



Facultad de Química
Universidad Nacional Autónoma de México



**Estudio del efecto de la temperatura
usando un modelo tipo Arrhenius sobre
la degradación de materia orgánica en un
reactor de biodiscos.**

TESIS

Que para obtener el título de
Ingeniero Químico

Presenta:

Jorge Bekris Palafox

**TESIS CON
FALLA DE ORIGEN**

México, D.F. 1992



Universidad Nacional
Autónoma de México

UNAM



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 está 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.

I N D I C E

	Página

RESUMEN	1
CAPITULO 1	
1 INTRODUCCION	3
CAPITULO 2	
2 ANTECEDENTES	4
2.1 Generalidades sobre tratamiento de aguas residuales	4
2.2 Procesos biológicos secundarios	5
2.3 Aplicación de los procesos biológicos en el tratamiento de aguas residuales	6
2.4 Tratamiento biológico del nejayote	7
2.5 Reactores biológicos rotatorios (RBRs)	8
2.6 Formación de la película biológica activa en RBRs	9
2.7 Velocidad de reacción enzimática y temperatura	11
2.7.1 Efectos ambientales sobre cinéticas de crecimiento	17

CAPITULO 3

3	OBJETIVOS	20
---	-----------	----

CAPITULO 4

4	MATERIALES Y METODOS	21
---	----------------------	----

4.1	Experimentación previa	21
-----	------------------------	----

4.1.1	Diseño y construcción del RBR	21
-------	-------------------------------	----

4.1.2	Arranque y operación del RBR	24
-------	------------------------------	----

4.1.3	Establecimiento de las condiciones de operación del RBR	26
-------	---	----

4.1.4	Operación y respuesta fisicoquímica preliminar del RBR	27
-------	--	----

4.2	Experimentación a diferentes temperaturas	31
-----	---	----

4.2.1	Análisis fisicoquímico y bioquímico del agua	31
-------	--	----

CAPITULO 5

5	RESULTADOS	33
---	------------	----

5.1	Registros fisicoquímicos y bioquímicos a diferentes temperaturas	33
-----	--	----

5.2	Aplicación del modelo de Arrhenius a los valores obtenidos a distintas temperaturas	46
-----	---	----

CAPITULO 6

6	CONCLUSIONES Y RECOMENDACIONES	62
---	--------------------------------	----

CAPITULO 7

7	BIBLIOGRAFIA	65
---	--------------	----

CAPITULO 8

8	ANEXO A	70
---	---------	----

8.1	Prueba química: demanda química de oxígeno (DQO)	70
-----	--	----

CAPITULO 9

9	ANEXO B	74
---	---------	----

9.1	Prueba bioquímica: demanda bioquímica de oxígeno DBO_5	74
-----	---	----

**ESTUDIO DEL EFECTO DE LA TEMPERATURA USANDO UN MODELO TIPO
ARRHENIUS SOBRE LA DEGRADACION DE MATERIA ORGANICA EN UN REACTOR
DE BIODISCOS**

RESUMEN

Como una alternativa viable para enfrentar el problema que representa el tratamiento de aguas residuales, de tipo carbonoso, con alto contenido de material orgánico biodegradable, se presentan los sistemas biológicos rotatorios de tipo aerobio. El reactor biológico rotatorio (RBR) o más comúnmente llamado biodisco, consta de una serie de discos montados en un eje central.

El conjunto es movido mecánicamente por un motor eléctrico. Aproximadamente el 40% de la superficie total de los discos se encuentra sumergida en un recipiente semicilíndrico que contiene el agua residual por tratar.

Estos sistemas tienen la capacidad de transformar, mediante el metabolismo microbiano, el material orgánico disuelto a sólidos biológicos suspendidos, generalmente aglomeraciones de comunidades mixtas de organismos microscópicos.

El objetivo de este estudio fue hacer una correlación entre el porcentaje de remoción por efecto de la temperatura, debido a que la actividad microbiana se ve favorecida cuando ésta se incrementa, aplicando el modelo de la ecuación de Arrhenius a lo largo de un sistema de biodiscos.

Para conseguir lo anterior, se diseñó un RBR de 20 litros de volumen total, dividido en diez cámaras o compartimientos intercomunicados entre sí. Cada cámara contiene dos discos de 0.3 m de diámetro unidos a un eje común. El conjunto es movido por un motor eléctrico, el que proporciona a los discos una velocidad de rotación de 30 rpm. Se suministró de manera constante nejayote diluido a una concentración de 2 g/L como demanda química de oxígeno (DQO), con equivalencia de 0.6 g/L como demanda bioquímica de oxígeno (DBO₅). El RBR se operó a tres diferentes temperaturas (10, 20 y 30°C), manteniéndose un gasto constante de 20 L/día.

Durante la fase pseudoestable del RBR y bajo condiciones de operación constantes, se efectuó, en cada cámara y en los tres periodos experimentales de variación de temperatura.

Desde el punto de vista fisicoquímico se observó que, a lo largo del RBR, durante los experimentos a tres temperaturas diferentes, el pH varió de neutro a ligeramente alcalino

Desde el punto de vista fisicoquímico se observó que, a lo largo del RBR, durante los experimentos a tres temperaturas diferentes, el pH varió de neutro a ligeramente alcalino conforme avanzaba en la etapa depurativa, oscilando entre 7.0 y 8.2 unidades. Los niveles de oxígeno disuelto fueron superiores a 2 mg/L en las últimas cinco etapas del reactor.

También se observó que a 30°C se obtuvo, 80 y 90% más remoción, calculada como DQO, que a 20 y 10°C, mientras que medido como DBO_5 , fue de 20 y 50% para la misma secuencia de temperaturas. Aproximadamente el 75% de la remoción total, medida como DQO y el 85% como DBO_5 , ocurrió en las primeras cinco etapas del sistema de tratamiento, lo cual sugiere la disminución en el número de compartimentos del reactor. Esto, aunado al aumento en el número de discos o bien su área superficial (en las primeras cámaras), permitiría depurar efluentes más concentrados, empleando reactores más compactos.

Las constantes de rapidez de reacción encontradas fueron para 10°C, $-17.93 E^{-2}$ para DQO y $-8.19 E^{-2}$ para DBO_5 ; para 20°C, $-10.56 E^{-2}$ para DQO y $-46.81 E^{-2}$ para DBO_5 ; para 30°C, $-69.02 E^{-2}$ para DQO y $-689.80 E^{-2}$ para DBO_5 . La correlación en una gráfica tipo Arrhenius es bastante buena (-0.6819 para DQO y -0.9718 para DBO_5), dando una pendiente (E_a/R) de $-5,658.189$ para la curva con DQO y $-19,136.78$ para la DBO_5 .

CAPITULO I

1. INTRODUCCION

México al igual que otros países, se enfrenta al grave y creciente problema que representa la generación de aguas contaminadas debido a su uso en actividades domésticas e industriales.

El agua contaminada no se restringe a un espacio pequeño, sino que se difunde profusamente. Por un lado, al ser descargados los efluentes residuales en cuerpos de agua naturales como ríos y lagos, deterioran la calidad físicoquímica del agua, evitando así su uso potencial como fuente de agua potable. Provocan, además, la muerte masiva de la flora y la fauna acuáticas preexistentes y propician la generación de focos de infección dañinos para los asentamientos humanos aledaños.

Por otra parte, al descargarse sobre el suelo, pueden ocasionar limitantes para su uso como tierras de cultivo, debido tanto al incremento de su salinidad, como de la potencialidad en la presencia de microorganismos patógenos. Además por infiltración pueden inducir la contaminación de mantos freáticos, principalmente de los más someros (Durán de Bazúa, 1987).

Por lo anterior se hace necesario que, además de estudiar los mecanismos conducentes a disminuir la generación de volúmenes de aguas contaminadas, se realice el tratamiento previo de los líquidos residuales o usados, con dos objetivos principales:

- 1) Disminuir el efecto contaminante de los mismos, antes de su descarga en colectores municipales, superficies terrestres o cuerpos de agua naturales y
- 2) Una vez tratados reutilizarlos, así como reutilizar los subproductos obtenidos de su tratamiento (DDF, 1981; Durán de Bazúa, op. cit.; Curds 1975; Duncan, 1976).

CAPITULO 2

2. ANTECEDENTES

2.1. GENERALIDADES SOBRE TRATAMIENTO DE AGUAS RESIDUALES

El tratamiento de aguas residuales es una combinación de procesos primarios, secundarios y terciarios, los cuales pueden ser aplicados independientemente, aumentando su costo de manera proporcional al grado de descontaminación que se desea alcanzar (Duncan, op. cit.).

Los procesos primarios consisten en eliminar los sólidos de mayor tamaño, así como los más fácilmente sedimentables. Para lograrlo se usan métodos como cribado, sedimentación, flotación, filtración, etc. Estos procesos aunque no efectúan ningún tipo de eliminación de material contaminante disuelto en el agua, si evitan que haya una incorporación posterior por disolución, lo cual retardaría la depuración de ésta.

Los procesos secundarios o biológicos, son comúnmente empleados para eliminar el material orgánico disuelto biodegradable (MOD). Estos procesos, involucran la intervención de microorganismos, como algas y hongos microscópicos, protozoarios y micrometazoarios. Estos organismos se encargan de transformar porciones considerables de MOD de fácil biodegradación, a sólidos biológicos de rápida sedimentación, generalmente nuevos organismos de las diferentes comunidades representadas a lo largo del proceso depurativo. Dentro de estos procesos se encuentran: reactores anaerobios de lecho empacado, lagunas facultativas, lagunas aerobias, lodos activados, filtros percoladores (lechos de oxidación biológica), reactores biológicos rotatorios, etcétera).

Los procesos terciarios se basan en principios físicos y químicos y son aplicados cuando se desea obtener agua de mejor calidad que la lograda en los tratamientos previos (primarios o secundarios) o inclusive sin que el agua de interés haya sido sometida a un tratamiento preliminar primario o secundario. Lo anterior va a depender del tipo y grado de contaminación inicial del agua por tratar. A partir de los procesos terciarios es posible la remoción de material orgánico no biodegradable o de difícil biodegradación y de compuestos formados en los otros tratamientos. Como microorganismos suspendidos, diversos iones y la coloración del agua. Dichos procesos son, entre otros, filtración, adsorción, cloración, coagulación e intercambio iónico (Duncan, op. cit.; Eckenfelder y Ford, 1970; Fernández, 1986; Pedcoza, 1985).

De manera especial, los efluentes de la industria alimentaria presentan una alta concentración de materia orgánica, tanto disuelta como suspendida, para cuya degradación los sistemas de tratamiento biológicos resultan ser los más adecuados (Durán de Bazúa et al., 1982).

Dada la importancia de los procesos biológicos, a continuación se dará una somera descripción y aplicación de éstos.

2.2. PROCESOS SECUNDARIOS O BIOLÓGICOS

División metabólica de los procesos biológicos

Los procesos biológicos pueden dividirse, en general, en función del tipo de metabolismo empleado por los microorganismos que en él intervienen, considerando además el nivel de oxígeno en solución presente en el líquido bajo tratamiento en:

1) Procesos biológicos anaerobios

En ellos se desarrollan microorganismos que no requieren oxígeno molecular libre en solución, ya que las necesidades para su subsistencia las obtienen de compuestos inorgánicos aceptores de electrones como son los nitritos y nitratos. Mediante la digestión en reactores y lagunas anaerobias se consigue remover la materia orgánica soluble (Marmolejo, 1984).

2) Procesos biológicos aerobios

Al igual que el proceso anterior, es posible remover el material orgánico soluble, pero por medio de microorganismos que requieren para su desarrollo de suficiente oxígeno molecular libre en solución (cuando menos 2 mg/L). Procesos biológicos de estas características son los lodos activados convencionales, los reactores empacados o filtros percoladores, la aireación extendida, las lagunas de aireación, la digestión aerobia y reactores biológicos rotatorios (discos biológicos) entre otros (Durán de Bazúa, 1983).

3) Procesos biológicos mixtos o facultativos

Consisten en una combinación de los dos procesos anteriores, intervienen microorganismos aerobios, microaerofílicos, anaerobios y de tipo facultativo. Como ejemplo de este proceso están las lagunas facultativas (Escárrega y Pulido, 1986).

Formas de crecimiento microbiano

Por otro lado, cada uno de los procesos biológicos anteriormente mencionados, puede a su vez presentar diferentes formas de crecimiento microbiano:

Crecimiento adherido:

Este tipo de crecimiento se realiza mediante la adhesión de los microorganismos a algún medio inerte que sirve de soporte, como son rocas, materiales plásticos o cerámicos según sea el tipo de tratamiento biológico empleado. En la lama formada o película biológica activa fija, es donde se realiza la conversión de materia orgánica disuelta y otros constituyentes presentes en las aguas de desecho, a CO_2 , H_2O y otros metabolitos disueltos. A partir de esta conversión es posible que los microorganismos presentes obtengan la energía suficiente para mantener su metabolismo basal y, mediante su reproducción, incorporar nuevos individuos al medio de soporte.

Crecimiento en suspensión:

En este caso, los microorganismos crecen suspendidos en el líquido bajo tratamiento, formando aglomerados o flóculos de diversos tamaños y consistencias; bajo esta estructura, logran una mayor superficie de contacto con los nutrientes en los que se encuentran inmersos, eliminando a la vez aquellos compuestos que no les son útiles.

De estos dos tipos de crecimiento el de película biológica activa fija, ha tenido mucho auge en los últimos diez años. Su uso se ha enfocado a los llamados "filtros percoladores" (lechos de oxidación biológica) y a los reactores biológicos rotatorios. Estos últimos presentan varias ventajas con respecto a los otros sistemas, las cuales se detallarán más adelante.

2.3. APLICACION DE LOS PROCESOS BIOLÓGICOS EN EL TRATAMIENTO DE AGUAS RESIDUALES

La industria de la nixtamalización del maíz es una de las más importantes de la industria alimentaria en México. El tratamiento de sus efluentes líquidos ha sido estudiado extensamente (Alvarez, 1986; Civit, et al., 1984; Durán de Bazúa, 1977, 1983, 1987; Escárcega y Pulido, 1986; Feria y Trejo, 1979; Luna-Pabello, 1987; Marmolejo, 1984; Montesinos y Durán, 1986; Pedroza y Durán, 1985).

El agua residual es conocida como nejayote (del náhuatl: nextli=cenizas de cal; áyoh=caldo o cosa aguada y atl=agua). Contiene altas concentraciones de materia orgánica disuelta y en suspensión, provenientes tanto del material biológico del alimento como del material inorgánico aportado al proceso.

La materia orgánica e inorgánica que contamina las aguas puede medirse por medio de su oxidación química. A esta medida se le conoce como demanda química de oxígeno o DQO (APHA, 1981).

Asimismo, puede ser degradada por microorganismos y entonces se le conoce como demanda bioquímica de oxígeno en cinco días (DBO_5). Esta es una prueba empírica para determinar la cantidad relativa de oxígeno requerido, por determinados microorganismos, para degradar la materia orgánica disuelta presente en las aguas contaminadas y estandarizada en un tiempo de cinco días a 20°C.

Las principales características fisicoquímicas del nejayote procente de los molinos de nixtamal son: pH entre 12 y 14 unidades, alcalinidad de 2700 mg de $CaCO_3/L$ sólidos suspendidos cercanos a 2000 mg/L, demanda química de oxígeno (DQO) del orden de 20 000 mg DQO/L, y demanda bioquímica de oxígeno en cinco días (DBO_5) de 8000 mg DBO_5/L . Se observa una relación de carbono:nitrógeno:fósforo de aproximadamente 500:1:0.25 respectivamente, lo cual indica que es un efluente de tipo carbonoso o carbonáceo.

2.4. TRATAMIENTO BIOLÓGICO DEL NEJAYOTE

Desde 1977 se han realizado diversas pruebas de tratamiento biológico a escala de laboratorio para depurar las aguas residuales provenientes de la nixtamalización del maíz (nejayote).

Entre los sistemas empleados se encuentran:

Lodos activados.- Este sistema está compuesto de un tanque donde se deposita el agua de desecho por tratar, la que es aireada mecánicamente por agitación. Después de un determinado tiempo, el líquido aireado pasa a un sedimentador secundario, donde se separa por gravedad el agua tratada como sobrenadante y los lodos de desecho por el fondo del sedimentador.

Parte de estos lodos son recirculados nuevamente al tanque como inóculo y el resto son eliminados (Durán de Bazúa y Hartmann, 1980; Hartmann y Durán de Bazúa, 1981).

