cabe señalar que en la etapa experimental uno, el RBR logró una remoción global máxima de 60% como DQO y 75% como DBO<sub>5</sub>, mientras que para la etapa experimental dos, fue de 41 y 62%, respectivamente.

Finalmente, las abundancias de los microorganismos eucariontes registrados fue de manera global la siguiente: rotíferos > flagelados > ciliados > nemátodos, correspondiendo a los protozoos una mayor abundancia total respecto de los micrometazoos.



# 1. INTRODUCCIÓN

La agroindustria azucarera es una de las cinco más contaminantes de las cuencas acuíferas del país. También es una de las que ofrece mayores empleos anualmente y aprovechan de manera más eficiente la energía solar. Sin embargo, hasta el momento, no se ha dado una política audaz del uso de sus productos que la hagan una agroindustria rentable y competitiva a nivel mundial. Tampoco se han implantado sistemas de control del consumo energético que garanticen, por un lado, el uso eficiente del bagazo (actual fuente principal de energía) y, por el otro, la disminución de la contaminación ambiental (Durán de Bazúa *et al.*, 1997).

En la producción de azúcar y alcohol de caña en México, se utilizan más de un millón de m<sup>3</sup>/día de agua. A excepción del agua que se evapora durante el proceso, el resto se convierte en aguas residuales. En los ingenios azucareros que producen alcohol se generan las vinazas que son las aguas residuales generadas de la destilación del alcohol y por su composición son de las más contaminantes. Se sabe que la proporción vinazas-alcohol es de 10 a 15 litros por cada litro de alcohol destilado. La generación nacional de vinazas ha sido calculada en aproximadamente 1.5 millones de m<sup>3</sup>/año. Las vinazas contienen los productos metabólicos de *Sacharomyces cerevisiae* y otros microorganismos presentes en las tinas de fermentación. Su contenido es principalmente material orgánico disuelto que, medido como demanda química de oxígeno (DQO), alcanza valores de 100 g/L; un pH menor a 5; nitrógeno total de 1 600 mg/L y nitrógeno de tipo amoniacal 150 mg/L. La temperatura de las vinazas cuando salen de las torres de destilación es de aproximadamente 80°C (Bernal *et al.*, 1995).

Durante varios años se han buscado usos potenciales y técnicas de tratamiento para las vinazas, debido a que al ser descargadas en aguas o suelos, ocasionan problemas ambientales. Desde finales de la década pasada, se ha planteado el tratamiento de las vinazas mediante sistemas biológicos en serie, como son los de tipo anaerobio-aerobio (Durán de Bazúa *et al.*, 1990). No obstante, se ha observado que los porcentajes globales de remoción, si bien son satisfactorios, resultan insuficientes para lograr que las aguas parcialmente tratadas sean descargadas cumpliendo con los parámetros requeridos por la normatividad nacional ambiental vigente (CNA, 1998). Uno de los problemas principales radica en que la concentración de materia orgánica con la que salen las aguas tratadas en el reactor anaerobio resulta excesiva para poder ser tratada de manera adecuada por el reactor biológico rotatorio (RBR) acoplado para el tratamiento secuencial. Por tal motivo, actualmente se están realizando investigaciones tendientes a detectar las concentraciones máximas de vinazas pretratadas anaerobiamente susceptibles de ser depuradas por el RBR para lograr los valores deseados (García-García *et al.*, 1998).

Desde el punto de vista biológico, es importante estudiar los cambios que se presentan en las comunidades de microorganismos asociados con los gradientes de concentración de materia orgánica. Este aspecto resulta de interés, dado que en caso de ser restrictivas las condiciones fisicoquímicas del agua a tratar para la proliferación de los organismos depuradores, la remoción de materia orgánica no se llevará a cabo, al menos mediante el tipo de reactores experimentales con los que se está trabajando. Estudios recientes realizados con aguas residuales han demostrado que existe diferencia en diversidad y abundancia poblacional cuando el tipo de sustrato es diferente (Luna-Pabello, 1993), no obstante y a pesar de que de manera lógica se esperaría que lo

mismo ocurra para un mismo tipo de sustrato a diferentes concentraciones, en este caso vinazas, no se cuenta con información experimental microbiológica al respecto. Por lo que, la obtención de esta información microbiológica redundaría en aportar evidencia científica cuantitativa de los cambios poblacionales asociados con cambios en la calidad del agua atribuibles principalmente a la concentración de sustrato. Asimismo, dicha información resultaría de interés para documentar la viabilidad de suministrar o no una determinada concentración de materia orgánica proveniente del reactor anaerobio de lecho de lodos de flujo ascendente (RALLFA) al reactor aerobio (RBR) y también permitiría a gente no experta en microbiología tomar decisiones sobre posibles cambios operativos del sistema de tratamiento (Kinner *et al.*, 1988).

### 1.1. Antecedentes

A partir de 1986, se planteó en México un proyecto de investigación multidisciplinario y multi-institucional participando el PIQAYQA de la Facultad de Química y la Coordinación de Ingeniería Ambiental de la Facultad de Ingeniería de la UNAM, CINVESTAV del IPN e IMPA-Azúcar, S.A. El trabajo contempla el tratamiento de los efluentes líquidos de un ingenio azucarero/alcoholero, empleando como caso tipo las aguas residuales generadas por plantas productoras de alcohol, conocidas como vinazas, por medio de métodos aerobios y anaerobios. En estos sistemas se han estudiado la remoción de la materia orgánica presente en las vinazas, obteniéndose una remoción de aproximadamente el 70% de la materia orgánica, medida como demanda química de oxígeno (DQO) para los sistemas anaerobios y de un 40 a 60% de materia orgánica medida como DQO para el sistema aerobio. También se ha buscado aprovechar los residuos contaminantes con procesos integrados que en lo posible, permitan ser autofinanciables y evitar con esto que el costo de descontaminar el ambiente, incida directamente sobre el costo de producción de etanol (Durán de Bazúa *et al.*, 1988, 1990, 1997 y Durán de Bazúa, 1994). Sin embargo, en ninguno de estos trabajos se ha realizado el estudio de los sistemas desde el punto de vista biológico y sólo se aborda el aspecto fisicoquímico.

Existen algunos estudios sobre el tipo de comunidades de micrometazoos y protozoos (particularmente de los ciliados) que se desarrollan en aguas residuales provenientes de molinos de nixtamalización de maíz, conocidas como nejayote, cuando éstas son tratadas en un RBR (Luna-Pabello, 1987). Los resultados obtenidos han permitido ampliar la visión de la aplicación del estudio de estos microorganismos en la evaluación de la calidad saprobia del agua, pudiendo emplear no sólo organismos indicadores, sino la estructura de la comunidad presente. También se han estudiado los cambios en abundancia y distribución de estos microorganismos como consecuencia de variaciones en la temperatura utilizando nejayote (Luna-Pabello, 1990; Torreblanca, 1992). En años recientes se han llevado a cabo estudios comparativos entre las comunidades de ciliados presentes en RBRs durante su operación con diferentes aguas residuales de origen industrial (nejayote, vinazas y aguas blancas) con la idea de emplearlos como indicadores de calidad en los sistemas de depuración (Luna-Pabello, 1993). Lo que continúa es el estudio de las comunidades de microorganismos prevalecientes en aguas residuales previamente tratadas de manera anaerobia. Esto resulta importante de realizar debido a que actualmente se ha observado que, desde el punto de vista fisicoquímico, la secuencia de tratamiento anaerobio-aerobio es el arreglo que permite una mejor depuración de aguas contaminadas orgánicamente, como es el caso de las vinazas. A la fecha solo se encontró un trabajo microbiológico afín (Luna-Pabello, 1993), el cual se realizó con vinazas crudas (vinazas sin tratar) diluidas con agua de la

llave para obtener la posible concentración después de ser tratadas anaerobiamente, donde se partió de la hipótesis que podría ser similar a la concentración de substrato en términos de DQO, no obstante la prueba no diferencia tipo de substrato, sino que evalúa de manera global materia orgánica e inorgánica oxidable químicamente, por lo que conviene aclarar que la composición de vinazas crudas no es similar a la de las vinazas pretratadas anaerobiamente debido a la transformación del substrato ocurrida en el RALLFA.

## 2. MARCO DE REFERENCIA

### 2.1. Industria azucarera

La caña de azúcar es uno de los principales cultivos de México. Su uso primordial es la producción de azúcar estándar y refinada. Dada la fluctuación de los mercados nacionales e internacionales, un imperativo de los países productores de caña de azúcar es la diversificación de su industria azucarera. Existe una diversidad de subproductos derivados de su procesamiento y, su utilización, representa un reto tecnológico para los países productores de este recurso renovable (Durán de Bazúa *et al.*, 1990).

Para la producción de azúcar y alcohol de caña, que son básicamente los únicos productos actualmente usados de este recurso, se requiere de la utilización de enormes cantidades de agua y de energía, que proviene principalmente de la combustión (generalmente ineficiente) del bagazo y de combustibles fósiles de baja calidad (con altos contenidos de azufre). En la fabricación de azúcar se desechan las aguas que provienen del lavado de la caña, de la clarificación del jugo conocido como cachazas, de la limpieza de los evaporadores, calentadores y purgas de calderas, de los sistemas de enfriamiento y de los servicios sanitarios. En la producción del alcohol etílico se tienen como desechos las aguas de enfriamiento de condensadores y tinas de fermentación, los fondos de éstos y las vinazas o residuos de las torres de destilación. El consumo energético no es optimizado en la mayor parte de las plantas alcoholeras (Durán de Bazúa *et al.*, 1997) Figura 1.

Sin embargo, la tendencia actual a nivel mundial, tanto por razones de rentabilidad como por otras de tipo social y ambiental, consiste en el desarrollo de las tecnologías que conviertan los residuos y subproductos no deseados en materiales que generen nuevos productos útiles. Las aplicaciones de los procesos cíclicos siguen la tendencia de la naturaleza para reaprovechar todos los insumos existentes de la agroindustria de la caña de azúcar para minimizar su impacto ambiental. Entre ellos destacan el uso de microorganismos aerobios y anaerobios que degradan materia orgánica presente en las corrientes líquidas que salen como subproductos del procesamiento de la caña y de sus productos como el azúcar y el alcohol etílico, minimizando su impacto en cuerpos receptores (suelos y fuentes acuíferas).

## 2.2. La generación, uso y tratamiento de vinazas

### Generación

De todas las aguas residuales provenientes de los complejos azucareros/alcoholeros, las que son más contaminantes por su concentración de material orgánico biodegradable y no biodegradable son las vinazas (Durán de Bazúa *et al.*, 1997). Las vinazas se caracterizan por su elevado contenido de materia orgánica (que medida como demanda química y bioquímica de oxígeno tiene de 80 a 120g DQO/L y de 30 a 40g DBO<sub>5</sub>/L) e inorgánica (4-6 g SO<sub>4</sub><sup>2-</sup>/L, 6-8 g K/L), pH ácido (4-4.5) y elevada temperatura (> 80°C). La relación DBO/DQO alcanza valores que oscilan en 0.4-0.5, lo que indica que la mitad de la materia orgánica presente es degradable por métodos biológicos. La composición química de las vinazas depende, entre otros factores, de las características fisicoquímicas del sustrato fermentado, del método de producción de alcohol y de las especies de levaduras utilizadas, teniendo como principales variantes para la acidificación del medio, la adición de ácido sulfúrico, o bien, el empleo de ácido clorhídrico lo cual es menos común (Bernal, 1997).

### Uso

Se han buscado soluciones a la problemática planteada por las vinazas, ya que se tiene en todas las industrias de bebidas espirituosas (ron, tequila, brandy, etc.), independientemente de la fuente de azúcares. Por su composición y el alto contenido de materia orgánica disuelta, crean problemas ambientales en el entorno donde son arrojadas (suelo o agua) (Durán de Bazúa *et al.*, 1988; Durán de Bazúa, 1994).

### Como alimento

La utilización de subproductos derivados de la industria azucarera para la alimentación animal representa una buena alternativa tanto para reducir los costos de producción por concepto de alimento, como para hacer más eficiente la utilización de otros nutrimentos por el animal (García *et al.*, 1991).

La producción de alcohol etílico por vía fermentativa ha experimentado un explosivo desarrollo en los últimos años, debido a la crisis energética, y la legislación de protección al ambiente cada vez se hace más estricta en la mayoría de los países, el uso de las vinazas en la alimentación animal podría llegar a ser una alternativa que puede cobrar mayor interés en el futuro. Una opción de tratamiento de las vinazas es su evaporación para llevarla a un contenido de sólidos del 60% para ser ofrecida como "vinaza concentrada", la cual podría ser usada como suplemento alimenticio para rumiantes (Chará y Suárez, 1993).

### Como fertilizante

Las vinazas contienen una composición que desde el punto de vista fisicoquímico y biológico permite su utilización como mejoradores de suelo o fertilizante. Entre los elementos que poseen son el calcio, magnesio, nitrógeno, fósforo y potasio. Este producto es un excelente acondicionador de terrenos. Además, ayuda a la recuperación de los suelos que han perdido sus atributos por acción de las sales (Arana, 1996).

La vinaza concentrada a 60-65 % de sólidos, se puede utilizar como combustible en una caldera generadora de vapor, pudiéndose recuperar la suficiente energía para justificar la inversión y devolver valiosas sustancias orgánicas al suelo en forma de cenizas, las cuales actúan como mejoradores del suelo (Rodríguez *et al.*, 1995).

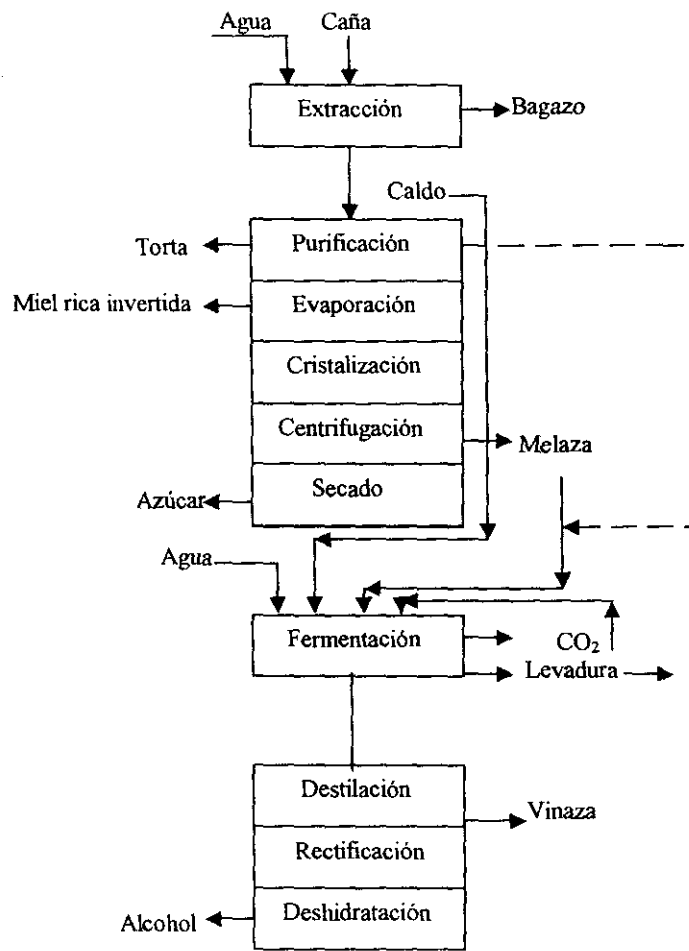
En la Facultad de Química de la UNAM, se estudia el uso de las vinazas, tratadas o diluidas, como aguas para riego en un proyecto multidisciplinario entre dependencias de la propia UNAM y de otros centros de investigación (privados y públicos) verificando mediante estudios edafológicos su efecto en diferentes tipos de suelos (Durán de Bazúa, 1994).

## **Tratamiento**

### Tratamiento biológico

Una opción es el uso de sistemas de tratamiento biológico de aguas residuales acoplados en serie, tanto anaerobios como aerobios. Estos sistemas generan como subproductos: biogás y biomasa a partir de la materia orgánica disuelta en las vinazas, por lo que el contenido de materia orgánica presente en ellas se reduce y, por ende, su carga contaminante también baja drásticamente (Durán de Bazúa *et al.*, 1988).

Existen diversos trabajos sobre pruebas para el tratamiento biológico de las vinazas, orientados al estudio fisicoquímico de los sistemas encontrándose resultados alentadores, principalmente cuando se emplea una secuencia de tratamiento anaerobio-aerobio, siendo el reactor de biodiscos el más recomendable para la fase aerobia (Durán de Bazúa *et al.*, 1988, 1990, 1997 y Durán de Bazúa, 1994; Bernal *et al.*, 1995; Bernal, 1997; Zámamo-Pérez *et al.*, 1991; Zamudio *et al.*, 1993) y (Luna-Pabello, 1993) único trabajo donde se realiza un estudio fisicoquímico y microbiológico.



**Figura 1.** Diagrama simplificado de producción simultánea de azúcar, alcohol, miel rica invertida y subproductos (tomado de Zámamo-Pérez *et al.*, 1991)

## 3. FUNDAMENTACIÓN

### 3.1. Características de las aguas residuales

La naturaleza de las características físicas, químicas y biológicas de las aguas residuales son importantes para el diseño, construcción y operación de un sistema de tratamiento de tipo biológico. Los análisis realizados a las aguas residuales pueden clasificarse en físicos, químicos y biológicos. Estos análisis varían desde determinaciones químicas cuantitativas, hasta determinaciones cualitativas biológicas y físicas. Además, muchos de los parámetros están estrechamente interrelacionados entre sí (Metcalf y Eddy, 1991).

#### Características físicas

La característica física más importante del agua residual es su contenido total de sólidos, el cual está compuesto por materia flotante y materia en suspensión, en dispersión coloidal y en disolución. Otras características físicas son la temperatura, color y olor.

#### Sólidos

Los sólidos totales del agua residual provienen del agua de abastecimiento de uso industrial y doméstico, y del agua de infiltración de pozos y aguas subterráneas. Analíticamente, el contenido total de sólidos de una agua residual se define como toda la materia que queda como residuo de evaporación a 103-105 °C. Los sólidos totales o residuo de evaporación, pueden clasificarse como sólidos suspendidos y sólidos filtrables. La fracción de sólidos suspendidos incluye los sólidos sedimentables, que son una medida aproximada de la cantidad de lodo que se eliminará por sedimentación. La fracción de sólidos filtrables se compone de sólidos coloidales y disueltos. Los sólidos coloidales son partículas con un diámetro aproximado entre  $10^{-3}$  y  $1 \mu\text{m}$ . Los sólidos disueltos son moléculas orgánicas e inorgánicas; así como iones que se encuentran en disolución, en el agua. Los términos sólidos suspendidos volátiles y sólidos suspendidos fijos se refieren, al contenido orgánico (mineral) de los sólidos suspendidos. El análisis de los sólidos volátiles se aplica frecuentemente a los lodos del agua residual para medir su estabilidad biológica.

#### Temperatura

La temperatura del agua es un parámetro muy importante por su efecto en la vida acuática, en las reacciones químicas y velocidades de reacción, y en la aplicación del agua en diferentes usos. Normalmente, las medidas de temperatura pueden realizarse con cualquier termómetro Celsius de mercurio. La lectura de cifras de temperatura permite conocer la variación o estabilidad de la temperatura, lo cual dependiendo de los valores registrados, permitiría explicar posibles cambios en el comportamiento depurador del reactor asociados con la actividad degradadora de los microorganismos.



## Características químicas

### Materia orgánica

En una agua residual de concentración media, un 75% de sólidos suspendidos y un 40% de los sólidos filtrables son de naturaleza orgánica. Los principales grupos de sustancias orgánicas encontradas en el agua residual son las proteínas (40-60 %), carbohidratos (25-50 %), grasas y aceites (10%).

### Contenido orgánico

En el transcurso de los años se han ido desarrollando una serie de métodos para determinar el contenido orgánico de las aguas residuales. Los métodos de laboratorio más usados son el de la demanda bioquímica de oxígeno (DBO), demanda química de oxígeno (DQO) y carbono orgánico total (COT).

