



**UNIVERSIDAD AUTONOMA METROPOLITANA**

**UNIDAD IZTAPALAPA**

**"Uso de respirometrías heterogéneas para estimar coeficientes de transferencia de masa interfaciales y parámetros biocinéticos en biofiltros de lecho escurrido"**

**CIENCIAS BÁSICAS E INGENIERÍA**

**TESIS**

Que para obtener el grado de:

Maestro en ciencias (en Ingeniería Química)

Presenta:

I.Q. Wenceslao Cuauhtémoc Bonilla Blancas

Asesor: Dr. Sergio Revah Moiseev

México D.F. Abril 2013

Dedico este trabajo a Magdalena, a mi madre, a Jose, Liz, Bere, Gycell y Astrid.

*“A su amor, su fe y su apoyo”*

## Agradecimientos

A Armando González, David Gabriel y Sergio Revah, por su invaluable guía y por su paciencia.

A Luis Arellano, Juan Cabello, Alma Toledo, Mabel Mora, Luis Rafael López, Gregorio Guzmán, Guillermo Baquerizo y Sergio Hernández por ser piezas importantes en la construcción de este trabajo pero sobre todo por su amistad y compañía.

A los miembros del comité evaluador:

Dr. Sergio Revah Moiseev

Dr. Carlos Omar Castillo Araiza

Dr. Juan Manuel Morgan Sagastume

A la Universidad Autónoma Metropolitana

Al Consejo Nacional de Ciencia y Tecnología, por el apoyo otorgado a través de la beca No 248623.

A la Universitat Autònoma de Barcelona

A la Agencia Española de Cooperación Internacional para el Desarrollo (AECID), por el apoyo otorgado a través del proyecto "Desulfuración sostenible de biogás mediante biorreactores para su aprovechamiento como fuente de energía alternativa", ref. A2/037075/11.

## **RESUMEN**

En este trabajo se reporta el diseño, construcción, y operación de un respirómetro heterogéneo (RH), que fue usado para implementar la técnica de respirometría de microorganismos inmovilizados. El empleo del respirómetro permite caracterizar los fenómenos de transferencia de masa interfaciales y los parámetros cinéticos aparentes asociados a lechos empacados en cuya superficie se encuentre una biopelícula como la que se forma durante la operación de biofiltros de cualquier escala. La principal cualidad de esta técnica residió en conservar la integridad de la biopelícula y de esta manera poder evaluar una cinética microbiana aparente de la biopelícula y su efecto sobre el proceso global de eliminación.

La respirometría en el RH, se realizó en varias etapas, en una primera, se estudió la transferencia de masa interfacial promovida por diferentes soportes comúnmente usados en sistemas de biofiltración. Se estimaron valores para los coeficientes globales de transferencia de masa ( $K_{La}$ ) para cuatro soportes, espuma de poliuretano (PUF), bagazo de caña de azúcar, anillos pall y anillos Kaldness, con distintas combinaciones de velocidad superficial en las fases líquida y gas. Para la fase líquida se hicieron variaciones de 3.1 a 11.2 m/h y la fase gas se hizo variar entre 41 y 104 m/h. Para efectuar las respirometrías se seleccionó PUF como soporte, debido a sus propiedades mecánicas y de transferencia de masa interfacial, usando condiciones de operación para el sistema de 7.2 m/h para fase líquida y 89 m/h para la fase gas.

En la segunda etapa se operó el RH con PUF, inoculado con dos consorcios bacterianos sulfurooxidantes adaptados a crecer en condiciones alcalinas (CAS) y neutras (CNS), los consorcios fueron alimentados con tiosulfato y dimetil disulfuro (DMDS).

Para estimar los coeficientes cinéticos, se construyó un modelo matemático simplificado adaptado al RH para que al contrastar los resultados obtenidos en el sistema experimental con los datos generados por el modelo matemático fuera posible ajustar parámetros cinéticos aparentes usando un método de ajuste por minimización del error cuadrático medio entre los valores experimentales y los valores del modelo matemático, con este

proceso se determinaron valores puntuales para la tasa de consumo de oxígeno (OUR) y el coeficiente de rendimiento ( $Y_{O/S}$ ) para ambos consorcios bacterianos estudiados.

La técnica respirométrica implementada en un proceso de biofiltración de lecho escurrido aerobia puede proporcionar una importante herramienta para la caracterización de los biofiltros en funcionamiento. Aportando una evaluación puntual del transporte de masa interfacial, una identificación de las mejores condiciones hidráulicas en las que se minimizan los efectos de la resistencia a la transferencia de masa y la determinación de los parámetros biocinéticos para cultivos inmovilizados con una manipulación mínima de la biomasa.

## NOMENCLATURA

$RH$  = Respirómetro heterogéneo

$K_La$  = Coeficiente global de transferencia de masa,  $h^{-1}$

$a$  = área específica (superficie de la biopelícula por unidad de volumen del lecho del biofiltro),  $m^2 \cdot m^{-3}$

$C_{b,i}$  = concentración del componente  $i$  en la biopelícula,  $g m^{-3}$

$C_{g,i}$  = concentración del componente  $i$  en la fase gas,  $g m^{-3}$

$C_{l,i}$  = concentración del componente  $i$  en la fase líquida,  $g m^{-3}$

$D_{b,i}$  = coeficiente de difusión del componente  $i$  en la biopelícula,  $m^2 h^{-1}$

$H_i$  = coeficiente de partición gas/líquido del componente  $i$ .

$k_{l,i}$  = coeficiente individual de transferencia de masa del componente  $i$ ,  $m h^{-1}$

$K_{S,i}$  = constante de saturación del componente  $i$ ,  $g m^{-3}$

$L$  = altura empacada del RH, m

$N_{g-b,i}$  = flux de masa del componente  $i$  de la fase gas a la biopelícula,  $g m^{-2} h^{-1}$

$N_{g-l,i}$  = flux de masa del componente  $i$  de la fase gas a la fase líquida,  $g m^{-2} h^{-1}$

$Q_g$  = flujo volumétrico de la fase gas,  $m^3 h^{-1}$

$Q_l$  = flujo volumétrico de la fase líquida,  $m^3 h^{-1}$

$r_{b,i}$  = velocidad de consumo del componente  $i$  en la biopelícula,  $g m^{-3} h^{-1}$

$V_g$  = volumen del gas,  $m^3$

$V_l$  = volumen del líquido,  $m^3$

$t$  = tiempo, h

$X$  = concentración de la biomasa seca,  $g_{dw} m^{-3}$

$X_{\rho b}$  = densidad de biomasa

$Y_{O/C}$  = coeficiente de rendimiento para el contaminante en la biomasa, g oxígeno/ g contaminante.

$CAS$  = Consorcio bacteriano alcalófilo sulfurooxidante

$CNS$  = Consorcio bacteriano neutrófilo sulfurooxidante

$DMDS$  = Dimetil disulfuro

## Subíndices

$i$  = componente  $i$

## Superíndices

$lib$  = libre

$res$  = reservorio

$in$  = inicial

## Letras griegas

$\varepsilon_l$  = fracción de volumen ocupado por líquido en el empaque,  $m^3 m^{-3}$

$\varepsilon_g$  = fracción de volumen ocupado por gas en el empaque,  $m^3 m^{-3}$

$\varepsilon_b$  = fracción de volumen ocupado por la biopelícula en el empaque,  $m^3 m^{-3}$

$\varepsilon_s$  = fracción de volumen ocupado por el sólido en el empaque,  $m^3 m^{-3}$

$\delta$  = grosor de la biopelícula, m

$\mu_{max}$  = velocidad específica máxima de crecimiento,  $h^{-1}$

## ÍNDICE

RESUMEN.....	iv
NOMENCLATURA.....	vi
ÍNDICE.....	viii
INDICE DE FIGURAS .....	xi
INDICE DE TABLAS.....	xii
<b>1. INTRODUCCIÓN.....</b>	<b>1</b>
1.1. Contaminación atmosférica .....	1
1.2. Técnicas de tratamiento de aire contaminado.....	2
1.2.1. Procesos fisicoquímicos de tratamiento. ....	3
1.2.2. Procesos biológicos de tratamiento. ....	4
1.3. Modelado matemático del proceso de biofiltración.....	8
1.3.1. Principales consideraciones de algunos modelos usados en biofiltración.....	10
1.3.2. Estimación de parámetros en la biopelícula .....	15
1.4. Técnicas de respirometría. ....	16
1.4.1. Descripción bioquímica de las respirometrías.....	16
1.4.2. Respirometría de microorganismos en suspensión.....	16
1.4.3. Respirometría de microorganismos inmovilizados .....	19
1.5. Técnica de respirometría y los modelos matemáticos .....	20
<b>2. JUSTIFICACIÓN Y OBJETIVOS .....</b>	<b>21</b>
Justificación .....	21
Objetivo general.....	21
Objetivos particulares: .....	22



<b>3. MATERIALES Y MÉTODOS</b> .....	22
3.1. Microorganismos y medios, consorcios bacterianos sulfuro oxidantes.....	22
3.2. Sistemas Experimentales. ....	24
3.2.1. Respirómetro UAM-I.....	24
3.2.2. Respirómetro UAB.....	26
3.3. Pruebas abióticas.....	27
3.3.1. Prueba de hermeticidad. ....	27
3.3.3. Procedimiento experimental para pruebas abióticas de $K_{La}$ .....	29
3.3.4. Calculo de $K_{La}$ .....	30
3.4. Pruebas bióticas .....	31
3.4.1. Procedimiento experimental para pruebas bióticas .....	31
3.5. Pruebas analíticas.....	32
3.5.1. Cuantificación de tiosulfato.....	32
3.5.2. Determinación de $\epsilon b$ y cuantificación de biomasa.....	32
3.5.3. Cuantificación de DMDS .....	33
3.6. Modelo matemático .....	33
3.6.1. Construcción del modelo matemático .....	33
3.6.2. Validación de modelo matemático y simulación del proceso .....	36
<b>4. RESULTADOS Y DISCUSIÓN</b> .....	36
4.1. Pruebas abióticas.....	36
4.1.1. Hermeticidad .....	36
4.1.2. Determinación abiótica del <i>Hold up</i> dinámico.....	37
4.1.3. Determinación de $K_{La}$ .....	38
4.2. Pruebas bióticas .....	45
4.2.1. Respiración endógena.....	45

4.2.2. Respirometrías con bacterias sulfurooxidantes. ....	47
4.3. Estimación de parámetros. ....	48
4.3.1. Pruebas bióticas con bacterias sulfurooxidantes .....	48
4.4. Simulación de procesos de biofiltración. ....	55
4.4.1. Simulación de OUR. ....	55
4.4.2. Simulación de $K_LA$ . ....	57
4.4.3. Simulación de concentración de biomasa. ....	59
<b>CONCLUSIONES</b> .....	61
<b>PERSPECTIVAS</b> .....	63
<b>BIBLIOGRAFIA</b> .....	65
<b>ANEXO A</b> .....	72
<b>ANEXO B</b> .....	73
<b>ANEXO C</b> .....	80

**INDICE DE FIGURAS**

Fig. 1. Esquema de biofiltro .....	5
Fig. 2. Esquema de biofiltro de lecho escurrido. ....	7
Fig. 3. Rangos de tratamiento para distintos dispositivos (Ortiz y col., 2004) .....	8
Fig. 4. Esquema de biopelícula de un biofiltro.....	10
Fig. 5. Reacciones implicadas en el crecimiento celular.....	11
Fig. 6. Diagrama de los distintos tipos de respirómetros.....	18
Fig. 7. Sistema experimental de la UAM-I.....	25
Fig. 8. Diagrama de RH, biofiltro de lecho escurrido .....	25
Fig. 9. Sistema experimental de la UAB .....	26
Fig. 10. Diagrama esquemático del RH, de la UAB.....	27
Fig. 11. Material de empaque usado en el RH para pruebas de $K_La$ . ....	29
Fig. 12. Prueba de hermeticidad del sistema. ....	37
Fig. 13. Respuesta típica durante la determinación experimental del $K_La$ dentro del RH. ..	39
Fig. 14. Linealización de los datos obtenidos con el respirométero para PUF. ....	39
Fig. 15. Valores de $K_La$ para distintas velocidades de líquido y gas.....	41
Fig. 16. Datos reportados por Kim y Desshusses (2007) para el $K_La$ con PUF .....	42
Fig. 17. Valores de $K_La$ para distintas velocidades de líquido y gas.....	44
Fig. 18. Prueba de respirometría endógena para CAS en PUF.....	46
Fig. 19. Prueba de respirometría endógena para CNS en PUF.....	46
Fig. 20. Prueba de respirometría usando PUF y el CAS. ....	47
Fig. 21. Comparación de datos experimentales contra datos generados por el modelo matemático para CAS alimentado con tiosulfato. ....	49
Fig. 22. Comparación de datos experimentales contra datos generados por el modelo matemático para CAS alimentado con DMDS.....	51
Fig. 23. Simulación del proceso de biofiltración con CAS alimentado con tiosulfato, variando OUR.....	56
Fig. 24. Simulaciones del efecto de variar $K_LA$ .....	58
Fig. 25. Simulaciones del efecto de variar la concentración de la biomasa.. ....	60

## **INDICE DE TABLAS**

Tabla 1 Composición del medio de cultivo del consorcio bacteriano neutrófilo .....	23
Tabla 2. Composición del medio de cultivo para el consorcio bacteriano alcalino .....	23
Tabla 3. Condiciones de operación para pruebas de hermeticidad del RH .....	27
Tabla 4. Parámetros estandarizados para obtener $K_{La}$ experimentalmente.....	28
Tabla 5. Materiales de empaque usado para pruebas abióticas. ....	29
Tabla 6. Condiciones de operación estandarizadas para obtener pruebas bióticas. ....	31
Tabla 7. Variación de la cantidad de líquido retenido por los materiales de empaque .....	38
Tabla 8. Valores de $K_{La}$ estimados para diferentes materiales de empaque. ....	40
Tabla 9. Propiedades físicas incluidas en el modelo matemático para el R. ....	50
Tabla 10. Parámetros biocinéticos determinados para PUF colonizado con consorcios bacterianos neutrófilos y alcalófilos determinados en el RH .....	52
Tabla 11. Datos reportados para tiosulfato y DMDS con diferentes consorcios bacterianos. ....	54

## 1. INTRODUCCIÓN

### 1.1. Contaminación atmosférica

La contaminación del aire puede deberse a un proceso natural u ocasionada por el hombre; aunque recientemente ha habido una tendencia a minimizar la contribución de la contaminación natural y darle un mayor peso a la contaminación debido a los procesos antropogénicos, aunque en realidad la contribución de los procesos naturales no es despreciable, eventos como incendios forestales y erupciones volcánicas emiten importantes cantidades de contaminantes a la atmosfera. Pero ya sea debida a un proceso natural o por la actividad humana la contaminación de la atmosfera se ha incrementado de manera dramática en los últimos cien años llegando a niveles críticos que ponen a la humanidad al borde de una crisis, una prueba de ello es la reciente falta de una estacionalidad climática definida.