Contacto anaerobio.- Consta de un recipiente herméticamente cerrado y el agua por tratar es depositada en su interior. Tiene una salida superior para gases y otra inferior que comunica con el sedimentador secundario, donde se separan los lodos de desecho y el agua tratada (Marmolejo, 1984).

Reactor anaerobio empacado o filtro anaerobio.- Son de forma generalmente cilíndrica, cerrados herméticamente, con tipos de empaque variable. Comúnmente el agua residual se introduce por la parte inferior del cilindro (película ascendente), aunque también pueden alimentarse las aguas residuales por la parte superior (película descendente). En el mismo reactor se realiza la separación del agua tratada y los gases producidos, así como los lodos generados, si resulta necesario (Civit et al., op. cit.).

Reactor biológico rotatorio (RBR) o reactor de discos biológicos.- Este sistema está formado por una serie de cámaras intercomunicadas entre sí por la parte superior. Cada cámara contiene un conjunto de discos ensamblados a un eje. Aproximadamente el 40% de la superficie de dichos discos se encuentra sumergida en las aguas de desecho por tratar. El líquido una vez tratado pasa a un sedimentador secundario en donde los lodos de desecho y el agua tratada se separan por gravedad (Pedroza, 1985).

De acuerdo con los resultados experimentales obtenidos en esos estudios, el sistema aerobio de discos biológicos rotatorios, resultó ser el más eficiente para la remoción de materia orgánica presente, así como para generar lodos densos fácilmente sedimentables (Durán de Bazúa, 1988; Escárcega y Pulido, op. cit.).

En consecuencia, a continuación se señalan algunos aspectos de interés con referencia a este sistema.

2.5. REACTORES BIOLÓGICOS ROTATORIOS (RBRs)

Generalidades sobre RBRs

Los reactores biológicos rotatorios, comercialmente conocidos como reactores de biodiscos, han ido demostrando paulatinamente su importancia en el tratamiento de aguas que contengan material orgánico biodegradable tanto en concentraciones altas como bajas. Necesitan tiempos de

residencia hidráulicos cortos debido a la gran área superficial expuesta; pueden operar en un amplio intervalo de gastos; no requieren tuberías de recirculación y sus costos de operación y mantenimiento son bajos, debido a su sencillez de operación, considerando su tamaño y funcionamiento. Sin embargo, requieren períodos largos para alcanzar la estabilidad y la inversión de capital inicial asociado a su construcción y arranque es alta, lo cual representa una gran desventaja para los países del tercer mundo (Antonie y Van Aacken, 1971; Durán de Bazúa, et al., 1982; Friedman et al., 1979; Klemetson y Rogers, 1982; Pedroza, 1985; Rushbrook y Wilke, 1980).

Dentro del contexto de la problemática que representa la depuración de las aguas residuales con alto contenido de materia orgánica disuelta, resulta de gran importancia el conocimiento claro de los procesos biológicos que se realizan para dicho efecto. Dentro de la literatura de sistemas artificiales para tratamiento biológico de aguas residuales, existen diversos trabajos relacionados con el papel depurador de los microorganismos. La mayor información está centrada sobre las bacterias y su interacción con sustratos de relativamente fácil biodegradación y baja concentración como son los efluentes de tipo doméstico.

Existe una cantidad considerable de estudios referentes a la optimización estructural y de operación, de plantas de tratamiento de aguas residuales (Alvarez et al., 1985; Duncan, 1976; Durán de Bazúa, 1983; Escárcega y Pulido, 1986; Famularo et al., 1978; Hamoda y Wilson, 1989; Montesinos y Durán, 1987; Norouzián y Deloya, 1984; Pano y Middlebrooks, 1982; Pedroza, 1985; Pedroza y Durán, 1986; Poon y Chao, 1979; Rittman et al., 1983; Shariff y Hassan, 1984; Starkey y Karr, 1984). Sin embargo, desde el punto de vista microbiológico, un entendimiento claro de la importancia del efecto de la temperatura sobre su metabolismo de los compuestos contaminantes, permitiría optimizar o mantener bajo control esta variable durante el funcionamiento de dichas plantas.

2.6. FORMACION DE LA PELICULA BIOLOGICA EN RBR_g:

Respecto a este punto, se han realizado algunos estudios sobre el desarrollo global de la película biológica o biopelícula, el cual ha sido dividido en tres fases: Inducción, acumulación, y estabilización. El término de biopelícula no implica necesariamente una acumulación superficial uniforme en el tiempo y/o espacio (Characklis y Cooksey, 1983).

Fase de inducción.- Comprende la adsorción de los compuestos orgánicos sobre la superficie húmeda de los discos, mientras estos se encuentran en contacto, al sumergirse en el líquido por tratar. Se considera que la adsorción de los compuestos orgánicos en la superficie húmeda del soporte es un requisito previo para el desarrollo de la película biológica y la consecuente fijación de la biomasa (Norouzián y Deloya, 1984). Es decir, los microorganismos colonizan las superficies húmedas sólidas (formando la matriz gelatinosa microbiana), cuando las cantidades adecuadas de nutrientes orgánicos, sales minerales y oxígeno, están disponibles sobre dichas superficies (Pedroza op. cit.).

Fase de acumulación.- Durante ésta fase, hay un crecimiento logarítmico de los microorganismos, continuando así, hasta que el soporte está completamente cubierto (Norouzián y Deloya, op. cit.). Se observa un período de acumulación constante, el cual termina por efecto del esfuerzo cortante entre la biopelícula y la superficie del líquido. Este proceso previene la acumulación de mayor cantidad de microorganismos. El "alimento" (substratos disueltos) y el oxígeno son suministrados a través de la película biológica por difusión. A medida que el grosor de la película aumenta, se hace más factible la generación, en los estratos más profundos, de zonas con procesos anaerobios (Famularo et al., 1978; Reiber y Stensel, 1985).

Fase de estabilización o "plateau" (meseta).- En esta fase la película biológica desprendida y la producida se encuentran en equilibrio dinámico, manteniéndose un espesor constante. El mantenimiento de la estructura 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 (Trulear y Characklis, 1982).

La condición de estabilidad persiste hasta que los nutrientes difundidos a través de la biopelícula se terminan. En ese momento los organismos de las capas basales mueren. La integridad estructural de la base de la película se pierde y ocurre un desprendimiento masivo (Characklis y Cooksey, op. cit.; Pedroza, 1985).

Durante el proceso depurativo se llevan a cabo fenómenos de difusión de substratos y metabolitos disueltos y gaseosos de manera recíproca entre el líquido y los aglomerados microbianos (grumos y película activa fija), los cuales no son activos en todo su espesor, sino únicamente en un intervalo que va de 21 um, hasta 150 um, dependiendo de los sustratos o nutrientes limitantes (Famularo et al., 1978).

La capacidad depuradora de la película biológica activa, alcanza su máximo cuando existe una capa delgada completamente aerobia, disminuyendo su eficiencia al incrementarse su espesor,

transformándose en zonas microaerobias y anaerobias (Kornegay, 1975; en Escárrega y Pulido, 1986).

Al respecto, se sabe que en los reactores de biodiscos, la materia orgánica disuelta es biodegradada, de manera secuencial, por diferentes comunidades bacterianas según las condiciones ecológicas específicas prevalecientes en cada etapa del sistema, particularmente la temperatura (Luna-Pabello, 1987, 1990; Pedroza, 1985; Vavilin, 1982; Wang et al., 1984).

- 1.- En la actualidad existe un creciente interés en el empleo de los RBRs como sistemas biológicos para la depuración de efluentes líquidos, con mayor concentración de materia orgánica biodegradable, que la contenida en aguas domésticas,
- 2.- Estos sistemas aumentan el porcentaje de remoción de materia orgánica de manera directamente proporcional al incremento de temperatura, en un determinado intervalo, que oscila entre 0 y 35°C,
- 3.- Las comunidades microbianas son fundamentales en este tipo de procesos, debido a que son las que transforman el material orgánico biodegradable disuelto, en sólidos biológicos suspendidos, formando grumos de poblaciones mixtas de microorganismos, susceptibles de ser separados posteriormente por procesos físicos relativamente sencillos. Por ello resulta importante buscar una correlación matemática simple entre la temperatura y la rapidez de reacción ya que ésta permitirá acercar el sistema a condiciones óptimas, si la temperatura es adecuada.

A continuación se presenta brevemente el modelo de Arrhenius y su posible aplicación a sistemas biológicos.

2.7 VELOCIDAD DE REACCION ENZIMATICA Y TEMPERATURA

En cualquier estudio de cinética química, un tema recurrente es la forma que relaciona la temperatura con una constante de velocidad de reacción: el modelo de Arrhenius.

$$k = A e^{-E_a/RT} \quad (2.7.1)$$

donde:

E_a = energía de activación, cal/mol
 R = constante universal de los gases, cal/mol K
 A = factor de frecuencia, mismas unidades que k
 T = temperatura absoluta, K

En una gráfica de Arrhenius, se grafica $\log k$ vs $1/T$ para dar una línea recta con una pendiente $-E_a/R$ y una ordenada al origen igual a $\log A$. El modelo de Arrhenius de la dependencia con la temperatura se ve satisfecho por las constantes de velocidad de muchas reacciones enzimo-catalíticas. Esto se ejemplifica en la Figura 1.

Debe hacerse notar que el intervalo de temperaturas es muy limitado (Figura 2), ya que las enzimas se inactivan arriba de 45 a 50°C (Bailey y Ollis, 1986).

Un mecanismo físico para este fenómeno es obvio: Con el incremento de temperatura, los átomos de la molécula enzimática tienen mayores energías y una mayor tendencia a moverse. Eventualmente desacumulan energía, como para que la estructura globular de la proteína permanezca y las interacciones sean más débiles y continúe la desactivación.

La desactivación térmica de las enzimas puede ser reversible, irreversible o una combinación de ambas. Un modelo simple de desactivación térmica reversible son los datos T-actividad de cinéticas enzimáticas sobre un amplio intervalo de temperaturas. Puede suponerse que la enzima existe de forma activa (a) e inactiva (i)

$E_a \rightleftharpoons E_i$ con una constante de equilibrio

$$\frac{E_i}{E_a} = K_d = \exp(-\Delta G_d/RT) = \exp(-\Delta H_d/RT) \exp(\Delta S_d/R) \quad (2.7.2)$$

donde:

- ΔG_d = energía libre de desactivación
- ΔH_d = entalpía de desactivación
- ΔS_d = entropía de desactivación

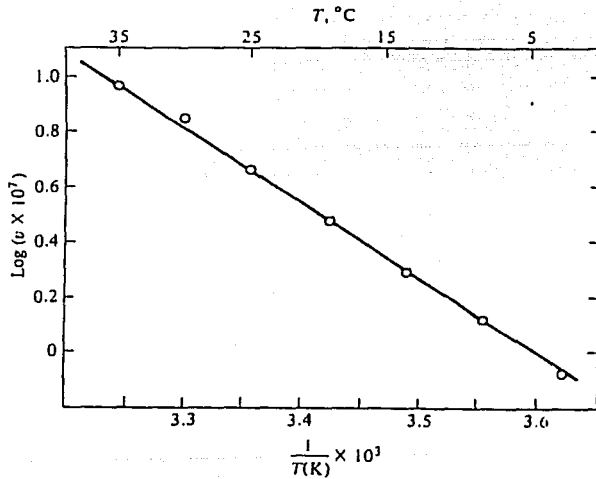
Las energías de enlace de uniones de hidrógeno son de 3 a 7 kcal/mol, pero las entalpías de desactivación enzimática ΔH_d son muy altas: 68 y 73.5 kcal/mol para la tripsina y lysozima de la clara de huevo, respectivamente. Los cambios de entropía con la desactivación para estas enzimas son de 213 cal/(molK).

Debido a los grandes calores de desnaturalización, la proporción de enzimas activas es muy sensible a pequeñas variaciones de temperatura. Para tales valores de ΔH_d , la enzima se desactiva casi por completo sobre un intervalo de 30°C.

Todas las enzimas presentes están en formas activas e inactivas:

$$E_a + E_i = E_o$$

Figura 1.
Modelo de Arrhenius (Bailey y Ollis, 1988).



que con la ecuación (2.7.2) da:

$$E_a = E_0 / (1 + K_d) \quad (2.7.3)$$

De acuerdo a la teoría de los estados de transición, las velocidades de reacción para grandes concentraciones de sustrato, se pueden escribir así:

$$v_{\max} = E_a k (T) \quad (2.7.4)$$

$$k (T) = \alpha (k_B T/h) \cdot \exp (\Delta S^*/R) \cdot \exp (-E/RT) \quad (2.7.5)$$

donde:

k_B y h son las constantes de Boltzmann y Planck, respectivamente y α es una constante de proporcionalidad.

Combinando las ecuaciones (2.7.2) y (2.7.3) con la (2.7.5) se obtiene:

$$v_{\max} = \beta T \cdot \exp(-E/RT) / [1 + \exp(\Delta S_d/R) \cdot \exp(-\Delta H_d/RT)] \quad (2.7.6)$$

donde B es un factor de proporcionalidad que incluye a α , k_B , h , E_0 y $\exp(\Delta S^*/R)$.

La ecuación (2.7.6) es una relación que representa el comportamiento que se muestra en la Figura 2. La curva dibujada a través de los puntos se calculó con esta ecuación, después de estimar los parámetros β , E , ΔS_d y ΔH_d , experimentalmente.

La pendiente a valores grandes de $1/T$ es aproximadamente $-E/R$ (el error es igual a $T(K)$, que usualmente no es significativo).

La curva de la otra línea recta obtenida a mayores temperaturas es aproximadamente igual a $(\Delta H_d - E)/R$.

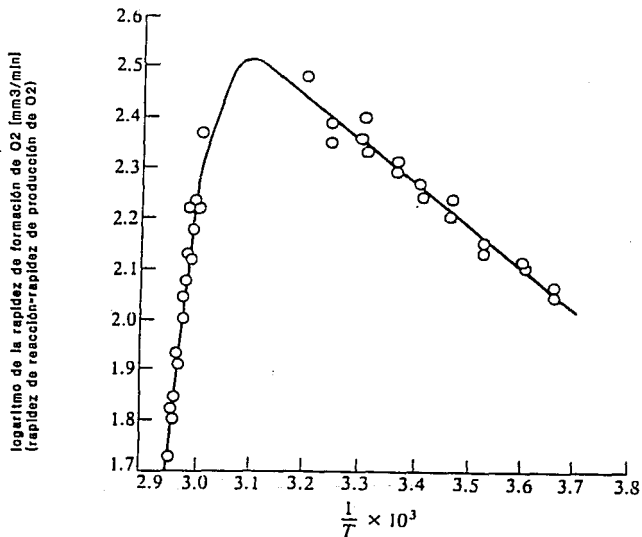
S_d debe ser estimada después de notar que, a la T_{\max} donde $\log v_{\max}$ se maximiza, se tiene:

$$K_d (T_{\max}) = E + RT_{\max} / (\Delta H_d - E - RT_{\max}) \quad (2.7.7)$$

Una vez que se conoce T_{\max} a partir de las mediciones y E y H_d se han estimado también, se puede evaluar el lado derecho de la ecuación (2.7.7).

Ahora conociendo $K_d(T_{\max})$ se puede volver a la ecuación (2.7.2) y calcular ΔS_d . Finalmente, la constante de proporcionalidad B se escoge para hacer $v_{\max}(T_{\max})$ de la ecuación (2.7.6) igual al valor medido.

Figura 2. Producción de oxígeno (rapidez de reacción) en un intervalo de temperaturas para el crecimiento microbiano (Bailey y Ollis, 1986).



E = 3.6 kcal/mol, Hd = 55.6 kcal/mol
 Sd = 168 kcal/mol K, = 268 mm³/min

Algunos ajustes iterativos podrían ser necesarios para refinar las estimaciones iniciales y obtener un buen ajuste de los datos $T-v_{\max}$. En particular, los datos pueden ser muy sensibles al valor de T_{\max} . Claro que otros parámetros en la expresión de rapidez de reacción tal como es la constante de Michaelis y una constante de inhibición son también funciones de la temperatura.

Si estos parámetros se interpretan como constantes de equilibrio, como es el caso más frecuente, se esperará una dependencia de la temperatura de la forma de la ecuación (2.7.2), dando una línea recta de $\ln k$ versus $1/T$, donde el parámetro de la energía libre estándar puede evaluarse.

En algunos casos, los datos graficados en estas coordenadas no dan una línea recta. Tales complicaciones se pueden deber a una sobresimplificación de la interpretación de K_m o K_i o a la secuencia de la propia reacción catalítica.