### DBO

Demanda bioquímica de oxígeno (DBO), siendo el parámetro de contaminación orgánica más utilizado y aplicable a las aguas residuales y superficiales la DBO a los 5 días (DBO<sub>5</sub>). Supone esta determinación la medida del oxígeno disuelto utilizado por los microorganismos en la oxidación bioquímica de materia orgánica a 20°C. La oxidación bioquímica es un proceso lento, en un periodo de 20 días la oxidación se ha completado en un 95-99 % y en el plazo de cinco días, la oxidación se ha efectuado en un 60-70 %.

### DQO

Demanda química de oxígeno (DQO), es una medida de toda la materia presente en disolución y/o suspendida que puede ser químicamente oxidada en un medio ácido por un fuerte oxidante como el permanganato o el dicromato y se mide como miligramos de oxígeno equivalentes a la fracción orgánica disuelta y/o suspendida por litro de disolución. La DQO de una agua residual es, por lo general mayor que la DBO porque es mayor el número de compuestos que pueden oxidarse por vía química que biológicamente.

### OD

Oxígeno disuelto (OD), los niveles de oxígeno disuelto en aguas naturales y residuales dependen de la actividad física, química y biológica del sistema de aguas. El análisis de OD es una prueba clave en la contaminación del agua y control del proceso de tratamiento de aguas residuales.

### pH

La concentración del ión hidrógeno es un parámetro importante de calidad de las aguas naturales y residuales. El agua residual con una concentración adversa de ión hidrógeno es difícil de tratar por medios biológicos y si la concentración no se altera antes de la descarga, el efluente puede alterar la concentración de las aguas naturales.

### **Características biológicas**

Generalmente, en un cuerpo de agua se inicia la sucesión de microorganismos con las bacterias, luego se desarrollan pequeños flagelados que las consumen, ambos grupos se desarrollan en concentraciones altas de materia orgánica (baja concentración de oxígeno y acidez). Los flagelados reducen la población de bacterias, disminuyendo la demanda por el oxígeno y con ello se produce un cuerpo de agua más oxigenado. Al disminuir las restricciones fisiológicas para los microorganismos entonces la comunidad se vuelve más diversa. Se desarrollan los ciliados que se alimentan de bacterias, algas, hongos, otros ciliados y materia orgánica, posteriormente se presentan los rotíferos que consumen bacterias, protozoos, otros rotíferos y materia orgánica. Después se desarrollan los nemátodos cuya alimentación está basada en bacterias y protozoos (Patterson y Hedly, 1992).

De acuerdo con Fernández Galiano (1985), las relaciones entre los microorganismos (particularmente los ciliados) y la contaminación del agua se pueden considerar bajo los siguientes cuatro aspectos:

1. Los microorganismos como contaminantes, ya sea de tipo patógeno o en la eutricación cuerpos de agua naturales y artificiales.
2. Los microorganismos como descontaminantes, en la depuración de aguas residuales, cuerpos acuáticos naturales y del agua para uso humano.
3. Cambios en la estructura de la comunidad de microorganismos inducidos por la contaminación, particularmente los referentes a su diversidad (riqueza de especies y abundancia específica).
4. Parámetros microbiológicos de la contaminación, su uso como indicadores en la evaluación de la calidad del agua (p. ej. saprobiedad y sanidad).

Frecuentemente, las unidades de tratamiento biológico se componen de poblaciones mezcladas e interrelacionadas en las que cada microorganismo del sistema tiene su propia curva de crecimiento. La posición y forma de una curva de crecimiento en el sistema en función del tiempo depende de las condiciones ambientales prevalecientes (Metcalf y Eddy, 1991).

Las bacterias, hongos, algas, protozoos, crustáceos y virus son importantes, en el tratamiento de aguas residuales (Ramírez, 1992). En este sentido, se debe tener conocimiento de los microorganismos que se encuentran en las aguas superficiales y residuales, así como aquellos que intervienen en el tratamiento biológico. Asimismo, es importante conocer a los organismos utilizados o potencialmente útiles como indicadores de contaminación (Metcalf y Eddy, 1991). Actualmente, los estudios están enfocados al papel que juegan las comunidades de microorganismos como tales, más que el de determinadas especies en particular.

### 3.2. Tratamiento de aguas residuales

En el diseño de plantas de tratamiento de aguas se tiende a caer en esquemas tradicionales como si se les pudiera aplicar a cualquier tipo de descargas y el uso del agua reacondicionada fuese similar en todos los casos; hoy día es imprescindible orientar los diseños hacia una optimización en función de su propia operación (Arredondo *et al.*, 1994).

El grado de tratamiento aplicado a una agua residual depende de la pureza requerida. Los procesos de tratamiento se agrupan en tres grandes grupos: procesos de tratamiento primario, secundario y terciario (Metcalf y Eddy, 1991).

**Tratamiento primario.** Típicamente es usado para la remoción de sólidos suspendidos y materiales flotantes; acondiciona el agua para un tratamiento secundario de tipo biológico. Algunos de los procesos usados son: sedimentación, flotación y neutralización.

**Tratamiento secundario.** Básicamente se emplea para la eliminación de compuestos disueltos a través de su biotransformación a sólidos suspendidos. Algunos de los procesos usados son: lodos activados, reactores de discos, reactores anaerobios de lecho de lodos.

**Tratamiento terciario.** Estos sistemas se usan para dar pulimento a las aguas procedentes de tratamientos previos. Algunos de los procesos usados son: precipitación y coagulación, cloración y ozonación.

El tratamiento de las aguas residuales se ha convertido en una necesidad de primer orden debido a la escasez de este elemento vital y a la necesidad de mantener el entorno en condiciones salubres. Principalmente, se han empleado los sistemas biológicos para eliminar el material contaminante presente en las aguas residuales ya que prácticamente todos los efluentes líquidos contienen una parte considerable de material orgánico biodegradable y estos sistemas son los menos costosos (Luna Pabello, 1991).

Estos sistemas aerobios y anaerobios se enmarcan en procesos cíclicos (siguiendo los patrones de la naturaleza) y no en procesos lineales (tradicionalmente usados por el hombre desde el descubrimiento del fuego) y que alteran los ecosistemas (Durán de Bazúa, 1994). Las plantas de tratamiento de efluentes líquidos, especialmente las que se basan en sistemas de depuración biológica, son un ejemplo de este ciclo ambiental acelerado (Durán de Bazúa, 1994).

#### **Procesos de tratamiento secundario o biológico**

Como se mencionó anteriormente, el objetivo de dar tratamiento biológico al agua residual es la coagulación y eliminación de los sólidos coloidales no sedimentables y la estabilización de la materia orgánica. En la mayoría de los casos, el agua residual puede ser tratada biológicamente, a efecto de conseguir un control ambiental adecuado. En general, en el tratamiento biológico, se realiza una transferencia de la materia orgánica del agua residual hacia la película o flóculo microbiano mediante contacto interfacial, adsorción y/o absorción. La metabolización de la materia orgánica permite la obtención de la energía requerida por los microorganismos para su metabolismo basal y su reproducción.

Se sabe que en la degradación de la materia orgánica intervienen organismos como bacterias, algas, hongos, protozoos, rotíferos y nemátodos. Estos se encargan de transformar porciones considerables de materia orgánica en gases ( $\text{CO}_2$ ,  $\text{NH}_3$ ,  $\text{CH}_4$  y  $\text{H}_2\text{S}$ ) y células (lodos biológicos) que pueden separarse del agua, logrando así la depuración de las mismas. En los sistemas biológicos se presentan microorganismos que se interrelacionan, cada especie tiene su propia curva de crecimiento, la cual depende de las condiciones propias del sistema como son pH, temperatura, aireación o anaerobiosis y disposición de nutrientes.

Es posible clasificar los procesos biológicos, según la dependencia o no del oxígeno por parte de los microorganismos responsables del tratamiento de los residuos orgánicos. De acuerdo con lo anterior, existen procesos aerobios en los que hay oxígeno molecular libre disuelto (participan microorganismos aerobios y facultativos); procesos anaerobios en ausencia completa de oxígeno (se presentan microorganismos anaerobios y facultativos) y procesos anóxicos, en donde el oxígeno está disponible pero en compuestos como nitritos o sulfatos, los cuales actúan como aceptores finales de electrones (Metcalf y Eddy, 1991).

#### Sistemas anaerobios

La evolución de la tecnología anaerobia ha dado lugar a tres generaciones de reactores. La primera comprende aquellos procesos en donde la biomasa se encuentra en suspensión; en los de segunda generación, los microorganismos son retenidos en el reactor, ya sea al suministrarles un soporte para que se adhieran en forma de biopelícula, o bien por medio de su sedimentación; los reactores de tercera generación tienen también los microorganismos en forma de biopelícula pero el soporte se expande o fluidifica con altas velocidades de flujo (Noyola-Robles, 1992).

### Reactor anaerobio de lecho de lodos de flujo ascendente (RALLFA)

Corresponde a Lettinga *et al* (1980) el desarrollo de este reactor que por su simplicidad se ha difundido en varios países. Su gran ventaja consiste en que no requiere de ningún tipo de soporte para retener la biomasa, lo que implica un ahorro importante. Su principio de funcionamiento se basa en la buena sedimentación de la biomasa producida dentro del reactor, la cual se aglomera en forma de granos o "pellets" hasta de 5 mm de diámetro. Estos granos cuentan además con una actividad metanogénica muy elevada lo que explica los buenos resultados del proceso. El reactor es de flujo ascendente y en la parte superior cuenta con un sistema de separación gas-líquido-sólido, el cual evita la salida de sólidos suspendidos en el efluente y favorece la evacuación del gas y la decantación de los flóculos que eventualmente llegan a la parte superior del reactor (Noyola-Robles, 1992).

Los sistemas anaerobios deben de estar perfectamente herméticos para evitar la entrada de aire al reactor y para poder coleccionar los gases generados. Dependiendo de las necesidades los gases generados, conocidos como biogás, pueden ser incinerados directamente o sometidos a un tratamiento posterior para emplearlos como combustible en otros procesos. El pH es un parámetro importante en el metabolismo de las bacterias metanogénicas (6.7-7.4). Sin embargo, si el pH baja a pesar del efecto de los bicarbonatos, la producción de metano decrece. Otro factor importante para la anaerobiosis es la temperatura. La digestión mesofílica se realiza en forma óptima a los 35°C, mientras que la digestión termofílica lo hace entre los 35 y los 55°C. Los digestores anaerobios pueden encontrarse a nivel industrial en sistemas para el tratamiento de aguas residuales de la industria alimentaria o bebidas espirituosas. La razón de que se usen para este tipo de efluentes es la alta concentración de materia orgánica presente en ellos (Durán de Bazúa, 1994).

### Sistemas aerobios

Los procesos biológicos aerobios utilizados para depurar aguas residuales, como los anaerobios, se dividen en función a la forma en como se encuentra la biomasa dentro de ellos (Metcalf y Eddy, 1991).

Los sistemas de biopelícula son usados cuando la disponibilidad de espacio es muy reducida o cuando las características de las aguas residuales los hacen deseables. En ellos, los microorganismos se encuentran fijos en un soporte inerte y, aunque se consideran sistemas discontinuos por la acumulación de microorganismos sobre el soporte, en la práctica puede decirse que son homogéneos ya que por diferentes mecanismos, la biopelícula se va desprendiendo en forma continua y mantienen un espesor constante. Existen variaciones dependiendo del tipo de soporte. Aunque la mayor parte de los microorganismos que forman la biopelícula son aerobios, los que se encuentran inmediatamente después del soporte (y por tanto más alejados de la película de aire) son anaerobios (Norouzian, 1984; Kinner y Curds, 1987).

### 3.3. Degradación de materia orgánica en condiciones aerobias

El método más eficiente para reducir el contenido de materia orgánica biodegradable de las aguas residuales es un tratamiento biológico aerobio, debido a que la velocidad de reacción de estos microorganismos es mayor que la de los anaerobios. Parte de la materia orgánica que se utiliza para generar energía es convertida en productos finales estables ( $\text{CO}_2$ ,  $\text{H}_2\text{O}$ ,  $\text{NH}_3$ , etc.), el resto es transformada en productos celulares.

Las moléculas contaminantes se pueden clasificar en dos grandes grupos:

**Moléculas biodegradables:** son aquellas que biológicamente son transformadas de una forma orgánica a otra, una sustancia inócua puede convertirse en tóxica o una sustancia de rápida metabolización puede transformarse en una de difícil metabolización.

**Moléculas persistentes o recalcitrantes:** son moléculas orgánicas que expuestas a la actividad microbiana, no presentan ninguna alteración. Las persistentes no son biodegradables bajo ciertas condiciones específicas y las recalcitrantes no son transformadas biológicamente en forma absoluta (Grady, 1985 en Bernal, 1997)

#### Microbiología y bioquímica aerobia

Las aguas residuales contienen una amplia variedad de microorganismos que forman un sistema ecológico balanceado. Por ello, es importante conocer los principios básicos de la microbiología para así comprender su participación dentro del proceso de depuración del agua residual. Para garantizar el óptimo crecimiento de un microorganismo, éste debe tener una fuente constante de carbón y energía (nutrimentos). Elementos como el nitrógeno, fósforo y pequeñas cantidades de azufre, calcio y magnesio deben estar disponibles en el agua. Las fuentes utilizadas para sintetizar tejido celular son el bióxido de carbono y el carbón presentes en la materia orgánica. Si un organismo utiliza  $\text{CO}_2$  (carbón inorgánico) como fuente de carbono, es llamado autótrofo y si utiliza carbón orgánico es nombrado heterótrofo (Moreno *et al.*, 1993 en Bernal, 1997).

#### Oxidación biológica

Cuando el material orgánico es transformado fundamentalmente a bióxido de carbono, agua y a sus formas inorgánicas más oxidadas de la materia, se dice que es mineralizado. A este proceso se le llama oxidación biológica. Las necesidades de oxígeno de un microorganismo refleja la forma por la cual obtiene su energía. Los microorganismos aerobios estrictos la obtiene de procesos que requieren oxígeno molecular y sólo se desarrollan si se presenta una determinada concentración de oxígeno disuelto en el medio acuoso, convencionalmente más de 1.5 mg/L (Durán de Bazúa, 1994).

### 3.4. Microorganismos depuradores

Los grupos de microorganismos con más frecuencia citados en estudios de tratamiento biológico de aguas residuales, en primer término son las bacterias ya que tienen una gran participación en el proceso depurativo, tanto por su función como por su número. La mayoría de los protozoos (ciliados, flagelados y amibas) son organismos que consumen bacterias y remueven materia orgánica disuelta. En cuanto a los micrometazoos (rotíferos y nemátodos), también tienen participación en el proceso depurativo pero en menor grado (Kinner y Curds, 1987, Kinner *et al.*, 1988).

Los principales grupos de microorganismos que intervienen en el tratamiento biológico son:

#### Bacterias

Son organismos unicelulares, eucariontes, microscópicos cuyo tamaño varía de 0.5 a 6  $\mu\text{m}$ , se alimentan de material orgánico e inorgánico soluble. Se les puede clasificar de acuerdo a la temperatura en la que desarrollan, en criófilas a una temperatura de 12-18°C; mesófilas de 25-40 °C y termófilas en una de 55-65 °C (Ramírez, 1992).

Como grupo son los seres vivos más resistentes. Pueden sobrevivir durante años a temperaturas muy bajas o incluso superar la congelación total. Algunas habitan en manantiales hirvientes y otras sobreviven, incluso, en ácidos calientes (Margulis y Schwartz, 1981).

En el tratamiento biológico de las aguas residuales, las bacterias heterótrofas constituyen, en general, el grupo más importante, por su necesidad de compuestos orgánicos para el carbono celular. Las bacterias autótrofas pueden dividirse, a su vez, en aerobias, anaerobias o facultativas, según su necesidad de oxígeno (Metcalf y Eddy, 1991).

La función de las bacterias en el tratamiento de aguas residuales es la remoción de materia orgánica disuelta. Grupo considerado como el principal depurador del líquido residual (Kinner, 1984 en Luna-Pabello *et al.*, 1994).

#### Hongos

Son organismos eucariontes, heterótrofos, su alimento lo absorben y tienen la capacidad de sobrevivir en pH muy bajos y poco nitrógeno que los hace muy importantes en el tratamiento de algunas aguas residuales industriales y en la formación de composta a partir de residuos sólidos orgánicos (Metcalf y Eddy, 1991, Ramírez, 1992).

Los hongos son importantes porque junto con las bacterias degradan la materia orgánica compleja proporcionando alimento a los microorganismos que se desarrollan en las últimas etapas tales como protozoos, rotíferos y nemátodos (Kinner, 1984 en Luna-Pabello *et al.*, 1994).

## Algas

Las algas son microorganismos eucariontes, autotótrofos, fotosintéticos, los compuestos inorgánicos como el bióxido de carbono y agua, son la fuente para sintetizar alimento (compuestos orgánicos) con lo que se libera oxígeno (Ramírez, 1992). Para que un estanque de oxidación aerobio o facultativo funcione eficazmente, es imprescindible que las algas proporcionen oxígeno (Metcalf y Eddy, 1991).

## Protozoos

Los protozoos son organismos unicelulares eucariontes. Su tamaño oscila de 10  $\mu\text{m}$  a 3 mm y pueden ser solitarios o coloniales (Luna-Pabello *et al.*, 1994).

Habitan en cualquier sitio donde exista humedad: suelo, agua y aire. Son muy numerosos cuando se encuentran en las aguas oceánicas formando parte del plancton. Algunas formas habitan dentro y fuera de otros seres vivos (López-Ochoterena, 1996).

Los protozoos, actúan como purificadores de los efluentes de procesos biológicos de tratamiento de aguas residuales al consumir bacterias y partículas orgánicas (Metcalf y Eddy, 1991). Los protozoos y metazoos son importantes al reducir la turbidez causada por las bacterias. Además pueden ser utilizados como indicadores de la calidad del efluente (Kinner y Curds, 1987; Kinner *et al.*, 1988).

De manera especial, los ciliados ejercen control biológico sobre las poblaciones de bacterias, lo cual ha sido corroborado en sistemas de tratamiento biológico de aguas residuales como los de tipo lodos activados (Curds *et al.*, 1968 en Salvadó *et al.*, 1995), reflejándose en una mejoría de la calidad del efluente (Curds, 1982, 1993, en Salvadó *et al.*, 1995). También se relacionan con el decremento en los valores de la DBO (Al-Shahwani y Horan, 1991).

## Rotíferos

Los rotíferos son organismos eucariontes pluricelulares, micrometazoos, pseudocelomados, heterótrofos. Su tamaño (0.04-2 mm). Son los más abundantes y cosmopolitas del zooplancton de agua dulce, los rotíferos de vida libre se alimentan de bacterias, protozoos, otros rotíferos y materia orgánica disuelta (Margulis y Schwartz, 1981).

Su presencia en un efluente indica un proceso de purificación biológico aerobio muy eficiente, es decir bajas concentraciones de materia orgánica disuelta (Metcalf y Eddy, 1991).

Algunas características de los rotíferos, tal es como su explotación oportunista de ambientes y su relativa incapacidad para responder aún a pequeños cambios en su entorno, pueden hacer de ellos especies indicadoras de calidad de la agua (Torreblanca, 1992).

Estos microorganismos son de interés particular debido a su tamaño, su abundancia y distribución en un determinado volumen de agua permite inferir al menos en ríos y lagos condiciones de calidad relativamente aceptables (baja contaminación orgánica y presencia de oxígeno disuelto).



## Nemátodos

Los nemátodos son organismos eucariontes pluricelulares, micrometazoos, pseudocelomados, heterótrofos. El tamaño de estos organismos es generalmente de algunos mm. Los de vida libre se alimentan de bacterias, levaduras, microalgas y protozoos, mientras que los parásitos succionan los líquidos celulares. Los nemátodos tienen una distribución amplia en medios acuáticos y terrestres, sin embargo en algunos sistemas de depuración de aguas residuales su taxonomía, ecología e importancia funcional es poco conocida (APHA, 1992).

En sistemas de lodos activados, los metazoos, presentan una mínima participación en la depuración. No obstante, en filtros percoladores, donde pueden desarrollarse grandes poblaciones de nemátodos, su papel puede ser significativo, incidiendo directamente sobre la estructura y consistencia de la biopelícula (Norouziuan, 1984; Torreblanca, 1992). Frecuentemente se asocian con altos tiempos de residencia celular y no es clara su relación con parámetros como materia orgánica y oxígeno disuelto.