El inicio de la contaminación atmosférica por la actividad humana podría tener un origen concreto desde que los seres humanos descubrieron el fuego sin embargo existen dos factores que ponen en duda lo anterior: a) sólo por un periodo relativo corto de tiempo la población humana es lo suficientemente grande y b) la contaminación por la actividad humana en su mayoría está ligada a la etapa de la industrialización.

Desgraciadamente, el control sobre la emisión de los contaminantes no siempre ha sido un tema prioritario aunque exista la tecnología para hacerlo (Stern, 1984). Sin embargo, en años recientes la comunidad científica ha empezado a entender los efectos crónicos del calentamiento global. Los compuestos orgánicos volátiles (COV`s) derivados de la oxidación de combustibles fósiles y otras fuentes de emisión antropogénicas, sirven como fuente para la formación de smog, los compuestos clorados originados de los pesticidas, clorofluorocarbonos (CFC), agotan la capa de ozono, los compuestos derivados del azufre producen malestar, lluvia acida y en altas concentraciones pueden volverse tóxicos, es por ello que tratar de controlar la contaminación atmosférica se ha vuelto un tema prioritario (Devinny y col., 1999).

## Efectos de la contaminación atmosférica

La contaminación atmosférica tiene efectos dañinos que se pueden clasificar de diferentes maneras, por ejemplo:

- Reducción de la visibilidad atmosférica
- Interferencia con el clima
- Daño a materiales (Deterioro de construcciones, edificaciones corrosión de metales, etc.)
- Aumento de malos olores en el aire
- Daño a la vegetación así como a la vida en océanos y lagos
- Deterioro biológico (efectos patológicos, efectos cancerígenos, etc.).

### 1.2. Técnicas de tratamiento de aire contaminado

Con la finalidad de evitar y/o revertir los efectos de las emisiones contaminantes se pueden considerar dos formas de control. La primera es un control a las fuentes contaminantes, la cual involucra la emisión de contaminantes sustituyendo materias primas y/o reciclándolas. Este mecanismo implica un cambio en la calidad de los productos o un incremento en los costos de producción. La segunda forma de control involucra el tratamiento de las emisiones gaseosas después de ser producidas que implica una elección de tecnología para controlar la calidad de las emisiones regida directamente por el impacto económico y las limitaciones ecológicas. Dentro de las limitaciones ecológicas se encuentran: La naturaleza del compuesto a tratar, concentración, cantidad de la emisión, modo de emisión de la corriente contaminante (Dullien, 1989).

### 1.2.1. Procesos fisicoquímicos de tratamiento.

Dentro de las tecnologías disponibles para tratar corrientes contaminantes se cuenta con:

➤ Condensación.

Si contaminantes están en altas concentraciones y tiene altos puntos de ebullición se pueden recuperar parcialmente si se congelan y se comprimen simultáneamente. Pero si se trata de una mezcla residual de contaminantes, es casi imposible aplicar esta técnica. Usualmente la condensación se debe complementar con otras técnicas de tratamiento.

➤ Incineración.

La incineración térmica y catalítica es ampliamente usada como un tratamiento efectivo para el tratamiento de corrientes gaseosas contaminantes. En esta técnica se usan rangos de temperatura que van de los 700 a los 1400 °C para la incineración térmica y de los 300 a los 700 °C para la incineración catalítica, para esta última se usan catalizadores como el platino, paladio y rubidio.

Para concentraciones bajas de contaminantes el uso de esta técnica es costoso porque se necesitan altas cargas de combustible para alcanzar los rangos térmicos de operación, además de generarse productos secundarios de combustión.

➤ Adsorción.

Este proceso de tratamiento generalmente ocurre en un lecho fijo o fluidizado de material como el carbón activado o zeolita con un costo bajo y un eficiente tratamiento de los contaminantes en bajas concentraciones. Se usa para controlar COV's con bajas presiones de vapor y altos pesos moleculares. Cuando se agota la capacidad de adsorción del material, se debe regenerar o sustituir, lo cual incrementa los costos de operación del sistema.

➤ Absorción.

Este proceso ocurre en equipos de contacto donde una solución lavadora absorbe al contaminante de la fase gas a la fase líquida. La transferencia del contaminante está determinada por la afinidad de la solución lavadora. El agua es un agente lavador usado comúnmente, si se quiere incrementar la solubilidad, ajustar el pH es una posibilidad y para

el caso de contaminantes hidrofóbicos una posibilidad de usar solventes orgánicos como aceite de silicón.

➤ Sistemas de membranas.

Este sistema es un proceso complejo consta de una etapa compresión y condensación de la corriente contaminante seguido de una membrana de separación. En la etapa de compresión se alcanzan presiones de 310 kPa a 1400 kPa, esta corriente a alta presión permea a través de la membrana en la que se retiene el contaminante.

### 1.2.2. Procesos biológicos de tratamiento.

Desde finales del siglo pasado los tratamientos biológicos han encontrado una amplia aplicación en tratamiento de aguas residuales y se han propuesto procesos similares para el tratamiento de corrientes gaseosas. Una de estas tecnologías aplicadas es la biofiltración: consiste en pasar una corriente gaseosa a través de un lecho poroso que contiene a los microorganismos en forma de biopelícula para degradar a los contaminantes (Deviny y col., 1999). Como la mayoría de los tratamientos biológicos, la biofiltración depende de una serie de reacciones metabólicas de los microorganismos para la degradación de los compuestos contaminantes. Bajo condiciones óptimas los contaminantes se degradan a compuestos no contaminantes y biomasa. La necesidad de eliminar crecientes cantidades de compuestos contaminantes gaseosos ha llevado a la comunidad científica a tratar de entender los fenómenos físicos, químicos y biológicos en este tipo de procesos.

Aunque existen diferentes configuraciones de reactores biológicos, debido a sus bajos costos y facilidad de operación, se emplean mayormente en el tratamiento de aire los biofiltros y biofiltros de lecho escurrido (Kim y Deshusses, 2003).



➤ Biofiltros

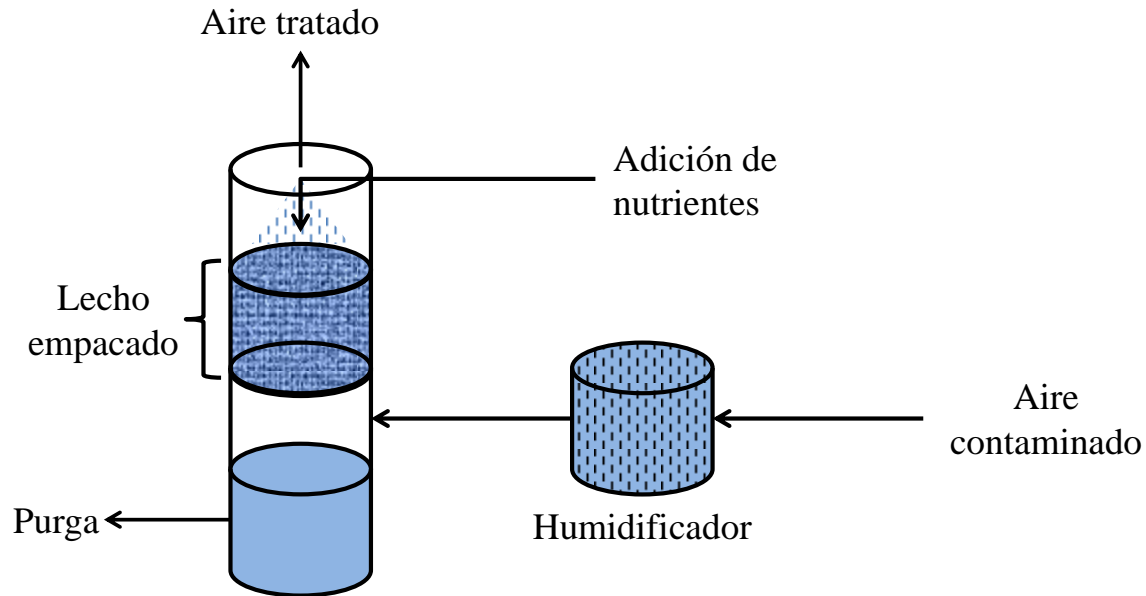


Fig. 1. Esquema de biofiltro

En este tipo de dispositivos, el flujo contaminado pasa por un reactor de lecho empacado de material húmedo en el cual existe una biopelícula (Fig. 1). La diferencia con respecto a los biofiltros de lecho escurrido consiste en la ausencia de una fase líquida recirculando continuamente por el lecho empacado del reactor. Sin embargo existe una película de líquido que se encuentra estancada en la biopelícula, esta película de líquido tiene varias funciones las principales son mantener húmedo el lecho empacado, proporcionar medio nutritivo para los microorganismos y/o medio neutralizante para mantener las condiciones apropiadas para sostener a la biopelícula. Se usan principalmente para eliminar olores en plantas de tratamiento de aguas residuales, en plantas de aromas y sabores, así como para eliminar emisiones de suelos contaminados entre otros. (Ortiz y col., 2004).

➤ Biofiltros de lecho escurrido

Los filtros de escurrimiento (Fig. 2) consisten en columnas empacadas con material estructurado que permite el desarrollo de una película microbiana que favorece el aumento de la densidad celular volumétrica. Por lo general el área específica del empaque (área de contacto por unidad de volumen de columna) es relativamente baja (100 a 300 m<sup>2</sup>/m<sup>3</sup>), si se compara con valores de área superficial de soportes orgánicos de uso común en biofiltros (ver Tabla 5), y se prefieren volúmenes vacíos altos (90 a 95 %) para minimizar la caída de presión en la columna y evitar que el crecimiento de los microorganismos obstruya el sistema. Este tipo de tratamiento es efectivo y de bajo costo para bajas concentraciones de contaminantes en altos flujos de aire. Los contaminantes gaseosos son absorbidos en una fase líquida y transferidos a una biopelícula donde los microorganismos mediante sus reacciones metabólicas degradan al contaminante. Los contaminantes gaseosos pueden ser orgánicos o inorgánicos estos son usados como fuente de carbono, nitrógeno y energía para los microorganismos. Con este tipo de tecnologías se degradan fácilmente compuestos como sulfuro de hidrógeno, amoníaco, además de compuestos orgánicos como alcoholes, aldehídos, cetonas y algunos aromáticos simples. En algunos casos como fenoles, compuestos clorados, hidrocarburos, poliaromáticos y compuestos altamente halogenados presentan una degradación moderada de los compuestos contaminantes.

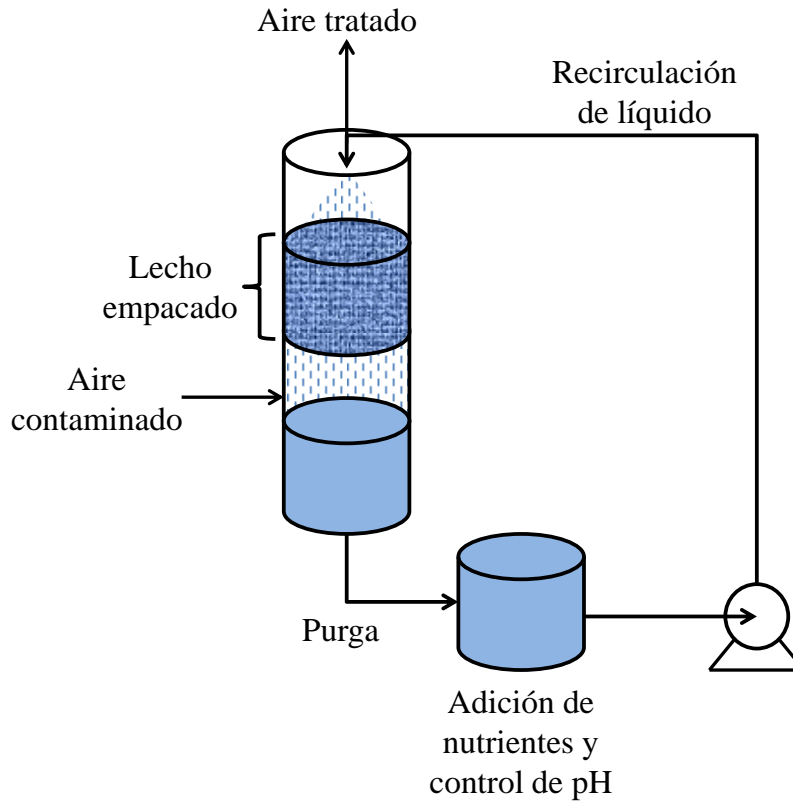


Fig. 2. Esquema de biofiltro de lecho escurrido.