Si los parámetros cinéticos determinados a diferentes temperaturas no caen en una línea recta en una gráfica de Arrhenius el modelo no está completo o no está correcto.

2.7.1 OTROS EFECTOS AMBIENTALES SOBRE LA CINÉTICA DE CRECIMIENTO

Durante el crecimiento microbiano se necesita, solo un simple parámetro λ [o tiempo de duplicación de la población, $td = \ln 2 / \lambda$], para caracterizar la cinética de crecimiento de la población. Por esta razón, la magnitud de la rapidez específica de crecimiento es ampliamente utilizada para describir la influencia del medio ambiente en las células sobre el comportamiento de las mismas.

Se considera primero la influencia de la temperatura el intervalo de temperatura capaz de soportar la vida se sabe que está entre -5 y 95°C .

Los datos de la figura 3 para el crecimiento de *E. coli*, ilustran dramáticamente la fuerte influencia de la temperatura. Nótese en la gráfica de Arrhenius que, a baja temperatura se tiene el comportamiento clásico, mientras que hay un rápido decremento en la rapidez de crecimiento en cuanto la temperatura se acerca al límite superior de sobrevivencia de la bacteria. La similitud de la dependencia de la temperatura para el crecimiento con la relación enzima-temperatura-actividad presentada en la Figura 2 es clara.

De la misma forma la dependencia de la temperatura con las rapideces específicas de crecimiento se puede expresar por la ecuación (2.7.6). Aparentemente, a bajas temperaturas la actividad metabólica de la célula se ve incrementada con un aumento en la temperatura conforme la actividad de sus enzimas aumenta. Pero cuando la mayoría de la proteína termolábil se desnaturaliza, la célula muere.

El efecto combinado temperatura - pH es también importante. La figura 4 muestra este comportamiento para el caso de *E. coli* (Bailey y Ollis, 1986).

Sobre estas bases, a continuación se presentan los objetivos de este trabajo.

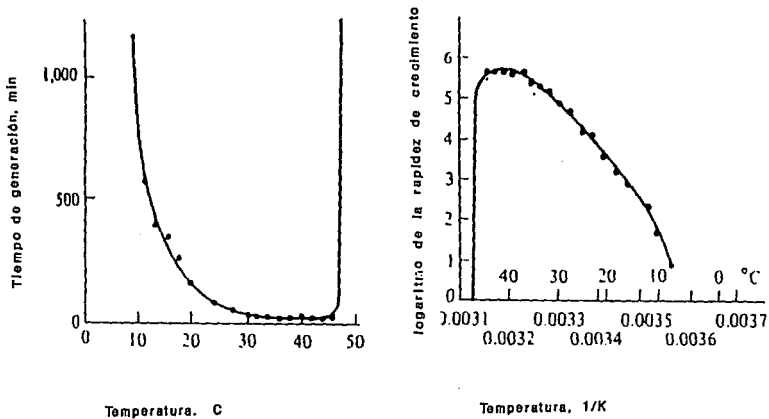
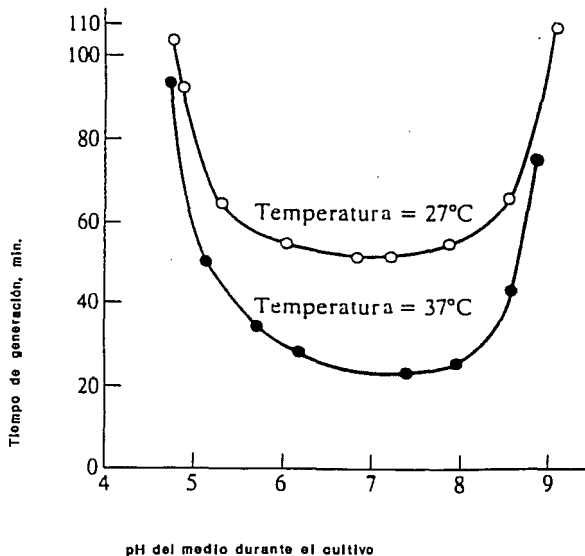


Figura 3. Gráfica de crecimiento versus temperatura y aplicación del modelo de Arrhenius; Aumento de células conforme aumenta la temperatura hasta 46 C. Después de esa temperatura las células mueren (Bailey y Ollis, 1986).

Figura 4. Efecto de la temperatura y el pH sobre el tiempo de generación de E.coli (Bailey y Oilla, 1986).



CAPITULO 3

3. OBJETIVOS

- 1.-) Diseñar un RBR a escala laboratorio para el estudio del efecto de la temperatura en el proceso depurativo usando un modelo tipo Arrhenius sobre la degradación de materia orgánica en este tipo de reactores, medida como DQO y como DBO₅.

- 2.-) Establecer las condiciones de operación a régimen permanente del RBR a lo largo de la fase experimental.

CAPITULO 4

4.- MATERIALES Y METODOS

4.1. EXPERIMENTACION PREVIA

De acuerdo con trabajos previos a nivel de laboratorio se ha encontrado que los reactores biológicos rotatorios (RBR) de tipo aerobio son los más eficientes para degradar la materia orgánica disuelta contenida en las aguas residuales de molinos de nixtamal, las cuales son conocidas comúnmente como nejayote (Alvarez, et al., 1985; Durán de Bazúa, 1988; Escárcega y Pulido, 1986; Pedroza y Durán, 1985; Pedroza de Brenes y Durán de Bazúa, 1987; Pedroza-Islas y Durán de Bazúa, 1990). El objetivo de esta primera etapa consiste en diseñar, construir, arrancar y operar un reactor biológico rotatorio a escala laboratorio para el tratamiento biológico aerobio del nejayote.

4.1.1 Diseño y construcción del RBR

Considerando que, para el diseño de RBR se emplean tradicionalmente relaciones empíricas entre la eficiencia de remoción de contaminantes y la tasa orgánica o hidráulica (Klemetson y Rogers, 1982; Hamoda y Wilson, 1989) y que, comúnmente, se recomienda una relación área/volumen cercana a 150 m^{-1} para aguas residuales domésticas (Kornegay y Andrews, 1968; Alvarez, 1986; Escárcega y Pulido, 1986; García-Díaz, 1988), se tomó como base, para el diseño del RBR experimental, un volumen total de trabajo de 20 litros y 10 divisiones o compartimentos.

De acuerdo con los cálculos realizados, en función del área requerida para el volumen de agua seleccionado, se determinó que con 20 discos de 0.3 m de diámetro, se obtendría una relación de 141 m^{-1} , la cual es cercana a la recomendada (tabla 1).

Una vez conocidas las características básicas del diseño, se eligió el material para su construcción, tomando en cuenta para ello, su resistencia, disponibilidad y manejo. El material elegido para la construcción de los discos, las mamparas de separación y del sedimentador secundario fue el acrílico. Cabe hacer mención, que tanto para facilitar la formación de

la película biológica sobre los discos, como para evitar su desprendimiento prematuro, es recomendable que estos presenten una superficie rugosa, por lo cual se hace un raspado en ambos lados (Escárcega y Pulido, 1986). Para la construcción de la base del RBR o recipiente del líquido por tratar, el material seleccionado fue lámina galvanizada. Como parte importante del diseño, se estableció que la base tendría forma semicilíndrica, con objeto de evitar al máximo la generación de zonas de mezclado deficiente y consecuente anaerobiosis.

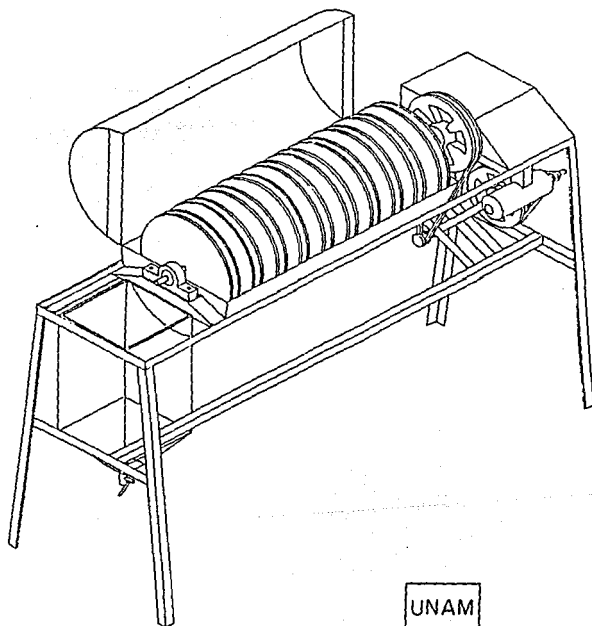
Con el propósito de disminuir tanto la evaporación del líquido en tratamiento, como posibles fluctuaciones bruscas de temperatura durante los tres periodos experimentales programados, se estimó conveniente incorporar al RBR una tapa que cubriera la totalidad de las cámaras. Ambas estructuras, base y cubierta, se construirían de lámina galvanizada (Fig. 5).

Para evitar el retromezclado entre cámaras y favorecer el tratamiento secuencial del líquido suministrado (Durán de Bazúa, 1983; Alvarez, 1986; Escárcega y Pulido, 1986), se acoplaron el RBR y el sedimentador secundario a un soporte metálico con pendiente de inclinación negativa, aproximadamente 1.5°.

Tabla 1. Sumario de las dimensiones del reactor biológico rotatorio (RBR) experimental.

Parámetro	Valor
Número de etapas	10
Número de discos por etapa	2
Diámetro de los discos, cm	30
Espesor de los discos, cm	0.3
Area superficial total por etapa, m ²	0.2827
Volumen de agua por etapa, m ³	0.002
Relación área/volumen	141.4
Porcentaje sumergido	40
Velocidad de rotación, rpm	6 a 30

Figura 5. Esquema de un reactor biológico rotatorio (RBR).



Partes y especificaciones del reactor

El RBR se construyó en forma de un cilindro hueco horizontal dividido longitudinalmente en dos partes:

- 1) Parte superior. Constituye la cubierta del reactor, lo cual permite mantener relativamente constante la temperatura al interior de las cámaras y disminuir el volumen de evaporación del agua residual en tratamiento, que es aproximadamente de 10% diario (2 litros) del volumen total de trabajo a temperatura ambiente.
- 2) Parte basal. Es el recipiente del líquido residual y los aglomerados microbianos generados durante el proceso de biodegradación. La base se subdividió en diez compartimentos de igual tamaño, separados por mamparas de acrílico. Las cámaras se intercomunican mediante un par de ranuras laterales localizadas en la parte superior extrema de cada mampara. Estas ranuras permiten el paso del líquido hacia la siguiente cámara, cuando éste ha llegado al nivel máximo de capacidad.

Cada cámara tiene un volumen aproximado de 2 litros y además, dos discos de 0.3 m de diámetro, sumergidos aproximadamente 40% de su área superficial 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, de corriente directa de 1/10 Hp de potencia, cuya velocidad de rotación es regulada electrónicamente, permitiendo un intervalo en la rotación de los discos entre 6 a 30 rpm.

Una vez que el líquido en tratamiento ha pasado por las diez cámaras es colectado en el sedimentador secundario de 18 litros de capacidad.

4.1.2 Arranque y operación del RBR

El arranque del reactor se hizo con agua corriente para detectar posibles fugas entre mamparas, medir el volumen real de trabajo de cada cámara y total (con discos inmersos), así como posibles fallas en el motor y en el control de velocidad de rotación de los discos. También se realizaron algunos ajustes en la separación de los discos en cada cámara, con objeto de optimizar el mezclado y oxigenación del licor en el reactor.

Fase estable de la película biológica activa

Para acortar el tiempo requerido para la formación de la película biológica activa, en su fase estable o de meseta, se aceleraron en lo posible las fases previas de inducción y acumulación, con lo cual se redujo el tiempo empleado, de tres meses a un mes. El procedimiento fue el siguiente:

- Se incorporó, en todas las cámaras del reactor, líquido residual (nejayote diluido) a una concentración de materia orgánica constante (5000 mg/L, medida como DQO). El influente se elaboraba a partir de nejayote concentrado (30,000 a 50,000 mg DQO/L), diluido con agua de la llave.
- Se mantuvo la rotación de los discos a 6 rpm durante una semana, con la finalidad de facilitar la adsorción de los compuestos orgánicos y la adhesión de los microorganismos al soporte.
- Se inocularon las diez cámaras, al inicio de la operación y de manera periódica, con microorganismos obtenidos, tanto de otro reactor de biodiscos (que trataba también nejayote), como con microorganismos cultivados a partir de suelo y agua estancada.
- Durante este período (una semana), solamente se suministró de manera intermitente el líquido necesario para compensar el volumen evaporado, tratando así de evitar un cambio brusco de las características fisicoquímicas del agua contenida en el sistema. Lo anterior favorece la aclimatación más rápida, aunque paulatina, de los microorganismos sembrados y consecuentemente su crecimiento y reproducción dentro del sistema.
- Una vez lograda la inducción de la película, se suministró al RBR, líquido residual en forma continua, mediante una bomba peristáltica Masterflex, aumentando gradualmente el gasto (volumen incorporado por unidad de tiempo), hasta llegar a 0.833 L/h en las siguientes dos semanas. El líquido sirve como fuente de alimento permanente para los microorganismos establecidos, tanto en la superficie de los discos, como en el líquido contenido en las cámaras (licor mezclado). Lo anterior promueve que se incremente no sólo el área y grosor de la película biológica activa, sino también el número y tamaño de los flóculos suspendidos (grumos microbianos).

4.1.3 Establecimiento de las condiciones de operación del RBR

Para establecer las condiciones de operación del RBR, que garantizaran la biodegradación aerobia de la solución de nejayote, se plantearon una serie de experimentos previos, relacionados con la velocidad rotacional de los discos y la concentración máxima del influente. Un requisito indispensable para iniciar dichos experimentos es lograr la estabilización del sistema de tratamiento, lo cual se describe más adelante.

Para evaluar el comportamiento fisicoquímico y detectar la estabilidad depurativa del RBR, fue necesario registrar rutinariamente in situ la temperatura y el pH con un multimetro Poly-Pran modelo PA-22 y de oxígeno disuelto con un medidor de oxígeno Presto-Tek, modelo HI-8043. También se realizaron análisis de demanda química de oxígeno o DQO (APHA, 1981), de muestras provenientes de las cámaras del RBR. La metodología se basa en el empleo de un fuerte oxidante químico en medio ácido a 150°C durante 2 horas, para su realización se utilizó el equipo Behr. La técnica y el equipo utilizado se describen de manera más amplia en el anexo A.

Estabilización del RBR

Para conseguir la estabilización o régimen de equilibrio dinámico (pseudostable) del reactor de biodiscos, después de obtener la fase meseta en la película biológica activa, se procedió de la siguiente manera:

- Considerar de manera subjetiva, que la película biológica adherida a los discos se encuentre distribuida homogéneamente y con grosor o espesor constante y que, además, presente resistencia al desprendimiento por contacto.
- Realizar análisis periódicos de concentración de materia orgánica disuelta mediante la prueba de DQO. La aplicación sistemática y consuetudinaria de esta prueba, permite conocer el porcentaje de remoción logrado en las aguas residuales después de un determinado tiempo de permanencia dentro del sistema de tratamiento.
- Mantener constante la concentración del influente suministrado al sistema. Esto permite que las cámaras del RBR reciban permanentemente y de manera secuencial la misma concentración de substrato. Para verificar que este parámetro no presente variaciones considerables se hacen, cada tercer día, análisis de DQO de muestras centrifugadas, tanto del tanque de alimentación como de cámaras intercaladas del reactor (1, 3, 5, 7 y 10).

- Cuando los valores obtenidos, después de medirlos en tres ocasiones continuas, son similares (menos del 10% de variación), se aumenta a diez, el número de muestras provenientes del reactor, es decir se toma una muestra de todas las cámaras. A estas muestras, se les hace DQO soluble, y si no se encuentra variación considerable después de tres análisis seguidos, se considera que el sistema ha alcanzado la estabilidad esperada. Las muestras se analizan por duplicado.

Cabe hacer mención que como parámetro constante durante la fase estable del RBR, se determinó que el tiempo de permanencia del líquido residual dentro del reactor fuera de un día, lo cual resulta equivalente a efectuar una dosificación continua de 833 mL por .hora al sistema de tratamiento.

4.1.4 Operación y respuesta fisicoquímica preliminar del RBR experimental

Después de formada la película biológica activa sobre la superficie de los discos, se inició el primer experimento bajo las siguientes condiciones de operación:

Condiciones de operación I

Concentración de materia orgánica en el influente, medida como DQO= 5000 mg/litro.