### 3.5. Evaluación biológica

La calidad del agua afecta a las poblaciones nativas de organismos acuáticos, en cuanto a su abundancia, diversidad, productividad y fisiología. Por ello, la naturaleza y desarrollo de las comunidades acuáticas son una expresión de la calidad del agua. Entre los métodos biológicos utilizados para evaluar esa calidad, se incluyen la obtención, recuento e identificación de organismos acuáticos; medida de la biomasa; determinación de las tasas de actividad metabólica; medida de la toxicidad, bioacumulación de contaminantes y procesado e interpretación de los datos biológicos

La información obtenida con ese tipo de determinaciones puede servir para uno o más de los fines siguientes (APHA, 1992):

1. Para explicar la causa del color y turbidez, y la presencia de olores desagradables, sabores y partículas visibles en el agua.
2. Ayudar en la interpretación de los análisis químicos, relacionando, por ejemplo, la presencia o ausencia de algunas formas biológicas cuando existe déficit o sobresaturación de oxígeno en el agua.
3. Identificar el punto de mezcla de dos corrientes de agua de diferente calidad.
4. Explicar la obstrucción de conducciones, mallas o filtros, y aportar datos útiles para el diseño y funcionamiento de las plantas de tratamiento de aguas naturales contaminadas y residuales.
5. Determinar los tiempos óptimos para tratamiento de aguas superficiales con alguicidas y controlar su eficacia.
6. Determinar la eficiencia de las fases de tratamiento del agua potable y establecer la dosis adecuada de cloro dentro de una planta de tratamiento, ya que esa dosis está relacionada con los

materiales orgánicos del agua.

7. Identificar la naturaleza, alcance y efectos biológicos de la contaminación.
8. Identificar el curso de la autopurificación en cuerpos acuáticos naturales o artificiales.
9. Contribuir a explicar el mecanismo de los métodos de tratamiento biológico de aguas residuales, y servir de parámetro de evaluación del porcentaje de eliminación de materia orgánica.
10. Aportar información para determinar el estado de calidad depuradora de procesos unitarios en una planta de tratamiento de aguas residuales.
11. Documentar la variabilidad a corto y largo plazo de la calidad del agua, debida a fenómenos naturales y/o actividades humanas.
12. Proporcionar de manera regular datos sobre la calidad del agua en un sistema acuático.

Es factible, por métodos biológicos directos, evaluar la calidad del agua en tratamiento y tratada (eficiencia depuradora del sistema), así como de las condiciones prevalecientes en un determinado sistema de tratamiento. La evaluación biológica puede realizarse, ya sea a partir del conocimiento de la estructura de la comunidad de organismos que proliferan en el sistema de tratamiento, o bien, mediante la detección de las principales especies de ciliados indicadores catalogados en el Sistema Saprobio (Luna-Pabello *et al.*, 1994). Pueden ser usados como organismos indicadores del grado de contaminación orgánica de un cuerpo de agua (Kinner y Curds, 1987 y Kinner *et al.*, 1988). Los ciliados su amplia diversidad y la estructura de su comunidad, permiten determinar ciertas características en los tratamientos biológicos como son la cantidad de lodo (Madoni y Ghetti, 1981 en Salvadó *et al.*, 1995), carga orgánica (Curds y Cocbourn, 1970 en Salvadó *et al.*, 1995), tiempo medio de residencia celular (Salvadó, 1994 en Salvadó *et al.*, 1995) y calidad biológica del lodo (Madoni, 1994 en Salvadó *et al.*, 1995).

### **3.6. Información básica sobre RBRs**

#### **3.6.1. Reactor biológico rotatorio (RBR)**

Conocido como reactor de biodiscos, fue creado en Alemania a principios de siglo. Sin embargo, debido a que los discos eran de madera los reactores no tuvieron éxito. En los años sesentas, resurge este sistema en la República Federal de Alemania y su homólogo en Estados Unidos de América. Un reactor biológico rotatorio (RBR), consta de una serie de discos de diámetro variable. Los discos se encuentran acoplados a un eje que gira a velocidad constante y junto con los discos, se encuentran montados en un tanque; de tal forma que el 40% de la superficie de los discos está sumergida en el agua residual que se desea tratar.

Sobre la superficie de los discos se desarrolla una película biológica, que realiza la remoción del material orgánico e inorgánico contenido en las aguas residuales. Al girar el tren de discos, se efectúa la transferencia y transporte del oxígeno atmosférico hasta los microorganismos aerobios. Estos sistemas deben trabajar a temperaturas mayores de 13 °C y si las temperaturas son más bajas, los discos deben cubrirse para evitar pérdidas de calor.

La principal ventaja de este sistema es su bajo requerimiento energético ya que, comparado con el sistema de lodos activados, consume un tercio de la energía que este último requiere. Además, puede soportar cambios drásticos en las cargas de alimentación (Metcalf y Eddy, 1991).

#### **3.6.2. Principales variables que afectan al funcionamiento del RBR**

##### **Velocidad de rotación**

La velocidad de transferencia de oxígeno por unidad de superficie de los discos, es favorable con el aumento de las revoluciones por minuto (rpm). Mientras más rpm se tengan, la transferencia de oxígeno será mayor. El contacto de la biomasa con el agua residual aumenta y, aunque la reducción de la DBO es favorecida, hay un límite, ya que si la biopelícula se adelgaza demasiado la eficiencia de depuración se reduce (López, 1992).

##### **Carga orgánica**

Esta es usada como parámetro de diseño en lugar de la carga hidráulica. Al respecto, se debe tener por etapas, la máxima carga orgánica por unidad de área que soporte el sistema, para lograr la máxima eficiencia y evitar así tener áreas subutilizadas en las últimas etapas del reactor ya que contienen menores cantidades de materia orgánica biodegradable (Metcalf y Eddy, 1991).

## Número de etapas

Para la depuración de aguas municipales se ha encontrado mejoría al trabajar con cuatro etapas en lugar de dos, observándose que no existen muchas ventajas en el proceso al utilizar un mayor número de etapas. Una ventaja sería el efecto estabilizador en la consistencia del agua tratada, ya que si hay excesos de cargas orgánicas, éstos se amortiguan en esas cámaras o etapas subsecuentes y la mayor nitrificación de las aguas (Bernal, 1997; Gonzáles y Duque, 1992; López, 1992).

Para el tratamiento de las vinazas, se recomienda la operación del proceso con cuatro etapas pues, aunque no se requiera un control riguroso del contenido de amoníaco en el agua tratada ya que es un residuo carbonoso, la última etapa funciona como un eliminador de turbidez debido a la presencia de organismos depuradores (protozoos, rotíferos y nemátodos) que se alimentan de las partículas (bacterias o sustancia orgánicas) suspendidas en el agua (Zamudio *et al.*, 1993).

### 3.6.3. Ventajas y desventajas de un RBR

#### Ventajas

Adecuado para complementar el tratamiento de efluentes anaerobios, o bien, tratar aguas residuales con bajas cargas orgánicas.

Buen nivel de aireación y mezclado.

Óptima consistencia de los lodos.

No desprende malos olores si se mantiene en condiciones adecuadas el nivel de oxígeno disuelto (Ramírez, 1992).

En el biodisco, la biomasa se adhiere a las superficies plásticas, por lo tanto no es necesaria la recirculación de lodos. Esta característica permite a la vez que este tipo de sistema soporte fuertes fluctuaciones en cuanto al volumen y concentración de aguas contaminadas a tratar. Los problemas de operación que se presentan en el proceso son fáciles de detectar, debido a que se puede hacer una observación visual directa y la toma de muestras se puede hacer en puntos intermedios dentro del reactor (Norouzian, 1984).

El biodisco tiene una mejor respuesta a las sobrecargas orgánicas que puedan presentarse en el reactor, debido al corto tiempo de residencia hidráulico, los organismos adheridos a las superficies de los discos no se desprenden. Las sobrecargas tóxicas afectan solamente a los microorganismos más expuestos, pero la recuperación es rápida y completa (Kinner y Curds, 1987).

Alta capacidad de tratamiento, porque hay una gran población de microorganismos que está en contacto con el agua residual. La remoción de la DBO soluble es de 90% o mayor en aguas residuales domésticas e industriales (Ramírez, 1992).

## Desventajas

El sistema de biodiscos es un proceso relativamente nuevo, en contraste con filtros percoladores o lodos activados. Presenta un mejor desempeño en plantas pequeñas. En ciertas ocasiones, los discos pueden presentar fracturas en su estructura y la ruptura de las flechas de soporte. Esto se debe a que los discos están sujetos a fuerzas de gravedad y fricción continuamente. Para aguas residuales con alto contenido de materia orgánica el oxígeno provisto por la rotación de los discos no es suficiente (Ramírez, 1992).

### 3.6.4. Formación de la película en un RBR

La curva de crecimiento de los microorganismos está estrechamente asociada con las características de la película biológica o biopelícula y puede ser visualizada como una serie de fases: inducción, acumulación y estabilización (Luna-Pabello, 1990).

#### Fase de inducción

Comprende la adsorción de los compuestos orgánicos sobre la superficie húmeda de los discos, mientras éstos se encuentran en contacto, al sumergirse en el líquido por tratar. Se considera que la adsorción de los compuestos orgánicos en la superficie húmeda es un requisito previo para el desarrollo de la película biológica y la consecuente fijación de la biomasa (Norouzian, 1984). Es decir, los microorganismos colonizan la superficie húmeda sólida (formando la matriz gelatinosa microbiana), cuando los nutrientes orgánicos, sales minerales y oxígeno, están disponibles sobre dicha superficie (Pedroza, 1985).

#### Fase de acumulación

Durante esta fase se desarrolla un crecimiento logarítmico de los microorganismos hasta que el soporte esté completamente colonizado, por lo que se observa un periodo de acumulación constante de biomasa. Los substratos disueltos en el agua (oxígeno, materia orgánica y nutrientes inorgánicos) son transportados a través de la película biológica por difusión. A medida que el grosor de la película aumenta se generan zonas anaerobias en los estratos más profundos (Norouzian, 1984).

#### Fase de estabilización o "plateau" (meseta)

En esta fase, el proceso de desprendimiento y producción de biopelícula se encuentra en equilibrio dinámico, con lo que se logra mantener un espesor constante. El mantenimiento del grosor de la biopelícula es el efecto combinado de la reproducción celular y la producción extracelular de polímeros de polisacáridos que mantienen la cohesión de la biomasa. La condición de estabilidad persiste hasta que los nutrientes difundidos a través de la película se terminen. En este momento los microorganismos de las capas basales mueren, la integridad estructural de la base de la película se pierde y ocurre un desprendimiento masivo de biopelícula (Pedroza, 1985).

### **3.7. Sistemas combinados (anaerobios-aerobios)**

Para aguas residuales biodegradables con cargas orgánicas muy elevadas este tipo de sistema resulta idóneo ya que en los reactores anaerobios de alta tasa, sean de cualquier tipo (de digestión, de manto de lodos, empacados o de lecho de fluidizado), la remoción de materia orgánica puede alcanzar hasta un 90% de los sólidos volátiles o de los disueltos.

Un tratamiento posterior con un sistema aerobio de biopelícula garantiza la remoción de la materia orgánica restante y permite separar los lodos generados por sedimentación. Además, este arreglo garantiza la producción de biogás y una generación más modesta de lodos, tanto primarios como secundarios, haciendo su disposición más simple (Durán de Bazúa, 1994).

## **4. OBJETIVOS**

### **4.1. Objetivo general**

Estudiar el comportamiento depurador de un reactor biológico aerobio del tipo RBR alimentado a dos diferentes concentraciones de materia orgánica disuelta medida como DQO (5,000 y 7,000 mg/L) y caracterizar las comunidades de microorganismos eucariontes (protozoos y micrometazoos) prevaletientes.

### **4.2. Objetivos particulares**

Caracterizar fisicoquímicamente las vinazas pretratadas anaerobiamente y almacenarlas en un cuarto frío, para después ser diluidas a 5,000mg DQO/L para la etapa experimental uno y 7,000mg DQO/L para la etapa experimental dos.

Durante las dos etapas experimentales realizar el monitorio de los parámetros fisicoquímicos en el influente, las cuatro cámaras y el efluente del RBR. Los parámetros biológicos serán determinados solamente en las cámaras.

Determinar la duración en semanas para la fase pre-estable y estable de cada etapa experimental.

Con los resultados obtenidos hacer una comparación entre las dos etapas experimentales para conocer el comportamiento depurador del reactor, así como la distribución y abundancia de protozoos y micrometazoos en las cuatro cámaras.

## 5. MATERIALES Y MÉTODOS

### 5.1. Vinazas anaerobias

Primero se caracterizaron las vinazas pretratadas anaerobiamente (Tabla 1) y se almacenaron en un cuarto frío para evitar la biodegradación por microorganismos presentes en la misma agua residual.

Tabla 1. Composición de las vinazas pretratadas anaerobiamente

Parámetro	Valor *
pH	7.1 unidades
Demanda química de oxígeno total (DQO)	40,530
Demanda química de oxígeno soluble (DQO)	33,680
Demanda bioquímica de oxígeno (DBO <sub>5</sub> )	24,710
Sólidos totales (STT)	64,170
Sólidos totales volátiles (STV)	45,710
Sólidos totales fijos (STF)	18,460
Sólidos suspendidos totales (SST)	1,750
Sólidos suspendidos volátiles (SSV)	1,510
Sólidos suspendidos fijos (SSF)	240

Nota: \* Valores expresados en mg/L a menos que se indique otra unidad

### 5.2. Parámetros fisicoquímicos y biológicos evaluados

**Parámetros fisicoquímicos:** Se midió la temperatura, el pH, oxígeno disuelto (OD), la demanda química de oxígeno (DQO), la demanda bioquímica de oxígeno en cinco días (DBO<sub>5</sub>), así como los diferentes tipos de sólidos (totales y suspendidos) en sus tres formas, de acuerdo a lo establecido en los métodos estándares americanos (APHA, 1992).

**Temperatura.** El registro de este parámetro se realizó *in situ* cinco días consecutivos cada 24 horas. Para el registro de la temperatura se utilizó un termómetro de mercurio con una escala de 0 a 100°C.

**pH.** La determinación se hizo *in situ* cinco días consecutivos cada 24 horas. Para el registro se uso un potenciómetro eléctrico con escala de 0 a 14 unidades.

**OD.** La determinación del oxígeno disuelto fue una vez a la semana utilizando un oxímetro eléctrico con escala de 0 a 14mg OD/L.

**DQO.** La determinación de la demanda química de oxígeno se realizó una vez a la semana con un equipo Behr escala de 0 a 1,000mg DQO/L de materia.



DBO. El análisis de demanda bioquímica de oxígeno en cinco días se hizo una vez a la semana con un equipo manométrico HATCH modelo 2,173B, con capacidad para medir de 0 a 500 mg/L de oxígeno disuelto consumido por cada muestra en evaluación.

Sólidos. Los sólidos determinados fueron: sólidos totales (STT), sólidos totales volátiles (STV), sólidos totales fijos (STF) y sólidos suspendidos totales (SST), sólidos suspendidos volátiles (SSV), sólidos suspendidos fijos (SSF). El análisis se hizo una vez a la semana.

Parámetros biológicos: Los parámetros biológicos evaluados fueron la distribución en cámaras (uno, dos tres y cuatro) y abundancia en volumen por grupo de organismos (rotíferos, flagelados, ciliados y nemátodos) presentes en el licor mezclado o agua residual en tratamiento. Para ello se utilizó la técnica de (Lackey, 1938 en APHA, 1992), aplicada en estudios anteriores (Anaya, 1992; Torreblanca, 1992; Luna-Pabello, 1987, 1990 y 1993). Las observaciones se realizaron una vez a la semana.

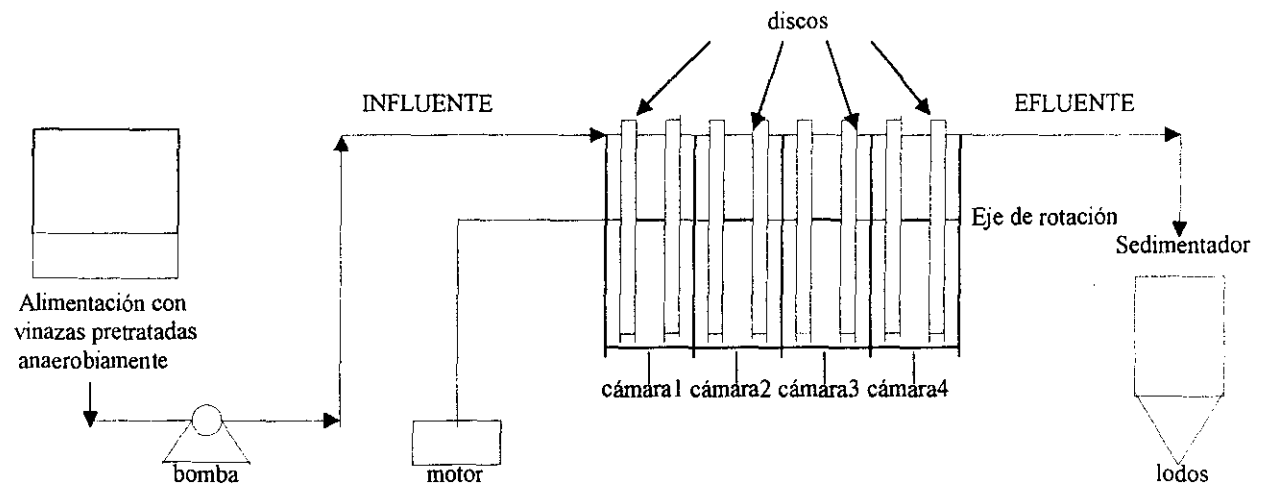
### **5.3. Reactor biológico rotatorio (RBR) experimental descripción y condiciones de operación**

#### **Descripción**

El reactor biológico aerobio de "biodiscos", consta de una tina semicilíndrica de hierro galvanizado. La base del reactor, está dividido en cuatro compartimentos "cámaras", separadas por medio de mamparas de acrílico. Las cámaras se intercomunican mediante un par de ranuras laterales localizadas en la parte superior externa de cada mampara. Cada una de las cámaras tiene un volumen de trabajo de 2L. Además contiene dos discos de 0.3m de diámetro y 3mm de espesor, sumergidos a un 40% de su área total. Los discos están sujetos a un sólo eje de acero inoxidable, el cual es movido a partir de un juego de poleas, acopladas a un motor eléctrico. El motor es de 1/10 HP de capacidad y funciona con corriente directa, proporciona a los biodiscos una velocidad de 25rpm. Una vez que la vinaza ha sido tratada en el sistema, es vertida en el sedimentador secundario, fabricado con acrílico y llave de paso en la parte inferior con una capacidad de 18L (Figura 2).

#### **Condiciones de operación**

Para ambas concentraciones 5,000mg DQO/L etapa experimental uno y 7,000mg DQO/L etapa experimental dos, se operó a temperatura ambiente, se estableció un tiempo de residencia hidráulico, de dos días lo que implica una alimentación de 2.8 mL/min; una velocidad de rotación de los discos de 25 rpm y un volumen de trabajo total de ocho litros. Cada etapa experimental tuvo una duración de ocho semanas, dividida en fase pre-estable (cinco semanas) y fase estable (tres semanas).



**Figura 2.** Diagrama del reactor biológico rotatorio (RBR) experimental no a escala

#### 5.4. Estrategia de trabajo

Las vinazas crudas fueron proporcionadas por un ingenio azucarero/alcoholero ubicado en la población de Cuautlapan, Veracruz, México.

Se uso un reactor biológico rotatorio (RBR) experimental de un volumen de trabajo de 8L, se alimentó con vinazas pretratadas anaerobiamente, provenientes de un reactor anaerobio de lecho de lodos de flujo ascendente (RALLFA) experimental de un volumen de trabajo de 10L.

Primero se caracterizaron físicoquímicamente las vinazas pretratadas anaerobiamente, debido a la fluctuación de la concentración del efluente anaerobio, se optó por recolectar el volumen suficiente y almacenarlo en un cuarto frío para después realizar la experimentación, homogeneizarlo y diluirlo a dos concentraciones, una de ellas a 5,000mg DQO/L y la otra a 7,000mg DQO/L.

La duración de cada etapa experimental fue de ocho semanas, correspondiendo cinco para la fase pre-estable y tres para la fase estable (Figura 3).

Se consideró fase estable cuando el sistema presentó las siguientes características

Cuando la película biológica adherida a los discos se encontraba distribuida homogéneamente, con un grosor constante y además presentaban resistencia al desprendimiento por contacto.