Otro aspecto que es necesario analizar es la capacidad de tratamiento de contaminantes de ambos tipos de tecnologías, en la Fig. 3, se condensa información sobre las capacidades de eliminación de equipos tanto biológicos como físico-químicos. Aun cuando los tratamientos biológicos son una alternativa viable, ecológica, de bajo costo y sustentable, tiene limitaciones de operación como son las concentraciones de tratamiento, capacidad de eliminación y eficiencia en la remoción de contaminantes que hacen deseable trabajar con este tipo de equipos en las mejores condiciones, hidrodinámicas y de crecimiento de biomasa, posibles.

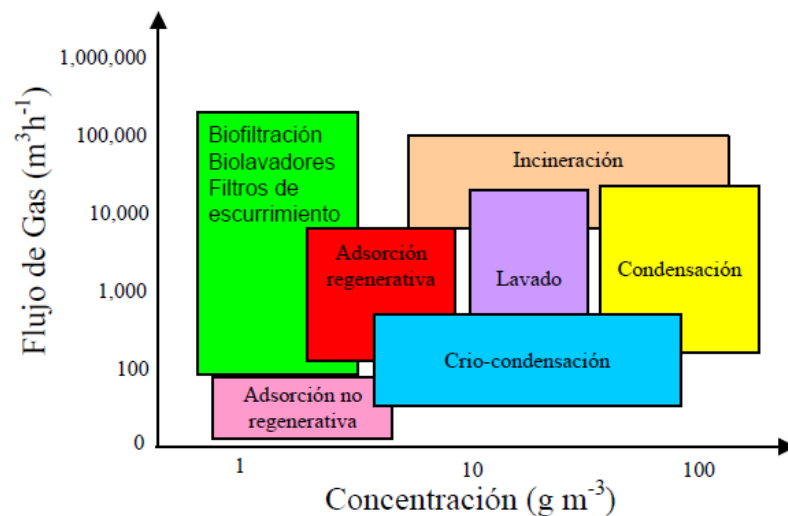


Fig. 3. Rangos de tratamiento para distintos dispositivos (Ortiz y col., 2004)

### 1.3. Modelado matemático del proceso de biofiltración.

Unificar los conocimientos biológicos, físicos y químicos para el tratamiento de efluentes contaminantes se hace a través de la formulación de modelos matemáticos que procuran describir y predecir el comportamiento de este tipo de sistemas además también sirve como una herramienta para el dimensionamiento y el diseño (Revah y Morgan-Sagastume, 2008). En ingeniería, el modelado matemático está dirigido preferentemente a la simulación de procesos cuya finalidad es la automatización y el control de procesos.

En la construcción de un modelo se consideran los siguientes aspectos de análisis:

- Identificación del sistema.
- Análisis de las características intrínsecas del sistema:

Temperatura, pH, fuerza iónica, concentración de químicos, que modifican la actividad y estabilidad del proceso.

- Determinación de variables de estado, que hacen referencia al comportamiento que el modelo matemático deberá emular.
- Determinación de parámetros.

Las expresiones matemáticas que relacionan las variables de estado y los parámetros del sistema constituyen las ecuaciones de estado, que describen la evolución del sistema en el

tiempo. Las ecuaciones de estado se establecen a partir de balances básicos de materia y energía que matemáticamente se representan a través de ecuaciones algebraicas y/o ecuaciones diferenciales ordinarias o parciales para sistemas homogéneos o heterogéneos respectivamente.

La simulación del proceso real depende de la reproducción de las curvas de evolución de las ecuaciones de balance de masa y energía, junto con el conjunto de ecuaciones algebraicas que describen las cinéticas de transporte y transformación de materiales. Entonces la reproducción de las curvas de comportamiento de las ecuaciones de balance de materia y energía junto con las expresiones matemáticas implicaran la simulación del proceso.

Un aspecto importante de la simulación de procesos es la validación de los resultados obtenidos con el comportamiento de las variables de estado en los experimentos. Las diferencias entre estos permiten evaluar la necesidad de correcciones al modelo o al planteamiento de los mecanismos básicos que lo describen (González Sánchez, 2002).

Desde 1983 (Ottengraf y van Den Oever, 1983) la mayoría de los modelos de biofiltración se basan en el esquema de una biopelícula formada por microorganismos en medio acuoso que se inmoviliza sobre algún soporte estructurado y el lado opuesto ésta en contacto con la fase gas (Fig. 4). Los contaminantes pasan de la fase gas a la biopelícula y se transportan difusivamente a través de ésta última. La fuerza motriz de la transferencia de masa en la biopelícula es el gradiente de concentraciones ocasionado por la actividad metabólica de los microorganismos.

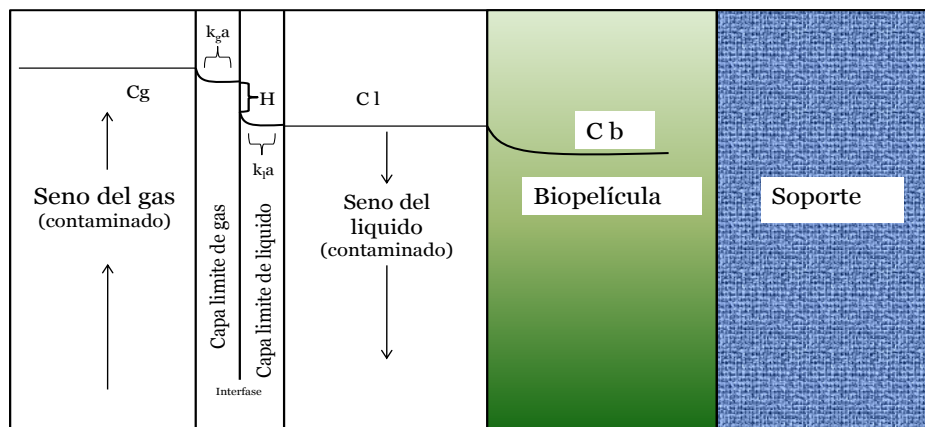


Fig. 4. Esquema de biopelícula de un biofiltro.  $C_g$  es la concentración del contaminante en la fase gas,  $k_{g,a}$  es el coeficiente de transferencia de masa en la película de gas,  $k_{l,a}$  es el coeficiente de transferencia de masa en la película del líquido y  $C_l$  es la concentración del contaminante en la fase líquida y  $C_b$  es la concentración del contaminante en la biopelícula.

Este esquema de transferencia del contaminante para una biopelícula se ha utilizado en biofiltración para describir los fenómenos que se llevan a cabo durante la degradación biológica en un biofiltro. Originalmente los modelos de biopelícula fueron desarrollados para el tratamiento de agua contaminada y posteriormente adaptados a otras tecnologías como la biofiltración de gases (Devinny et al, 1999).

### 1.3.1. Principales consideraciones de algunos modelos usados en biofiltración.

A continuación se resumen y detallan las principales consideraciones para algunos modelos matemáticos reportados para biofiltración.

#### ➤ Reacciones biológicas

El crecimiento celular implica la transformación de sustratos (contaminantes) hacia la célula, seguido por la conversión de los sustratos intracelulares a biomasa y productos metabólicos, estos últimos son excretados al medio que rodea la célula. Entonces los procesos celulares se pueden dividir en tres categorías (ver Fig. 5):

1. Transporte de sustratos (S) a la célula
2. Reacciones intracelulares, donde los sustratos se transforman en componentes celulares (S, sustratos, X, biomasa) y productos metabólicos (P).

3. Excreción de los productos metabólicos (p) al medio que rodea la célula.

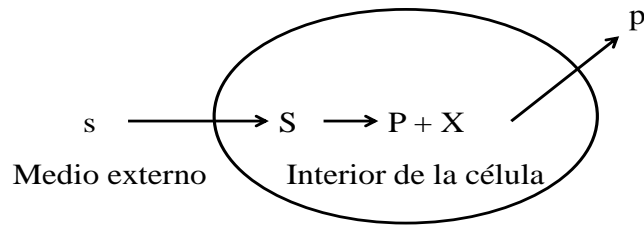
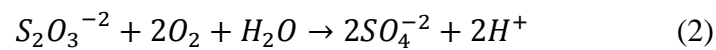
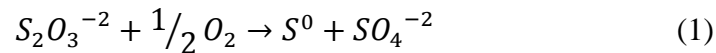


Fig. 5. Reacciones implicadas en el crecimiento celular.

Los microorganismos usados para la biofiltración aprovechan los contaminantes como fuente de energía química para crecer y para actividades metabólicas de mantenimiento, esta actividad microbiana se puede llevar a cabo en condiciones aeróbicas o anaeróbicas pero como una buena parte de los contaminantes se encuentran expuestos a la atmósfera, el oxígeno tiene un papel importante en la biotransformación. Por ejemplo, en el caso de la degradación del tiosulfato, Velasco y col. (2004) proponen la siguiente reacción:



La transformación del sustrato depende sobre todo de la disponibilidad de oxígeno para llevar a cabo la reacción.

➤ Cinética de bioreacción.

Modelos matemáticos reportados para biofiltros que usan el esquema de biopelícula (Fig. 4) realizan ciertas consideraciones respecto al orden de la bioreacción, suponiendo reacciones de orden cero y uno, bajo ciertas concentraciones de sustrato, lo que restringe su rango de validez (Ottengraf y van Den Oever, 1983).

Las velocidades de biodegradación son un factor fundamental para la efectividad del biofiltro. La cinética más común es del tipo Monod como función de las concentraciones de biomasa y de los contaminantes

$$\frac{dX_{\rho b}}{dt} = X_{\rho b} \cdot \frac{\mu_{max} C_{bp}}{K_S + C_{bp}} \quad (3)$$

Donde  $X_{\rho b}$  es la densidad de biomasa,  $\mu_{max}$  el valor máximo de la constante de crecimiento,  $K_S$  la constante de Monod de saturación media. Para valores altos de la concentración del contaminante ( $C_{bp}$ ), la tasa de crecimiento es constante y algunos modeladores consideran que la cinética de crecimiento es de orden cero. Para valores bajos de  $C_{bp}$ , el crecimiento es lineal con concentración del contaminante y los modeladores consideran una cinética de crecimiento de primer orden. Sin embargo, cuando el modelo incluye suficiente detalle para mostrar las tasas de biodegradación como una función de la profundidad dentro de la biopelícula, las concentraciones variarán del valor de la constante de equilibrio de Henry en la superficie de la biopelícula a cero a la máxima profundidad de penetración, por lo que es probable que ambos regímenes serán encontrados y la forma completa de la ecuación de Monod será necesaria. A menudo, los valores apropiados para  $K_S$  y  $\mu_{max}$  son inciertos. Ambos valores son fuertemente dependientes de las condiciones en las que se determinan y la mayoría de los datos en la literatura son de experimentos realizados en microorganismos en agitación, aireados, y en suspensión, más que en biopelículas (y son muy variables).

➤ Flujo de aire

La mayoría de los modelos de biofiltros consideran que el flujo de aire contenido en el reactor puede ser modelado adecuadamente como un flujo pistón. Bajo estas condiciones, los efectos convectivos, en una dimensión, de un punto a otro dentro del reactor pueden ser modelados por:

$$\frac{dC_{aire}}{dt} = -V \frac{\partial C_{aire}}{\partial z} \quad (4)$$

Donde  $t$  es el tiempo,  $C_{aire}$  es la concentración del contaminante en el aire,  $V$  es la velocidad intersticial en el lecho empacado y  $z$  es la dimensión axial del biofiltro.

Para velocidades intersticiales altas la velocidad se puede aproximar por:

$$V = \frac{V_A}{\theta} \quad (5)$$



Donde  $V_A$  es la velocidad promedio en el lecho empacado y  $\theta$  es la porosidad del medio. El flujo en la dirección radial y tangencial son generalmente consideradas como insignificantes y entonces los modelos son típicamente unidimensionales.

Solo algunos modelos han tratado de describir los campos de flujo en forma detallada, incluyendo niveles de porosidad, variaciones en la velocidad de flujo y dirección. Nunkunya y col. (2003) propusieron un modelo de redes de poros para un biofiltro en el que los poros fueron modelados como una malla cubica de tubos, con varios diámetros de tubos escogidos de acuerdo a una aproximación realista del tamaño de poro.

➤ **Dispersión axial.**

Debido a que generalmente no hay gradientes de concentración radial, se considera que la dispersión radial no tiene efecto y es despreciada. Aunque tal vez los gradientes axiales son sustanciales, sólo algunos modelos consideran la posibilidad de la dispersión axial. Hodge y Devanny (1995) propusieron un modelo en el que consideran la dispersión axial y lo describen de la siguiente forma:

$$\left(\frac{dC_{aire}}{dt}\right)_{disp} = D_{flujo} \frac{\partial^2 C_{aire}}{\partial z^2} \quad (6)$$

Donde  $D_{flujo}$  es el coeficiente de dispersión. Ambos, cálculos y experimentos indican que la dispersión axial puede ser despreciada excepto en los casos donde el biofiltro opera a flujos altos con tiempos de residencia de 5 segundos, velocidades lineales de 131 a 207 m/h.

➤ **Fase de transferencia**

Una revisión de los modelos matemáticos comúnmente usados para los biofiltros muestra que se consideran tres fases presentes en un sistema de biofiltro, de estas tres fases, la fase acuosa en el lecho empacado es generalmente omitida suponiendo que existe poca resistencia a la transferencia de masa (Barton y col., 1998). En el caso del sulfuro de hidrogeno que compite con el oxígeno, esta regla no se cumple por lo tanto es necesario

incluir dentro de las contribuciones al modelo matemático el aporte de la resistencia a la transferencia de la fase acuosa.