Velocidad de rotación de los discos= 10 rpm.

Bajo estas condiciones de operación, el intervalo de valores de pH a lo largo del RBR fue de 4.98 a 7.89 unidades, mientras que el de oxígeno disuelto osciló de 0.2 a 1 mg/L. Por otra parte, el influente del sistema presentó una disminución total, medida como DQO de 35%. Se detectaron evidencias propias de procesos anaerobios, como son: olor característico, alta viscosidad y excesivo desprendimiento de la película biológica en forma de plastas.

Análisis del problema y modificaciones propuestas:

Los resultados fisicoquímicos obtenidos bajo las condiciones de operación I, indican que el pH se encuentra dentro de los límites aceptables de operación (Rivera et al., 1988), lo cual no sucede con los niveles de oxígeno disuelto, ya que es recomendable que su concentración sea superior a 2 mg/L, que es

la concentración estimada para la actividad microbiana con metabolismo aerobio dentro del sistema (Winkler, 1986; Escárcega y Pulido, 1986).

Debido a que la concentración de oxígeno disuelto en el RBR fue muy baja, se optó por modificar las condiciones de operación iniciales, aumentando la rotación de los discos y disminuyendo la concentración del influente, esperando que así se pudiera obtener aerobiosis del líquido en el total de las cámaras del RBR (Alvarez, 1986; Escárcega y Pulido, 1986; Sack et al, 1986).

Condiciones de operación II

Las nuevas condiciones de operación del RBR fueron:

Concentración de materia orgánica en el influente, medida como DQO= 2500 mg/litro.

Velocidad de rotación de los discos = 20 rpm.

En estas circunstancias de operación, el intervalo de valores de pH a lo largo del RBR fue de 5.02 a 8.16 unidades. El de oxígeno disuelto osciló de 0.2 a 1.5 mg/L en las primeras cuatro cámaras, mientras que en las restantes fue superior a 2 mg/L (de 2.2 a 5.3 mg/L). El porcentaje de remoción total, medido como DQO, fue de 45% .

A pesar de que se aumentó la velocidad de rotación de los discos, y de haber disminuido la concentración del influente, los niveles de oxígeno disuelto continuaron siendo menores de 2 mg/L en las primeras etapas del reactor. Debido a esto se planteó, por segunda ocasión, efectuar modificaciones las condiciones de operación.

Condiciones de operación finales para experimentación a diferentes temperaturas

Las condiciones de operación, para esta segunda modificación, consistieron en disminuir la concentración del líquido alimentado al RBR, así como aumentar la velocidad de rotación de los discos, quedando de la siguiente manera:

Concentración de materia orgánica en el influente, medida como DQO = 2000 mg/litro.

Velocidad de rotación de los discos= 30 rpm.

Después de unos días de operación, una vez que la película biológica activa se formó, se evaluó nuevamente el sistema.

En esta ocasión, el intervalo para los valores de pH a lo largo del RBR fue de 5.10 a 8.18 unidades. Las concentraciones de oxígeno disuelto mayor a 2 mg/L (de 2.3 a 5.9 mg/L), en las últimas ocho cámaras del reactor. La remoción total como DQO, bajo estas condiciones, fue de 50%.

En la tabla 2, se presentan las diferentes variaciones que se hicieron a la velocidad rotacional y a la concentración de influente en el RBR, hasta llegar a los valores finales para su funcionamiento en los experimentos de variación de temperatura. Cabe mencionar que el tiempo de permanencia del líquido dentro del sistema de tratamiento o tiempo de residencia hidráulico fue de un día para todos los experimentos.

Tabla 2. Síntesis de las modificaciones en las variables para los experimentos previos realizados en el RBR

Experimento	Variables		t Rem total DQO	R e g i s t r o s		
	D.Q.O. (mg/L)	V (rpm)		O. D. (mg/L)	pH (unidades)	<2 >2
I	5000	10	35	1-10	-	4.98 - 7.89
II	2500	20	45	1- 4	5-10	5.02 - 8.16
III	2000	30	50	1- 2	3-10	5.10 - 8.18

De acuerdo con los resultados obtenidos al efectuar la serie de modificaciones en las condiciones de operación, se puede decir que:

- 1) No existe una variación drástica de pH al disminuir la concentración de influente y que el pH ácido del líquido alimentado al reactor se neutraliza en la primera cámara, pasando, en las cámaras subsiguientes del RBR, de pH neutro a neutro-alcalino. Lo anterior probablemente se deba a que al tener almacenado el nejayote en un recipiente cerrado, antes de elaborar la solución con que se alimenta al reactor, se presenten procesos metabólicos anaerobios con la consecuente producción de ácidos orgánicos volátiles. Dicha

acidez inicial es eliminada mediante el metabolismo aerobio de los microorganismos presentes en la cámara 1 del sistema de tratamiento.

- 2) En este reactor no se puede obtener la aerobiosis de todas las cámaras, con influentes de nejayote cuya concentración sea superior a 2000 mg DQO/L equivalente a 580 mg DBO_5/L y tiempo de residencia hidráulico de un día, ni aún aumentando la velocidad rotacional de los discos a 30 rpm (tabla 2). La concentración de oxígeno disuelto tiende a aumentar a medida que se avanza, a través de las cámaras, hacia la parte final del sistema de tratamiento, conforme el contenido de material orgánico disuelto disminuye.
- 3) La remoción total de materia orgánica disuelta (medida como DQO), respecto a las condiciones de operación iniciales, solamente presentó un aumento de 15%.

Debe tenerse en cuenta que la incorporación de oxígeno al líquido en tratamiento se ve limitada no solamente por la presencia de material orgánico disuelto y suspendido, sino además por el consumo directo del oxígeno disuelto por parte de los microorganismos aerobios y microaerobios presentes. Debido a esto el área superficial de los discos que está en contacto con el aire y la turbulencia ocasionada por su rotación, resultan insuficientes para suministrar por transferencia de la atmósfera al licor mezclado contenido en las cámaras del RBR, el oxígeno requerido para mantener concentraciones iguales o superiores a 2 mg OD/L, principalmente en las primeras cámaras.

Considerando que la concentración del influente se disminuyó en un 60% y que la velocidad de rotación se aumentó en un 200%, y además que 8 de las 10 cámaras presentaban valores superiores a los 2 mg/L se juzgó pertinente considerarlas como condiciones permanentes de operación, iniciando así la etapa experimental propuesta.

Las condiciones de operación para realizar los experimentos sobre la eficiencia de remoción de material orgánico disuelto en el RBR a diferentes temperaturas son: tiempo de residencia hidráulica = 24 h, equivalente a 0.833 L/h; concentración del influente = 2000 mg/L, medido como DQO; velocidad rotacional de los discos = 30 rpm.

Para la medición del parámetro DBO_5 se utilizó un respirómetro marca Sapromat, que suministra de manera continua, por electrólisis, el oxígeno requerido por los microorganismos a lo largo del proceso de biodegradación manteniendo las muestras en continua agitación y bajo temperatura controlada. El procedimiento de uso y una descripción más detallada del equipo se encuentra en el anexo B.

4.2. EXPERIMENTACION A DIFERENTES TEMPERATURAS

De acuerdo con los objetivos planteados anteriormente, referentes a realizar el estudio de la remoción de contaminantes, en un RBR, a diferentes temperaturas, es necesario llevar a cabo los experimentos bajo condiciones de operación similares, variando solamente el factor temperatura. Consecuentemente, la metodología de análisis fisicoquímico, bioquímico, empleada durante la fase de régimen permanente, es la misma para las tres temperaturas seleccionadas, que son 10, 20 y 30°C.

Durante el período experimental a 10°C se operó al RBR dentro de un "cuarto frío", el cual tiene la capacidad de ser ajustado a un intervalo de temperatura en su interior, entre 7 y 15°C±1°C, lo cual lo hace idóneo para los fines perseguidos.

Para la realización de los experimentos a 20°C, se mantuvo al RBR dentro del laboratorio, a temperatura ambiente. Para prevenir posibles bajas de temperatura ambiental, principalmente por las noches, se colocó cerca del reactor un calentador de aire ajustable entre 15 y 40°C, el cual autorregula la temperatura seleccionada.

Por último, para la experimentación a 30°C, se introdujo al RBR a una cámara de incubación o "cuarto caliente", el cual puede mantener una temperatura constante en su interior dentro de un intervalo de 25 a 35°C±2°C.

4.2.1 Análisis fisicoquímico y bioquímico del agua

De los diversos parámetros existentes para evaluar la calidad del agua, se seleccionaron tanto aquellos que se consideraron fundamentales para ponderar el funcionamiento del sistema, demanda química y bioquímica de oxígeno (DQO y DBO₅, respectivamente), como los útiles desde el punto de vista biológico, pH y oxígeno disuelto, que permitieran conocer lo tolerable del medio acuoso para la actividad microbiana. Para verificar que la temperatura a la que se realizaba cada experimento fuera acorde con la seleccionada, se efectuaron registros tanto de la temperatura ambiente como del líquido contenido en el recipiente de alimentación como de cada una de las cámaras del reactor.

Registros de temperatura, pH y oxígeno disuelto

Se continuaron los registros diarios, in situ, de temperatura y pH, con un multímetro Poly-Prum modelo PA-22. Los registros de oxígeno disuelto se efectuaron con un medidor de oxígeno Presto-Tek, modelo HI-8043, de acuerdo con el manual de operación.

Prueba de demanda química de oxígeno (DQO)

Este análisis se realizó con una frecuencia de tres veces por semana, previa toma y centrifugación de las muestras. La metodología seguida fue la aprobada por la APHA (1981), la cual consiste en llevar a cabo una fuerte oxidación química en medio ácido a una temperatura de 150°C. El equipo empleado es un Behr, la técnica y el equipo utilizado se describen de manera más amplia en el anexo A.

Prueba de demanda bioquímica de oxígeno (DBO₅)

Esta prueba consiste en estimar, durante un período de cinco días a 20°C, la cantidad de oxígeno requerido, consecuencia de la actividad metabólica de los microorganismos inoculados. A partir de dicho metabolismo, los microorganismos efectúan la transformación de sustrato (material orgánico disuelto utilizable), en energía metabólicamente disponible. El equipo utilizado fue un respirómetro Voith-Sapromat S-6, el cual se apegó a los requerimientos establecidos por la APHA (1981). El procedimiento de su uso y una descripción más detallada del equipo se encuentra en el anexo B.

La evaluación de DBO₅ se efectuó una vez a la semana, aplicándola únicamente a seis de las diez cámaras del RBR, debido a las limitaciones en compartimentos del modelo empleado.

CAPITULO 5

5. RESULTADOS

A continuación, se presentan los valores promedio obtenidos de la evaluación fisicoquímica y bioquímica del líquido contenido en el tanque de alimentación, así como de cada una de las 10 cámaras del RBR, durante la fase de régimen permanente o de equilibrio pseudoestable, a 10, 20 y 30°C (Figuras 6-13). También se dan los valores calculados de acuerdo a las mediciones realizadas de la carga orgánica y los resultados que arroja la introducción de un modelo tipo Arrhenius sobre la degradación de materia orgánica en el reactor de biodiscos.

5.1. REGISTROS FISICOQUIMICOS Y BIOQUIMICOS A DIFERENTES TEMPERATURAS

A 10°C, los valores promedio obtenidos de la evaluación fisicoquímica y bioquímica del líquido de alimentación y de las 10 cámaras del RBR, durante la fase de régimen permanente (tabla 3), demuestran que el factor temperatura permaneció relativamente estable ($9.7 \pm 0.5^\circ\text{C}$). También puede apreciarse que el valor promedio de pH del líquido suministrado al RBR fue ácido (5.9 ± 0.4). Dicha acidez inicial es eliminada en la cámara 1, en donde el líquido en tratamiento adquiere un valor de pH cercano a la neutralidad (7.2 ± 0.2). Posteriormente (cámaras 2 a 10), el pH se torna ligeramente básico (entre 7.5 y 7.9 ± 0.1). En cuanto al oxígeno disuelto, éste tiende a incrementarse (0.24 a 7.46 ± 0.6 mg OD/L) conforme el líquido avanza a través de las cámaras del reactor, logrando concentraciones superiores a 2 mg OD/L a partir de la segunda cámara.

Por último, los valores promedio de concentración de materia orgánica disuelta, medida como DQO y DBO_5 , presentan una disminución gradual, siendo menos perceptible a partir de la cámara 6. Cabe mencionar que para ambos parámetros, la mayor remoción de material orgánico disuelto se efectuó en las 5 primeras cámaras del RBR (Figs. 6 y 7).

Tabla 3. Valores promedio de diferentes factores fisicoquímicos procedentes del RBR bajo temperatura de experimentación a 10°C.

Etapa	Temp. (°C)	pH	oxi. dis. (mg/L)	D Q O (mgO ₂ /L)	%Rem	DBO ₅ (mgO ₂ /L)	%Rem
A	9.7±0.4	5.9±0.4	1.03±0.27	2010± 80	0	585±20	0
1	9.6±0.5	7.2±0.2	0.24±0.18	1860±100	7.5	410±10	29.9
2	9.6±0.5	7.5±0.1	3.70±1.00	1620±100	19.4	-	-
3	9.6±0.5	7.7±0.1	5.18±1.15	1500±100	25.4	320±10	45.3
4	9.6±0.4	7.8±0.1	6.56±0.73	1340± 80	33.3	-	-
5	9.5±0.5	7.8±0.1	6.81±0.83	1200± 70	40.3	265±15	54.7
6	9.6±0.5	7.7±0.1	5.94±0.84	1170± 60	41.8	-	-
7	9.5±0.5	7.8±0.1	6.77±0.52	1160± 60	42.3	235±5	59.8
8	9.5±0.5	7.8±0.1	6.97±0.37	1120± 60	44.3	-	-
9	9.5±0.5	7.9±0.1	7.52±0.25	1110± 40	44.8	-	-
10	9.5±0.5	7.9±0.1	7.46±0.44	1110± 60	44.8	215±5	63.2

A 20°C, durante la fase de régimen permanente, la evaluación fisicoquímica y bioquímica del líquido de alimentación y de las 10 cámaras del RBR (tabla 4), mostraron que la temperatura en que se desarrolló el experimento no varió de manera drástica (21.5±1.1°C). También se puede ver que el valor promedio de pH del líquido suministrado al RBR pasa de ácido (5.4±0.2) a neutro-alcálico (7.3 a 8.1±0.2) a lo largo de las 10 cámaras del reactor.

En cuanto al oxígeno disuelto, éste se incrementa paulatinamente conforme el líquido avanza a través de las cámaras del reactor (0.45 a 6.00±0.6 mg OD/L), logrando concentraciones superiores a 2 mg/L a partir de la tercera cámara.

Finalmente, la concentración promedio de materia orgánica disuelta de cada punto muestreado (alimentación y cámaras 1 a 10), evaluada como DQO y DBO₅, permiten constatar que en el RBR se lleva a cabo una disminución gradual de ambos parámetros, disminuyendo su magnitud después de la cámara 5. La mayor remoción de DQO y DBO₅, se realiza entre las cámaras 1 y 5 del reactor.

En las figuras 8 y 9 se presentan estos datos en forma gráfica.

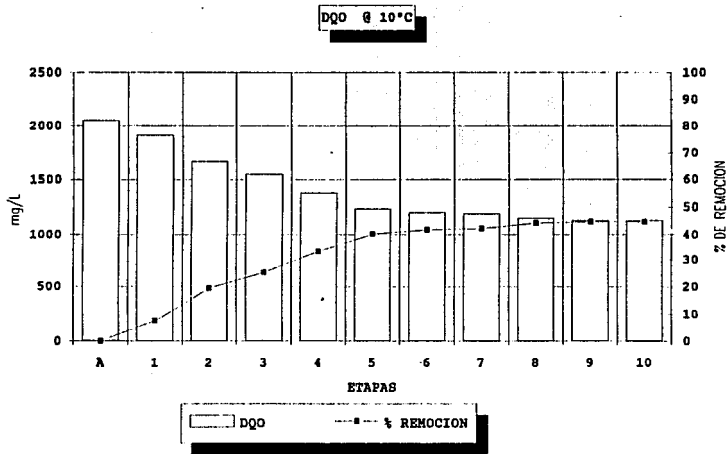


Figura 6. Experimentos en un RBR a 10 C: Remoción de materia orgánica disuelta medida como demanda química de oxígeno (DQO).