Cuando la diferencia en los valores obtenidos fue menor de +/- 10 %, entonces se consideró que el sistema estaba estable. En las dos etapas experimentales la duración de la fase estable fue de tres semanas.

La evaluación de parámetros físicoquímicos y biológicos seleccionados, se realizó de acuerdo con lo establecido en los métodos estándares americanos (APHA, 1992).

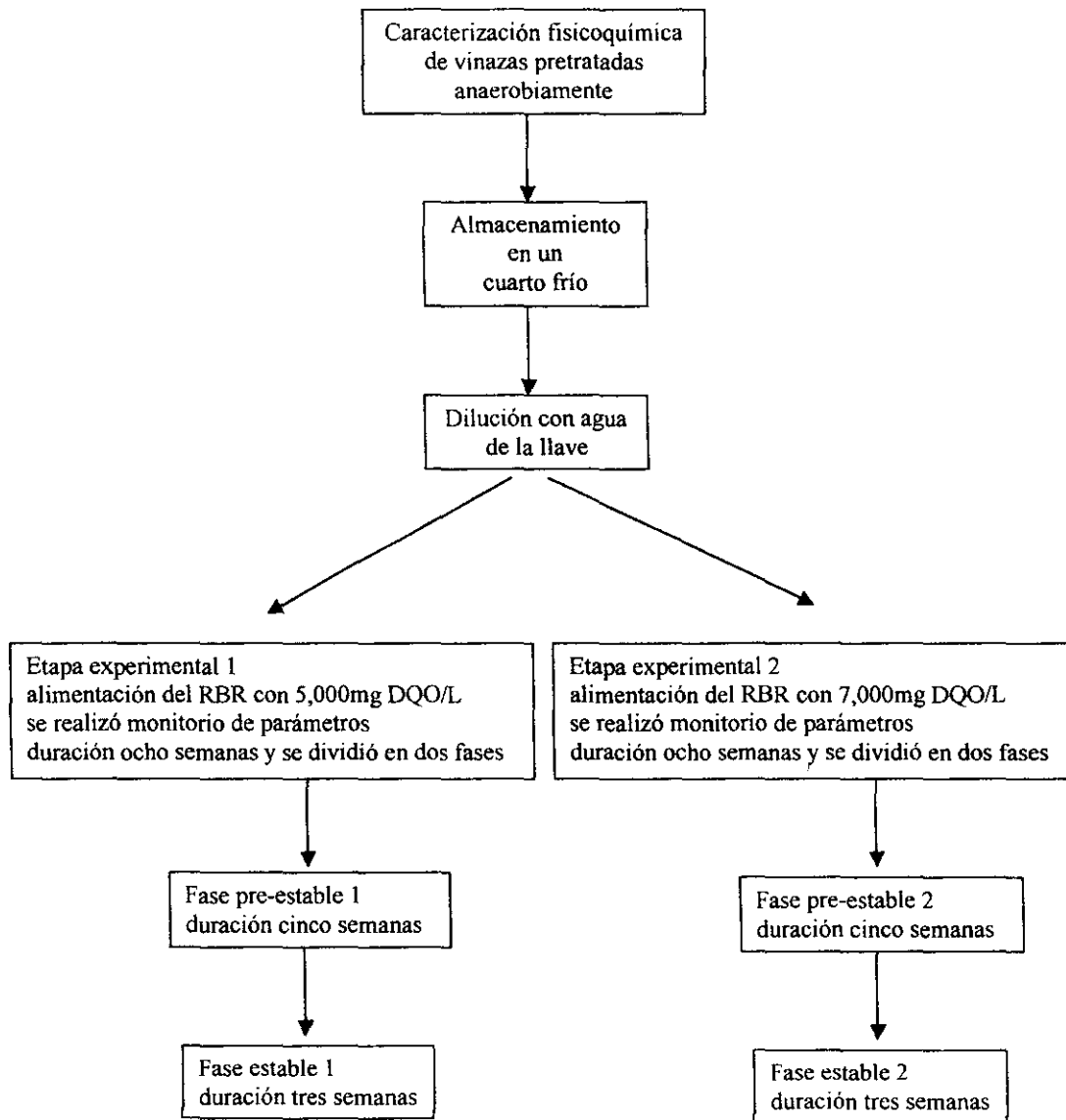


Figura 3. Diagrama de la secuencia de las actividades realizadas en el presente trabajo

## 6. RESULTADOS

### 6.1. Parámetros fisicoquímicos

#### Temperatura (T)

La temperatura promedio registrada durante la fase estable uno fue de  $17.3 \pm 0.5$  °C, mientras que en la fase estable dos fue menor  $15.3 \pm 0.5$  °C (Tabla 2). La diferencia de valores entre ambas fases estables de aproximadamente 2°C.

**Tabla 2.** Valores promedio de temperatura (°C) y desviaciones estándar, obtenidos durante las dos etapas experimentales.

RBR	ETAPA 1		ETAPA 2	
	Fase pre-estable 1	Fase estable 1	Fase pre-estable 2	Fase estable 2
Influyente	$21.2 \pm 0.8$	$21.3 \pm 0.5$	$20.0 \pm 1.0$	$20.3 \pm 0.5$
Cámara 1	$18.8 \pm 0.8$	$18.3 \pm 0.5$	$15.8 \pm 0.8$	$16.3 \pm 0.3$
Cámara 2	$18.0 \pm 0.7$	$17.3 \pm 0.5$	$14.8 \pm 0.8$	$15.3 \pm 0.5$
Cámara 3	$17.6 \pm 0.8$	$17.3 \pm 0.5$	$14.6 \pm 0.5$	$15.3 \pm 0.5$
Cámara 4	$17.4 \pm 0.5$	$17.3 \pm 0.5$	$15.0 \pm 1.0$	$15.3 \pm 0.5$
Efluente	$18.0 \pm 1.0$	$17.3 \pm 0.5$	$15.2 \pm 0.8$	$15.3 \pm 0.5$

Nota: Los valores anotados son el promedio de cinco registros para la fase pre-estable tres para la fase estable.

## pH

Los valores de pH registrados muestran una tendencia básica siendo el máximo valor de  $8.83 \pm 0.05$  unidades en la cámara cuatro de las dos fases estables (Tabla 3).

**Tabla 3.** Valores promedio de pH (unidades) y desviaciones estándar, obtenidos durante las dos etapas experimentales

RBR	ETAPA 1		ETAPA 2	
	Fase pre-estable 1	Fase estable 1	Fase pre-estable 2	Fase estable 2
Influente	$8.24 \pm 0.10$	$8.23 \pm 0.05$	$8.20 \pm 0.10$	$8.13 \pm 0.05$
Cámara 1	$8.44 \pm 0.10$	$8.33 \pm 0.05$	$8.34 \pm 0.10$	$8.33 \pm 0.05$
Cámara 2	$8.76 \pm 0.10$	$8.73 \pm 0.05$	$8.56 \pm 0.10$	$8.53 \pm 0.05$
Cámara 3	$8.80 \pm 0.10$	$8.83 \pm 0.05$	$8.6 \pm 0.30$	$8.73 \pm 0.05$
Cámara 4	$8.80 \pm 0.10$	$8.83 \pm 0.05$	$8.60 \pm 0.30$	$8.83 \pm 0.05$
Efluente	$8.86 \pm 0.10$	$9.03 \pm 0.05$	$8.74 \pm 0.40$	$8.93 \pm 0.05$

Nota: Los valores anotados son el promedio de cinco registros para la fase pre-estable y tres para la fase estable.

## Oxígeno disuelto (OD)

La concentración máxima de oxígeno disuelto en la etapa uno fue de  $4.28 \pm 0.10$  mg/L y en la etapa dos de  $2.50 \pm 0.10$  mg/L (Tabla 4), obteniéndose una diferencia entre los dos valores de 1.78 mg/L.

**Tabla 4.** Valores promedio y desviaciones estándar de OD (mg/L), obtenidos durante las dos etapas experimentales.

RBR	ETAPA 1		ETAPA 2	
	Fase pre-estable 1	Fase estable 1	Fase pre-estable 2	Fase estable 2
Cámara 1	$3.48 \pm 0.10$	$3.43 \pm 0.05$	$1.98 \pm 0.10$	$2.00 \pm 0.00$
Cámara 2	$3.88 \pm 0.10$	$3.83 \pm 0.05$	$2.16 \pm 0.15$	$2.23 \pm 0.05$
Cámara 3	$4.08 \pm 0.10$	$4.00 \pm 0.00$	$2.30 \pm 0.10$	$2.33 \pm 0.05$
Cámara 4	$4.28 \pm 0.10$	$4.23 \pm 0.05$	$2.50 \pm 0.10$	$2.43 \pm 0.05$

Nota: Los valores anotados son el promedio de cinco registros para la fase pre-estable y tres para la fase estable.

### Demanda química de oxígeno (DQO)

Las diferencias entre los valores de DQO, durante las dos fases estables fueron: en la fase estable uno se inicia con  $5\,420 \pm 120$  mg/L de DQO y se termina con  $2\,150 \pm 20$  mg/L de DQO, en tanto que en la fase estable dos fue de  $7\,610 \pm 90$  mg/L de DQO a  $4\,460 \pm 70$  mg/L de DQO, respectivamente (Tabla 5).

**Tabla 5.** Valores promedio y desviaciones estándar de DQO (mg/L), obtenidos durante las dos etapas experimentales.

RBR	ETAPA 1		ETAPA 2	
	Fase pre-estable 1	Fase estable 1	Fase pre-estable 2	Fase estable 2
Influyente	$5420 \pm 120$	$2150 \pm 20$	$7640 \pm 130$	$4460 \pm 70$
Cámara 1	$4830 \pm 110$	$4830 \pm 10$	$6660 \pm 110$	$6650 \pm 80$
Cámara 2	$4160 \pm 60$	$4100 \pm 20$	$6300 \pm 110$	$6250 \pm 90$
Cámara 3	$3120 \pm 60$	$3030 \pm 20$	$5540 \pm 160$	$5500 \pm 100$
Cámara 4	$2380 \pm 90$	$2310 \pm 50$	$4680 \pm 110$	$4670 \pm 80$
Efluente	$2170 \pm 30$	$2150 \pm 20$	$4470 \pm 80$	$4460 \pm 70$

Nota: Los valores anotados son el promedio de cinco registros para la fase pre-estable y tres para la fase estable.

### Remoción de materia orgánica medida como DQO

La remoción en la fase estable uno fue de (60%) y en la fase estable dos (41%), existiendo una diferencia del 19% (Tabla 6).

**Tabla 6.** Valores promedio y desviaciones estándar de remoción de DQO (%), obtenidos durante las dos etapas experimentales.

RBR	ETAPA 1		ETAPA 2	
	Fase pre-estable 1	Fase estable 1	Fase pre-estable 2	Fase Estable 2
Influyente	0	0	0	0
Cámara 1	$10.0 \pm 3.0$	$10.6 \pm 0.5$	$12.0 \pm 1.5$	$12.0 \pm 1.0$
Cámara 2	$22.0 \pm 2.0$	$24.3 \pm 0.5$	$17.0 \pm 2.5$	$17.3 \pm 2.0$
Cámara 3	$42.0 \pm 2.0$	$44.0 \pm 0.5$	$27.0 \pm 1.7$	$27.3 \pm 1.1$
Cámara 4	$55.0 \pm 1.0$	$57.3 \pm 0.5$	$38.0 \pm 1.1$	$38.0 \pm 1.0$
Efluente	$58.0 \pm 2.0$	$60.0 \pm 0.0$	$41.0 \pm 1.4$	$41.0 \pm 1.0$

Nota: Los valores anotados son el promedio de cinco registros para la fase pre-estable y tres para la fase estable.

### Demanda bioquímica de oxígeno en cinco días (DBO<sub>5</sub>)

En la fase estable uno, en el influente se registraron  $2,000 \pm 100$  mg/L y en el efluente  $500 \pm 100$  mg/L de DBO<sub>5</sub>, mientras que en la fase estable dos los valores fueron  $4,000$  mg/L  $\pm 100$  mg/L y  $1,500 \pm 100$  mg/L de DBO<sub>5</sub> (Tabla 7).

**Tabla 7.** Valores promedio y desviaciones estándar de DBO<sub>5</sub> (mg/L) obtenidos durante las dos etapas experimentales.

RBR	ETAPA 1		ETAPA 2	
	Fase pre-estable 1	Fase estable 1	Fase pre-estable 2	Fase estable 2
Influente	2020±130	2000±100	4020±160	4000±100
Cámara 1	1160±110	1000±100	2300±160	2000±100
Cámara 2	1060±110	1000±100	2140±80	2000±100
Cámara 3	1000±100	1000±100	2000±158	2000±100
Cámara 4	640±110	500±100	1700±160	1500±100
Efluente	640±110	500±100	1700±160	1500±100

Nota: Los valores anotados son el promedio de cinco registros para la fase pre-estable y tres para la fase estable.

### Remoción de materia orgánica medida como DBO<sub>5</sub>

La máxima remoción de DBO<sub>5</sub>, se registro en la fase estable uno con 75%, mientras que en la fase estable dos fue de 62%, obteniéndose una diferencia de un 13% (Tabla 8).

**Tabla 8.** Valores promedio y desviaciones estándar de remoción de DBO<sub>5</sub> (%) obtenidos durante las dos etapas experimentales.

RBR	ETAPA 1		ETAPA 2	
	Fase pre-estable 1	Fase estable 1	Fase pre-estable 2	Fase estable 2
Influente	0	0	0	0
Cámara 1	42±5	50±4	43±9	50±4
Cámara 2	47±7	50±4	47±9	50±4
Cámara 3	50±5	50±4	51±7	50±4
Cámara 4	68±3	75±3	58±5	62±3
Efluente	68±3	75±3	58±5	62±3

Nota: Los valores anotados son el promedio de cinco registros para la fase pre-estable y tres para la fase estable.



## Sólidos

Durante las dos etapas experimentales, todas las concentraciones de sólidos disminuyeron conforme las vinazas avanzaban a lo largo del reactor. Obteniéndose los menores valores en el efluente (Tablas 9-12).

**Tabla 9.** Valores promedio y desviaciones estándar de los sólidos (mg/L), obtenidos durante la fase pre-estable uno.

RBR	STT	STV	STF	SST	SSV	SSF
Influyente	6730±80	5550±60	1160±10	860±10	673±10	170±5
Cámara 1	5720±90	4660±80	1150±10	860±10	650±10	160±5
Cámara 2	4740±60	3550±70	1140±5	850±5	640±5	160±5
Cámara 3	3850±40	2470±60	1130±5	830±5	640±5	140±5
Cámara 4	2630±5	1620±50	880±10	660±5	480±5	130±5
Efluente	2310±20	1410±30	870±10	640±5	460±10	130±5

Nota: Los valores anotados son el promedio de cinco registros.

Se obtuvo un decremento en la concentración de los sólidos, presentándose una excepción en los sólidos totales fijos (STF) con el aumento en la cámara 3 de 860 +/- 5 mg/L a 910 +/-5 mg/L (Tabla 10).

**Tabla 10.** Valores promedio y desviaciones estándar de los sólidos (mg/L), obtenidos durante la fase estable uno.

RBR	STT	STV	STF	SST	SSV	SSF
Influyente	6680±50	5560±50	1110±4	760±10	630±5	120±5
Cámara 1	5280±20	4360±30	920±10	660±10	550±5	120±5
Cámara 2	4750±30	3830±10	930±10	570±5	470±5	90±5
Cámara 3	4250±40	3380±60	860±5	460±5	380±5	70±5
Cámara 4	3590±30	2680±10	910±5	430±5	360±5	70±5
Efluente	3370±50	2460±10	910±5	410±5	330±5	80±5

Nota: Los valores anotados son el promedio de tres registros.

Se obtuvo un decremento en la concentración de sólidos a lo largo del reactor, con una excepción en los sólidos totales fijos con el incremento en la cámara tres de  $920 \pm 150$  mg/L a  $1,190$  mg/L  $\pm 90$  mg/L (Tabla 11).

**Tabla 11.** Valores promedio y desviaciones estándar de los sólidos (mg/L), obtenidos durante la fase pre-estable dos.

RBR	STT	STV	STF	SST	SSV	SSF
Influente	$8650 \pm 100$	$7570 \pm 110$	$1080 \pm 30$	$870 \pm 10$	$760 \pm 10$	$110 \pm 5$
Cámara 1	$7600 \pm 80$	$6410 \pm 110$	$1190 \pm 60$	$750 \pm 10$	$650 \pm 10$	$100 \pm 10$
Cámara 2	$6690 \pm 120$	$5590 \pm 100$	$1100 \pm 20$	$660 \pm 10$	$550 \pm 10$	$110 \pm 10$
Cámara 3	$5440 \pm 250$	$4510 \pm 110$	$920 \pm 150$	$560 \pm 10$	$460 \pm 10$	$90 \pm 10$
Cámara 4	$4750 \pm 160$	$3560 \pm 110$	$1190 \pm 90$	$460 \pm 10$	$350 \pm 10$	$100 \pm 5$
Efluente	$4580 \pm 180$	$3430 \pm 220$	$1150 \pm 50$	$450 \pm 10$	$340 \pm 10$	$110 \pm 5$

Nota: Los valores anotados son el promedio de cinco registros.

Se obtuvo un decremento en la mayoría de los sólidos, presentándose dos excepciones una en sólidos totales volátiles (STV) en la cámara cuatro de  $3,570 \pm 70$  mg/L aumenta a  $4,360 \pm 100$  mg/L en el efluente. En la cámara tres los sólidos totales fijos aumentan de  $890 \pm 30$  mg/L a  $1,150 \pm 10$  mg/L en la cámara cuatro (Tabla 12).

**Tabla 12.** Valores promedio y desviaciones estándar de los sólidos (mg/L), obtenidos durante la fase estable dos.

RBR	STT	STV	STF	SST	SSV	SSF
Influente	$9650 \pm 110$	$7590 \pm 120$	$1060 \pm 40$	$870 \pm 10$	$760 \pm 10$	$110 \pm 5$
Cámara 1	$7620 \pm 80$	$6470 \pm 100$	$1150 \pm 20$	$760 \pm 10$	$660 \pm 10$	$100 \pm 5$
Cámara 2	$6670 \pm 60$	$5560 \pm 70$	$1110 \pm 20$	$660 \pm 5$	$550 \pm 10$	$110 \pm 5$
Cámara 3	$5520 \pm 80$	$4530 \pm 80$	$890 \pm 30$	$560 \pm 5$	$410 \pm 5$	$100 \pm 5$
Cámara 4	$4720 \pm 60$	$3570 \pm 70$	$1150 \pm 10$	$460 \pm 5$	$350 \pm 10$	$110 \pm 5$
Efluente	$4590 \pm 90$	$4360 \pm 100$	$1130 \pm 10$	$460 \pm 10$	$340 \pm 5$	$110 \pm 5$

Nota: Los valores anotados son el promedio de tres registros.

## 6.2. Parámetros biológicos

Las observaciones en el microscopio permitieron determinar la presencia de rotíferos representados por el género *Philodina*; en cuanto a flagelados *Bodo* y *Cercomonas*; ciliados de los géneros *Oxytricha*, *Vorticella*, *Cyclidium*, *Colpidium* y *Opercularia*; mientras que los nemátodos del género *Rhobditina* en muestras del licor mezclado o agua en tratamiento. Con los resultados de la cuantificación de estos microorganismos eucariontes se elaboraron tablas, que muestran distribución y abundancia a lo largo del reactor. En las dos etapas experimentales. (Tablas 13-16).

**Tabla 13.** Valores promedio y desviaciones estándar del número de microorganismos eucariontes (microorganismos/mL), cuantificados durante la fase pre-estable uno (5,000mg DQO/L).

RBR	Rotíferos	Flagelados	Ciliados	Nemátodos
Cámara 1	170±30	100±20	70±20	0
Cámara 2	190±30	120±20	90±20	8±4
Cámara 3	210±30	130±30	110±20	10±4
Cámara 4	280±50	160±30	130±20	10±4

Nota: Los valores anotados son el promedio de cinco registros.

El mayor número de microorganismos por mililitro durante las dos etapas experimentales, se registró en la cámara cuatro y durante la fase estable uno, correspondiendo a los rotíferos (360±20), flagelados (210±20), ciliados (180±10) y nematodos (10±0) Tabla 14.