➤ Difusión dentro de la biopelícula

La difusión del contaminante en la biopelícula se asume que sigue la ley de Fick:

$$\left(\frac{dc_{bp}}{dt}\right)_{dif} = D_{bp} \frac{\partial^2 c_{bp}}{\partial x^2} \quad (7)$$

Donde  $D_{bp}$  es la constante de difusión molecular del contaminante en el agua. Mientras que hay un acuerdo general acerca de la forma de la ecuación, hay menos certeza acerca de los valores de la constante de difusión. Constantes de difusión molecular han sido medidas en agua pura para la mayoría de los compuestos, pero la difusión al interior de la biopelícula puede ser diferente. La abundancia celular y los exopolisacáridos reducen la sección transversal de agua disponible restringiendo la difusión de los contaminantes a lo largo de las biopelícula. Cuando la biopelícula es gruesa se encuentran problemas como la limitación por oxígeno y por nutrientes que no sólo se incluyen en pocos modelos de biofiltración

➤ Adsorción en la fase solida

Cuando los contaminantes se difunden al fondo de la biopelícula, particularmente en etapas tempranas cuando la biopelícula es delgada, puede ocurrir adsorción en el material de empaque. Es importante remarcar que las capacidades de adsorción varían dependiendo del material de empaque que se emplee, en casos como el carbón activado el contaminante puede ser adsorbido en el soporte y en todos los casos los exopolisacáridos y otros compuestos de la biopelícula compiten por sitios, reduciendo la adsorción del contaminante. Por último, la adsorción no tiene efecto en condiciones de estado estacionario: el soporte es simplemente un depósito inactivo que no tiene ninguna influencia sobre la eficiencia del tratamiento.

### 1.3.2. Estimación de parámetros en la biopelícula

La composición y actividad de la biopelícula son dos parámetros importantes para una operación exitosa y control de biopelículas inmovilizadas en procesos de tratamiento de aguas residuales y biofiltración. Parámetros ampliamente utilizados para la caracterización de biopelículas son el espesor de la biopelícula, peso seco total y el recuento celular total. Sin embargo estos parámetros no son suficientes para describir la actividad de la biopelícula (Lazarova y Manem, 1995).

Distintos métodos han sido propuestos para la determinación de parámetros cinéticos en biopelícula. El más simple y más comúnmente utilizado consiste en determinar los parámetros biocinéticos, a partir de experimentos por lotes en sistemas suspendidos y después aplicar estos valores a sistemas inmovilizados. Debido a que la composición fisiología y especies que conforman a las biopelículas son diferentes de los sistemas de crecimiento suspendido, es poco probable que los parámetros de los sistemas de en suspensión sean exactos predictores de los sistemas inmovilizados. Otros han utilizado cultivos de biopelículas, pero después de medir los parámetros biocinéticos, la alteración de la estructura de la biopelícula, es inevitable, entonces esta forma de determinar los parámetros biocinéticos se debe considerar como un pseudo sistema suspendido con alguna incorporación de la cinética de transporte de sustrato. Varios investigadores han demostrado que los las bacterias desarrollan una estructura de células y polimérico extracelular sustancias con canales y poros de agua (Riefler y col. 1997). Para cultivos aerobios, la técnica más usada para modelar matemáticamente y estimar los parámetros cinéticos de los microorganismos encargados de la degradación de los compuestos contaminantes es la respirometría. A partir de mediados de los años ochenta, el uso de la respirometría ha expandido su campo de aplicación para monitorear, modelar y controlar diversos procesos biológicos. Durante las últimas dos décadas la respirometría ha demostrado ser una herramienta eficaz para la estimación de parámetros cinéticos de microorganismos relacionados con el biotratamiento de corrientes de desecho (Guisasola y col. 2005).

#### 1.4. Técnicas de respirometría.

La respirometría es la medición e interpretación del consumo del oxígeno por una fuente biológica bajo condiciones experimentales bien definidas, el consumo de oxígeno se encuentra directamente ligado tanto con el crecimiento de la biomasa como a la eliminación del contaminante (Vanrolleghem, 2002). Las reacciones metabólicas de interés pueden ser aerobias, anóxicas o metanogénicas dependiendo de ambiente en los que los microorganismo se desarrollen y de las reacciones en que prevalecen los microorganismos y el sustrato (Young y col., 2004). Originalmente la aplicación de la respirometría se centró exclusivamente en la determinación de la demanda bioquímica de oxígeno (DBO) en aguas residuales. La correlación de datos experimentales a las expresiones cinéticas propuestas, se puede usar para caracterizar el fenómeno biológico que ocurre en el biofiltro.

##### 1.4.1. Descripción bioquímica de las respirometrías.

Las técnicas respirométricas están basadas en la medida e interpretación del consumo biológico de oxígeno, debido a la respiración aerobia, donde el aceptor final es el oxígeno, se habla de respiración aerobia, de una población microbiana bajo unas condiciones determinadas. Se entiende por respiración, la generación metabólica de Adenosin-Trifosfato (ATP) mediante una reacción de transferencia de electrones, donde un compuesto (inorgánico u orgánico) actúa como donador de electrones y unos compuestos inorgánicos concretos ( $O_2$ ,  $NO_2^-$ ,  $NO_3^-$ ,  $SO_4^{2-}$ ) son los aceptores finales de electrones. Parte de la energía contenida en los enlaces del sustrato se almacena en los enlaces mucho más energéticos de ATP. Esta energía se usará para la síntesis de nuevos compuestos necesarios para el crecimiento y reproducción de la biomasa (Guisasola y col. 2002).

##### 1.4.2. Respirometría de microorganismos en suspensión.

Para desarrollar esta técnica existen muchos tipos de respirómetros, desde reactores herméticos sin entradas ni salidas de materia con sensores de oxígeno disuelto hasta complejos sistemas automatizados (Guisasola, 2004). Intuitivamente un respirómetro es un aparato para medir la respiración de organismos vivos. El primer uso que se les dio a estos

dispositivos fue en el campo de la microbiología, donde los científicos se interesaban en las reacciones metabólicas. En el campo de la ingeniería ambiental los respirómetros se han usado para monitorear las reacciones metabólicas de microorganismos en suspensión, muestras de sólidos, así como de plantas y animales.

Formalmente un respirométo es un instrumento para medir la tasa de respiración, que es la cantidad de oxígeno consumido por unidad de volumen por unidad de tiempo. Algunas veces a los instrumentos específicamente diseñados para medir la demanda biológica de oxígeno son llamados respirómetros también, pero si a estos instrumentos no se les hacen modificaciones, en operación y procedimientos de cálculo, no proveen tasas de consumo (medidas expresadas por unidad de tiempo).

La International Water Association (IWA) propone una clasificación de los respirómetros con tres letras en función de tres parámetros de funcionamiento básicos. La primera letra indica si la medida de oxígeno se realiza en la fase gas (G) o en la fase líquida (L). La segunda, si la fase gas trabaja en condiciones estáticas (S) o dinámicas (F) y, análogamente, la tercera letra indica en qué condiciones trabaja la fase líquida (S o F) (Spanjers y col., 1997).

Acorde con esta clasificación existen ocho tipos básicos de respirómetros:

1. Medida de oxígeno en el líquido, Líquido estático, gas estático (LSS)
2. Medida de oxígeno en el líquido, Flujo de gas, líquido estático (LFS)
3. Medida de oxígeno en el líquido, Gas estático, flujo de líquido (LSF)
4. Medida de oxígeno en el líquido, Flujo de gas, flujo de líquido (LFF)
5. Medida de oxígeno en el gas, Flujo de gas, Flujo de líquido (GFF)
6. Medida de oxígeno en el gas, Líquido estático, gas estático (GSS)
7. Medida de oxígeno en el gas, Flujo de gas, líquido estático (GFS)
8. Medida de oxígeno en el gas, Gas estático, flujo de líquido (GSF)

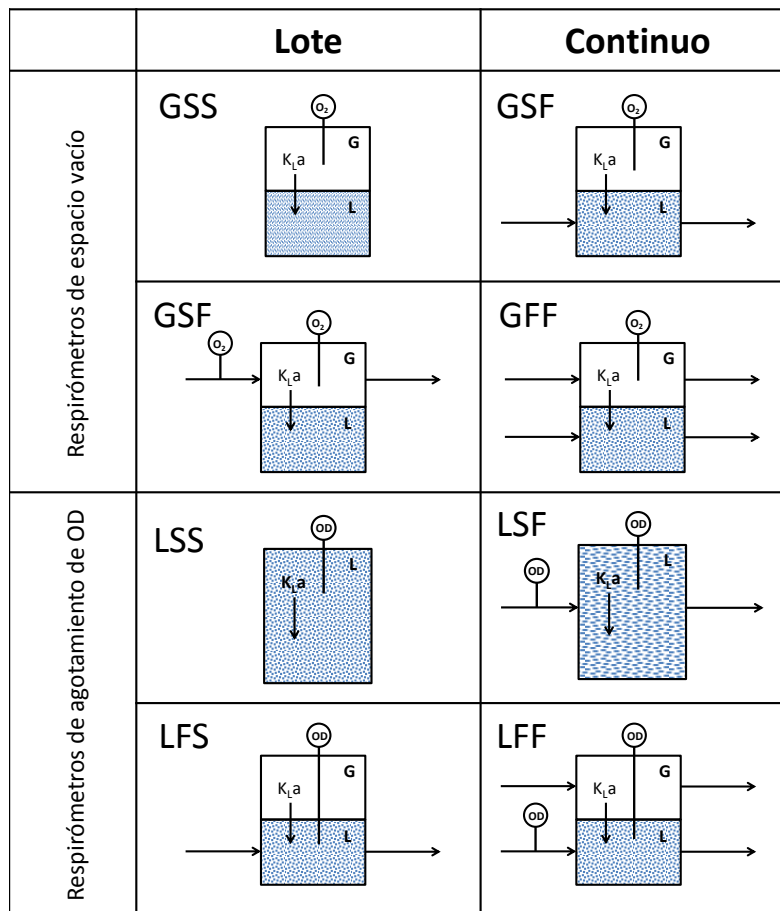


Fig. 6. Diagrama de los distintos tipos de respirometros.

Una respirometría en suspensión, implica que los microorganismos se encuentran en medio líquido, esta técnica ha sido usada en tratamiento de aguas residuales y lodos activados además existen variantes para cuando las reacciones metabólicas del microorganismo son aerobias, anóxicas o metanogénicas y todas ellas comparten la misma características, la tasa de consumo se mide a partir de un medio líquido. Para microorganismo en suspensión el procedimiento de respirometría es resume a continuación:

El principio de la respirometría para cultivos en suspensión es dosificar una cantidad conocida del sustrato afín al microorganismos seguido de monitorear las reacciones a través de medir el consumo de oxígeno o las producciones de metano o anóxicas. Para sistemas por lotes las pruebas son en estado transitorio, es decir la concentración de la biomasa y del sustrato cambian a través de la reacción de biodegradación (Young y col., 2004). La

dificultad máxima con las respirometrías consiste en aislar la muestra del biofiltro. Los resultados dependen del protocolo experimental, que incluye la cantidad de agua contenida, el suministro de nutrientes entre otros.

### 1.4.3. Respirometría de microorganismos inmovilizados

En la sección anterior se ha detallado los tipos de respirómetros que se pueden encontrar, que incluyen, número de fases presentes, fases de medida del oxígeno, fases móviles, estas distinciones facilitan la clasificación de estos dispositivos. Sin embargo para este caso de estudio es necesario hacer una distinción de acuerdo a la fase en la que se encuentran los microorganismos para medir su tasa de consumo de oxígeno.

Durante el curso de esta investigación se encontraron distintas fuentes que advierten sobre extrapolar los resultados de la estimación de parámetros calculados mediante cultivos en suspensión, poniendo a juicio que las estructuras extracelulares de las biopelículas no influyan en el rendimiento de la biomasa para degradar compuestos contaminantes (Lobo, 1999; Riefler y col., 1998; Avalos-Ramírez y col. 2009) Actualmente existen distintos grupos de investigación que procuran encontrar nuevos métodos para calcular parámetros cinéticos verdaderos sin tener que recurrir a la manipulación para llevar a la muestras de los cultivos a condiciones de suspensión.

Los sistemas de biofiltración se han visto beneficiados por los avances en la microelectrónica en el desarrollo de formas novedosas para medir el consumo de oxígeno en la biopelícula sin tener que desprender la biomasa, existen intentos por desarrollar sensores que sean lo suficientemente pequeños, confiables y exactos para medir oxígeno dentro de la biopelícula (Xiao-Hong y col. 2008). Sin embargo el desarrollo de estos sistemas es escaso y también recurre a cultivar biopelículas sobre el micro electrodo o a hacer una inmersión de la sonda de medida en biopelícula que cuenta con sólo unas micras de espesor.

Los casos explícitos de pruebas de respirometría sobre material biológico inmovilizado en un soporte estructurado son pocos, un antecedente directo de esta técnica se tiene en el trabajo realizado por González-Sánchez y col. (2009), de este trabajo se ha heredado el

concepto de respirométero gas-líquido, la técnica consiste en la medición del consumo de oxígeno por parte de microorganismos que colonizan un empaque estructurado y que consumen un compuesto contaminante presente en emisiones gaseosas, el cual es degradado. Con estos métodos respirométricos se proporciona una medida directa del consumo de oxígeno por los microorganismos en un medio enriquecido de oxígeno bajo condiciones de temperatura, flujo de gas y de líquido controladas. Pero puesto que el biofiltro es por su naturaleza un medio heterogéneo (existen más de dos fases), la respirometría del empaque que conforma el biofiltro debe ser ejecutada en etapas, con la finalidad de aislar los efectos de transporte y de bioreacción. Primero en ausencia de actividad biológica, se evalúa la parte abiótica de la prueba mediante la determinación de los coeficientes de transferencia masa, oxígeno en este caso, posteriormente con el mismo tipo de empaque pero ahora colonizado por microorganismos se evalúan los parámetros biocinéticos, restando el efecto abiótico (transferencia de masa) del efecto global abiótico-biótico (empaque colonizado).