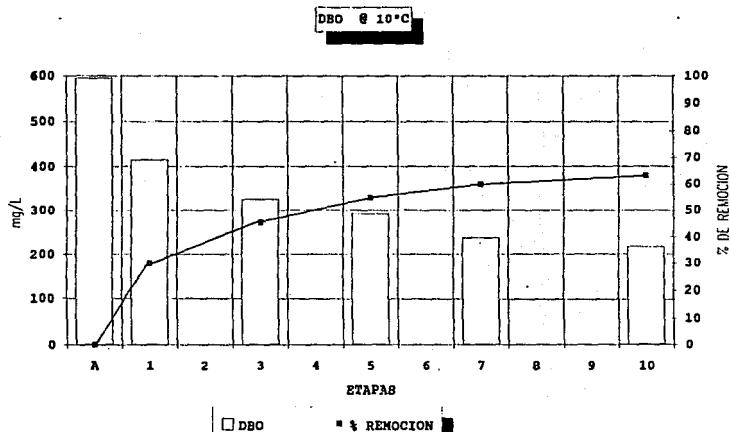


Figura 7. Experimentos en un RBR a 10 C; Remoción de materia orgánica disuelta medida como demanda bioquímica de oxígeno (DBO₅).

Tabla 4. Valores promedio de diferentes factores fisicoquímicos procedentes del RBR bajo temperatura de experimentación a 20°C.

Etapa	Temp. (°C)	pH	oxf. dis. (mg/L)	D.Q.O (mgO ₂ /L)	%Rem	DBO ₅ (mgO ₂ /L)	%Rem
A	21.5±0.7	5.4±0.2	0.45±0.15	2040±150	0	585±5	0
1	19.9±0.9	7.3±0.5	0.35±0.29	1760±130	13.7	535±10	8.5
2	19.7±1.0	7.8±0.2	1.36±0.49	1600±100	21.6	-	-
3	19.6±1.1	7.9±0.1	2.48±0.24	1470±80	27.9	255±20	56.4
4	19.5±1.1	7.9±0.1	3.17±0.28	1420±90	30.4	-	-
5	19.6±1.2	8.0±0.1	5.08±0.51	1290±50	36.8	140±10	76.1
6	19.5±1.2	8.0±0.3	5.06±0.66	1250±30	38.7	-	-
7	19.4±1.1	8.1±0.1	5.51±0.39	1200±20	41.2	110±5	81.2
8	19.5±1.1	8.1±0.1	5.70±0.40	1160±40	43.1	-	-
9	19.7±1.0	8.0±0.1	5.41±0.18	1080±60	47.1	-	-
10	20.0±1.0	8.1±0.1	6.00±0.16	1040±100	49.0	95±5	83.8

A 30°C, en fase de régimen permanente se detectó que, desde el punto de vista fisicoquímico y bioquímico (tabla 5), no hubo cambios bruscos de temperatura durante el desarrollo del experimento (30.6±0.7°C), tanto en el líquido alimentado al reactor como en cada una de las 10 cámaras que lo componen. También se observó que el pH promedio del líquido alimentado al RBR cambia de ácido (5.8±0.3) a neutro-alcalino (7.0 a 8.2±0.2) a lo largo de las 10 cámaras del reactor. Respecto al oxígeno disuelto, se nota un aumento gradual a medida que el líquido se traslada hacia la porción final del reactor (0.36 a 5.14±0.4 mg O₂/L), detectándose concentraciones superiores a 2 mg/L a partir de la quinta cámara.

Por otra parte la remoción de contaminantes orgánicos medidos como DQO y DBO₅ (mg/L), se efectúa de manera gradual, disminuyendo la concentración de ambos parámetros, de manera más evidente, entre las cámaras 1 y 5 del reactor (Figs. 10 y 11)

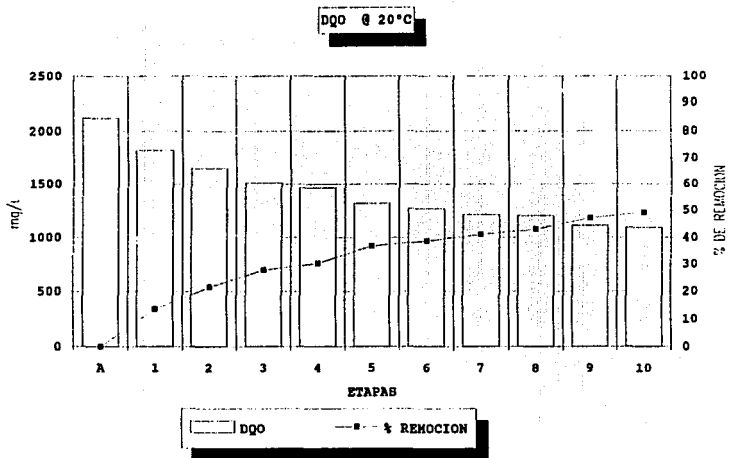


Figura 8. Experimentos en un RBR a 20 C: Remoción de materia orgánica disuelta medida como demanda química de oxígeno (DQO).

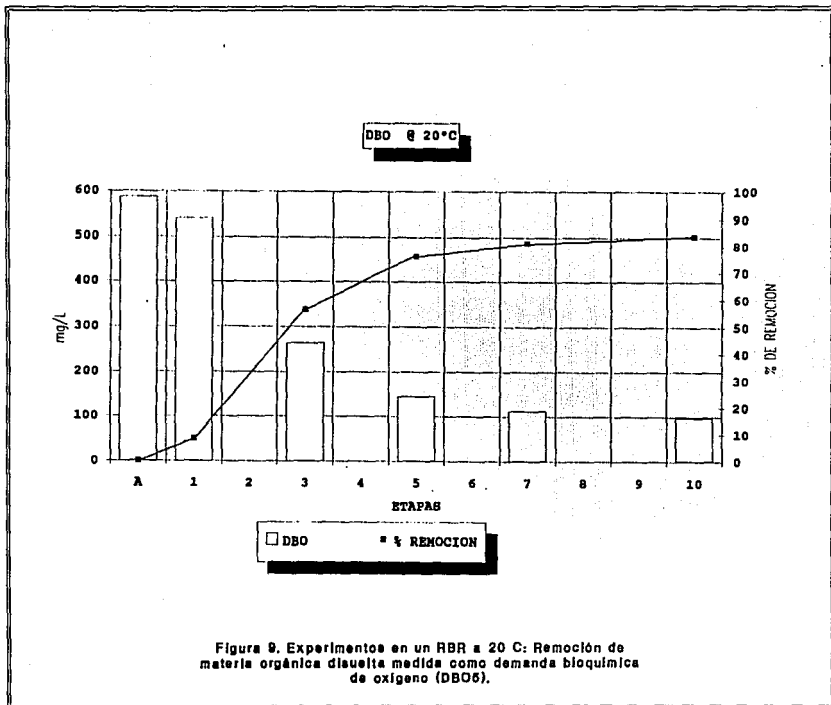


Tabla 5. Valores promedio de diferentes factores fisicoquímicos procedentes del RBR bajo temperatura de experimentación a 30°C.

Etapa	Temp. (°C)	pH	oxi. dis. (mg/L)	D Q O (mgO ₂ /L)	%Rem	D B O ₅ (mgO ₂ /L)	%Rem
A	29.1±0.4	5.8±0.3	0.36±0.23	2050±130	0	580±5	0
1	29.7±0.5	7.0±0.3	0.13±0.06	1130±140	44.9	450±15	22.4
2	30.1±0.6	7.4±0.3	0.20±0.11	810±140	60.5	-	-
3	30.3±0.7	7.6±0.3	0.28±0.09	680± 60	66.8	260±15	52.2
4	30.5±0.7	7.8±0.2	0.67±0.37	550± 40	73.2	-	-
5	30.6±0.8	7.9±0.2	1.86±1.16	470± 80	77.1	115±5	80.2
6	30.4±0.8	8.0±0.1	2.59±0.68	410± 60	80.0	-	-
7	30.2±0.7	8.1±0.1	4.26±0.87	400± 40	80.5	45±5	92.2
8	29.9±0.7	8.2±0.1	4.84±0.69	340± 20	83.4	-	-
9	29.6±0.8	8.2±0.1	5.29±0.40	320± 30	84.4	-	-
10	29.4±0.8	8.2±0.1	5.14±0.34	270± 50	86.8	25±5	95.7

Considerando los registros rutinarios de temperatura, tanto ambiental como del líquido de alimentación y cámaras del RBR, durante el régimen permanente a 10, 20 y 30°C (tabla 6 y Figs. 12 y 13), los intervalos de variación fueron estrechos lo que indica un buen control de esta variable ambiental en cada periodo experimental.

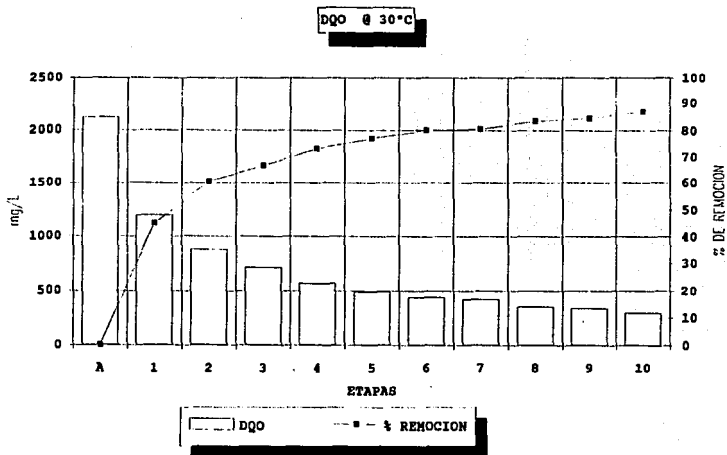


Figura 10. Experimentos en un RBR a 30 C: Remoción de materia orgánica disuelta medida como demanda química de oxígeno (DQO).

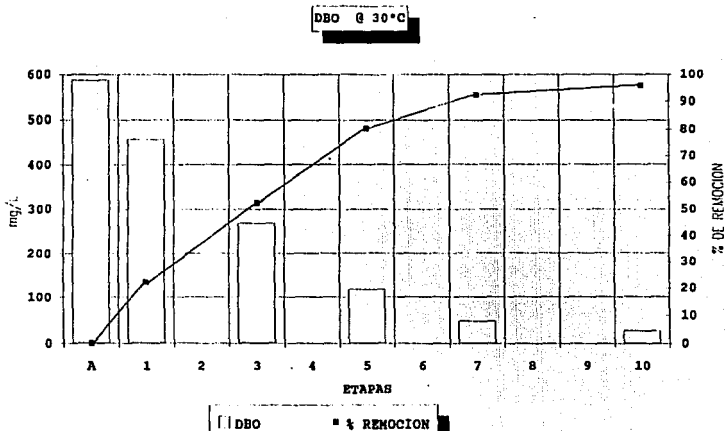


Figura 11. Experimentos en un RBR a 30 C: Remoción de materia orgánica disuelta medida como demanda bioquímica de oxígeno (DBO5).

Tabla 6. Sumario de valores promedio e intervalos registrados, de la temperatura ($^{\circ}\text{C}$) del líquido de alimentación (A), de las cámaras del RBR (1 a 10) y del ambiente (Amb.), durante el período de régimen permanente, para las tres fases experimentales.

ETAPA	F A S E E X P E R I M E N T A L					
	(10 $^{\circ}\text{C}$)		(20 $^{\circ}\text{C}$)		(30 $^{\circ}\text{C}$)	
	Prom.	Interv.	Prom.	Interv.	Prom.	Interv.
A	9.7 \pm 0.4	9.0-10	21.5 \pm 0.7	20.0-22.8	29.1 \pm 0.4	28.0-29.8
1	9.6 \pm 0.5	8.8-10	19.9 \pm 0.9	18.3-21.1	29.7 \pm 0.5	28.3-30.2
2	9.6 \pm 0.5	9.0-10	19.7 \pm 1.0	18.1-21.2	30.1 \pm 0.6	29.0-31.0
3	9.6 \pm 0.5	9.0-10	19.6 \pm 1.1	17.9-21.2	30.3 \pm 0.7	29.0-31.5
4	9.6 \pm 0.4	9.0-10	19.5 \pm 1.1	17.6-21.3	30.5 \pm 0.7	29.0-32.0
5	9.5 \pm 0.5	9.0-10	19.6 \pm 1.2	17.3-21.3	30.6 \pm 0.8	29.1-31.5
6	9.6 \pm 0.5	9.0-10	19.5 \pm 1.2	17.2-21.3	30.4 \pm 0.8	29.0-31.5
7	9.5 \pm 0.5	9.0-10	19.4 \pm 1.1	17.1-21.3	30.2 \pm 0.7	28.7-31.2
8	9.5 \pm 0.5	9.0-10	19.5 \pm 1.1	17.2-21.2	29.9 \pm 0.7	28.5-30.8
9	9.5 \pm 0.5	9.0-10	19.7 \pm 1.0	17.7-21.2	29.6 \pm 0.8	28.1-30.6
10	9.5 \pm 0.5	9.0-10	20.0 \pm 1.0	18.4-21.5	29.4 \pm 0.8	28.0-30.4
Amb	10.3 \pm 0.9	9.0-12	22.5 \pm 1.3	20.0-25.0	30.1 \pm 0.7	29.3-31.0

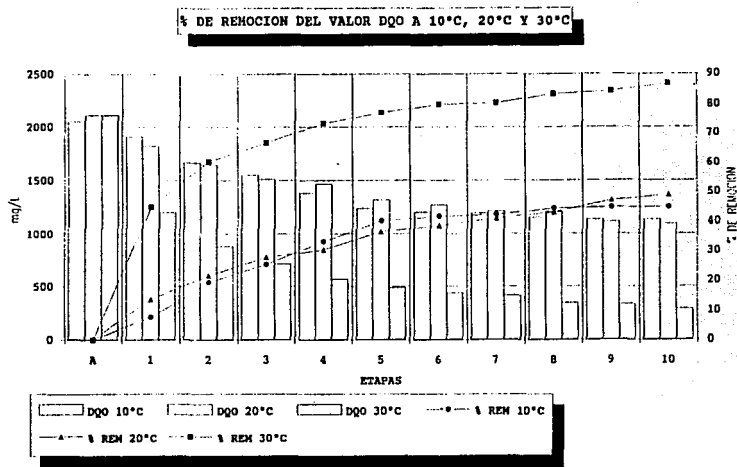


Figura 12. Comparación de los resultados a 10, 20, y 30 C en un RBR (DQO).

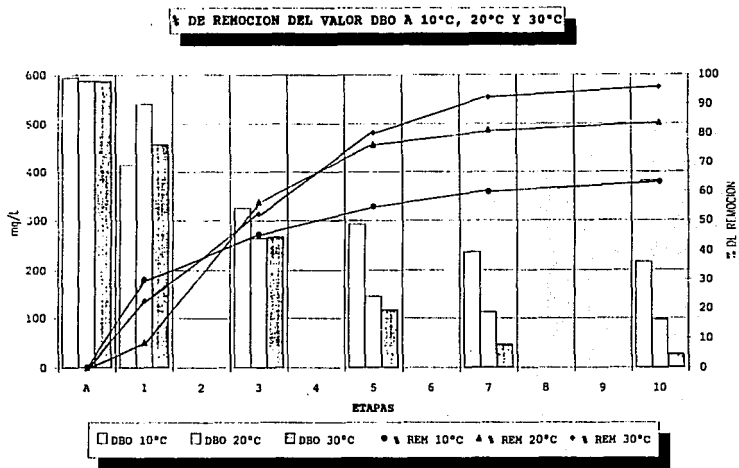


Figura 13. Comparación de los resultados a 10, 20, y 30 C en un RBR (DBO5).

5.2 APLICACION DEL MODELO DE ARRHENIUS A LOS VALORES OBTENIDOS A DISTINTAS TEMPERATURAS

Para aplicar el modelo de Arrhenius a este sistema fue necesario hacer ciertas suposiciones con objeto de minimizar el número de variables a manejar ya que se tienen muchos parámetros difíciles de determinar experimentalmente.