**Tabla 14.** Valores promedio y desviaciones estándar del número de microorganismos eucariontes (microorganismos/mL), cuantificados durante la fase estable uno (5,000mg DQO/L).

RBR	Rotíferos	Flagelados	Ciliados	Nemátodos
Cámara 1	180±10	120±5	90±5	0
Cámara 2	220±20	150±10	120±10	10±0
Cámara 3	260±20	180±10	150±10	10±0
Cámara 4	360±20	210±20	180±10	10±0

Nota: Los valores anotados son el promedio tres registros.

En la etapa experimental dos, disminuyeron las abundancias de microorganismos eucariontes, sin embargo, guardaron el mismo orden los diferentes grupos: rotíferos > flagelados > ciliados > nematodos y en la cámara cuatro se presentaron las máximas abundancias (Tablas 15 y 16).

**Tabla 15.** Valores promedio y desviaciones estándar, del número de microorganismos eucariontes (microorganismos/mL), cuantificados durante la fase pre-estable dos (7,000mg DQO/L).

<b>RBR</b>	<b>Rotíferos</b>	<b>Flagelados</b>	<b>Ciliados</b>	<b>Nemátodos</b>
Cámara 1	70±20	60±10	30±10	0
Cámara 2	80±20	70±20	40±10	6±5
Cámara 3	100±20	90±20	50±10	8±4
Cámara 4	130±30	100±20	70±20	10±4

Nota: Los valores anotados son el promedio de cinco registros.

**Tabla 16.** Valores promedio y desviaciones estándar, del número de microorganismos eucariontes (microorganismos/mL), cuantificados durante la fase estable dos (7,000mg DQO/L).

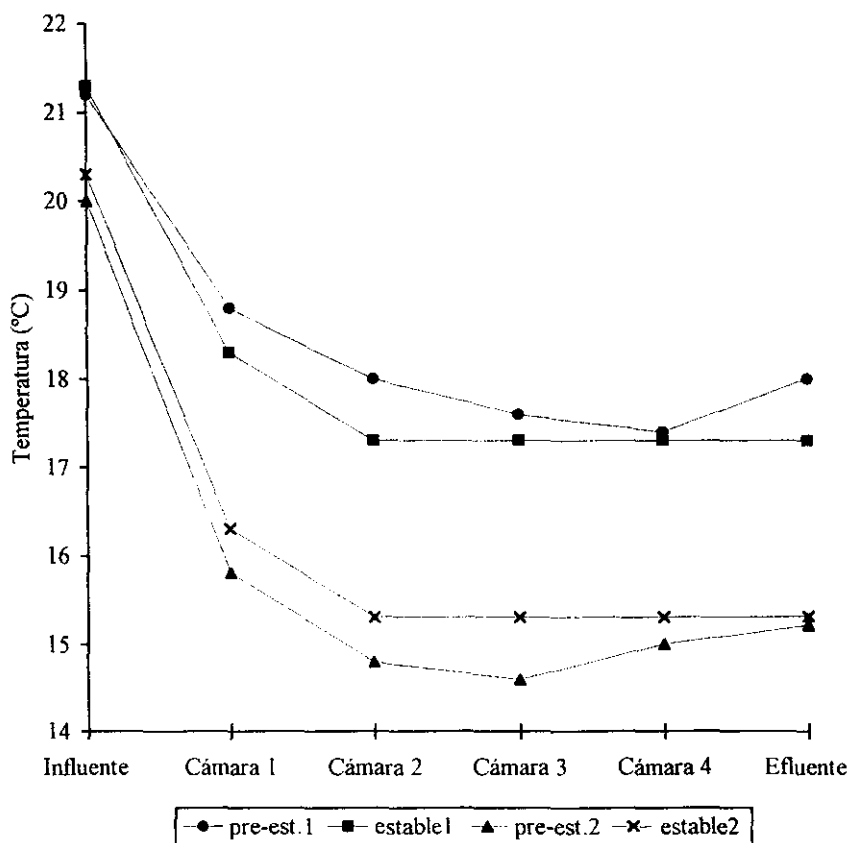
<b>RBR</b>	<b>Rotíferos</b>	<b>Flagelados</b>	<b>Ciliados</b>	<b>Nemátodos</b>
Cámara 1	90±5	90±5	50±5	0
Cámara 2	110±10	110±10	70±10	10±0
Cámara 3	150±10	130±10	80±10	10±0
Cámara 4	190±10	150±10	90±10	10±0

Nota: Los valores anotados son el promedio de tres registros.

## 7. ANÁLISIS Y DISCUSIÓN

### 7.1. Parámetros fisicoquímicos

**Temperatura.** Durante la etapa experimental uno, en las cuatro cámaras se tuvo una temperatura promedio de 17°C; mientras que en la etapa experimental dos, predominó una temperatura de 15°C. Dichos valores oscilaron dentro del intervalo (13°C-29°C), donde no se presentan efectos importantes de la temperatura sobre la abundancia de microorganismos y remoción de materia orgánica como lo señalaron (Escarcega y Pulido, 1986 y Luna-Pabello, 1990). En la Figura 4, se puede apreciar que, en ambas fases estables la temperatura se mantuvo relativamente similar y constante en las cámaras dos, tres y cuatro.



**Figura 4.** Comportamiento de la temperatura a lo largo del reactor en las dos etapas experimentales, etapa experimental uno (5,000mg DQO/L) y etapa experimental dos (7,000mg DQO/L).

pH. Los valores de pH obtenidos en ambas etapas experimentales fueron aumentando paulatinamente su alcalinidad a lo largo del reactor, lo que muestra la capacidad amortiguadora del sistema, alcanzando los máximos valores en el efluente durante las dos etapas experimentales (Figura 5). Estos valores de pH se encuentra en el intervalo aceptable para el adecuado crecimiento de microorganismos (6.5-8.5 unidades), lo cual redundó en que no se presentara desprendimiento de la biomasa en los discos como lo señalo Norouzian (1984).

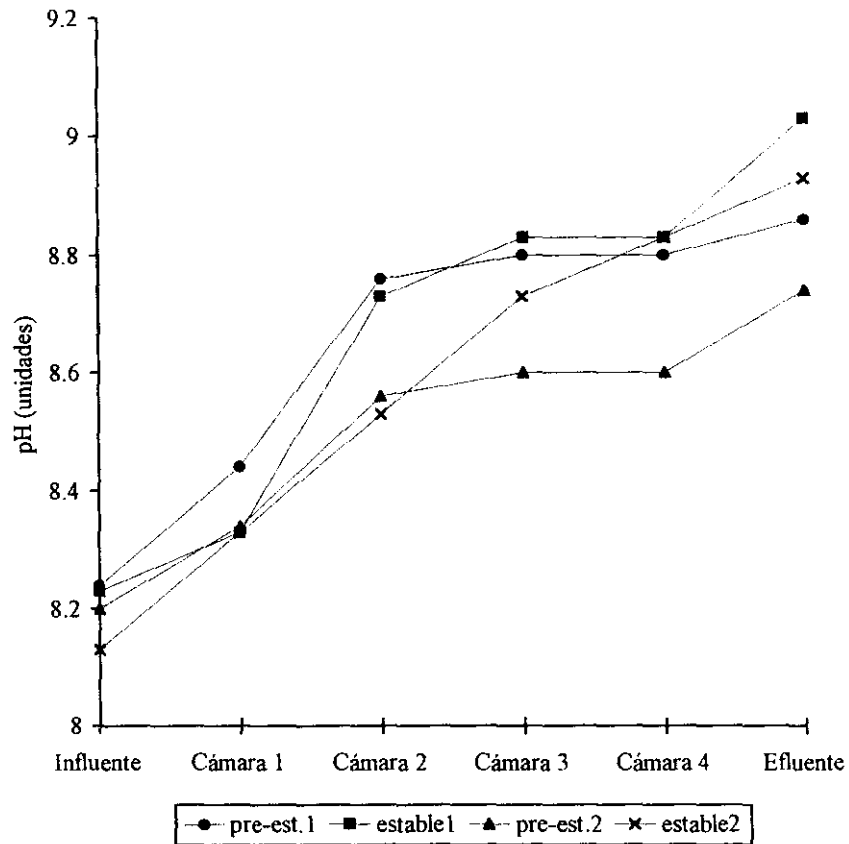
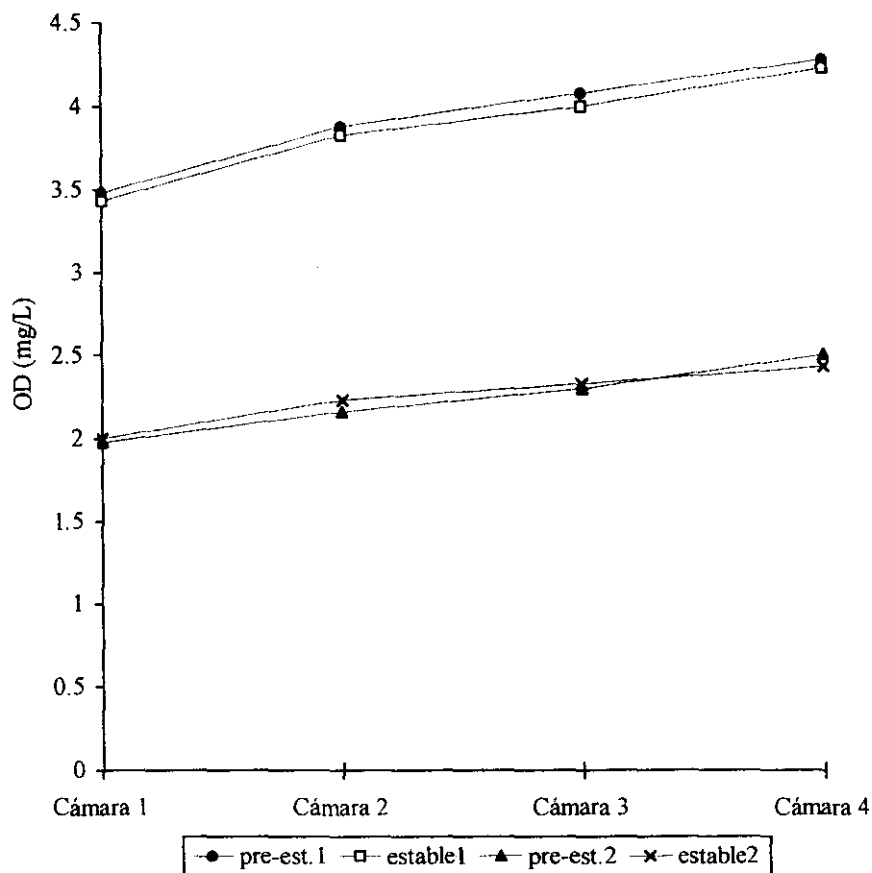


Figura 5. Comportamiento del pH a lo largo del reactor durante las dos etapas experimentales, etapa experimental uno (5,000mg DQO/L) y etapa experimental dos (7,000mg DQO/L).

**OD.** La concentración de oxígeno disuelto fue mayor a los 1.98 mg/L durante ambas etapas experimentales, presentándose un aumento progresivo conforme el agua residual avanzaba a lo largo del reactor (Figura 6). Este aumento estuvo relacionado con un aumento en la remoción de materia orgánica y un aumento en la abundancia de microorganismos. Al respecto, por un lado la menor presencia de materia orgánica disuelta permitió una mayor disolución de oxígeno en el agua residual bajo tratamiento y, por otro, la floculación de la misma derivada de la actividad de los microorganismos. En el presente trabajo las 25 revoluciones por minuto proporcionadas a los biodiscos y un tiempo de residencia hidráulico de dos días, permitieron un OD mayor a los 1.98 mg/L, valor convencionalmente aceptado para definir a un sistema depurador como de tipo aerobio (Kinner y Curds, 1987).



**Figura 6.** Comportamiento del oxígeno disuelto a lo largo del reactor durante las dos etapas experimentales, etapa experimental uno (5,000mg DQO/L) y etapa experimental dos (7,000mg DQO/L).

**DQO y DBO<sub>5</sub>.** Cuando se alimento el reactor a una concentración de 5,000mg DQO/L, el porcentaje de remoción logrado fue de 60% como DQO y 75% como DBO<sub>5</sub>. En la etapa de 7,000mg de DQO/L los valores obtenidos fueron de 41% y 62%, respectivamente. Esto indica que al haber un aumento en la concentración de materia orgánica, el porcentaje de remoción disminuyó (Figuras 7-10). La explicación es que el aumento en la carga orgánica ocasionó un descenso del oxígeno disuelto en el agua residual disminuyendo así las condiciones aerobias favorables para organismos depuradores y con ello el decremento en la eficiencia depurativa del sistema (Metcalf y Eddy, 1991 y Ramírez, 1992).

En este sentido, un incremento significativo de la concentración de materia orgánica en el influente del reactor (agua de alimentación) podrá conducir a que el mismo opere bajo condiciones aerobias mínimas, anóxicas o anaerobias, con la consecuente merma de su capacidad de remoción o biotransformación de materia orgánica disuelta a sólidos (flóculos microbianos) sedimentables.

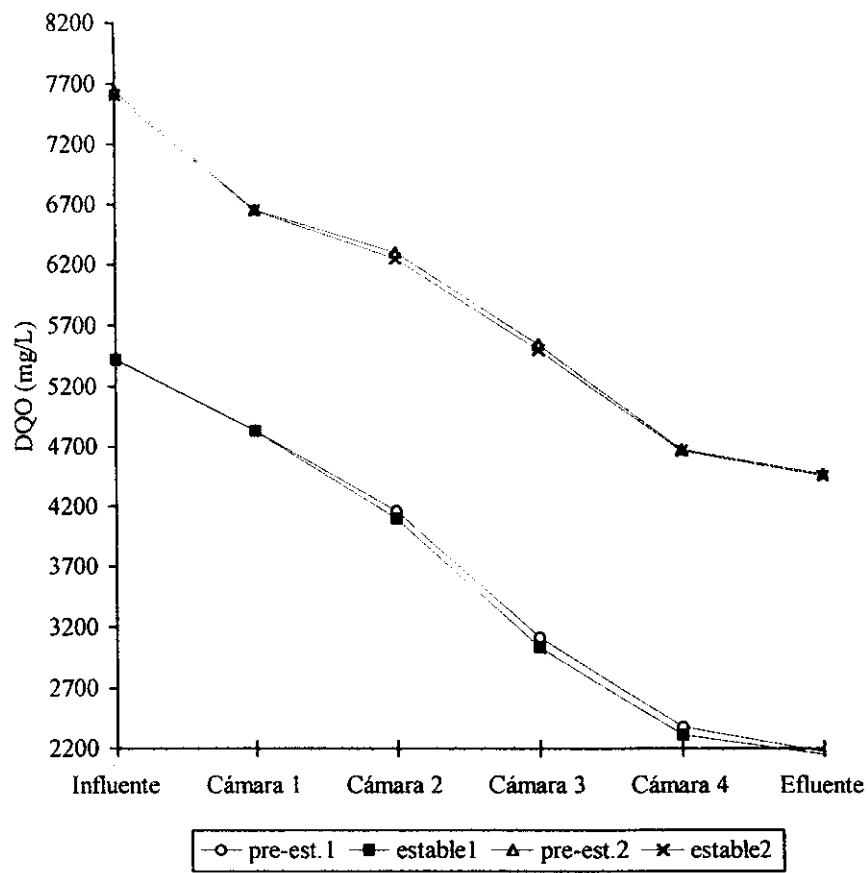
La concentración de DQO, fue disminuyendo a lo largo del reactor obteniéndose la menor en la cámara cuatro, de ambas etapas experimentales (Figura 7). Un comportamiento similar se registro en la concentración de DBO<sub>5</sub> (Figura 9). Lo que indica que en la cámara cuatro, se presentaron las mejores condiciones aerobias para el desarrollo de microorganismos depuradores y una mayor degradación de materia orgánica.

En el presente trabajo, la temperatura y el pH no fueron factores limitantes en la remoción de materia orgánica y para la proliferación de microorganismos depuradores, por lo cual los niveles de remoción de materia orgánica fueron considerables (Figuras 8 y 10). El valor máximo de remoción de DQO se logró en la fase estable uno con un valor de 60%, mientras que en la fase experimental dos fue del 42%.

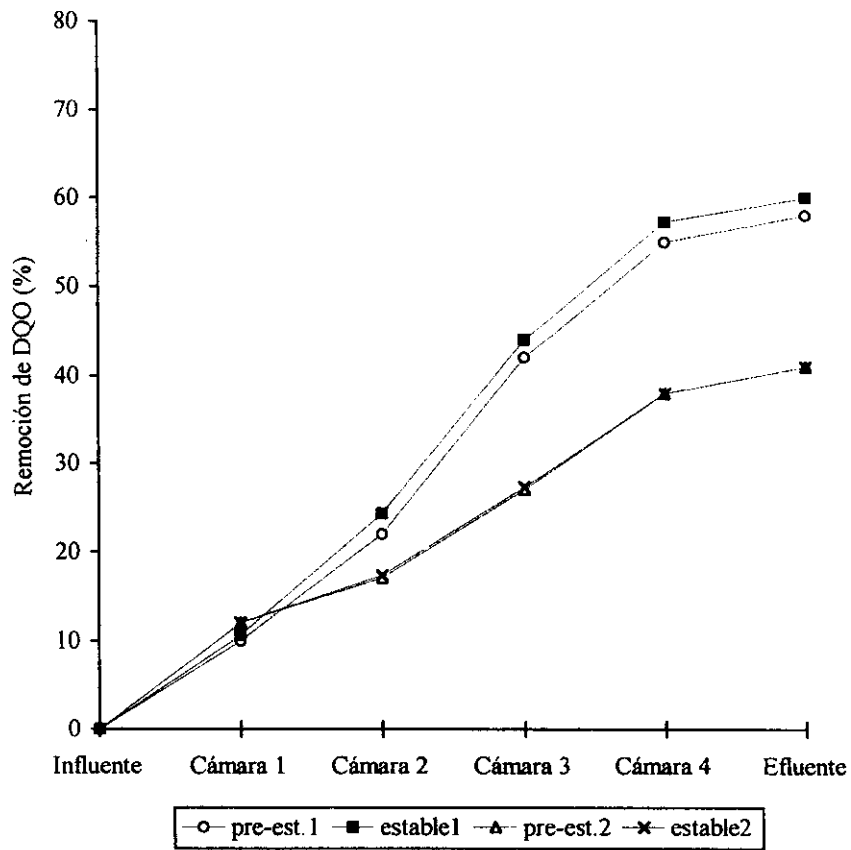
En la Figura 9, se observa que el comportamiento en las dos concentraciones experimentales estudiadas es similar, guardando una proporcionalidad entre si. En general en la etapa uno (2,000mg DBO<sub>5</sub>/L) se registró en las cuatro cámaras el 50% de la concentración observada, para los puntos correspondientes en la etapa dos (4,000mg DBO<sub>5</sub>/L).

En la Figura 10, se muestra el comportamiento en la remoción de DBO<sub>5</sub> a lo largo del reactor, logrando sus valores máximos en la cámara cuatro de las dos etapas experimentales, obteniéndose en la etapa experimental uno (75%) y para la etapa experimental dos (62%). Es importante señalar que se logra obtener un (50%) de remoción en la cámara tres para ambas etapas.