#### 1.5. Técnica de respirometría y los modelos matemáticos

Per se la biofiltración es un proceso complejo que involucra fenómenos presentes los reactores químicos tradicionales, es decir procesos físico y químicos, pero además se tiene el proceso asociado a la biomasa haciendo al proceso aún más complicado. Hacer una abstracción matemática de este proceso es una labor delicada que puede considerar tantos factores como el modelador esté dispuesto a afrontar y es esta flexibilidad lo que hace que un modelo matemático sea una herramienta fundamental para entender y predecir el comportamiento real del proceso de biofiltración. Distintos modelos matemáticos se han propuesto para tratar de predecir las concentraciones de oxígeno y sustrato en sistemas de biopelícula pero de las partes más complejas al desarrollar un modelo adecuado para este tipo de sistemas es adaptar los parámetros biocinéticos al fenómeno que ocurre dentro del biofiltro.

Dentro de las consideraciones usuales para los términos biocinéticos se tiene; consideraciones por inhibición, cantidad de biomasa, densidad de biomasa, grosor de la biopelícula, difusividad de los compuestos contaminantes dentro de la biopelícula, entre



otros factores. Una herramienta que ha demostrado ser útil en el desarrollo de modelos matemáticos es la técnica de respirometría. Aunque este método es el más usado, quitar del soporte la biopelícula no garantiza que la actividad biológica cuantificada sea la real después de la manipulación mecánica. Es por ello que la técnica de respirometría heterogénea que se propone tiene como objetivo principal manipular lo menos posible el soporte y la biomasa llevándolos a un respirometro tal cual es tomado del biofiltro de mayor escala para de esta manera poder cuantificar la mayor parte de los efectos asociados al soporte y a la biomasa adherida a este para posteriormente construir un modelo matemático que describa adecuadamente la actividad biológica para un biofiltro.

## 2. JUSTIFICACIÓN Y OBJETIVOS

### Justificación

La estimación de parámetros biocinéticos para sistemas de biofiltración aerobios está ligado al uso de técnicas respirométricas que generalmente implica llevar a suspensión a la biopelícula formada, usando manipulación mecánica, lo cual altera los procesos de transferencia de masa asociados a la biomasa inmovilizada y seguramente su estado fisiológico, por este motivo se cuestiona la extrapolación de las tasas de consumo de sustrato a sistemas de biofiltración. En este trabajo se propuso implementar una técnica de respirometría heterogénea capaz de elucidar la importancia real de la transferencia de masa ligada a procesos de biofiltración conservando la matriz heterogénea intacta, y así poder determinar si el proceso de transferencia de masa interfacial influye y su relación con los parámetros biocinéticos de la biopelícula.

### Objetivo general

Determinar parámetros de transferencia de masa y biocinéticos de un biofiltro usando técnicas de respirometría heterogénea.

**Objetivos particulares:**

- 1) Construir un equipo experimental (respirométero heterogéneo) capaz de analizar un elemento de empaque colonizado, controlando las condiciones hidráulicas.
- 2) Caracterizar los coeficientes globales de transferencia de masa en la interfase gas-líquido para distintos soportes empleados en biofiltros de lecho escurrido.
- 3) Evaluar experimentalmente la cinética de consumo de oxígeno y contaminante para cultivos inmovilizados.
- 4) Construir un modelo matemático para estimar la cinética de consumo de oxígeno y contaminante para diferentes cultivos inmovilizados.
- 5) Validar el modelo matemático propuesto con los datos cinéticos y los coeficientes globales de transferencia de masa obtenidos por técnicas de respirometría heterogénea para diferentes cultivos inmovilizados.
- 6) Simular el efecto de la variación de algunas variables de operación de un biofiltración a partir de las condiciones determinadas de transferencia de masa y las tasas de consumo de oxígeno y contaminante ajustados con el modelo matemático.

**3. MATERIALES Y MÉTODOS**

**3.1. Microorganismos y medios, consorcios bacterianos sulfuro oxidantes.**

Un consorcio bacteriano de sulfuro oxidante neutrófilo que se obtuvo de lodo activado de una planta de tratamiento de aguas residuales, se inoculó en una biofiltro de lecho escurrido a escala piloto y se alimentó continuamente con una solución de tiosulfato de sodio y de dimetil disulfuro (Arellano y col. 2012). El material de empaque era PUF (EDT, Eckenhaid-Eckental, Alemania) con un área específica de  $600 \text{ m}^2 \cdot \text{m}^{-3}$ , con una densidad de  $35 \text{ kg m}^{-3}$ , y una porosidad de 0.97. El biorreactor había operado durante 6 meses, cuando el material de empaque se tomó para las pruebas respirométricas. La composición del medio recirculado fue:

## Wenceslao Cuauhtémoc Bonilla Blancas

**Tabla 1 Composición del medio de cultivo del consorcio bacteriano neutrófilo usado para las pruebas de degradación de tiosulfato y DMDS (Ruokojärvi y col., 2000).**

Fórmula	Concentración g/L	<sup>b</sup> Fórmula	Concentración g/L
K <sub>2</sub> HPO <sub>4</sub>	1.0	EDTA triplex 3	1.292
KH <sub>4</sub> PO <sub>4</sub>	1.0	FeCl <sub>3</sub> ·4H <sub>2</sub> O	1.988
NH <sub>4</sub> Cl	0.4	MnCl <sub>2</sub> ·4H <sub>2</sub> O	0.099
MgCl <sub>2</sub> ·6H <sub>2</sub> O	0.2	NiCl <sub>2</sub> ·6H <sub>2</sub> O	0.024
Elementos traza <sup>b</sup>	1 mL/L	CoCl <sub>2</sub> ·6H <sub>2</sub> O	0.024
pH	6.5-7.5	CuCl <sub>2</sub> ·2H <sub>2</sub> O	0.017
		ZnCl <sub>2</sub>	0.068
		Na <sub>2</sub> MoO <sub>4</sub> ·2H <sub>2</sub> O	0.024
		H <sub>3</sub> BO <sub>3</sub>	0.062

Adicionalmente se realizaron pruebas con un consorcio bacteriano sulfurooxidante en condiciones alcalinas alimentado con solución de tiosulfato de sodio y alternativamente con dimetil disulfuro. El material de empaque fue PUF (EDT, Eckenhaid-Eckental, Alemania). Para esta serie de experimentos el soporte se tomó de un biofiltro de lecho escurrido que había operado durante 3 años. La composición del medio de cultivo fue:

**Tabla 2. Composición del medio de cultivo para el consorcio bacteriano alcalino usado para las pruebas de degradación de tiosulfato y DMDS (Sorokin y col., 2001).**

Fórmula	Concentración (g/L)	<sup>b</sup> Fórmula	Concentración (g/L)
Na <sub>2</sub> CO <sub>3</sub>	2.5	EDTA	0.005
NaHCO <sub>3</sub>	0.854	FeSO <sub>4</sub> ·7H <sub>2</sub> O	0.002
NaCl	4.0	ZnSO <sub>4</sub> ·7H <sub>2</sub> O	0.100
K <sub>2</sub> HPO <sub>4</sub>	1.0	MnCl <sub>2</sub> ·4H <sub>2</sub> O	0.030
KNO <sub>3</sub>	1.01	CoCl <sub>2</sub> ·6H <sub>2</sub> O	0.200
MgCl <sub>2</sub> ·6H <sub>2</sub> O	0.2	NiCl <sub>2</sub> ·6H <sub>2</sub> O	0.020
Elementos traza <sup>b</sup>	2 mL/L	Na <sub>2</sub> MoO <sub>4</sub> ·2H <sub>2</sub> O	0.030
pH	8-10	CuCl <sub>2</sub> ·2H <sub>2</sub> O	0.010
		H <sub>3</sub> BO <sub>3</sub>	0.300

### 3.2. Sistemas Experimentales.

Se construyeron dos sistemas experimentales, la finalidad es poder realizar pruebas para validar la técnica de respirometría en sistemas inmovilizados. El primer sistema experimental se encuentra en la Universidad Autónoma Metropolitana-Iztapalapa, México D.F., México, el segundo se encuentra en la Universitat Autònoma de Barcelona, campus Bellaterra, Barcelona, España. A continuación se describen ambos respirómetros.

#### 3.2.1. Respirométo UAM-I

El sistema experimental consiste en una columna de escala laboratorio, construido de PVC transparente con un diámetro interno de 0.0508 m, una longitud total de 0.5 m y una altura de lecho empacado de 0.26 m, operado a contracorriente. Ambas fases, líquida y gaseosa, fueron recirculadas continuamente (*ver* Fig. 7 y Fig. 8.) a través de bombas independientes (Pump pack II, California Analytical Instruments, USA y micro-bomba Pump-drive 75225, Barnant, USA). El sistema está equipado con un detector de oxígeno en fase gas (modelo 1000 de California Analytical Instruments, USA), un sistema detector de oxígeno disuelto en líquido (OD 205.2, B&C electronics, Italia) y un detector de pH (alpha-pH800, B&C electronics, Italy). Todos los detectores fueron monitoreados usando un sistema de adquisición de datos (LabJack U3-LV, Colorado, USA), el sistema adquirió señales cada 5 segundos y se almacenaban en un ordenador.