Las suposiciones hechas en este trabajo fueron las siguientes:

1. La biomasa adherida a la superficie de los discos fue la que se consideró activa. La actividad depuradora de la biomasa desprendida y que se encuentra en el licor mezclado fue despreciada en esta primera aproximación.
2. La concentración de la biomasa adherida a los discos se considera constante a lo largo de la fase pseudoestable, ya que se supone que la rapidez de crecimiento es igual a la de desprendimiento por el esfuerzo de corte de la superficie del agua sobre la película adherida.
3. La rapidez de crecimiento de la biomasa es igual a la rapidez de descomposición del sustrato, medido como DQO o como DBO₅ y al consumo de oxígeno (tomado también como un sustrato).

rapidez de consumo de oxígeno = rapidez de crecimiento de biomasa = rapidez de consumo de sustrato

4. La cinética seguida por el sistema es la de Monod:

$[DQO] \ll K_M$: Primer orden:

$$r_B = k \frac{[DQO][B]}{[DQO] + K_M} \quad (1)$$

donde r_B es la masa celular producida por unidad de volumen por unidad de tiempo, $[DQO]$ es la concentración de sustrato medido como demanda química de oxígeno (o como DBO₅), $[B]$ es la concentración de biomasa, k es la constante de rapidez de reacción y K_M es la constante de Monod.

Linearizando la ecuación (1) al obtener las inversas, queda:

$$\frac{1}{r_B} = \frac{[DQO] + K_M}{k [DQO][B]} = \frac{1}{k[B]} + \frac{K}{k[DQO][B]} \quad (2)$$

$$n = \frac{1}{k'} + \frac{K'_M}{[DQO]} \quad (3)$$

donde k' es el producto $k[B]$ y K'_M es igual a $K_M/k[B]$.

Substituyendo esta información en los datos obtenidos para este trabajo se obtienen las tablas 7 a la 12 para las tres temperaturas en estudio (figuras 14-19).

Tabla 7. Datos linearizados correspondientes a la temperatura de 10°C, para los valores de la demanda química de oxígeno (DQO).

Etapa	DQO mg/L	1/DQO L/mg	DQO mg/L	$r_B = DQO/2.4h$ mg/L h*	1/ r_B L h/mg
0	2010	4.975 E-4	-	-	-
1	1860	5.376 E-4	150	62.5	0.016
2	1620	6.173 E-4	240	100.0	0.010
3	1500	6.667 E-4	120	50.0	0.020
4	1340	7.463 E-4	160	66.67	0.015
5	1200	8.333 E-4	140	58.33	0.017
6	1170	8.547 E-4	30	12.5	0.080
7	1160	8.621 E-4	10	4.17	0.240
8	1120	8.929 E-4	40	16.67	0.060
9	1110	9.009 E-4	10	4.17	0.024
10	1110	9.009 E-4	0	-	-

*24 horas/10 cámaras

DQO @ 10 C

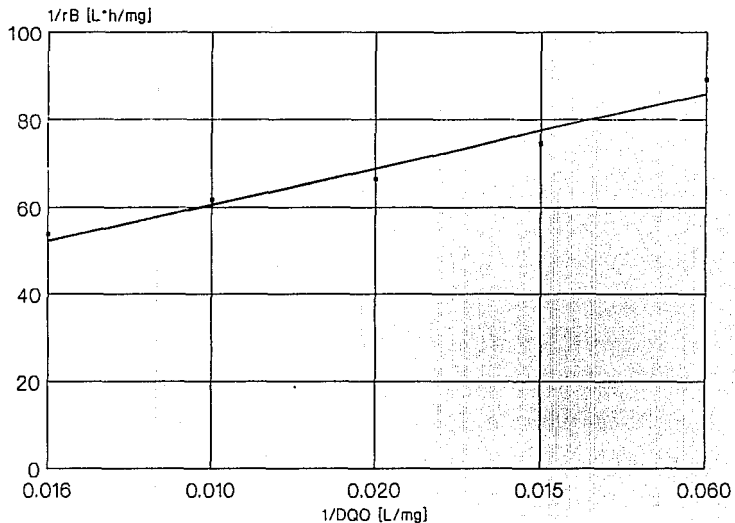


Fig. 14 Linearización de la ecuación
$$\frac{1}{rB} = \frac{1}{k[B]} + K \cdot \frac{1}{DQO}$$

M

Tabla 8. Datos linealizados correspondientes a la temperatura de 10 °C, para los valores de la demanda bioquímica de oxígeno (DBO₅).

Etapa	DBO ₅ mg/L	1/DBO ₅ L/mg	DBO ₅ mg/L	r _B = DBO/2.4h mg/L h ⁴	1/r _B L h/mg
0	585	1.709 E-3	-	-	-
1	410	2.439 E-3	175	72.92	0.0137
3	320	3.125 E-3	90	37.50	0.0267
5	265	3.774 E-3	55	22.92	0.0436
7	235	4.255 E-3	30	12.50	0.0800
10	215	4.651 E-3	20	8.33	0.1200

*24 horas/10 cámaras

Tabla 9. Datos linealizados correspondientes a la temperatura de 20°C, para los valores de la demanda química de oxígeno (DQO).

Etapa	DQO mg/L	1/DQO L/mg	DQO mg/L	r _B = DQO/2.4h mg/L h*	1/r _B L h/mg
0	2040	-	-	-	-
1	1760	5.682 E-4	280	116.66	0.0857
2	1600	6.25 E-4	160	66.66	0.0150
3	1470	6.803 E-4	130	54.16	0.0184
4	1420	7.04 E-4	50	20.83	0.0480
5	1290	7.752 E-4	130	54.16	0.0184
6	1250	8.0 E-4	40	16.66	0.0600
7	1200	8.333 E-4	50	20.83	0.0400
8	1150	8.621 E-4	40	16.66	0.0600
9	1080	9.259 E-4	80	33.33	0.0300
10	1040	9.615 E-4	40	16.66	0.0600

*24 horas/10 cámaras

DBO5 @ 10 C

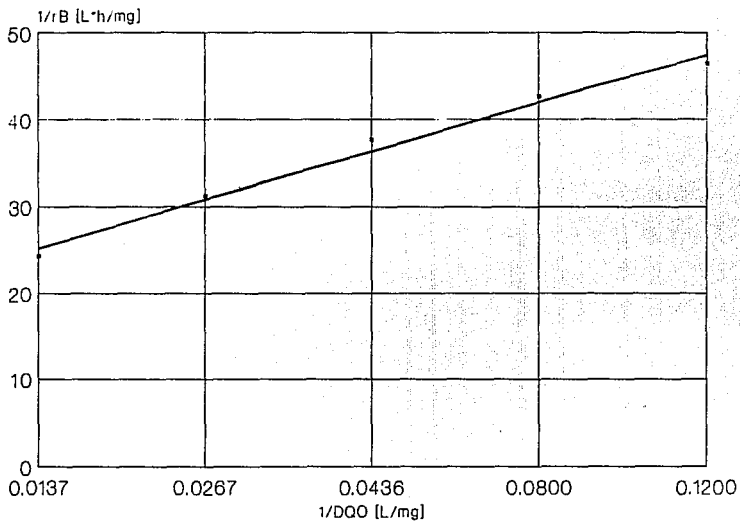


Figura 15. Linearización de la ecuación

$$1/rB = 1/k[B] + K / k[B] \cdot 1/DBO5$$

M

Tabla 10. Datos linearizados correspondientes a la temperatura de 20°C, para los valores de la demanda bioquímica de oxígeno (DBO₅).

Etapa	DBO ₅ mg/L	1/DBO ₅ L/mg		DBO ₅ mg/L	r _B = DBO / 2.4h mg/L h*	1/r _B L h/mg
0	585	-		-	-	-
1	535	1.87	E-3	50	20.83	0.0480
3	255	3.92	E-3	280	116.66	0.0085
5	140	7.14	E-3	115	47.92	0.0208
7	110	9.09	E-3	30	12.5	0.0008
10	95	10.53	E-3	15	6.25	0.0160

*24 horas/10 cámaras

Tabla 11. Datos linearizados correspondientes a la temperatura de 30°C, para los valores de la demanda química de oxígeno (DQO).

Etapa	DQO mg/L	1/DQO L/mg		DQO mg/L	r _B = DQO / 2.4h mg/L h*	1/r _B L h/mg
0	2050	-		-	-	-
1	1130	8.85	E-4	920	383.20	0.0026
2	810	12.35	E-4	320	133.33	0.0075
3	680	14.71	E-4	130	54.16	0.0184
4	550	18.18	E-4	130	54.16	0.0184
5	470	21.28	E-4	80	33.33	0.0300
6	410	24.39	E-4	60	25.0	0.0004
7	400	25.0	E-4	10	4.16	0.2404
8	340	29.41	E-4	60	25.0	0.0004
9	320	31.25	E-4	20	8.33	0.1200
10	270	37.04	E-4	50	20.83	0.0480

*24 horas/10 cámaras

DQO @ 20 C

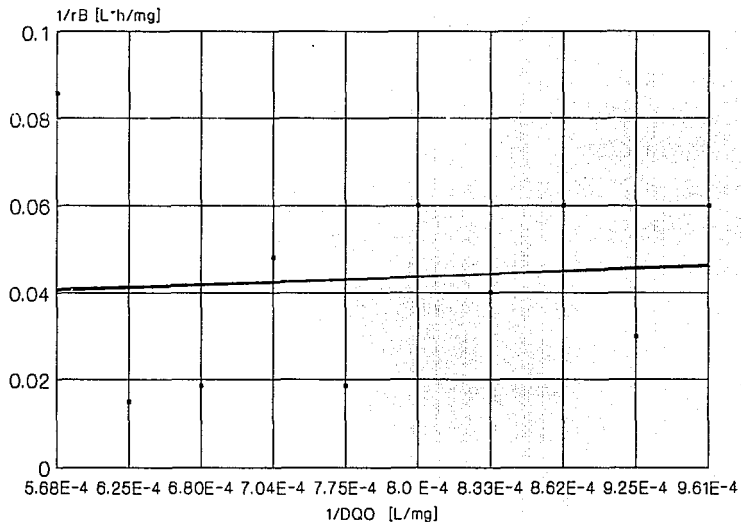


Figura 10. Linearización de la ecuación

$$1/rB = 1/k[B] + K / k[B] \cdot 1/DQO$$

M

DBO5 @ 20 C

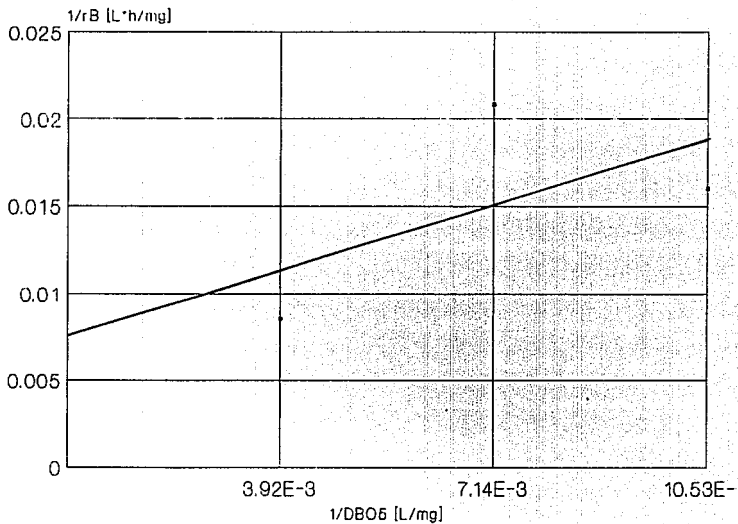


Figura 17. Linearización de la ecuación
 $1/rB = 1/k[B] + 1/K_{M} / k[B] (1/DBO5)$

Tabla 12. Datos linealizados correspondientes a la temperatura de 30°C, para los valores obtenidos de la demanda bioquímica de oxígeno (DBO₅).

Etapa	DBO ₅ mg/L	1/DBO ₅ L/mg	DBO ₅ mg/L	r _B = DBO/2.4h mg/L h*	1/r _B L h/mg
0	580	-	-	-	-
1	450	2.22 E-3	130	54.16	0.0184
3	260	3.85 E-3	190	79.16	0.0126
5	115	8.695 E-3	145	60.41	0.0165
7	45	22.2 E-3	70	29.16	0.0342
10	25	40.0 E-3	20	8.33	0.1200

*24 horas/10 cámaras

Tomando siete datos (excepto los de las cámaras 7 y 9), de la tabla 7, la ordenada al origen obtenida es de -0.0729112, la pendiente es 141.4656 y el coeficiente de correlación es de 0.6898.

Tomando los cinco datos de la tabla 8, la ordenada al origen obtenida es de -0.11146, la pendiente es 46.18975 y el coeficiente de correlación es de 0.9437714.

Tomando cinco datos de esta corrida ya que las eficiencias de remoción entre cámaras fué demasiado baja (excepto los de las cámaras 1, 5, 7, 9 y 10), de la tabla 9, la ordenada al origen obtenida es de -0.1114252, la pendiente es 206.6036 y el coeficiente de correlación es de 0.8918141.

Tomando los cinco datos de la tabla 10, la ordenada al origen obtenida es de -0.0147299, la pendiente es 12.01073 y el coeficiente de correlación es de 0.7112269.

Tomando ocho puntos (excepto los de las cámaras 7 y 9), de la tabla 11, la ordenada al origen obtenida es de -0.009589004, la pendiente es 16.94315 y el coeficiente de correlación es de 0.9603271.

Tomando los cinco datos de la tabla 12, la ordenada al origen obtenida es de -0.0008924554, la pendiente es 2.678001 y el coeficiente de correlación es de 0.9366701.

De los datos de pendientes y ordenadas al origen pueden obtenerse los valores de K_M y k siempre y cuando se conozca el valor de la concentración de la biomasa.

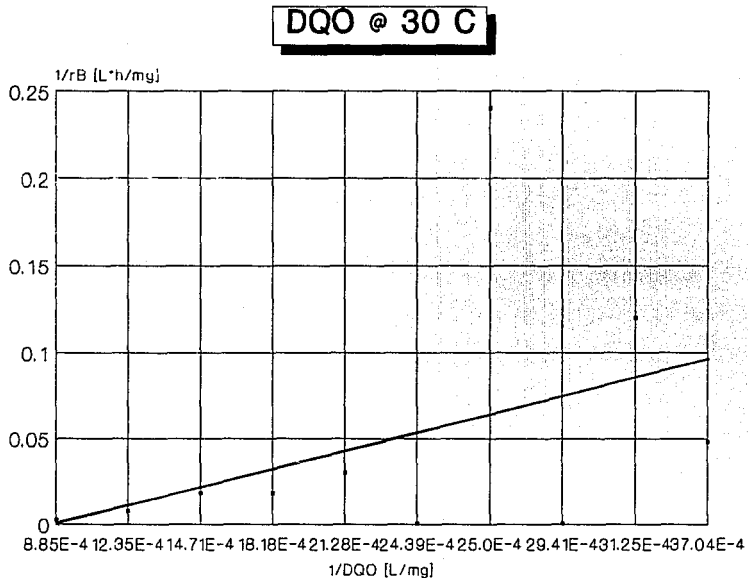


Figura 18. Linearización de la ecuación

$$\frac{1}{rB} = \frac{1}{k[B] + K} \cdot \frac{1}{DQO}$$

M

DBO5 @ 30 C

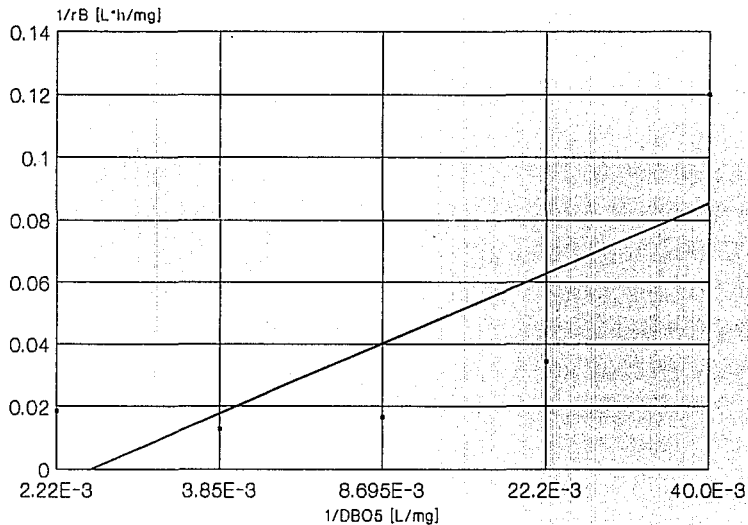


Figura 19. Linearización de la ecuación
 $1/rB = 1/k[B] + K/k[B] (1/DBO5)$
M

Como este dato de la concentración de biomasa no se midió en estos experimentos, se supuso como una primera aproximación como constante e igual a la obtenida en experimentos previos con nejayote en reactores de 50 y 250 L (Pedroza, 1985; Escárcega y Pulido, 1986). Esta fluctuó entre 0.63 y 1.06 mg biomasa/mg DQO removida. El promedio es de 0.85 mg B/mg DQO removida.