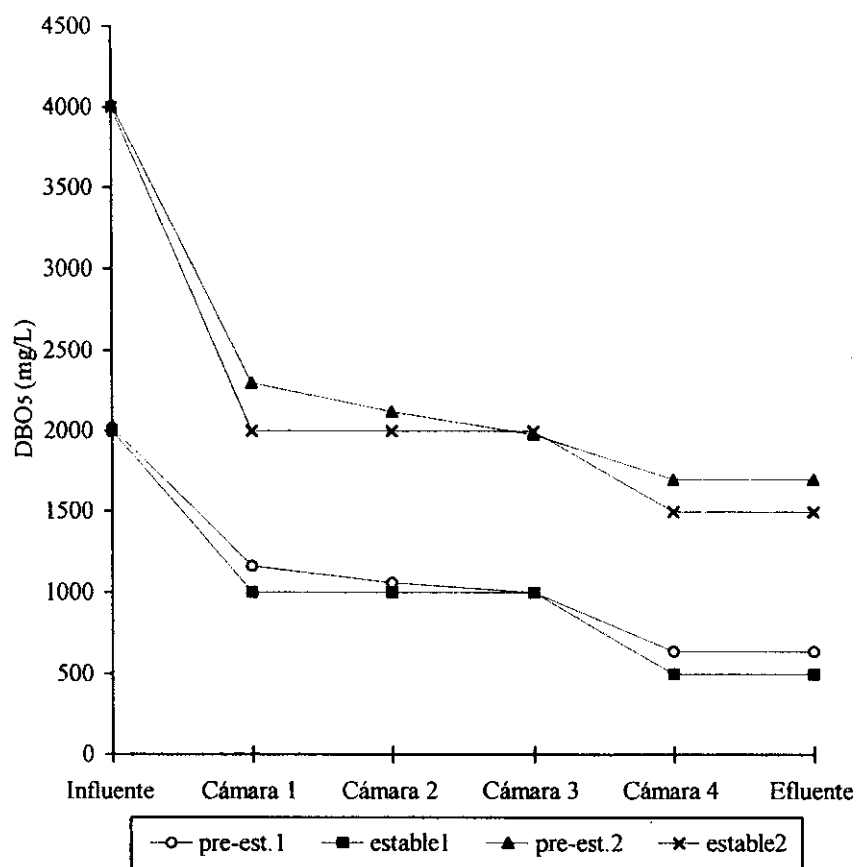




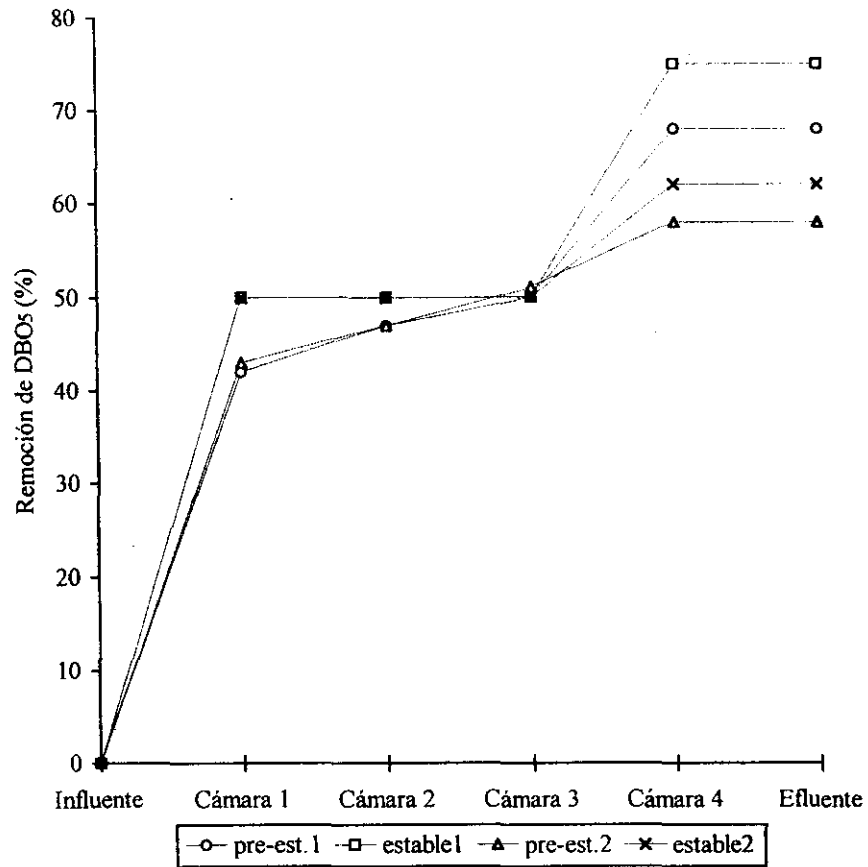
**Figura 7.** Comportamiento de los valores de DQO, a lo largo del reactor durante las dos etapas experimentales, etapa experimental uno (5,000mg DQO/L) y etapa experimental dos (7,000mg DQO/L).



**Figura 8.** Valores de remoción de materia orgánica en términos de DQO, a lo largo del reactor durante las dos etapas experimentales, etapa experimental uno (5,000mg DQO/L) y etapa experimental dos (7,000mg DQO/L).



**Figura 9.** Comportamiento de los valores de DBO<sub>5</sub>, a lo largo del reactor durante las dos etapas experimentales, etapa experimental uno (5,000mg DQO/L) y etapa experimental dos (7,000mg DQO/L).



**Figura 10.** Comportamiento de la remoción de  $DBO_5$ , a lo largo del reactor durante las dos etapas experimentales, etapa experimental uno (5,000mg DQO/L) y etapa experimental dos (7,000mg DQO/L).

**Sólidos.** En las dos etapas experimentales, la concentración de sólidos fue disminuyendo a lo largo del reactor (Figuras 11-14) lo que indica que se llevó a cabo el proceso de nitrificación de materia orgánica como lo señaló (Metcalf y Eddy, 1991). Sin embargo, se presentaron dos excepciones: La primera, en los sólidos totales fijos (Figuras 12, 13 y 14), en los cuales también hubo un incremento, lo que indica que se llevó a cabo el proceso de mineralización de la materia orgánica como lo indicó (Metcalf y Eddy, 1991). La segunda, es la relativa a los sólidos totales volátiles (Figura 14), los cuales aumentaron. Este aumento, está asociado con los procesos de biotransformación (de materia orgánica en microorganismos) comunes en este tipo de procesos al pasar de sólidos disueltos a sólidos sedimentables como lo registro (Metcalf y Eddy, 1991). Dicha transformación repercute en el hecho de que al tomar la muestra de agua en tratamiento, se obtiene como resultado precisamente el aumento de los sólidos volátiles por unidad de volumen.

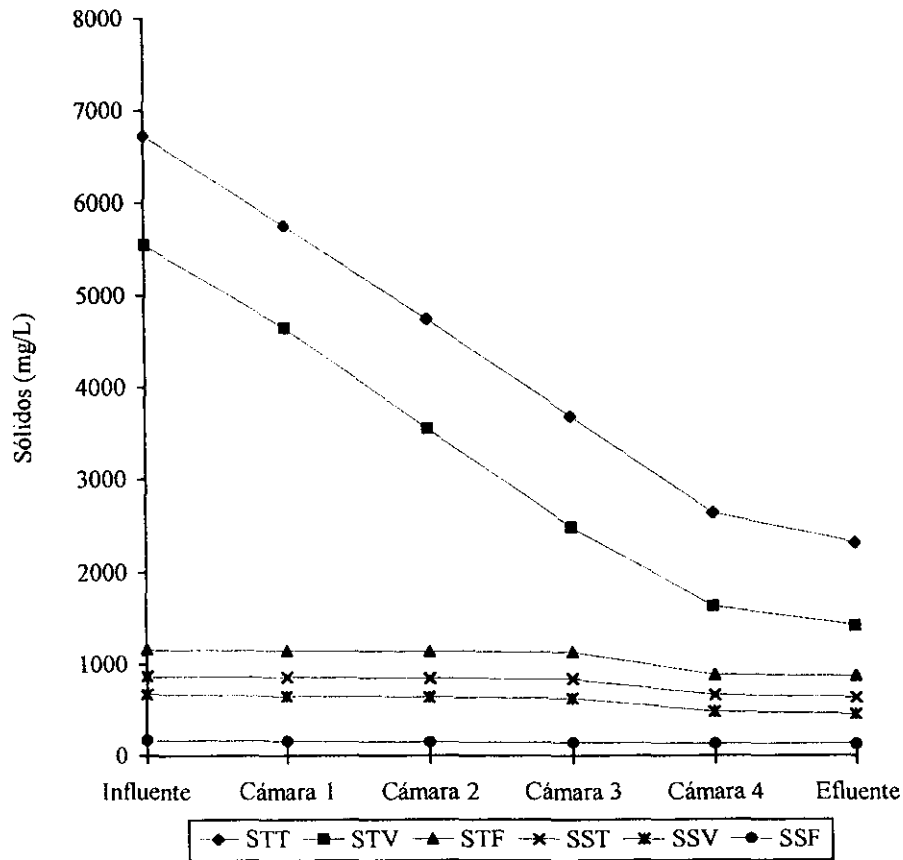


Figura 11. Comportamiento de los sólidos, a lo largo del reactor durante la fase pre-estable uno.

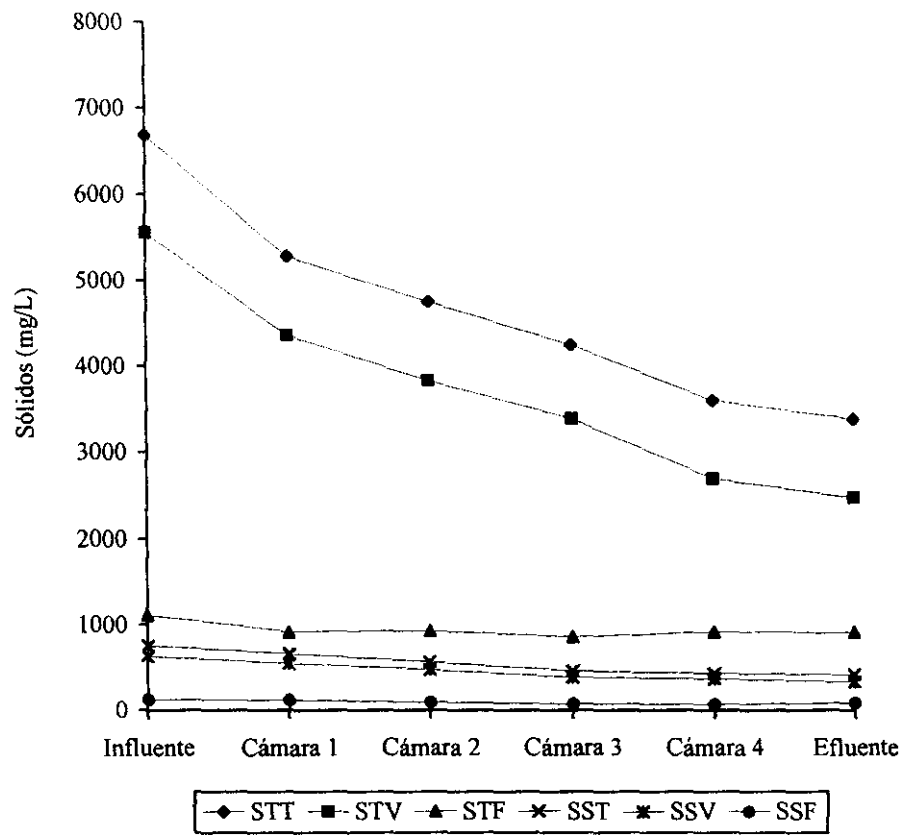


Figura 12. Comportamiento de los sólidos, a lo largo del reactor durante la fase estable uno.

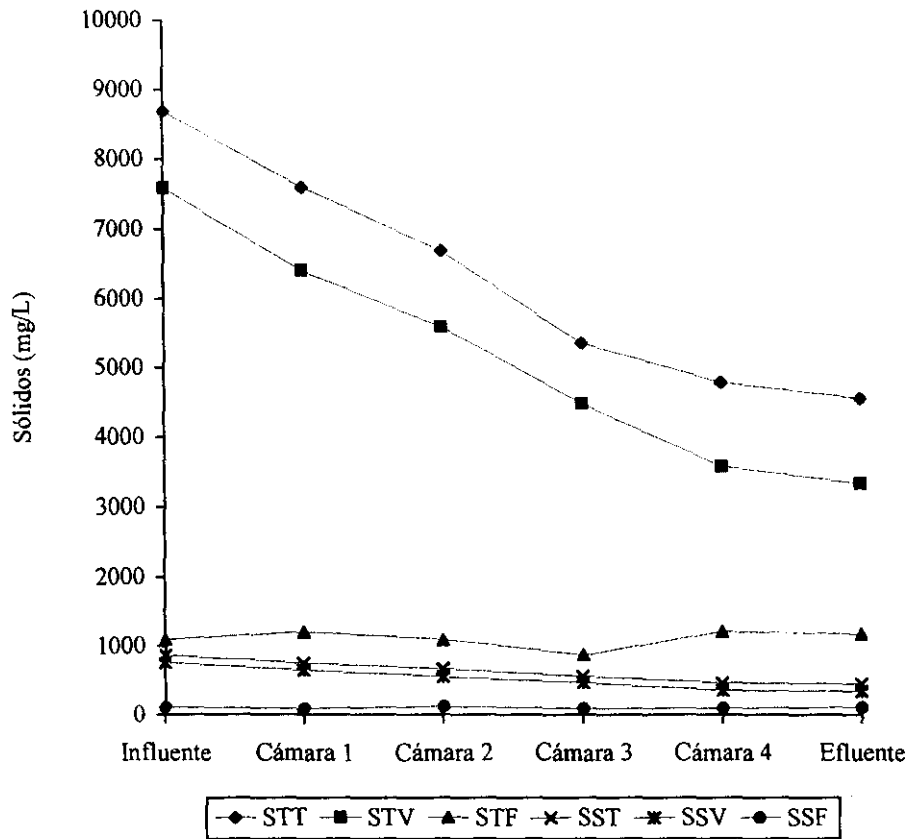


Figura 13. Comportamiento de los sólidos, a lo largo del reactor durante la fase pre-estable dos.

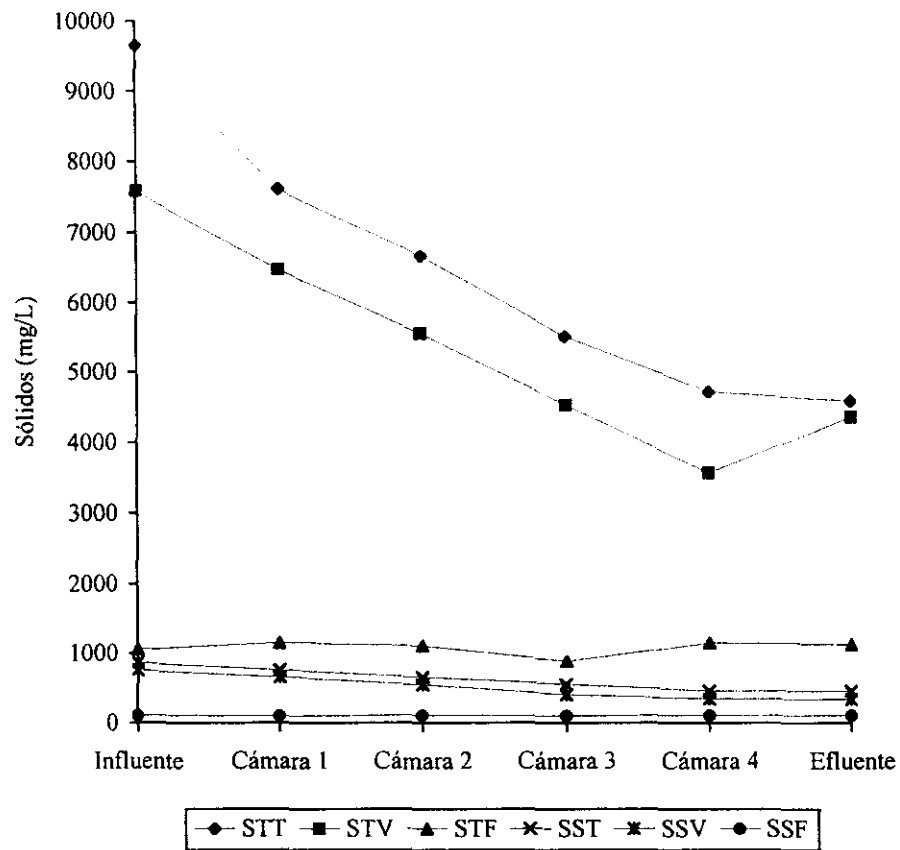


Figura 14. Comportamiento de los sólidos, durante la fase estable dos.



## 7.2. Parámetros biológicos

Los parámetros biológicos determinados fueron la distribución y abundancia de microorganismos eucariontes en el licor mezclado de las cuatro cámaras del RBR, los cuales se presentan de manera gráfica (Figuras 15-18). En ellas, se observa un aumento en la abundancia de microorganismos a lo largo del reactor alcanzando el máximo valor en la cámara cuatro, siendo los rotíferos siempre los de mayor abundancia. El aumento en la abundancia tuvo relación con otros aumentos: en la concentración de oxígeno disuelto y en la remoción de materia orgánica. Por lo tanto en la última cámara se obtuvo la mayor eficiencia depuradora del RBR.

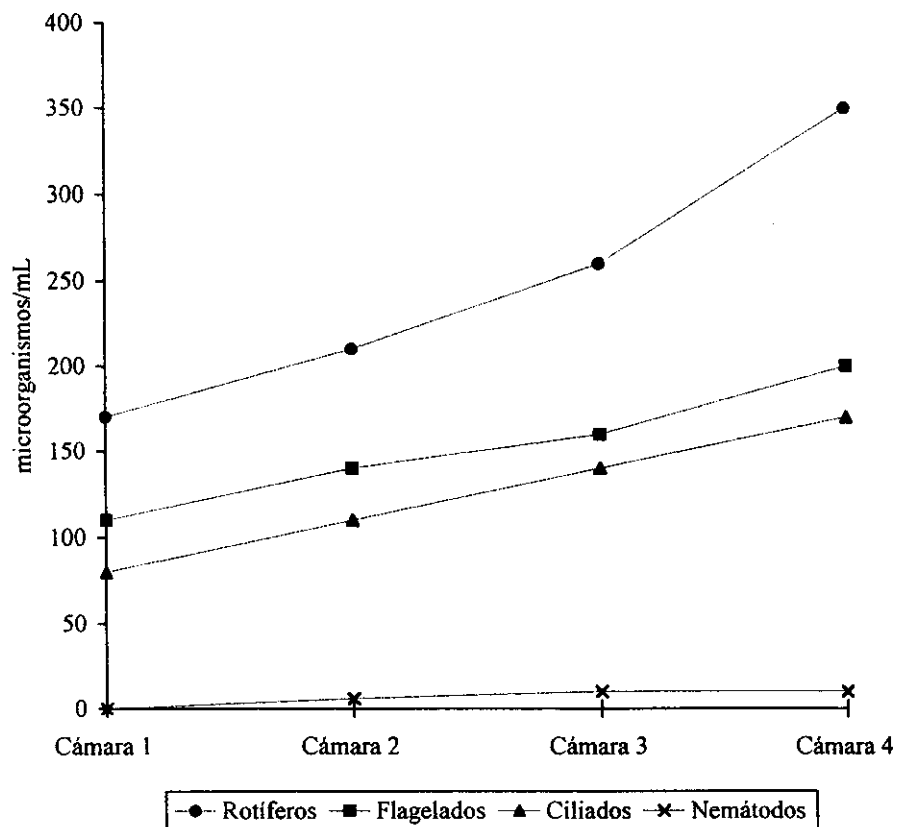
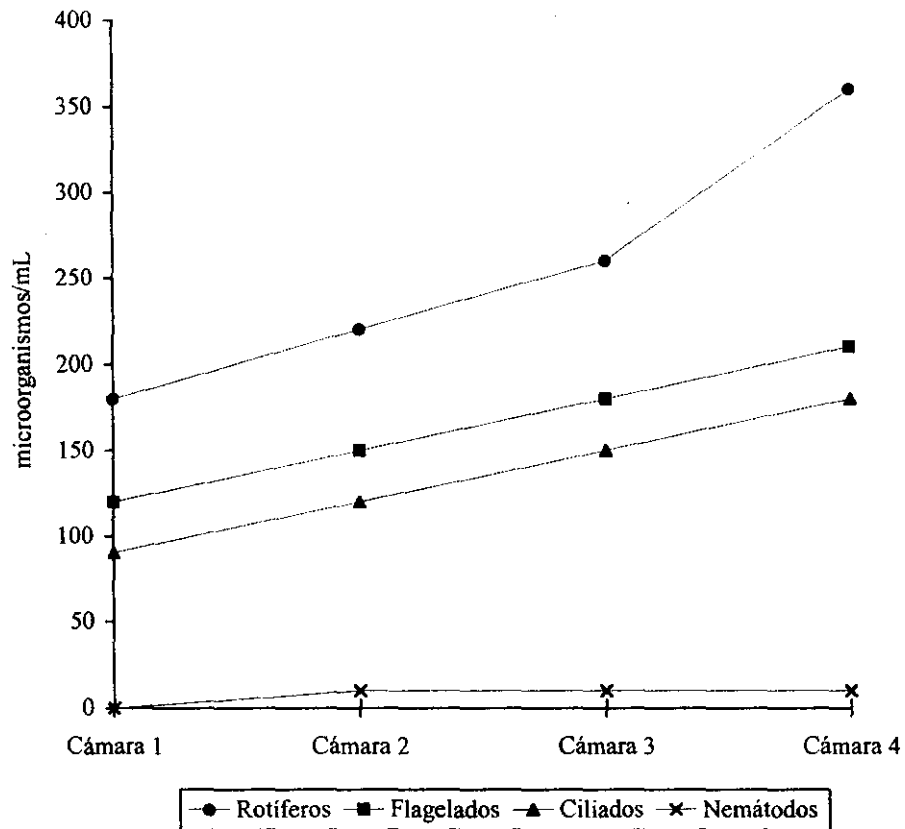