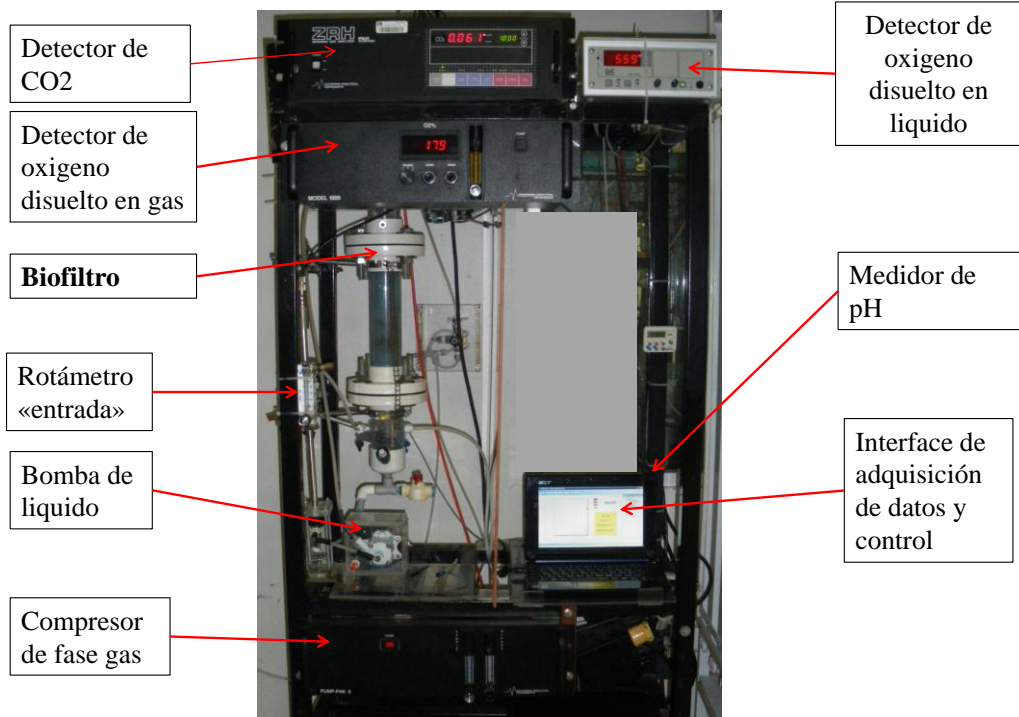


Fig. 7. Sistema experimental de la UAM-I

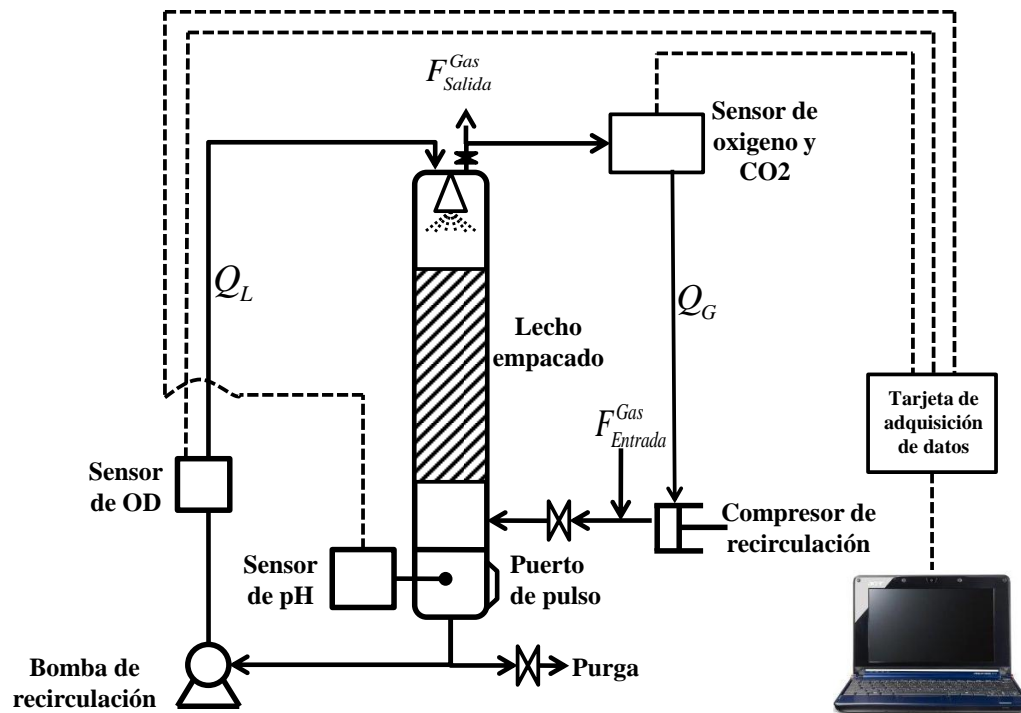


Fig. 8. Diagrama de RH, biofiltro de lecho escurrido

### 3.2.2. Respirométero UAB

El sistema experimental consiste en una columna de escala laboratorio, construido de PVC transparente con un diámetro interno de 0.06 m, una longitud total de 0.5 m y una altura de lecho empacado de 0.26 m, operado a contracorriente. Ambas fases, líquida y gaseosa, fueron recirculadas continuamente (ver Fig. 9. y Fig. 10) a través de bombas independientes (bomba peristáltica 77200-12, Cole-Parmer, USA y compresor de gas Boxer 3112, Inglaterra). El sistema está equipado con un detector de oxígeno y CO<sub>2</sub> en fase gas (SIDOR modelo OXOR-P sick, Alemania), un sistema detector de oxígeno disuelto en líquido y pH (inolab, Terminal level 3, WTW, Alemania), además cuenta con un sistema de control de pH (Multi bureta 2S, crison, USA) y un detector de H<sub>2</sub>S en fase gas (Sure-cell; Euro-Gas Management Services Ltd, Plymouth, Inglaterra). Todos los detectores fueron monitoreados usando un sistema de adquisición de datos, el sistema adquirió señales cada 10 segundos y se almacenaban en un ordenador de escritorio.

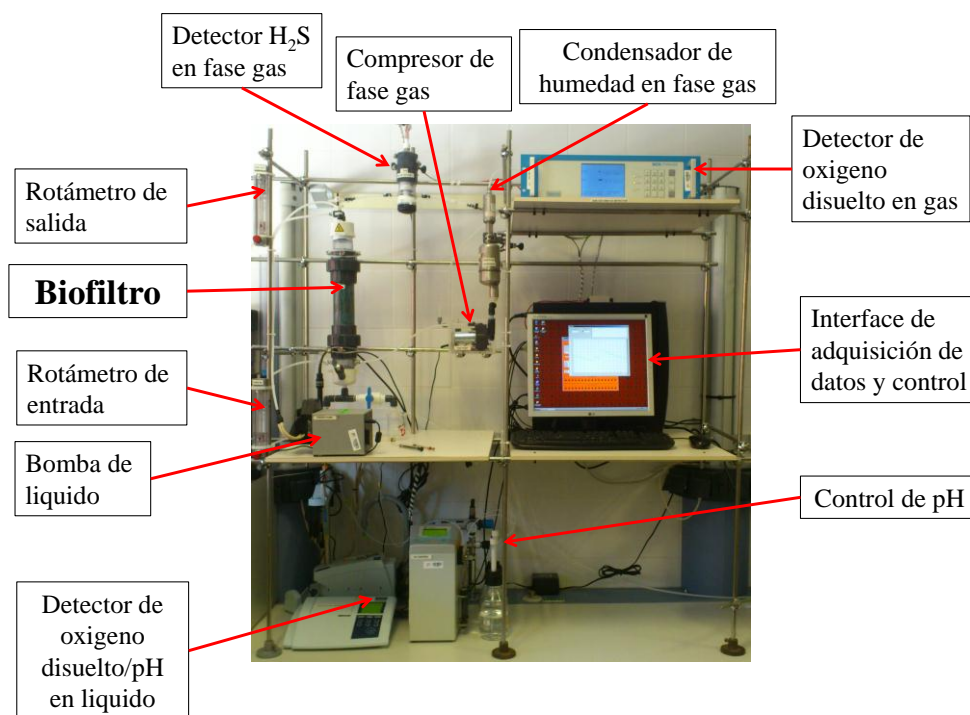


Fig. 9. Sistema experimental de la UAB

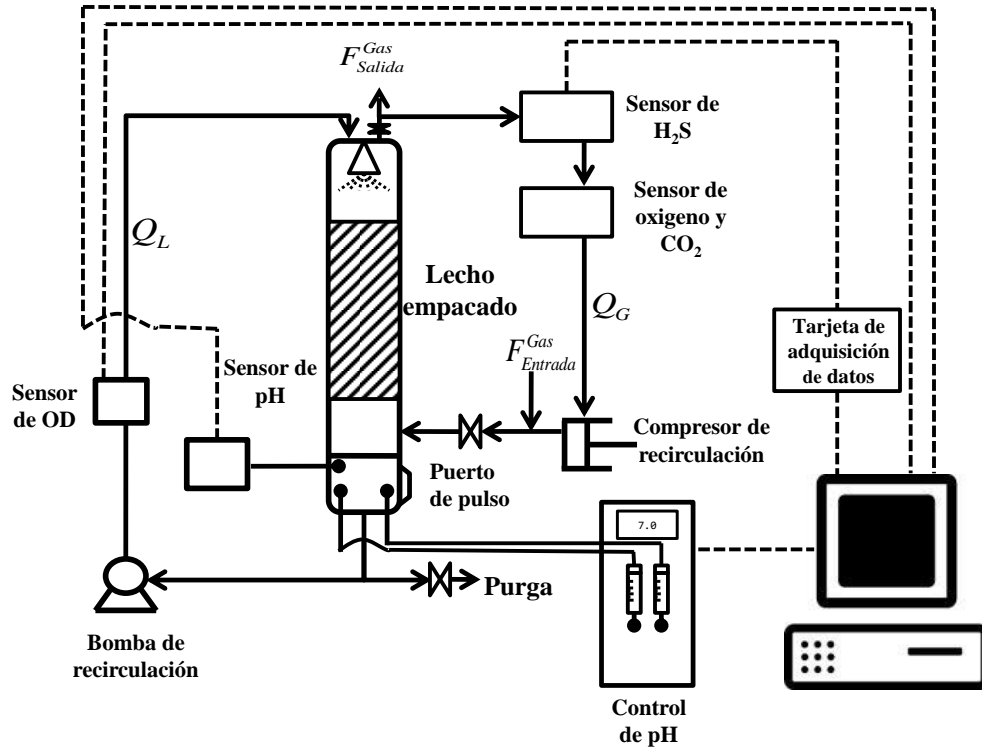


Fig. 10. Diagrama esquemático del RH, de la UAB

### 3.3. Pruebas abióticas.

#### 3.3.1. Prueba de hermeticidad.

La primera prueba abiótica realizada al sistema se refiere a la capacidad de hermetismo del mismo que se probó manteniendo una atmosfera gaseosa de  $N_2$ . El gas contenido dentro del RH se intercambió por nitrógeno carente de oxígeno, se cerraron las válvulas de admisión de gas del sistema con recirculación continua de las fases gas y liquida para cuantificar la admisión no deseada de oxígeno al sistema.

Tabla 3. Condiciones de operación para pruebas de hermeticidad del RH

Parámetro	Valor
Flujo de recirculación de gas	$0.072 \text{ m}^3/\text{h}$
Flujo de recirculación de liquido	$0.033 \text{ m}^3/\text{h}$

### 3.3.2. Determinación de $K_{La}$ para distintos soportes.

Se realizaron experimentos abióticos (es decir sin empaque y usando el empaque limpio) se determinó  $K_{La}$  como una función de diferentes tipos de empaque usando las condiciones descritas en la Tabla 4. Empacar el sistema con diferentes tipos de relleno se hace con la finalidad de aumentar el área de contacto entre el líquido y el gas para de esta manera hacer más eficiente el proceso de descontaminación de las corrientes gaseosas que entran al sistema. Los empaques utilizados fueron: anillos pall 1cm de diámetro, bagazo de caña de azúcar, tamizado a través de mallas de 0.4-0.8 cm y espuma de poliuretano y anillos kaldness de 1 cm de diámetro, algunas características de los materiales se dan en la Tabla 5. Para las pruebas, se eligieron estos rangos velocidades que como reportan Kim y Deshusses, (2008) se encuentran entre las condiciones típicas de operación para sistemas de biofiltración.

**Tabla 4. Parámetros estandarizados para obtener  $K_{La}$  experimentalmente.**

Parámetro	Valor	
	UAM-I	UAB
Volumen del reactor	1.3L	1.0L
Volumen de empaque	0.527L	0.620L
Área de la sección transversal	0.002 m <sup>2</sup>	0.002 m <sup>2</sup>
Intervalo de velocidad de liquido	0-15 m/h	0-11 m/h
Intervalo de velocidad de gas	0-190 m/h	0-101 m/h

Se realizaron experimentos abióticos para determinar el  $K_{La}$  como una función de diferentes tipos de empaque usando las condiciones descritas en la Tabla 4. Los empaques utilizados fueron: anillos pall 1 cm de diámetro, anillos kaldness y espuma de poliuretano, en la Tabla 5 se presentan algunas propiedades de los materiales.



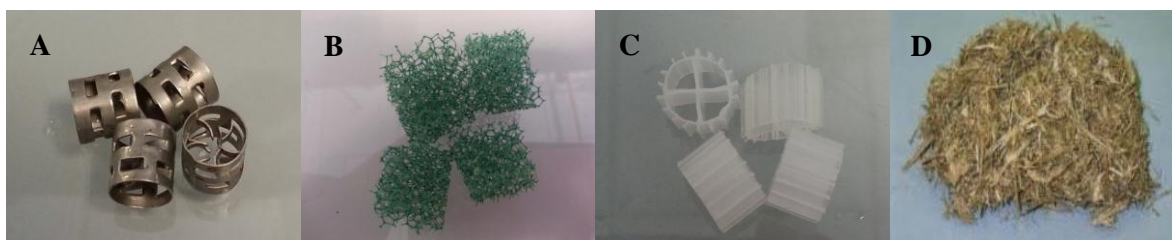


Fig. 11. Material de empaque usado en el RH para pruebas de  $K_{L}a$ . A, anillos pall de 1 cm de diámetro; B, PUF; C, anillos Kaldness de 1 cm de diámetro.

Tabla 5. Materiales de empaque usado para pruebas abióticas.

Material	Forma	Fracción vacía	Área específica ( $m^2 \cdot m^{-3}$ )	Densidad ( $kg \cdot m^{-3}$ )
Anillos pall	Cilindros	0.82	515 <sup>1</sup>	571
Anillos Kaldness	Cilindros	0.83	800 <sup>1</sup>	170
Bagazo de caña de azúcar	Filamentos	0.64	>10,000 <sup>2</sup>	45
Espuma de poliuretano	Cubos/Cilindros	0.92	600 <sup>1</sup>	35

<sup>1</sup>Datos de fabricante.

<sup>2</sup>Ramírez-López y col., 2003.

### 3.3.3. Procedimiento experimental para pruebas abióticas de $K_{L}a$

Para la determinación experimental del  $K_{L}a$  de empaques limpios (sin biomasa) se realizaron pruebas abióticas aplicando variaciones de la velocidad de flujo del aire y del líquido. A continuación se describe el protocolo experimental seguido:

- Se coloca el material de empaque en cuestión dentro del cartucho del RH
- Se procede a recircular las fases líquida y gaseosa dentro del RH
- Se inicia la admisión controlada de una corriente de gas  $N_2$  hasta desplazar por completo el oxígeno dentro del RH
- Se inicia la adquisición automática de los datos correspondientes a las concentraciones de oxígeno en ambas fases

- Se intercambia la admisión de N<sub>2</sub> por una corriente aire con un flujo controlado
- Se detiene la adquisición de datos cuando el detector de oxígeno disuelto registra la saturación (6.44 mg/L)
- Se procesan los datos adquiridos para obtener valores de  $K_{La}$

#### 3.3.4. Cálculo de $K_{La}$

El cálculo del  $K_{La}$  que se describe a continuación, fue implementado para las pruebas con ambos respirómetros. Usando la ecuación (8) se hizo una linealización, donde las concentraciones de oxígeno en fase gas y líquida que se obtienen directamente de los datos obtenidos por el respirométero

$$\frac{dOD_l}{dt} = K_{La}(OD_g^* - OD_l) \quad (8)$$

Donde  $K_{La}$  es el coeficiente global de transferencia de masa,  $OD_g^*$  es la cantidad de oxígeno en la fase gas, a este término se llega dividiendo el %O<sub>2</sub> de la fase gas entre  $H_i$  que es el coeficiente de partición gas/líquido.

$$\frac{dOD_l}{(OD_g^* - OD_l)} = K_{La} dt \quad (9)$$

Integrando la ecuación (9) se tiene que

$$\ln(OD_g^* - OD_l) = K_{La} (t_0 - t) + Cte \quad (10)$$

#### 3.3.5. Determinación de Hold up dinámico

El hold up dinámico para cada empaque fue determinado por reposición del líquido retenido. Al inicio de cada prueba se llenó el depósito inferior de líquido (reservorio de líquido) de la columna del RH, se encendió la bomba de recirculación, parte del líquido se quedó retenido en el soporte por el efecto de la recirculación, la cantidad repuesta de líquido se cuantificó y se consideró como el hold up dinámico del soporte.