Consecuentemente, las constantes cinéticas que se presentan en la Tabla 13, se obtuvieron como sigue:

$$K_M = \frac{K'_M}{k[B]} \quad \text{y} \quad k = \frac{k'}{[B]}$$

y [B] = 76.5 mg biomasa/L (para 900 mg DQOrem por litro) a 10°C
 = 85.0 " " " (" 1000 " " " ") a 20°C
 = 151.3 " " " (" 1780 " " " ") a 30°C

Para determinar las constantes cinéticas para la remoción de materia orgánica disuelta medida como DBO₅, se consideró la relación DBO₅:DQO (2010:585, 2040:585, 2050:580) y, sobre esta base, se estimó la producción de biomasa (con un promedio de 0.287 mg DBO₅/mg DQO ó 3.484 mg DQO/mg DBO₅):

$$Y_{DBO_5} = 0.85 \text{ mg biomasa/mg DQO removida} \times 3.484 \text{ mg DQO/mg DBO}_5$$

$$Y_{DBO_5} = 2.96 \text{ mg biomasa/mg DBO}_5 \text{ removida}$$

lo que da con los diez compartimentos para:

370 mg DBO₅ removida/L ; [B] = 109.52 mg biomasa/L @ 10°C

490 mg DBO₅ removida/L ; [B] = 145.04 mg biomasa/L @ 20°C

555 mg DBO₅ removida/L ; [B] = 164.28 mg biomasa/L @ 30°C

Tabla 13. Constantes cinéticas obtenidas en experimentos a 10, 20 y 30°C suponiendo una productividad de biomasa constante igual a 0.85 mg biomasa/mg DQO removida.

Temperatura	DQO		DBO ₅	
	k, h ⁻¹	K _M , mg/L	k, h ⁻¹	K _M , mg/L
10°C	-0.1793	-1940.2451	-0.0819	-403.0519
20°C	-0.1056	-1854.1910	-0.4681	-815.3979
30°C	-0.6902	-1766.9353	-6.8980	-3034.7168

Finalmente, para la aplicación de la ecuación tipo Arrhenius

$$k = A e^{-Ea/RT}$$

donde E_a está en cal/mol, R es igual a 1.987 cal/mol K y T está en K, se tomaron las constantes cinéticas presentadas a en la Tabla 13 y se obtuvo la tabla 14 con la que construyeron las gráficas que se presentan en las figuras 20 y 21, obteniendo el logaritmo de ambos miembros de la ecuación:

$$\ln k = \ln A + (-Ea/RT)$$

El valor de la pendiente de las rectas obtenidas es el cociente Ea/R y los valores de la energía de activación están dados en la tabla 14.

Tabla 14. Datos cinéticos para la ecuación de Arrhenius modificada para las demandas química y bioquímica de oxígeno (DQO y DBO₅) @ 10, 20 y 30°C.

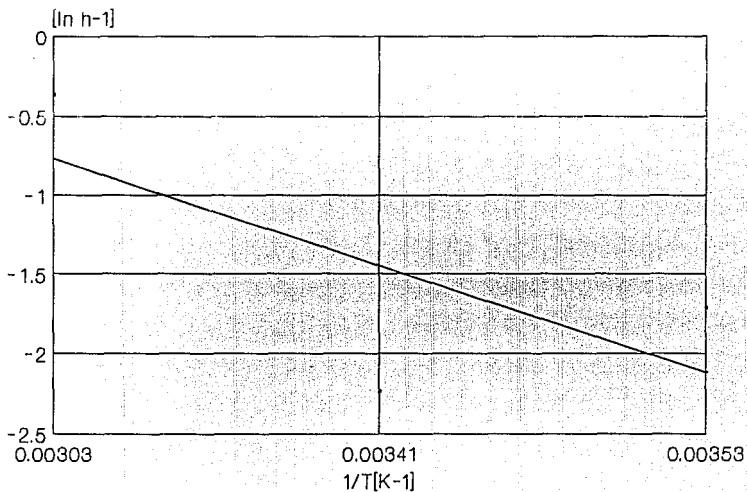
Temperatura K	1/T K ⁻¹	DQO		DBO ₅	
		ln k	Ea cal/mol	ln k	Ea cal/mol
283	0.00353	-1.7187		-2.5020	
293	0.00341	-2.2480		0.7591	
303	0.00303	-0.3708		1.9312	
			-11,242.82		-38,024.78

Los coeficientes de correlación para DQO de -0.6819 y de -0.9719 para DBO₅.

Estos datos confirman que el efecto de la temperatura puede medirse mejor con los datos de depuración de materia orgánica medida como demanda bioquímica de oxígeno que cuando se mide como demanda química de oxígeno. Esto es lógico ya que la medición hecha en el respirómetro realmente está corroborando el consumo de oxígeno y, consecuentemente, la respiración de los microorganismos.

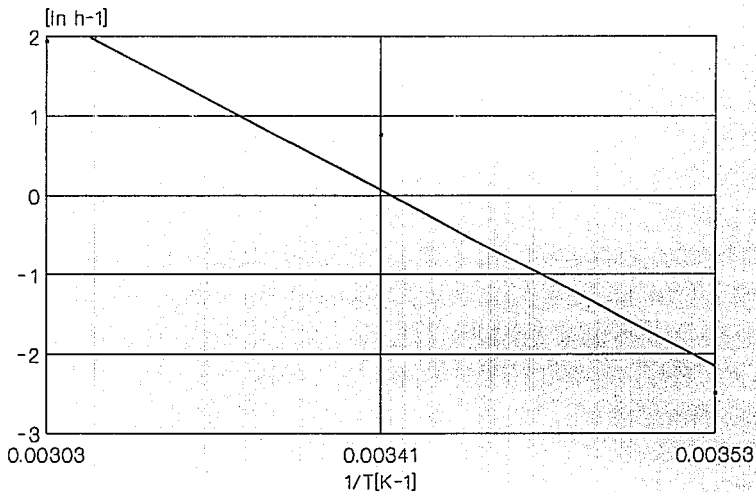
Es importante mencionar que los datos para la corrida a 20°C no fueron consistentes, ni para la DQO ni para la DBO como hubiera sido deseable. Esta corrida se repetirá ya que estos son

Figura 20. Curva de Arrhenius con las ctes. cinéticas obtenidas con los datos obtenidos de demanda química de oxígeno



Ea = -11,242.82 cal/mol

Fig. 21. Curva de Arrhenius con las ctes cinéticas obtenidas con los datos de demanda bioquímica de oxígeno.



$E_a = -38,024.78 \text{ cal/mol}$

los datos que modifican el análisis estadístico de los experimentos. Se hará además una corrida a 25°C y otra a 35°C para tener cuando menos cinco puntos que permitan estudiar con mayor precisión el efecto de la temperatura en la depuración.

Como una primera aproximación, aunque burda por las suposiciones hechas, los resultados son bastante alentadores para corroborar que un modelo sencillo como el de Arrhenius puede representar la dependencia de la temperatura en reactores de discos, en el intervalo de 10 a 30°C.

CAPITULO 6

6.-CONCLUSIONES Y RECOMENDACIONES

Con base en los resultados obtenidos a lo largo del experimento se concluye lo siguiente:

- 1.- El reactor diseñado no funciona globalmente de manera aerobia con influentes de nejayote, cuya concentración sea superior a 2000 mg/L como DQO o 600 mg/L como DBO_5 , tiempo de residencia hidráulico de un día y velocidad rotacional de 30 rpm.
- 2.- La solución de nejayote presenta una relación DBO_5/DQO entre 0.26 y 0.33, lo que indica que hay una fracción no biodegradable de materia orgánica que es oxidada químicamente.
- 3.- El pH ácido del líquido alimentado al reactor es neutralizado en la primera cámara, pasando de neutro a neutro-alcalino en su recorrido por las diez cámaras.
- 4.- La concentración de oxígeno disuelto, en el licor mezclado, tiende a aumentar a medida que avanza hacia la parte final del RBR ya que el número de organismos que lo consumen disminuye.
- 5.- Por la dependencia de la rapidez de disolución del oxígeno con respecto de la temperatura, existe un mayor número de etapas aerobias en el RBR a menor temperatura de operación.
- 6.- La remoción de contaminantes orgánicos disueltos, efectuada por el RBR, aumenta al incrementar la temperatura de operación dentro del intervalo de 10 a 30°C siguiendo una ecuación del tipo de la de Arrhenius (existe aproximadamente el doble de remoción, medida como DQO, a 30°C que a 10 y a 20°C).
- 7.- En las tres temperaturas experimentales, más del 50% de la remoción se llevó a cabo en las primeras cinco cámaras del reactor.
- 8.- Las constantes cinéticas obtenidas fueron, para la constante de Monod: -1940.2457 mg/L, -1854.1910 mg/L, -1766.9353 mg/L y -403.0519 mg/L, -815.3979 mg/l y -3034.7167 mg/L para 10, 20, y 30°C, para DQO y DBO_5 , respectivamente y para la constante de rapidez de reacción de -0.1792 h^{-1} , -0.1055 h^{-1} y -0.6902 h^{-1} para DQO y de -0.0819 h^{-1} , -0.4680 h^{-1} y -6.8979 h^{-1} para DBO para 10, 20 y 30°C.

9.- Las ecuaciones de Arrhenius resultantes fueron:

A) $k = A e^{(11,242.82/RT)}$ para DQO y

B) $k = A e^{(38,024.78/RT)}$ para DBO.

RECOMENDACIONES

- 1.- Profundizar en la metodología de muestreo y análisis de muestra para reactores biológicos rotatorios.
- 2.- Llevar a cabo estudios en los que se determine, tanto la concentración de biomasa presente sobre los discos como en el licor mezclado, así como su efecto en la depuración y, de ser posible, afinar las variables que afectan las ecuaciones cinéticas empleadas para minimizar las suposiciones establecidas en este trabajo.
- 3.- Realizar otra serie experimental a 20, 25 y 35°C para aumentar dos puntos más a las determinaciones del efecto de la temperatura sobre la depuración, medida como DQO y DBO, empleando una ecuación del tipo de Arrhenius.

Reconocimientos

La tesis se desarrolló en las instalaciones del Programa de Ingeniería Química Ambiental y Química Ambiental, PIQAYQA, de la Facultad de Química y el Instituto de Geografía de la UNAM, en el marco del proyecto "Estudio para mantener el control de calidad en sistemas de tratamiento biológico empleando microorganismos", a cargo de la Dra. Carmen Durán de Bazúa. Este proyecto fue financiado por el CONACYT (Clave P122CCOT894272) y por la UNAM (Facultad de Química). El equipo analítico empleado fue donado por el gobierno de la República Federal de Alemania (Proyecto BMFT FP/0402-82-01 (2280) y por el Programa de las Naciones Unidas para el medio Ambiente (UNEP Nairobi, proyecto BCT 252).

Se agradece al I. Q. Vicente Felgueres su continua colaboración mediante el suministro de nejayote proveniente del molino de nixtamal de su propiedad. Asimismo se hace patente el reconocimiento por el apoyo técnico y de infraestructura, brindado por las siguientes dependencias de la UNAM: Taller

de Electrónica de la Facultad de Química, Centro de Diseño Mecánico e Innovación Tecnológica de la Facultad de Ingeniería y Laboratorio de Ingeniería Sanitaria y Ambiental de la División de Estudios de Posgrado de la misma Facultad, así como a la Coordinación de Ingeniería Ambiental del Instituto de Ingeniería.

Finalmente, se agradece el invaluable apoyo del M. en C. Víctor Manuel Luna Pabello quien sin ir más lejos y de no ser por él, no se hubiera logrado del todo este trabajo. Mil gracias.

CAPITULO 7

7.- BIBLIOGRAFIA

- Alvarez, A. 1986. Diseño y construcción de un reactor biológico rotatorio para tratamiento aerobio de efluentes. Tesis Licenciatura. Facultad de Química. UNAM. 98 pp.
- Alvarez, A.; Escárcega, C.; Pulido, R. y Durán de Bazúa, C. 1985. Diseño, construcción y puesta en marcha de un reactor biológico rotatorio (RBR) para el tratamiento de aguas residuales. Análisis de su comportamiento durante el arranque y operación. Memorias del VI Encuentro Nacional de la AMIQ. Marzo 21 y 22. Universidad de las Américas y UAM-Iztapalapa. México D.F. México. 19 pp.
- Antonie, R. y Van Aacken, K. 1971. Rotating discs fulfill dual wastewater role. Water and Waste Engineering, 8:37-38.
- A.P.H.A. 1981. Standard Methods for Examination of Water and Wastewater. 14a. Ed. Washington, EUA. 1134 pp.
- Bailey, J.E. y Ollis, D.F. 1986. Biochemical Engineering Fundamentals. Mc. Graw Hill Book Co. Singapore.
- Characklis W. G. y Cooksey, K. E. 1983. Biofilms and Microbial Fouling. Advances in Applied Microbiology, 29:93-138.
- Civit, E., Durán de Bazúa, C., Engelmann, G., González, S. y Hartmann, L. 1984. Anaerobic treatment of maize processing wastewater (Nejayote) in a packed bed reactor cascade. Environ. Technol. Letters, 5(2):89-94.
- Curds, C.R. 1978. Protozoa. In Ecological Aspects of Used-Water Treatment. Ed. Curds, C.R. y Howkes, H.A. Academic Press. Inglaterra. Pp. 203-268.
- D. D. F. 1981. Evaluación de daños a la salud por el uso de aguas renovadas. Secretaría de Obras y Servicios. D. G. C. O. H.-D. D. F. Laboratorios ABC. Química, Investigación y Análisis S. A. México D. F. 2(1). Pp. 270-300.

- Duncan, M.D. 1976. Sewage Treatment in Hot Climates. John Wiley and Sons. Pub. Co. Londres, Inglaterra. 168 pp.
- Durán de Bazúa, C. 1977. Proteínas unicelulares (PUC) y su producción a partir de desechos agropecuarios. En Seminarios Académicos de la Unidad de Laboratorios del INIA-SARH. Chapingo, México. 10 pp.
- Durán de Bazúa, C. 1983. Tratamiento de los efluentes de la industria del maíz en México. Tesis doctoral. Universidad de Karlsruhe, R.F.A. Versión en español. Pub. Facultad de Química, UNAM. México D.F. 236 pp.
- Durán de Bazúa, C. 1987. Effluents of the food industry in México. Environmental Impacts on Soils and Water Resources and Possible Solution Using the Biotechnology Approach. Case Problem: The Corn Industry. In Global Bioconversions Vol. III Cap. 4. CRC Press. Inc. Boca Raton, EUA. Pp 75-120.
- Durán de Bazúa, C., Engelmann, G. y Hartmann, L. 1982. Aprovechamiento de efluentes de la industria alimentaria. En Seminario: Ecotecnologías para el desarrollo de México. Inst. Mex. Tecnol. Apropriadas e Inst. Ecología. México. Pp. 119-123.
- Durán de Bazúa, C. y Hartmann, L. 1980. Produktion und Verwertbarkeit aus Prozessabwasser der Nixtamalization. Wiss. Abschlussber, 15 Intls. Sem. Juli. Universitaet Karlsruhe. RFA. Pp. 214-232.
- Eckenfelder, W. W. y Ford, D. L. 1970. Water Pollution Control. Experimental procedures for process design. Jenkins Book Pub. Co. NY, EUA. Pp. 45-90.
- Escárcega, C.A. y Pulido, R. 1986. Modelo cinético para un reactor biológico rotatorio usado en el tratamiento aerobio de efluentes. Tesis Licenciatura. Facultad de Química, UNAM. México D.F.
- Famularo, J., Muller, J. y Mulligan, T. 1978. Applications of mass transfer to rotating biological contactors. J.W.P.C.F., 50:633-671.
- Feria, A. M. y Trejo, A. 1979. Reutilización del nejayote. En "Resúmenes de la XIX Convención Nacional del IMIQ". Resumen IV. Nov. 7-10. Guanajuato, Gto., México.