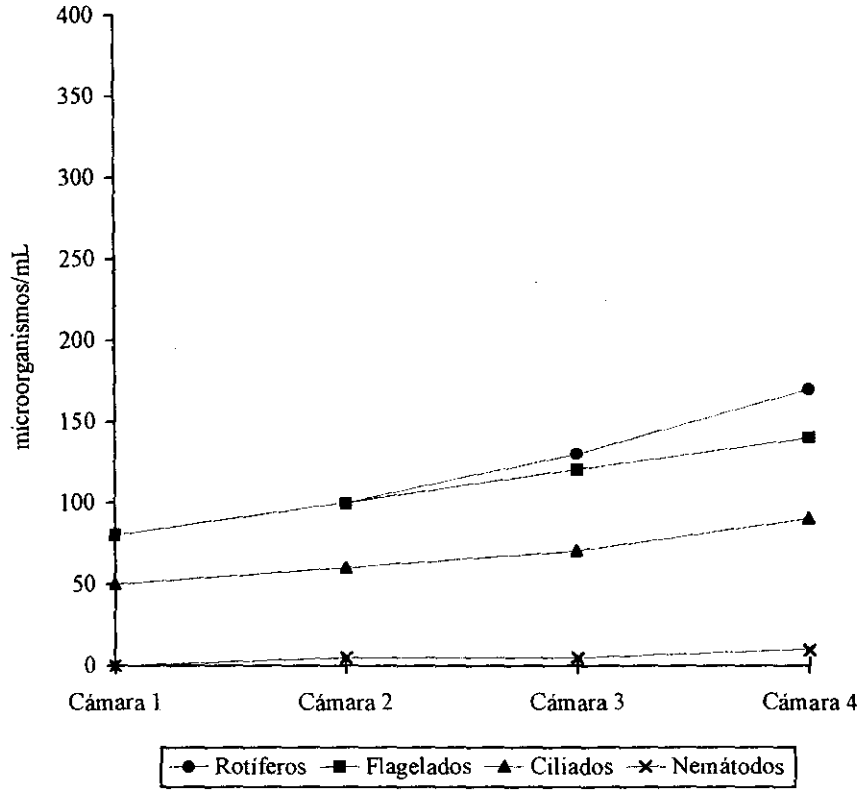
Figura 15. Valores promedio de los microorganismos eucariontes, cuantificados durante la fase pre-estable uno.

Durante la fase estable uno y en la cámara cuatro, se obtuvieron las mayores abundancias de microorganismos eucariontes siendo en orden decreciente rotíferos, flagelados, ciliados y nemátodos (Figura 16). Es decir, las condiciones aerobias fueron más favorables para su desarrollo.



**Figura 16.** Valores promedio de los microorganismos eucariontes, cuantificados durante la fase estable uno.

Con el incremento en la concentración de DQO para la etapa experimental dos, disminuyó la concentración de oxígeno disuelto, la remoción de materia orgánica y la abundancia de microorganismos eucariontes (Figuras 16 y 17). En esta etapa, las condiciones aerobias fueron negativas para su desarrollo.



**Figura 17.** Valores promedio de los microorganismos eucariontes, cuantificados durante la fase de operación pre-estable dos.

A pesar de disminuir las abundancias de los microorganismos eucariontes en la etapa experimental dos, guardaron el mismo orden rotíferos>flagelados>ciliados>nemátodos y también en la cámara cuatro se obtuvieron las máximas abundancias (Figura 18).

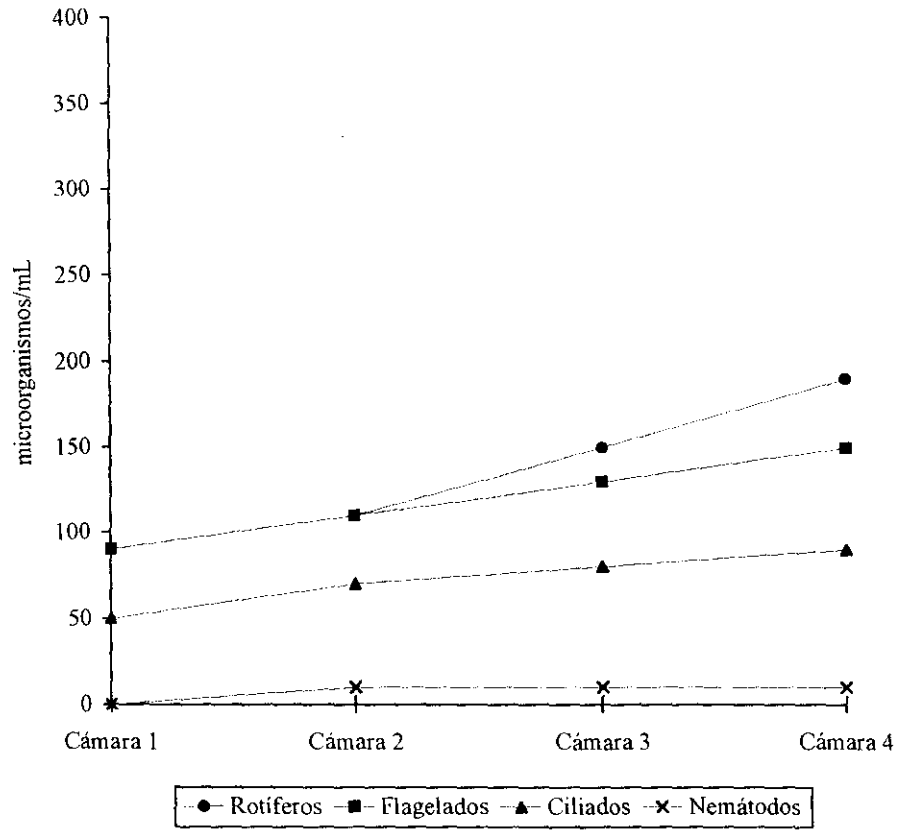


Figura 18. Valores promedio de los microorganismos eucariontes, cuantificados durante la fase de operación estable dos.

### 7.3. Análisis conjunto de parámetros fisicoquímicos y biológicos

La temperatura y el pH en el presente estudio no fueron factores limitantes para la distribución y abundancia de los microorganismos estudiados, protozoos (flagelados y ciliados) y micrometazoos (rotíferos y nemátodos). En general todos ellos estuvieron presentes, aunque en diferentes abundancias en las cuatro cámaras del RBR de las dos etapas experimentales, con una sola excepción los nemátodos no se presentaron en la cámara uno la ausencia se debe a que estos microorganismos están asociados con amplios tiempos de residencia celular y en lo que se refiere a la sucesión comunitaria son de los últimos grupos en presentarse. Con respecto a la biodegradación de materia orgánica medida como DQO y DBO<sub>5</sub>, tampoco se vio afectada ya que en ambas etapas experimentales hubo remoción. La concentración de oxígeno disuelto (OD), se mantuvo superior a 2 mg/L, es decir en condiciones aerobias en las cuatro cámaras del reactor, de las dos etapas experimentales. La condición aerobia favoreció el desarrollo de microorganismos depuradores cuyas abundancias fueron aumentando de manera coincidente con el incremento del oxígeno disuelto. Con el aumento en la concentración de materia orgánica al pasar de la etapa uno (5,000mg DQO/L) a la etapa dos (7,000mg DQO/L). Hubo un decremento en la concentración de oxígeno disuelto de 4 a 2 mg/L, una disminución en la abundancia de microorganismos de 5,270 ind/mL a 2,900 ind/mL y también una menor remoción de materia orgánica del 60 al 41% como DQO y del 75 al 62% como DBO<sub>5</sub>, respectivamente.

En el presente trabajo se hace mención de varios estudios que abordan el tratamiento biológico de vinazas en sistemas anaerobios y aerobios enfocados en su mayoría al estudio fisicoquímico. Sin embargo, la excepción es el trabajo realizado por Luna-Pabello (1993) quien realiza un estudio fisicoquímico y biológico de un RBR de 10 cámaras, alimentado con vinazas sin tratar (vinazas crudas).

Se realizó una selección de los parámetros considerados de mayor importancia para ser comparados entre los dos trabajos. La comparación se hizo con los resultados obtenidos en la cámara cuatro de ambos trabajos (Tabla 17).

**Tabla 17.** Valores obtenidos con vinazas crudas Luna-Pabello (1993) y valores obtenidos con vinazas anaerobias en el presente trabajo

TRABAJO	TEMP °C	pH uni	OD mg/L	TRH días	ALIMENTACIÓN mg/L	REMOCIÓN % como DQO	ABUNDANCIA ind/mL
Trabajo anterior Luna-Pabello, 1993	20.1	7.5	0.98	0.4	2,000 (vinaza cruda)	38	34,830
Presente trabajo Etapa experimental 1	17.3	8.8	4.28	2	5,000 (vinaza anaerobia)	60	5,270
Presente trabajo Etapa experimental 2	15.3	8.8	2.50	2	7,000 (vinaza anaerobia)	41	2,900

Los valores presentados en la Tabla 17, muestran que la temperatura y el pH no influyeron de manera importante en la capacidad depuradora del RBR en los dos trabajos. Mientras que el resto de los parámetros establecieron una estrecha relación con la depuración de la materia orgánica, encontrándose que a un tiempo de residencia hidráulico (TRH) de dos días (presente trabajo) se logra una mayor concentración de oxígeno disuelto (4.28 mg/L) en la etapa experimental realizada a 5,000mg DQO/L. Es decir que a pesar del aumento en la concentración de DQO pudo incrementarse el valor de oxígeno disuelto en el licor mezclado o agua en tratamiento. En esta misma etapa también se obtuvo la mayor remoción de materia orgánica medida como DQO (75%). Fue donde el resultado de las condiciones aerobias favorables que permitieron un mejor desarrollo y funcionamiento de los microorganismos aerobios degradadores de materia orgánica presente en el RBR. En lo que se refiere a la abundancia de microorganismos la mayor corresponde al trabajo realizado por Luna-Pabello (1993) registra 34,830 ind/mL a una concentración de 2,000mg DQO/L de alimentación del reactor, en tanto que para el presente trabajo se obtuvo una cifra de (5,270 ind/mL) para una alimentación de 5,000mg DQO/L y 2,900 ind/mL a una alimentación de 7,000mg DQO/L. Es decir la abundancia disminuyó conforme la concentración de materia orgánica medida como DQO aumentó.

En consecuencia, una de las aportaciones del presente trabajo radica en haber estudiado un RBR desde el punto de vista fisicoquímico y biológico, alimentado con vinazas pretratadas anaerobiamente, el uso dos concentraciones de materia orgánica medida como DQO que no han sido aplicadas en trabajos anteriores, así como la distribución y abundancia registrada por los rotíferos. Con este trabajo se corrobora que efectivamente los cambios en diversidad y abundancia de microorganismos están estrechamente asociados con la calidad del agua residual en tratamiento.

## 8. CONCLUSIONES Y RECOMENDACIONES

Se estudió el comportamiento depurador de un reactor biológico rotatorio alimentado por separado a dos diferentes concentraciones de materia orgánica (5,000 y 7,000mg DQO/L). Al respecto, puede afirmarse que en términos generales, los parámetros de temperatura y pH no constituyeron un factor limitante para la presencia de los microorganismos registrados. Los protozoos y micrometazoos estuvieron en general en las cuatro cámaras del RBR y durante las dos etapas experimentales, a excepción de los nemátodos que nunca se presentaron en la cámara uno.

La concentración de materia orgánica disuelta, sí influyó en la abundancia de los microorganismos eucariontes presentes en el RBR, siendo menos abundantes durante la fase experimental realizada a 7,000mg DQO/L que en la efectuada a 5,000mg DQO/L, lo cual se debió a que hubo menos oxígeno disuelto disponible y las condiciones aerobias fueron menos favorables para la proliferación de los microorganismos estudiados.

El comportamiento de los valores de las diferentes formas de sólidos fue acorde con lo esperado, lo cual permitió corroborar que en los tres diferentes tipos evaluados, su concentración disminuyó a lo largo del reactor.

En la última cámara del reactor (la cuatro), se obtuvieron los máximos valores en abundancia de microorganismos, concentración de oxígeno disuelto, y de remoción de DQO y DBO<sub>5</sub>. Este comportamiento se presentó en ambas etapas experimentales, lo que indica que la mayor eficiencia depuradora del reactor se logró en su última cámara. Cabe señalar que en la etapa experimental uno, el RBR logró una remoción global máxima de 60% DQO y 75% DBO<sub>5</sub>, mientras que para la etapa experimental dos, fue de 41 y 62%, respectivamente.

Finalmente, las abundancias totales de los microorganismos eucariontes registrados fue, de manera global de la siguiente manera: rotíferos>flagelados>ciliados>nemátodos, correspondiendo a la suma de protozoos una mayor abundancia respecto de los micrometazoos.

### Recomendaciones

Llevar a cabo experimentos complementarios a concentraciones de materia orgánica superior, a efecto de contar con mayor información experimental que permita profundizar en el entendimiento de los cambios de abundancia y diversidad de microorganismos eucariontes en sistemas de tratamiento como los biodiscos.

Determinar cuales son las condiciones operativas limitantes para la proliferación de microorganismos depuradores bajo condiciones aerobias a efecto de garantizar el éxito funcional de sistemas de tratamiento combinados (anaerobios-aerobios).

## 9. LITERATURA CITADA

Al-Shahwani, S. M. y Horan N. J. 1991. The use of protozoa to indicate changes in the performance of activated sludge plants. *Wat. Res.* **25**(6):633-638.

Anaya, H. C. 1992. Estudio de los protozoarios ciliados presentes en un sistema de tratamiento biológico de un efluente industrial petroquímico. *Tesis Profesional*. Facultad de Ciencias. UNAM. México, D.F. 183pp.

Arredondo-Figueroa, J. L., Garduño-Agueta, H., Campos-Verdusco, R., García-García, J. A. y Bolaños-Cordero, V. S. 1994. Principios y objetivos de la planta experimental de producción acuícola, UAM-Iztapalapa. *Memorias del primer congreso nacional de ciencia y tecnología del mar*. San Carlos, Guaymas, Sonora, México. 29-54pp.

APHA, 1992. *Standard Methods for the Examination of Water and Wastewater*. 17a. Ed. American Public Health Association, Washington, DC, USA. 2,250pp.

Arana, R. 1996. La vinaza, de contaminante a fertilizante. *AUPEC*. Universidad del Valle, España. pp. 1-3.

Bernal, G. M. 1997. Tratamiento anaerobio-aerobio a nivel laboratorio de aguas residuales de la industria alcoholera a partir de melazas de caña de azúcar aciduladas con HCl. *Tesis Profesional*. Facultad de Química, UNAM. México, D.F. 94pp.

Bernal, M., Campos, T., García-García, J. A., Jiménez, R. M. Martínez, M. A., Meza, R., Ríos, M. A., Villatoro, J., Bautista, F., Briones, R. S., Durán de Bazúa, C., Espinosa, A., Krishnan, R., Kappusamy, Y., Luna-Pabello, V. M., Noyola-Robles, A., Pandiyan, T., Rosales, J. 1995. Tratamiento y disposición de vinazas acidificadas con ácido clorhídrico provenientes de la agroindustria mexicana de la caña de azúcar. *Memorias del tercer simposio internacional sobre manejo de desechos en la agroindustria*. Ciudad de México, 4-6 octubre. Pub. ISSSTE. México, D.F. 234-243pp.

Chará, J. D. y Suárez, J. C. 1993. Utilización de vinaza y jugo de caña como fuente energética en patos pekin alimentados con grano de soya y azolla como fuente proteica. *Liv. Res. Rur. Dev.* **5**(1):1-5.

CNA. 1998. Ley Federal de Derechos en Materia de Agua. Comisión Nacional del Agua, México. 113pp.

Durán de Bazúa C. 1994. *Tratamiento biológico de aguas residuales de la industria química y de proceso*. PIQAYQA, Facultad de Química, UNAM. México, D.F. 141pp.



- Durán de Bazúa, C., González, S., Medellín, P., Noyola-Robles, A., Poggi-Varaldo, H. y Zedillo, L. 1990. Retos a la industria azucarera para la próxima década: Reaprovechamiento de las aguas residuales a través de su degradación biológica para obtener biogás y biomasa microbiana. *Memorias del XVI Congreso*. Academia Nacional de Ingeniería, A.C. México, D.F. 34-39pp.
- Durán de Bazúa, C., Medellín, P., Noyola-Robles, A., Poggi-Varaldo, H., y Zedillo, L. E. 1988. Caracterización de vinazas y su degradación en un sistema combinado de tres reactores anaerobios y un reactor aerobio de biodiscos. *Tecnol. Ciencia Ed. (IMIQ)* 3(2):33-43.
- Durán de Bazúa, C., Noyola-Robles, A., Poggi, H. y Zedillo, L. E. 1997. Water and energy use in sugar mills and ethyl alcohol plants. *Delegación Huastecas de Azúcar, S.A. and Ingenio Alianza popular*. México. 1-7 pp.
- Escárcega, C. y Pulido, R. 1986. Modelo cinético para un reactor biológico rotatorio usado en el tratamiento aerobio de efluentes. *Tesis Profesional*. Facultad de Química, UNAM. México, D.F. 193pp.
- Fernández-Galiano, D. 1985. Los protozoos y la contaminación de las aguas dulces. *III Curso y simposio sobre biología de la contaminación*. ENEP-Iztacala, UNAM. México, D.F. Pp. 16-17.
- García-García, J. A., Luna-Pabello, V. M. y Durán de Bazúa, C. 1998. Evaluación del comportamiento depurativo y caracterización microbiológica de un reactor de bidiscos alimentado con vinazas pretratadas anaerobiamente. *Anuario Latinoamericano de Educación Química (ALDEQ '98-99)*. San Luis Argentina. Año XI. 11(1):100-104.
- García, V. A., Duarte, V. F. y Magaña, C. A. 1991. Crecimiento y finalización de cerdos con diferentes niveles de vinaza. *Liv. Res. Rur. Dev.* 3(1):1-13.
- González, M. S. y Duque, L. J. 1992. Aerobic submerged biofilm reactor for wastewater treatment. *Wat. Res.* 26(6):825-833.
- Kinner, N. E. y Curds, C. R. 1987. Development of protozoan and metazoan communities in rotating biological contactor biofilm. *Wat. Res.* 21(4):481-490.
- Kinner, N. E., Curds, C. R. y Meeker, L. D. 1988. Protozoa and metazoa as indicators of effluent quality in rotating biological contactors. *Wat. Sci. Tech.* 20(11/12):199-204.
- López, M. J. 1992. Modelamiento matemático de un reactor rotatorio (reactor de biodiscos): estudio del efecto de la temperatura, la carga orgánica y la velocidad de rotación. *Tesis Profesional*. Facultad de Química, UNAM. México, D.F. 85pp.
- López-Ochoterena, E. 1996. Los protozoarios de México. *Geo*. UNAM. 3:3-6.