### 3.4. Pruebas bióticas

Para las pruebas bióticas, el RH-UAM-I se re empacó con un material de empaque colonizado de microorganismos tomado de cepas previamente cultivadas provenientes de biofiltros, alimentadas con compuestos contaminantes continuamente, esto se hace con la finalidad de obtener los parámetros cinéticos de biofiltros con una capacidad de eliminación alta.

**Tabla 6. Condiciones de operación estandarizadas para obtener pruebas bióticas.**

Parámetro	Valor
	CAS/CNS
Volumen del reactor	1.3L
Volumen de empaque	0.527L
Área de la sección transversal	0.002 m <sup>2</sup>
Flujo líquido	0.6 m <sup>3</sup> /h
Flujo de recirculación de gas	0.072 m <sup>3</sup> /h

#### 3.4.1. Procedimiento experimental para pruebas bióticas

Para la determinación experimental de parámetros cinéticos de empaques colonizados realizaron pruebas bióticas aplicando pulsos de compuestos contaminantes recirculando continuamente gas y líquido (*ver* Fig. 8 y Fig. 10). A continuación se describe el protocolo experimental seguido, una descripción detallada del protocolo seguido se da en el anexo C:

- Se coloca el material de empaque colonizado en el RH
- Se procede a recircular las fases líquida y gaseosa dentro del RH
- Se inicia la adquisición automática de los datos correspondientes a las concentraciones de oxígeno en ambas fases, pH y CO<sub>2</sub>
- Se hizo un pulso de compuesto contaminante.
- Dependiendo del compuesto contaminante se usaron técnicas de iodometría o cromatografía de gases para detectar los cambios de concentración del sustrato dentro del RH

- Se detiene la adquisición de datos cuando el sistema de adquisición de datos registra perfiles estacionarios en el consumo de oxígeno.
- Se procesan los datos adquiridos para obtener valores de la cinética de consumo

### 3.5. Pruebas analíticas

#### 3.5.1. Cuantificación de tiosulfato

La cuantificación de tiosulfato se realizó por pruebas de iodometría (Rodier, 1998). Antes de la prueba de respirometría y al final de cada prueba se tomó una muestra del líquido en el reservorio de 0.5ml y se analizó por iodometría (*ver anexo A*).

#### 3.5.2. Determinación de $\varepsilon_b$ y cuantificación de biomasa.

Para determinar la cantidad de biomasa retenida en el soporte se hicieron pruebas por diferencia peso de los soportes en los que se inmovilizo la biomasa, a muestras similares a las probadas en el sistema. Inmediatamente después de detener flujo de líquido del sistema se retiró el material de empaque y a este material empacado se midió el peso ( $W_1$ ), después de escurrir el líquido del soporte por un lapso de 30 minutos se volvió a pesar el soporte ( $W_2$ ). La diferencia en peso entre  $W_2$  y  $W_1$  fue usado para determinar el hold up estático del soporte. Del soporte escurrido se desprendió la biomasa conteniendo la biomasa en una cantidad mínima de agua, el cubo de PUF limpio se puso a secar durante 12 horas en una estufa a 50°C para determinar el peso del soporte ( $W_3$ ). La biomasa suspendida se centrifugo a 5000 rpm durante 10 minutos para determinar el peso de la biomasa húmeda ( $W_4$ ), de  $W_4$  al dividirlo por el volumen del soporte da la fracción volumétrica ocupada por la biopelícula. Finalmente la biomasa húmeda se secó durante 12 horas a 50°C para determinar el peso seco de la biomasa ( $W_5$ ). Para ambos casos, CAS y CNS se usó la misma metodología. La concentración de biomasa se determinó como proteína por el método de Lowry (BIORAD DC protein assay, California, USA).

### 3.5.3. Cuantificación de DMDS

El DMDS se cuantificó de una manera indirecta, tomando muestras de 1.5 ml del líquido a intervalos fijos de tiempo. Estas muestras se colocaron en viales de 3 ml (agilent technologies) cerrados con válvulas de teflón Mininert (VICI; Precision Sampling Inc., USA.) y llevados a una estufa a 40 °C por 30 min para después tomar 100 µL del head space para medir el DMDS en un cromatografo de gases FPD (HP 5890, USA. Equipado con una columna Variant CP-PORABOND Q 25m x 0.32mm x 5µm, USA).

### 3.6. Modelo matemático

#### 3.6.1. Construcción del modelo matemático

Para este trabajo el modelo matemático se construyó considerando los procesos más relevantes comúnmente usados en los procesos de biofiltración como son convección, y bioreacción. A continuación se detallan las consideraciones hechas para la construcción del modelo matemático, la construcción del modelo matemático se detalla en el anexo A.

Consideraciones para el modelo:

Fase gas libre

1. Sistema transitorio
2. Operación isotérmica para la fase gas
3. Sistema con recirculación continua
4. Flujo por convección forzada
5. Caída de presión se considera despreciable
6. No hay reacción química

Fase gas en el empaque

1. Sistema transitorio
2. Sistema con recirculación continua
3. Flujo por convección forzada

4. Equilibrio gas-líquido determinado por la ley de Henry
5. Caída de presión se considera despreciable
6. Operación isotérmica para la fase gas.
7. No hay reacción química
8. Transferencia gas-liquido

Fase liquida libre (reservorio)

1. Sistema transitorio
2. Flujo por convección forzada
3. Sistema con recirculación continua
4. Sin transferencia gas-liquido
5. No hay reacción química

Fase liquida en el lecho empacado

1. Sistema transitorio
2. Flujo por convección forzada
3. Sistema con recirculación continua
4. Transferencia gas-líquido y líquido-biopelícula
5. Hay reacción química

*Fase gas*

Partiendo de los balances de masa para oxígeno y el contaminante en el biofiltro, considerando que el sistema está perfectamente mezclado, también se consideran dentro del modelo los espacios vacíos del gas así como el tanque de recirculación y que la biopelícula está completamente húmeda.

$$\frac{dC_{g,i}^{Emp}}{dt} = \frac{Q_g^{Emp}}{V_g^{Emp}} \cdot (C_{g,i}^{libre} - C_{g,i}^{Emp}) - K_L a \cdot \left( \frac{C_{g,i}^{Emp}}{H_{e_i}} - C_{l,i}^{Emp} \right) \cdot \frac{V_l^{Emp}}{V_g^{Emp}} \quad (11)$$

Condición inicial:  $t = 0, C_g^{Emp} = C_g^{libre}$

Para el gas libre

$$\frac{dC_g^{libre}}{dt} = \frac{Q_g}{V_g^{libre}} \cdot (C_g - C_g^{libre}) \quad (12)$$

Condición inicial:  $t = 0, C_g^{libre} = C_g^0$

*Fase líquida*

Balace de masa para la fase líquida.

$$\frac{dC_{l,i}^{Emp}}{dt} = \frac{Q_l^{Emp}}{V_l^{Emp}} \cdot (C_{l,i}^{Res} - C_{l,i}^{Emp}) + K_L a \left( \frac{C_{g,i}^{Emp}}{H_{e_i}} - C_{l,i}^{Emp} \right) - r_{l,i} \quad (13)$$

Condición inicial:  $t = 0, C_l^{Emp} = C_l^0$

El líquido retenido en el fondo de la columna se denominó “reservorio” y también se incluye en los balances de masa. El balance para el líquido en el reservorio está dado por:

$$\frac{dC_l^{Res}}{dt} = \frac{Q_l}{V_l^{Res}} \cdot (C_l^{Emp} - C_l^{Res}) \quad (14)$$

Condición inicial:  $t = 0, C_l^{Emp} = C_l^0$

Cinética microbiana. El consumo de oxígeno,  $OUR \left( \frac{g_{O_2}}{m_{Emp}^3 \cdot hr} \right)$ , en toda la biopelícula fue descrito por una expresión cinética doble de tipo Monod en función de las concentraciones de oxígeno y del contaminante.

$$r_{l,i} = OUR \cdot \left( \frac{C_{b,O_2}}{C_{b,O_2} + K_{S,O_2}} \right) \left( \frac{C_{b,P}}{C_{b,P} + K_{S,P}} \right) \quad (15)$$

Dónde:

$$OUR = \frac{\mu_{max}}{Y_{X/O_2}} \cdot X$$

Para el caso de la oxidación de sulfuro con el consorcio bacteriano, el consumo de tiosulfato se supone que es de acuerdo con la ecuación estequiometría (1 y 2) en base a la estequiometría de la oxidación aeróbica de sulfuro por *Thiobacillus* (Stefess, 1993).

El modelo desarrollado, fue resuelto numéricamente mediante el método de Rosenbrock (Stiff) utilizando el software MADONNA 8.3.16. (Berkeley CA, USA).

### 3.6.2. Validación de modelo matemático y simulación del proceso de biofiltración.

La validación del modelo matemático propuesto en este trabajo se hizo por la aplicación del mismo a dos diferentes consorcios bacterianos bajo diferentes condiciones de pH, cantidad de biomasa presente y alimentar a la biomasa activa con diferentes compuestos contaminantes (sustratos). Las principales propiedades físicas alimentadas al modelo matemático se detallan en la Tabla 9.

## 4. RESULTADOS Y DISCUSIÓN

En este capítulo se presentan, detallan y discuten los resultados que se obtuvieron en las pruebas abióticas y bióticas que fueron realizadas siguiendo los procedimientos presentados en el capítulo 3.

### 4.1. Pruebas abióticas

#### 4.1.1. Hermeticidad

Durante el proceso de operación del RH, el sistema tenía admisiones no deseadas. Si estas tasas de admisión eran altas podría no notarse el efecto del consumo del oxígeno por la actividad biológica, estas admisiones se procuraron minimizar o eliminar presurizando el respirómetro y haciendo una búsqueda de los puntos por los que se perdía presión de la fase gas o fuga de líquido. Debido a la cantidad de partes móviles y conexiones que se tienen en el sistema no fue posible eliminar las admisiones de oxígeno al sistema, pero si fue posible minimizarlas, entonces la primera prueba abiótica fue la de hermeticidad de la columna del RH, previo a cada respirometría, para cuantificar admisiones no deseadas de O<sub>2</sub>. En la Fig. 12 se presenta la ganancia total de oxígeno por el respirómetro en un lapso de cinco horas y



media conteniendo en su interior nitrógeno. En caso de que la admisión de oxígeno externo fuera mayor a un 3% por hora, el sistema tenía que ser revisado para buscar posibles fugas especialmente en los puntos donde existen ensambles de tuberías. Una vez comprobado que el sistema tiene una ganancia baja de oxígeno, comparado con el máximo posible (21 %). Una ganancia de oxígeno del 0.1 % por hora o menor, fue considerado como una tasa de admisión de oxígeno no deseado despreciable, especialmente cuando las pruebas eran mayores a 5 horas, determinado este valor era posible continuar con las pruebas.

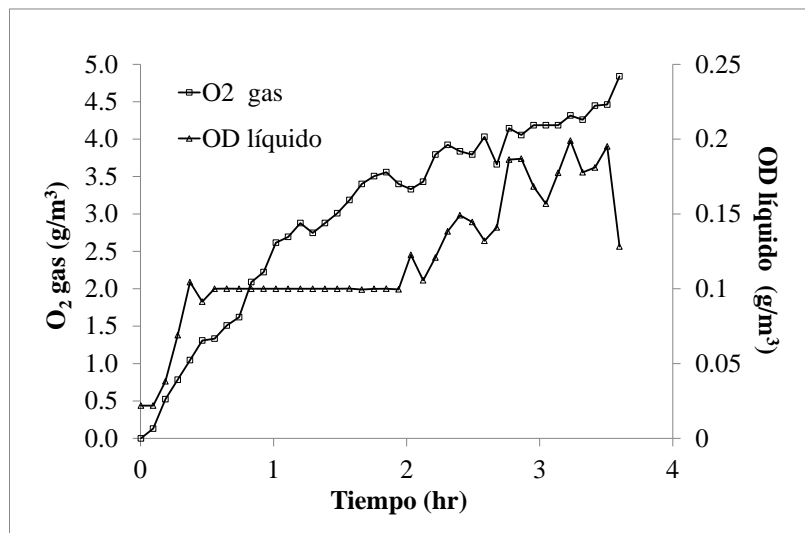


Fig. 12. Prueba de hermeticidad del sistema.

#### 4.1.2. Determinación abiótica del *Hold up* dinámico.

En los biofiltros, el agua retenida por el soporte como un efecto directo del líquido circulando en su interior se le conoce como hold-up dinámico y al líquido restante dentro del lecho empacado se lo conoce como hold up estático.

Los incrementos de velocidad para las pruebas demuestran que cuanto mayor fue la velocidad de recirculación del líquido mayor fue la cantidad de líquido retenido por el soporte, Trejo-Aguilar y col. (2005) señalan que existe una estrecha relación entre la fracción vacía del soporte y la cantidad de agua retenida, uno de los efectos de tener una mayor cantidad de líquido, es originar zonas estancadas que perjudican a la transferencia de

masa. El resultado de las pruebas hechas para determinar el hold up dinámico para los distintos soportes evaluados se muestra en la Tabla 7. En los distintos materiales de empaque analizados, los anillos Kaldness presentaron un hold up dinámico mayor, que de acuerdo con lo propuesto con Aguilar-Trejo y col., implica zonas estancadas de líquido que aumenta las resistencias a la transferencia de masa interfacial, haciendo menos eficiente el proceso. El extremo opuesto en este análisis se encontró en la espuma de poliuretano cortada como cubos distribuidos de manera aleatoria en el interior de la columna, esta configuración retuvo poca cantidad de agua, aproximadamente un 50% menos que los anillos Kaldness.