- Fernández, G. 1986. Apuntes de Química Ambiental. Div. Est. Posg. Fac. Ing. UNAM. México, D. F. Pp. 172-174.
- Friedman, A. A.; Robbins, I. E. y Woods, R. C. 1979. Effect of disk rotational speed on biological contactor efficiency. J.W.P.C.F., 5:2678-2690.
- García -Díaz, G. 1988. Trabajo terminal UAM-I.
- Hamoda, M. F. y Wilson, F. 1989. Kinetic analysis of rotating biological contactors treating high strength wastes. En prensa. 21 pp.
- Hartmann, L. y Durán de Bazúa, C. 1981. Biological treatment of maize processing effluents (Nejayote) in batch and continuous laboratory tests. En Proc. 2th World Congress of Chemical Engineering. Montreal, Canada.
- Klemetson, S. L. y Rogers, G. L. 1982. The future of biological fixed-film processes and their application to environmental problems. In First International Conference of Fixed-Film Biological Processes. Kings Island, Ohio, EUA. 1:146-154
- Kornegay, B. H. y Andrews, J. F. 1968. Kinetics of fixed-film biological reactors. J.W.P.C.F., 4Q(11):460-468.
- Luna-Pabello, V. M. 1987. Estudio de los protozoarios ciliados presentes en un sistema de tratamiento por medio de "biodiscos". Tesis Licenciatura. Facultad de Ciencias, UNAM. México, D. F. 86 pp.
- Luna-Pabello, V.M. 1990. Efecto de la temperatura en las poblaciones de protozoarios ciliados en un reactor de biodiscos. Tesis Maestría. Facultad de Ciencias, UNAM. México, D.F. 117 pp.
- Marmolejo, C. 1984. Estudio de los productos del metabolismo anaerobio durante el tratamiento de las aguas de desecho de la industria nixtamalizadora. Tesis Licenciatura. Facultad de Química, UNAM. 98 pp.
- Montesinos Ma. A. y Durán, C. 1986. Estudio dinámico de un reactor biológico en la producción de proteína microbiana. Presentado en el XVI Congreso Nacional de Ciencia y Tecnología de Alimentos. Cholula, Pue. Abril 16-20.

- Norouzian, M. Y. y Deloya, M. M. 1984. Estudio del comportamiento de una unidad de biodiscos estructuralmente modificada. Pub. Inst. Ingeniería. UNAM. México D.F. Pp. 123-142.
- Pano, A. y Middlebrooks, J. K. 1982. The kinetics of rotating biological contactors at temperatures of 5°C, 15°C and 20°C. In First International Conference of Fixed-Film Biological Processes. 1:261-305.
- Pedroza, R. 1985. Estudio de la degradación biológica aerobia de los efluentes de la nixtamalización. Tesis de Maestría, Universidad Iberoamericana. México, D. F. 163 pp.
- Pedroza-Islas, R. y Durán de Bazúa, C. 1990. Aerobic treatment of maize processing wastewater in a 50-liter rotating biological reactor. Biol. Wastes, 32(1):17-27.
- Pedroza, R. y Durán, C. 1985. Producción de proteína unicelular de desechos (PUDC) a partir de efluentes de la industrialización del maíz para consumo humano. Tecnol. Aliment. (Méx.), 20(6):3-10.
- Pedroza, R. y Durán, C. 1986. Laboratory performance of a rotating biological contactor (RBC) for nejayote (corn processing wastewater) biological degradation. En "Food Engineering and Process Applications" M. Le Maguer Ed. Elsevier Appl. Sci., Pub. Ltd. Essex, England (London) Vol.2 Cap. 29, Pp. 345-555.
- Pedroza de Brengs, R. y Durán de Bazúa, C. 1987. RBC characteristics for nejayote aerobic treatment. Environ. Technol. Letters, 8:579-588.
- Poon, C. P. C. y Chao, Y. L. 1979. Factors controlling biological contactor performance. J.W.P.C.F., 51(3):601-611.
- Reiber, S. y Stensel, D. 1985. Biologically enhanced oxygen transfer in a fixed-film system J.W.P.C.F., 57(2):135-142.
- Rittman, B. E., Suozzo, R. y Romero, B. R. 1983. Temperature effects on oxygen transfer to rotating biological contactors. J.W.P.C.F., 55(3):270-277.

ESTA TESIS NO DEBE
SALIR DE LA BIBLIOTECA

- Rushbrook, E. L. y Wilke, D. A. 1980. Energy conservation and alternative energy sources in wastewater treatment. J.W.P.C.F., 52(10):2477-2483.
- Shariff, N. y Hassan, R. S. 1984. Engineering and nutritional parameters affecting biofilm development. Effluent Wat. Treat., 25:423-425.
- Starkey, J. E. y Karr, P. R. 1984. Effect of low dissolved oxygen concentration on effluent turbidity. J.W.P.C.F., 56(7):837-843.
- Trulear, M. G. y Characklis, W. G. 1982. Dynamics of biofilm processes. J.W.P.C.F., 54(9):1288-1301.
- Vavilin, V. A. 1982. The effect of temperature, inlet pollutant concentration, and microorganism concentration, on rate of aerobic biological treatment. Biotechnol. Bioeng., 24:2609-2625 pp.
- Wang, K., Wang, M. H. y Poon, C. P. C. 1984. Rotating Biological Contactors. Eff. Wat. Treat. J., 24:93-97.

CAPITULO 8

8. A N E X O A

8.1.- Prueba química: Demanda química de oxígeno (DQO)

Método volumétrico de oxígeno con dicromato de potasio
(APHA, 1981)

Fundamento:

El método se basa en una oxidación enérgica de la materia orgánica e inorgánica oxidable, que se encuentra en el agua en un medio fuertemente ácido, con una solución valorada de dicromato de potasio. El exceso de agente oxidante después de un período de reflujo a 150°C durante 2 horas, se determina con una solución valorada de sulfato ferroso amoniacal, en presencia de un complejo ferroso de ortofenantrolina (ferroin indicador), como indicador interno. El valor obtenido se introduce a una ecuación, cuyo desarrollo da como resultado la concentración (mg/L) de materia oxidable químicamente.

Interferencias:

Las sustancias inorgánicas como los iones ferroso (Fe⁺⁺), sulfato (SO₄⁼), sulfitos (SO₃⁼) y tiosulfatos (S₂O₃⁼) se oxidan bajo ciertas condiciones y crean una DQO inorgánica, la cual interfiere cuando se estima el contenido de materia orgánica en agua residual.

El ión cloruro (Cl⁻) interfiere, pero se elimina al agregar sulfato mercuríco ((Hg)₂ SO₄).

Nota: mediante esta prueba no es posible conocer el tipo de compuestos orgánicos presentes, ni diferenciar entre material biodegradable y sustancias tóxicas, por lo cual solo constituye un análisis para la determinación de materia oxidable.

Reactivos:

- Solución acuosa de dicromato de potasio 0.25 N
- Sulfato de plata (cristales)
- Solución de sulfato de plata en ácido sulfúrico. Esta se prepara disolviendo 22 g de sulfato de plata en 4 kg de ácido sulfúrico. La solución debe protegerse de la luz.

- Acido sulfúrico concentrado
- Solución indicadora de ferroin
- Solución de sulfato ferroso amoniacal para valoración en una concentración aproximada de 0.05 N
- Sulfato mercúrico

Equipo:

El equipo empleado es un digestor Behr RFA, el cual consta de una parrilla, con un control de temperatura y tiempo, de calentamiento para 24 muestras, 2 canastillas metálicas con 24 vasos de reacción de 200 mL de capacidad, cada uno de ellos con un tubo refrigerante que permite la condensación, mediante enfriamiento por aire, de los vapores generados durante el periodo de reflujo.

De manera complementaria a lo que es propiamente el equipo para la prueba de DQO, está en un recipiente de PVC que contiene agua para el enfriamiento de los vasos de reacción después de haber puesto las muestras a reflujo.

Procedimiento:

Tratamiento de la muestra

- 1.- Centrifugar las muestras por analizar (3600 rpm a 5°C durante 5 minutos).
- 2.- Poner en el recipiente de reflujo:
 - 10 mL de muestra diluida (con agua destilada) en proporciones 1:50 para muestras concentradas y 5:50 para aquellas provenientes del sistema de tratamiento. En la preparación del blanco (testigo) se utilizaban 10 mL de agua destilada como muestra.
 - 0.2 g de sulfato mercúrico
 - 5 mL de dicromato de potasio 0.25 N
- 3.- Colocar el refrigerante y añadir lentamente 15 mL de solución de plata en ácido sulfúrico concentrado.

Reflujo:

- 4.- Colocar los matraces de reacción en la parrilla eléctrica, manteniendolos en reflujo, a 150°C, durante dos horas.

Valoración de la muestra:

Al acabarse el reflujo, una parte del dicromato ya ha reaccionado con la muestra orgánica. El dicromato restante se valora de la siguiente manera:

- Agregar al recipiente de reflujo 40 mL de agua destilada y dos gotas de ferroín indicador, homogenizar.
- Titular con sulfato ferroso amoniacal 0.05 N. El punto final de la valoración (titulación) es el cambio de coloración azul verdoso a pardo rojizo.

Obtención de los resultados:

La fórmula empleada es la siguiente:

$$\text{mg DQO/L} = (a-b) N 8000/\text{mL muestra (f)}$$

Donde: a = Volumen de sulfato ferroso amoniacal gastado para valorar el blanco (testigo).

b = Volumen de sulfato ferroso amoniacal gastado para valorar la muestra.

N = Normalidad del sulfato ferroso amoniacal.

f = Fracción volumétrica decimal de la muestra inicial en la solución de la cual se tomó la alícuota de 120 mL para la determinación.

Normalidad del sulfato ferroso amoniacal (SFA)

En un matraz se colocan:

- 10 mL de dicromato de potasio 0.05 N
- 40 mL de agua destilada
- 10 mL de ácido sulfúrico concentrado (enfriando constantemente)

Después de enfriar se le agregan 2 gotas de ferroín indicador y se agita.

Valoración:

La solución anterior se titula con sulfato ferroso amoniacal con una normalidad aproximada de 0.05 y se anotan los mL gastados para lograr el cambio de color a café rojizo.

$$N_{SFA} = \frac{\text{mL de dicromato de potasio 0.05 N} \times \text{Normalidad del mismo}}{\text{mL de SFA empleados en la titulación}}$$

CAPITULO 2

9. A N E X O B

9.1.- Prueba bioquímica: Demanda bioquímica de oxígeno en cinco días (DBO₅).

Fundamento:

Este método se basa en estimar la cantidad de oxígeno que requieren los microorganismos para efectuar la oxidación de la materia orgánica presente en aguas naturales y residuales. El consumo de oxígeno disuelto, a partir de la respiración microbiana, constituye una medida indirecta de la cantidad de materia orgánica biodegradada. Se considera que un miligramo de oxígeno disuelto consumido, equivale a un miligramo de material orgánico biodegradable. El oxígeno requerido, se determina a partir de la diferencia existente entre el oxígeno disuelto inicio de la prueba (previa inoculación de la muestra) y el oxígeno disuelto remanente al cabo de 5 días de incubación a 20°C (DBO₅, de acuerdo con lo establecido por la APHA (1981). El tiempo y la temperatura de incubación, son parámetros fijos, convencionalmente establecidos a nivel internacional, que permiten establecer comparaciones confiables. En el criterio anterior, se supone que 20°C, es la temperatura media idónea para la actividad de los microorganismos, y 5 días, el tiempo aproximado para que se realice la biodegradación de aproximadamente 70% (en aguas residuales de origen doméstico) del material orgánico disuelto biodegradable (libre de tóxicos). Esta valoración de contaminantes fue adoptada como parámetro de calidad de agua por la Norma Oficial Mexicana.

Interferencias:

Interfieren con la determinación de DBO₅, la acidez o alcalinidad presentes en las aguas, el cloro residual, una sobresaturación de oxígeno disuelto, la presencia de substancias tóxicas para los microorganismos y los procesos de nitrificación.

Estas interferencias pueden removerse si se le da un pretratamiento adecuado a la muestra.

Nota: La extrapolación de los resultados de DBO₅ a cuerpos de agua es altamente cuestionable debido a que el ambiente de laboratorio no reproduce las condiciones naturales tales como temperatura, luz solar, poblaciones biológicas, movimiento del agua y concentración de oxígeno.

No deben compararse resultados de DBO_5 obtenidos bajo circunstancias y procedimientos diferentes.

En la determinación de la DBO_5 se utilizó el respirómetro Voith-Sapromat B-6, el cual proporciona los requerimientos especificados por la APHA (1981).

Equipo: Descripción del aparato Voith-Sapromat B-6, 220 V, 60 Hz.

Este modelo permite la evaluación simultánea de seis diferentes muestras, por un periodo superior a cinco días, que es el tiempo establecido como Norma Oficial para este tipo de evaluaciones. Suministra de manera continua por electrólisis, el oxígeno requerido por los microorganismos aerobios, a lo largo del proceso de biodegradación, manteniendo las muestras en continua agitación y bajo temperatura controlada.

El Sapromat tipo B-6 (6 unidades), consiste de un graficador directo de curvas de consumo de oxígeno disuelto, una unidad de enfriamiento y un baño de agua con temperatura controlada, el cual contiene 6 unidades de medición.

Cada unidad de medición, está formada por un vaso de reacción, con un captador de CO_2 , montado en el tapón, un generador de oxígeno y un indicador de presión, interconectados con mangueras. El vaso del sistema de medición está sellado, así que las fluctuaciones de la presión del aire (barométricas) no afectan los resultados.

La barra magnética, en la muestra por ser analizada, provee de agitación vigorosa continua, resultando así un efectivo intercambio de gases.

La actividad de los microorganismos en la muestra crea un vacío que es registrado por un indicador de presión. Este controla tanto el oxígeno generado electrolíticamente como la indicación y gráfica de los valores medidos.

Cuando el análisis del agua bajo estudio, por determinación de valores de permanganato de potasio ($KMnO_4$) o de demanda química de oxígeno (DQO) indica que la DBO_5 puede exceder de 1000 mg O_2/L , entonces se diluye la muestra. En el presente estudio debido a que se trabajó con líquidos cuya DQO fue superior a 1000 mg/L y para no afectar de manera sensible el volumen del agua en tratamiento se emplearán 50 ml por muestra, adicionándole 200 mL de agua corriente, lo cual da un factor de dilución de 5.

Obtención de resultados:

El valor numérico aparecido en el indicador digital o bien el de la línea de puntos graficada de manera adjunta (mg/L de oxígeno disuelto consumido), deben ser multiplicados por el factor de dilución "f", para así obtener, el valor total de consumo de oxígeno por muestra. Este valor corresponde directamente a la cantidad (miligramos) de material orgánico disuelto biodegradable por unidad de volúmen (litro), presente en la muestra analizada.

Cabe hacer mención que el resultado obtenido sólo constituye el contenido parcial de material orgánico biodegradable ya que únicamente se dejó interreaccionar a los microorganismos con el substrato durante un periodo de 5 días a 20°C, lo cual permite solamente la degradación del material de más fácil consumo bajo esas condiciones.

$$\begin{array}{rcl} \text{Cálculo del factor} & & \text{VT} & & 250 \\ \text{de dilución (f) :} & f = & \frac{\text{----}}{X} & f = & \frac{\text{----}}{50} = 5 \end{array}$$

Donde:

VT= volumen total (mL)
X= volumen de muestra no diluido (mL)

Procedimiento:

- 1.- Centrifugar las muestras provenientes tanto de la alimentación como de las diez cámaras que forman el sistema de tratamiento (3600 rpm a 5°C, durante 15 minutos).
- 2.- Depositar en el vaso de reacción 50 ml de muestra más 200 mL de agua corriente así como una barra de agitación y el inóculo microbiano.
- 3.- Colocar en el tapón del vaso de reacción cal de sodio granulada, para captar el CO₂ producido durante el metabolismo aerobio microbiano, previo calentamiento a 103°C durante una hora y posterior enfriamiento en un desecador.
- 4.- Cerrar y asegurar con el "cinturón" metálico, el tapón al vaso de reacción.
- 5.- En la hoja de papel del graficador, realizar las anotaciones pertinentes (fecha, hora de inicio de la prueba, procedencia de la muestra y color correspondiente en la gráfica).
- 6.- Ajustar los indicadores digitales (perillas) a cero y de ser necesario activar el sistema de graficación.

- 7.- Introducir el vaso de reacción en el baño de agua, previo arranque con media hora de anticipación, para calentamiento del agua.
- 8.- Realizar las interconexiones necesarias de mangueras y electrodos de los diferentes componentes de las seis unidades de medición.
- 9.- Encender el mecanismo de agitación y el graficador.
- 10.- Ajustar el indicador de presión.
- 11.- Registrar después de cinco días los valores obtenidos en las perillas del graficador (en caso necesario, retirar la gráfica).
- 12.- Apagar el equipo; abrir el tapón del vaso indicador de presión; desconectar la manguera de los vasos de reacción y de manera parcial los electrodos.
- 13.- Retirar las muestras y lavar con agua corriente los vasos de reacción y barra de agitación.