- Luna-Pabello, V. M. 1987. Estudio de los protozoarios ciliados presentes en un sistema de tratamiento por medio de "biodiscos". *Tesis Profesional*. Facultad de Ciencias, UNAM. México, D.F. 86pp.
- Luna-Pabello, V. M. 1990. Efecto de la temperatura en las poblaciones de protozoarios ciliados en un reactor de biodiscos. *Tesis de Maestría*. Facultad de Ciencias, UNAM. México, D.F. 115pp.
- Luna-Pabello, V. M. 1993. Estudio comparativo de las poblaciones de protozoarios ciliados en un reactor de biodiscos alimentado con diferentes substratos. *Tesis Doctoral*. Facultad de Ciencias. UNAM. México, D.F. 152pp.
- Luna-Pabello, V. M., Aladro-Lubel, M. A. y Durán de Bazúa, C. 1994. *Efecto del substrato sobre las poblaciones de ciliados en un reactor de biodiscos*. Casos tipo: Nejayote, vinazas y aguas blancas de papel. Serie: Química Ambiental del Agua, PIQAYQA, Facultad de Química, UNAM. México, D.F. 227pp.
- Margulis, L. y Schwartz, K. 1981. *Cinco Reinos. Guía ilustrada de los phyla de la vida en la tierra*. Labor. Barcelona, España. 335pp.
- Metcalf y Eddy. 1991. *Wastes engineering. Treatment, disposal and reuse*. Mc Graw-Hill Co. N.Y., USA. 1,334pp.
- Norouzian, M. 1984. La microbiología de procesos de película fija. Serie Inst. Ingeniería UNAM. México D.F. 150pp.
- Noyola-Robles, A. 1992. Tratamiento anaerobio de aguas residuales: una experiencia de adaptación de tecnología en México. *Memorias del curso bioprocesos anaerobios para el tratamiento de aguas residuales industriales*. UAM, ORSTOM, IMP. México, D.F. 337-357pp.
- Patterson y Hedly. 1992. *Freshwater Protozoa. A colour guide*. Wolfe. London, England. 223pp.
- Pedroza, R. 1985. Estudio de la degradación biológica aerobia de los efluentes de la nixtamalización. *Tesis de Maestría*. Universidad Iberoamericana. México, D.F. 163pp.
- Ramírez, C. C. R. 1992. *Tratamiento de aguas residuales industriales*. UAM-A. México, D.F. 203pp.
- Rodríguez, F., Álvarez, A. y López, V. 1995. Tratamiento de vinazas en lagunas de estabilización. Sociedad Mexicana de Ingeniería Sanitaria y Ambiental. *IAWQ*. 26:35-45.
- Salvadó, H., Gracia, M. P. y Amigó, J. M. 1995. Capability of ciliated protozoa as indicators of effluent quality in activated sludge plants. *Wat. Res.* 29(4):1041-1050.

Torreblanca, A. 1992. Cuantificación de comunidades microbianas a lo largo de un reactor biológico rotatorio operado a tres diferentes temperaturas. *Tesis Profesional*. Facultad de Ciencias, UNAM. México D.F. 76pp.

Zámamo-Pérez, H. A., Zedillo Ponce de León, L. E. y Durán de Bazúa, C. 1991. Tratamiento biológico de aguas residuales de la industria alcoholera a partir de melazas de caña de azúcar. Informe técnico de trabajo, VIN-01-90. PIQAYQA, Facultad de Química, UNAM. México, D.F. 100pp.

Zamudio, P. A., Luna-Pabello, V. M. y Durán de Bazúa, C. 1993. Estudio de prefactibilidad de un sistema aerobio (biodiscos) de tratamiento de vinazas de alcohol de caña. Informe técnico de trabajo, VIN-01-93. PIQAYQA, Facultad de Química, UNAM. México, D.F. 94pp.

## 10. ANEXOS

### ANEXO 1. TABLAS DE RESULTADOS PUNTUALES

#### Etapa experimental 1

#### Temperatura (°C)

Semana	Influyente	Cámara 1	Cámara 2	Cámara 3	Cámara 4	Efluente
1	22	20	19	19	18	17
2	22	19	18	18	18	19
3	21	19	18	17	17	17
4	21	18	17	17	17	19
5	20	18	18	17	18	18
6	21	18	17	17	17	18
7	21	18	17	17	17	17
8	22	19	18	18	18	17

#### pH (unidades)

Semana	Influyente	Cámara 1	Cámara 2	Cámara 3	Cámara 4	Efluente
1	8.2	8.4	8.8	8.7	8.7	8.8
2	8.3	8.6	8.9	8.9	8.9	8.9
3	8.4	8.4	8.7	8.7	8.7	8.7
4	8.3	8.5	8.8	8.9	8.8	8.9
5	8.2	8.3	8.6	8.8	8.9	9.0
6	8.2	8.3	8.7	8.8	8.8	9.0
7	8.3	8.4	8.8	8.9	8.9	9.1
8	8.2	8.3	8.7	8.8	8.8	9.0

#### OD (mg/L)

Semana	Cámara 1	Cámara 2	Cámara 3	Cámara 4
1	3.6	4.0	4.0	4.2
2	3.4	3.8	4.2	4.4
3	3.4	3.8	4.0	4.2
4	3.6	4.0	4.2	4.4
5	3.4	3.8	4.0	4.2
6	3.4	3.8	4.0	4.2
7	3.5	3.9	4.0	4.3
8	3.4	3.8	4.0	4.2

**DQO (mg/L)**

Semana	Influyente	Cámara 1	Cámara 2	Cámara 3	Cámara 4	Efluente
1	5410	4830	4100	3910	2340	2150
2	5350	4740	4130	3050	2320	2200
3	5460	4590	4270	3140	2380	2170
4	5260	4540	4140	3150	2260	2190
5	4830	4160	4160	3060	2420	2180
6	5380	4520	4120	3150	2340	2130
7	5480	4360	4120	3180	2460	2110
8	5430	4840	4060	3030	2250	2170

**DBO<sub>5</sub> (mg/L)**

Semana	Influyente	Cámara 1	Cámara 2	Cámara 3	Cámara 4	Efluente
1	2100	1200	1200	1100	800	800
2	2200	1300	1100	1100	700	700
3	1900	1000	900	900	500	500
4	1900	1100	1000	900	600	600
5	2000	1200	1100	1000	600	600
6	2100	1100	1100	1100	600	600
7	1900	900	900	900	500	500
8	2000	1000	1000	1000	400	400

## Etapa experimental 2

### Temperatura (°C)

Semana	Influente	Cámara 1	Cámara 2	Cámara 3	Cámara 4	Efluente
1	21	17	15	15	14	15
2	21	16	15	14	15	15
3	19	16	16	15	14	15
4	18	15	14	14	16	14
5	20	15	14	15	16	16
6	21	17	16	16	16	16
7	20	16	15	15	15	15
8	20	16	15	15	16	16

### pH (unidades)

Semana	Influente	Cámara 1	Cámara 2	Cámara 3	Cámara 4	Efluente
1	8.2	8.2	8.6	8.9	8.8	8.9
2	8.3	8.3	8.5	8.8	8.9	9.0
3	8.3	8.5	8.4	8.7	8.7	8.8
4	8.1	8.3	8.7	8.8	8.7	8.9
5	8.2	8.4	8.6	8.6	8.8	9.0
6	8.2	8.4	8.6	8.8	8.9	9.0
7	8.1	8.3	8.5	8.7	8.8	8.9
8	8.1	8.2	8.5	8.7	8.8	8.9

### OD (mg/L)

Semana	Cámara 1	Cámara 2	Cámara 3	Cámara 4
1	1.8	2.0	2.2	2.6
2	2.0	2.0	2.2	2.4
3	2.0	2.2	2.4	2.6
4	2.1	2.3	2.4	2.4
5	2.0	2.3	2.8	2.5
6	2.0	2.2	2.3	2.4
7	2.0	2.3	2.3	2.4
8	2.0	2.2	2.4	2.5

**DQO (mg/L)**

Semana	Influyente	Cámara 1	Cámara 2	Cámara 3	Cámara 4	Efluente
1	7810	6720	6210	5650	4680	4440
2	7460	6580	6480	5360	4580	4360
3	7580	6610	6210	5410	4620	4580
4	7650	6820	6340	5760	4650	4470
5	7720	6560	6280	5540	4860	4510
6	7840	6730	6180	5600	4580	4530
7	7740	6650	6220	5300	4750	4390
8	7580	6570	6350	5400	4680	4460

**DBO<sub>5</sub> (mg/L)**

Semana	Influyente	Cámara 1	Cámara 2	Cámara 3	Cámara 4	Efluente
1	4200	2500	2300	2200	1900	1900
2	3800	2100	2000	1800	1600	1600
3	4100	2300	2200	2100	1800	1800
4	4100	2400	2200	2000	1700	1700
5	3900	2200	2100	1900	1500	1500
6	4000	2100	2100	2100	1500	1500
7	4100	1900	1900	1900	1600	1600
8	3900	2000	2000	2000	1400	1400

**SÓLIDOS (mg/L).****Etapas experimental 1****Fase pre-establel****Semana 1**

<b>Sólidos</b>	<b>Influyente</b>	<b>Cámara 1</b>	<b>Cámara 2</b>	<b>Cámara 3</b>	<b>Cámara 4</b>	<b>Efluente</b>
STT	6850	5690	4760	3920	2630	2320
STV	5670	4530	3620	2780	1740	1450
STF	1180	1160	1140	1140	890	870
SST	870	870	850	820	660	640
SSV	680	660	640	680	520	510
SSF	170	160	160	140	140	130

**Semana 2**

<b>Sólidos</b>	<b>Influyente</b>	<b>Cámara 1</b>	<b>Cámara 2</b>	<b>Cámara 3</b>	<b>Cámara 4</b>	<b>Efluente</b>
STT	6670	5770	4680	3820	2640	2300
STV	5510	4630	3540	2690	1760	1440
STF	1160	1140	1140	1130	880	860
SST	860	850	850	830	650	640
SSV	690	690	700	690	520	500
SSF	170	160	150	140	130	140

**Semana 3**

<b>Sólidos</b>	<b>Influyente</b>	<b>Cámara 1</b>	<b>Cámara 2</b>	<b>Cámara 3</b>	<b>Cámara 4</b>	<b>Efluente</b>
STT	6730	5830	4830	3870	2640	2310
STV	5580	4220	3700	2740	1760	1450
STF	1150	1160	1130	1130	880	860
SST	860	870	850	830	650	640
SSV	690	700	700	690	520	500
SSF	170	170	150	140	130	140

**Semana 4**

<b>Sólidos</b>	<b>Influyente</b>	<b>Cámara 1</b>	<b>Cámara 2</b>	<b>Cámara 3</b>	<b>Cámara 4</b>	<b>Efluente</b>
STT	6650	5750	4750	3820	2630	2320
STV	5500	4600	3610	2690	1740	1450
STF	1150	1150	1140	1130	890	870
SST	870	870	850	830	660	640
SSV	700	710	690	690	530	510
SSF	170	160	160	140	130	130



Semana 5

Sólidos	Influente	Cámara 1	Cámara 2	Cámara 3	Cámara 4	Efluente
STT	6750	5590	4670	3840	2640	2310
STV	5580	4440	3530	2710	1760	1440
STF	1173	1150	1140	1130	880	870
SST	860	870	850	830	660	640
SSV	690	700	690	690	530	500
SSF	170	170	160	140	130	140

Fase estable 1

Semana 6

Sólidos	Influente	Cámara 1	Cámara 2	Cámara 3	Cámara 4	Efluente
STT	6650	5620	4560	3490	2720	2470
STV	5480	4470	3420	2360	1840	1610
STF	1170	1150	1140	1130	880	860
SST	870	850	840	830	670	640
SSV	690	680	690	680	540	510
SSF	180	170	150	150	130	130

Semana 7

Sólidos	Influente	Cámara 1	Cámara 2	Cámara 3	Cámara 4	Efluente
STT	6740	5570	4590	3690	2760	2390
STV	5570	4440	3450	2560	1880	1530
STF	1170	1130	1140	1130	880	860
SST	850	870	850	820	660	640
SSV	680	700	690	680	530	510
SSF	170	170	160	140	130	130

Semana 8

Sólidos	Influente	Cámara 1	Cámara 2	Cámara 3	Cámara 4	Efluente
STT	6650	5590	4610	3760	2700	2360
STV	5490	4460	3470	2630	1820	1500
STF	1160	1140	1140	1130	880	860
SST	860	860	840	820	670	640
SSV	690	690	680	680	540	500
SSF	170	170	160	140	130	140

**SÓLIDOS (mg/L)****Etapa experimental 2****Fase pre-estable 2****Semana 1**

<b>Sólidos</b>	<b>Influente</b>	<b>Cámara 1</b>	<b>Cámara 2</b>	<b>Cámara 3</b>	<b>Cámara 4</b>	<b>Efluente</b>
STT	8750	7690	6850	5370	4940	4580
STV	7670	6450	5720	4590	3730	3390
STF	1080	1240	1130	780	1210	1190
SST	890	760	670	570	470	460
SSV	780	670	550	490	360	350
SSF	110	90	120	80	110	110

**Semana 2**

<b>Sólidos</b>	<b>Influente</b>	<b>Cámara 1</b>	<b>Cámara 2</b>	<b>Cámara 3</b>	<b>Cámara 4</b>	<b>Efluente</b>
STT	8570	7480	6670	5150	4720	4370
STV	7430	6240	5580	4370	3460	3180
STF	1140	1240	1090	780	1260	1190
SST	860	730	650	550	450	430
SSV	750	640	530	470	350	330
SSF	110	90	120	80	100	100

**Semana 3**

<b>Sólidos</b>	<b>Influente</b>	<b>Cámara 1</b>	<b>Cámara 2</b>	<b>Cámara 3</b>	<b>Cámara 4</b>	<b>Efluente</b>
STT	8640	7570	6760	5290	4870	4460
STV	7580	6370	5640	4440	3590	3280
STF	1060	1200	1120	850	1280	1180
SST	870	750	670	560	460	450
SSV	760	660	550	480	360	340
SSF	110	90	120	80	100	110

**Semana 4**

<b>Sólidos</b>	<b>Influente</b>	<b>Cámara 1</b>	<b>Cámara 2</b>	<b>Cámara 3</b>	<b>Cámara 4</b>	<b>Efluente</b>
STT	8750	7670	6540	5640	4640	4840
STV	7680	6540	5460	4570	3540	3750
STF	1070	1130	1080	1070	1100	1090
SST	860	750	670	570	460	460
SSV	760	640	560	460	350	350
SSF	100	110	110	110	110	110

Semana 5

Sólidos	Influente	Cámara 1	Cámara 2	Cámara 3	Cámara 4	Efluente
STT	8540	7580	6650	5740	4560	4650
STV	7490	6450	5580	4630	3460	3560
STF	1050	1130	1070	1110	1100	1090
SST	860	770	650	550	450	470
SSV	750	660	540	440	340	360
SSF	110	110	110	110	110	110

Fase estable 2

Semana 6

Sólidos	Influente	Cámara 1	Cámara 2	Cámara 3	Cámara 4	Efluente
STT	8530	7750	6650	5570	4750	4560
STV	7510	6680	5560	4470	3660	3470
STF	1020	1070	1090	1100	1090	1090
SST	870	760	660	570	460	460
SSV	760	650	550	460	350	350
SSF	110	110	110	110	110	110

Semana 7

Sólidos	Influente	Cámara 1	Cámara 2	Cámara 3	Cámara 4	Efluente
STT	8760	7640	6570	5640	4640	4730
STV	7740	6540	5440	4580	3550	3640
STF	1020	1100	1130	1060	1090	1090
SST	860	780	660	560	460	450
SSV	750	670	560	450	350	340
SSF	110	110	100	110	110	110

Semana 8

Sólidos	Influente	Cámara 1	Cámara 2	Cámara 3	Cámara 4	Efluente
STT	8670	7580	6680	5730	4650	4570
STV	7580	6470	5550	4620	3540	3460
STF	1090	1110	1130	1110	1110	1110
SST	870	770	660	560	470	460
SSV	760	660	550	450	360	350
SSF	110	110	110	110	110	110

ESTA TESIS NO DEBE  
 SALIR DE LA BIBLIOTECA

## MICROORGANISMOS

Se presenta en tablas el número de microorganismos cuantificados en 0.1mL de muestra de licor mezclado, para cada una de las cuatro cámaras del RBR.

### Etapa experimental 1

#### Fase pre-estable 1

##### Semana 1

Grupo	Cámara 1	Cámara 2	Cámara 3	Cámara 4
Rotíferos	12	14	17	21
Flagelados	8	9	9	12
Ciliados	4	6	7	10
Nemátodos	0	0	1	1

##### Semana 2

Grupo	Cámara 1	Cámara 2	Cámara 3	Cámara 4
Rotíferos	16	18	19	25
Flagelados	9	10	12	15
Ciliados	5	9	11	12
Nemátodos	0	1	1	1

##### Semana 3

Grupo	Cámara 1	Cámara 2	Cámara 3	Cámara 4
Rotíferos	18	20	23	28
Flagelados	9	12	14	16
Ciliados	7	10	12	14
Nemátodos	0	1	1	1

##### Semana 4

Grupo	Cámara 1	Cámara 2	Cámara 3	Cámara 4
Rotíferos	19	22	24	32
Flagelados	11	14	14	18
Ciliados	9	10	14	15
Nemátodos	0	1	2	1

##### Semana 5

Grupo	Cámara 1	Cámara 2	Cámara 3	Cámara 4
Rotíferos	21	23	26	35
Flagelados	13	16	18	20
Ciliados	10	12	14	17
Nemátodos	0	1	1	2

**Fase estable 1****Semana 6**

<b>Grupo</b>	<b>Cámara 1</b>	<b>Cámara 2</b>	<b>Cámara 3</b>	<b>Cámara 4</b>
Rotíferos	19	22	26	34
Flagelados	13	15	19	19
Ciliados	9	12	15	18
Nemátodos	0	1	1	1

**Semana 7**

<b>Grupo</b>	<b>Cámara 1</b>	<b>Cámara 2</b>	<b>Cámara 3</b>	<b>Cámara 4</b>
Rotíferos	20	24	28	36
Flagelados	12	16	19	23
Ciliados	10	14	16	19
Nemátodos	0	1	2	1

**Semana 8**

<b>Grupo</b>	<b>Cámara 1</b>	<b>Cámara 2</b>	<b>Cámara 3</b>	<b>Cámara 4</b>
Rotíferos	18	20	24	38
Flagelados	10	16	18	21
Ciliados	10	13	14	20
Nemátodos	0	2	1	1

## MICROORGANISMOS

### Etapa experimental 2

#### Fase pre-estable 2

##### Semana 1

Grupo	Cámara 1	Cámara 2	Cámara 3	Cámara 4
Rotíferos	5	6	8	9
Flagelados	4	5	6	7
Ciliados	2	2	3	5
Nemátodos	0	0	0	1

##### Semana 2

Grupo	Cámara 1	Cámara 2	Cámara 3	Cámara 4
Rotíferos	6	7	9	11
Flagelados	6	6	8	9
Ciliados	3	4	4	6
Nemátodos	0	0	1	1

##### Semana 3

Grupo	Cámara 1	Cámara 2	Cámara 3	Cámara 4
Rotíferos	7	8	10	13
Flagelados	6	7	9	11
Ciliados	4	4	5	6
Nemátodos	0	1	1	1

##### Semana 4

Grupo	Cámara 1	Cámara 2	Cámara 3	Cámara 4
Rotíferos	8	10	12	14
Flagelados	8	9	10	12
Ciliados	4	5	5	8
Nemátodos	0	1	1	2

##### Semana 5

Grupo	Cámara 1	Cámara 2	Cámara 3	Cámara 4
Rotíferos	10	11	14	18
Flagelados	9	10	12	14
Ciliados	5	6	7	9
Nemátodos	0	1	1	1

**Fase estable 2****Semana 6**

<b>Grupo</b>	<b>Cámara 1</b>	<b>Cámara 2</b>	<b>Cámara 3</b>	<b>Cámara 4</b>
Rotíferos	10	11	15	19
Flagelados	10	10	12	15
Ciliados	6	6	8	10
Nemátodos	0	1	1	1

**Semana 7**

<b>Grupo</b>	<b>Cámara 1</b>	<b>Cámara 2</b>	<b>Cámara 3</b>	<b>Cámara 4</b>
Rotíferos	10	12	16	20
Flagelados	9	11	14	16
Ciliados	5	7	7	8
Nemátodos	0	1	1	1

**Semana 8**

<b>Grupo</b>	<b>Cámara 1</b>	<b>Cámara 2</b>	<b>Cámara 3</b>	<b>Cámara 4</b>
Rotíferos	9	10	14	18
Flagelados	10	12	13	14
Ciliados	6	8	9	9
Nemátodos	0	1	1	1