**Tabla 7. Variación de la cantidad de líquido retenido por los materiales de empaque en función de la velocidad**

Material	Velocidad de líquido		
	6.94(m/h)	8.34(m/h)	10.84(m/h)
	$\varepsilon_{l,din}^{emp} \left( \frac{ml_{liquido}}{ml_{empaque}} \right)$		
Anillos pall	0.032	0.034	0.065
Anillos Kaldness	0.061	0.065	0.085
PUF cubos	0.016	0.032	0.040
PUF cilindros	0.032	0.035	0.056

#### 4.1.3. Determinación de $K_La$

Derivado de las pruebas abióticas efectuadas en el sistema experimental se obtuvieron curvas de saturación de oxígeno, partiendo de contenido de 0 % del mismo. Partiendo de una atmosfera carente de oxígeno se busca cuantificar la velocidad con que se transfiere, a tasas de admisión controladas, de la fase gas a la fase líquida hasta llegar a la saturación de ambas. Con esta información se puede hacer un cálculo de  $K_La$  para el sistema vacío y con distintos tipos de empaque. Un ejemplo típico se muestra en la Fig. 13. Estas curvas

experimentales permiten calcular el  $K_{La}$ , de acuerdo al procedimiento descrito en el capítulo 3.

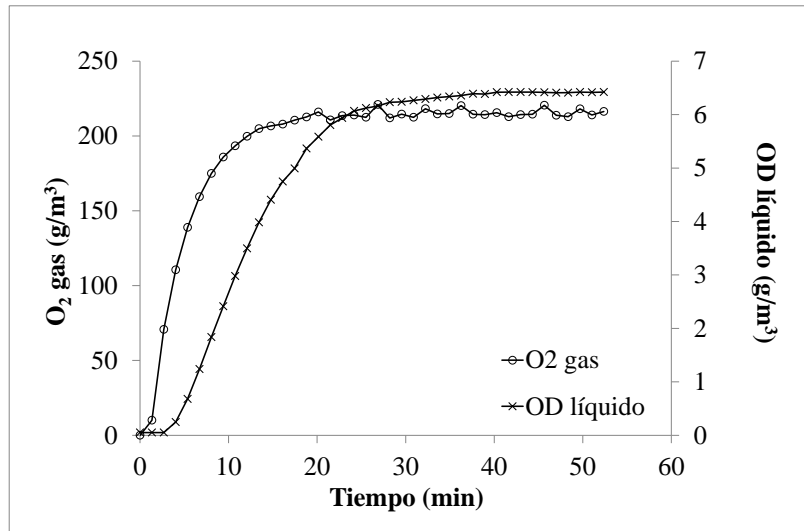


Fig. 13. Respuesta típica durante la determinación experimental del  $K_{La}$  dentro del RH. Condiciones: PUF a 3.2 m/h de flujo líquido y 41 m/h de flujo de gas

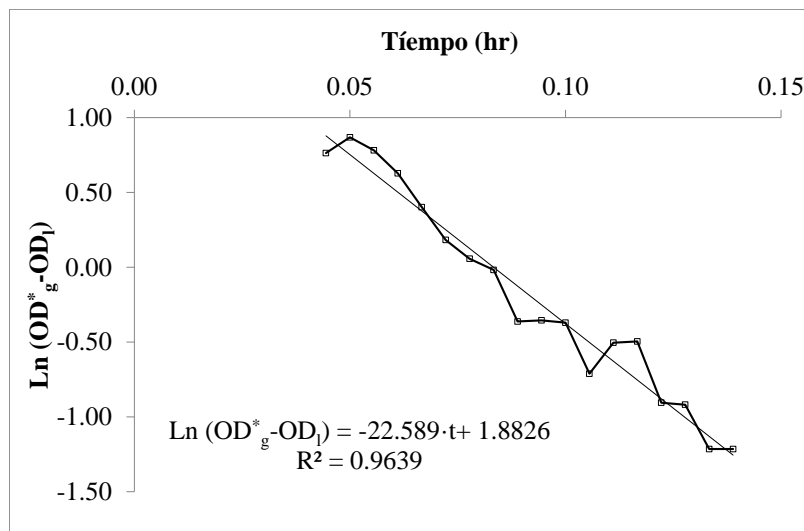


Fig. 14. Linealización de los datos obtenidos con el respirometro para PUF.

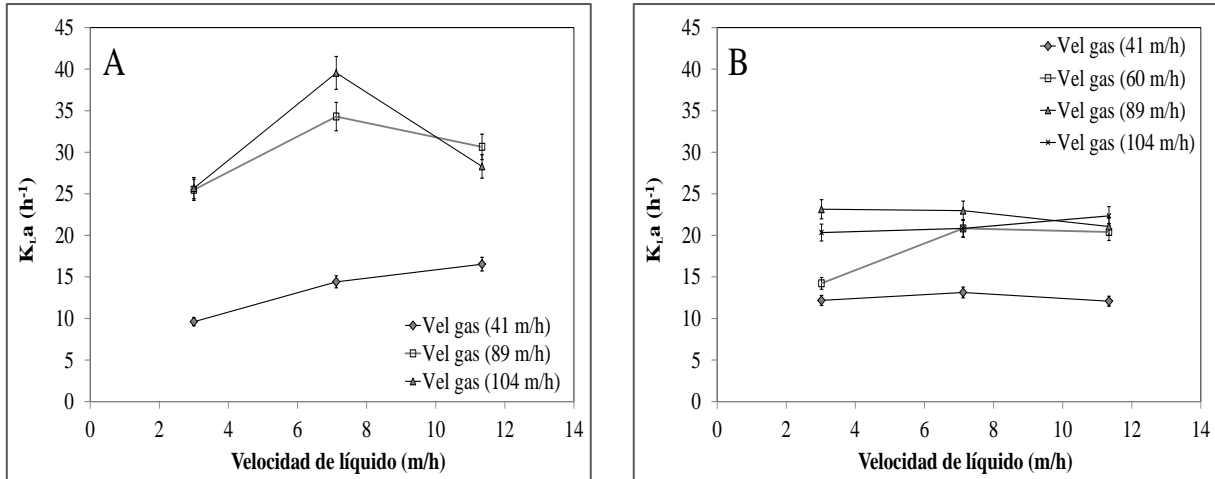
La Tabla 8 se presenta los valores de  $K_{La}$  que se obtuvieron experimentalmente para los diferentes empaques bajo condiciones estandarizadas de velocidad de líquido y gas. Bajo estas condiciones el mayor valor de  $K_{La}$  se obtuvo con bagazo de caña de azúcar. Las condiciones estandarizadas de las pruebas se fueron, 34.54 m/h para el gas y 17.76 m/h para el flujo de líquido.

**Tabla 8. Valores de  $K_{La}$  estimados para diferentes materiales de empaque a partir de pruebas abióticas, a velocidades de 34.54 m/h y 17.76 m/h para gas y líquido respectivamente.**

Empaque	Valor de $K_{La}$ (1/h)
Vacío	3.5±0.4
Anillos pall	8.3±0.4
PUF	10.4±0.6
Bagazo de caña de azúcar	13.3±0.7

Este estudio de  $K_{La}$  para distintos soportes a velocidades de gas y líquido iguales muestra la dependencia de los fenómenos de transferencia de masa con propiedades del soporte como, tortuosidad, fracción vacía, densidad del soporte, área específica, entre otro. Además Kim y Deshusses (2007), señalan que existe una relación directa de la velocidad superficial de los fluidos, para el caso de los biofiltros de lecho escurrido, si se tiene un flujo de líquido a velocidades bajas de entre 0.1 m/h a 6.3 m/h se tiene un mojado parcial del soporte, pero si el líquido al descender por el soporte cubre una mayor cantidad de área del mismo, tendrá una superficie mayor para intercambiar oxígeno con la fase gas estas condiciones se encuentran a partir de una velocidad superficial del líquido de 6.3 m/h. Si basados en estas pruebas se tuviera que elegir una matriz estructurada, la elección sería el bagazo de caña de azúcar por ofrecer mejores condiciones para la transferencia del oxígeno, esta mejor transferencia del gas al líquido implica que los microorganismos inmobilizados tendrían una mejor disponibilidad de oxígeno para sus funciones metabólicas relacionadas con la degradación de compuestos contaminantes.

Kim y Deshusses, (2007) reportan diversos valores de  $K_{La}$  para un mismo empaque, en función de las condiciones experimentales estudiadas (i.e. flujos de aire y líquido en el biofiltro). De manera similar, en este estudio se realizaron pruebas usando 3 velocidades de gas (41, 89 y 104 m/h), y 3 velocidades de líquido (3.02, 7.12 y 11.34 m/h), tanto para la PUF como para el bagazo de caña de azúcar (ver Fig. 15) para poder analizar el efecto en los soportes estudiados al variar las condiciones de operación.



**Fig. 15. Valores de  $K_{L,a}$  para distintas velocidades de líquido y gas obtenidos experimentalmente. A) PUF, B) bagazo de caña de azúcar.**

En la Fig. 16 Se presentan los resultados obtenidos por Kim y Desshusses (2007) usando PUF usando variaciones de velocidad de líquido de 0-14 m/h y de 0-4700 m/h en la velocidad del gas, dentro del intervalo que fue posible alcanzar con el RH se obtienen valores similares de  $K_{L,a}$  esto demuestra que el sistema tiene una correcta operación para caracterizar los procesos de transferencia de masa.

Para ambos soportes usados las variaciones iniciales presentan un incremento de  $K_{L,a}$  a medida que se aumenta la velocidad de líquido (para una misma velocidad de gas e incluso se observan que  $K_{L,a}$  se duplica. Sin embargo, cuando las velocidades de líquido rebasan los 10 m/h para PUF y bagazo, contrario a lo que se esperaría hay un decremento del  $K_{L,a}$ . Este mismo comportamiento se presenta en las pruebas hechas por Kim y Deshusses (2007) sin embargo, no explican la causa de este efecto. Para las pruebas hechas en el RH este descenso del  $K_{L,a}$  se da por alcanzar los límites de inundación de la columna, en estos puntos los esfuerzos de corte son mayores y las resistencia a la transferencia de masa aumentan, estas condiciones se alcanzaron a velocidades de gas de 104 m/h y superiores a 11 m/h en el líquido.

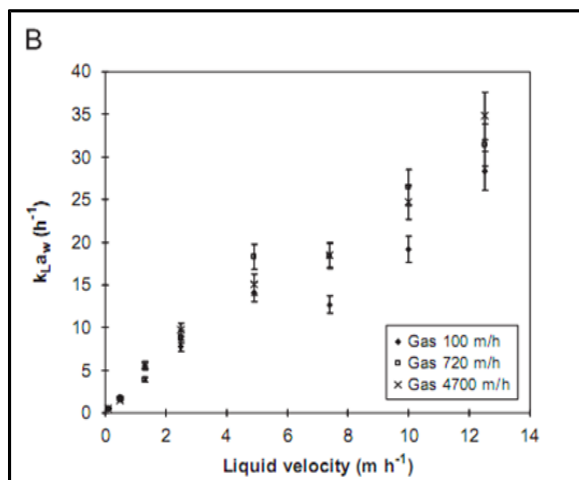


Fig. 16. Datos reportados por Kim y Desshusses (2007) para el  $K_{L,a}$  con PUF

Es importante resaltar que con las limitaciones de operación del RH no fue posible emular totalmente las condiciones de operación que Kim y Desshusses reportan, además por el diámetro de la columna se presentaron fenómenos de inundación y a velocidades altas de operación, tanto para gas como de líquido, puede ser factible considerar fenómenos de arrastre de agua en la corriente gaseosa visible en la condensación de gotas de agua en las tuberías del RH.

En un estudio de biofiltros de lecho escurrido inoculados con microorganismos sulfurooxidantes, Filho y col., (2010) compararon las tasas de remoción de  $\text{H}_2\text{S}$ , empacaron tres diferentes columnas con tres distintos soportes, fibra de coco, PUF y bagazo de caña de azúcar. Su estudio muestra que a tiempos de operación mayores de 60 días la eficiencia del reactor empacado con bagazo de caña de azúcar disminuye, observaron que el lecho empacado se compactaba en los soportes orgánicos, así como mayor grado de compactación en el biofiltro empacado con bagazo de caña de azúcar.

Además de la reducción de la fracción vacía del soporte, también se debe considerar aumentos de caída de presión a lo largo del lecho empacado y el aumento de las resistencias a la transferencia de masa interfacial asociado a los esfuerzos de corte. Considerando este resultado se optó por usar PUF como soporte para las pruebas bióticas.

Para el sistema experimental que se construyó en la UAB las pruebas de validación del sistema fueron pruebas de transferencia de masa para distintos soportes haciendo variaciones de velocidad de gas y líquido. Arellano y col. 2012 reportan que los biofiltros a largos periodos de operación su eficiencia de remoción disminuye este descenso en la eficiencia está relacionado con un decremento en las tasas de transferencia interfaciales. Para tener una cuantificación aproximada de las tasas de transferencia en cada montaje se probó el efecto de hacer variaciones de las velocidades lineales de gas y de líquido, estas pruebas ayudan a encontrar las condiciones, dentro de los rangos de operación de los respirómetros, en los que los efectos de transferencia de masa tienen una influencia mínima. Los soportes elegidos para hacer las pruebas de transferencia de masa fueron anillos pall de 1 cm de diámetro, Montebello y col. (2012) reportan este soporte estructurado como relleno de una columna para eliminación de H<sub>2</sub>S en el que se eliminó cargas de hasta 2000 ppm<sub>v</sub>, anillos Kaldness de 1 cm de diámetro, Lebrero y col., (2012) reportan este soporte como material de empaque para un biofiltro que degrada COV's, PUF reportada como soporte estructurado de uso común en biofiltros (Kim y Dessshusses, 2007, Gonzáles-Sánchez y col, 2008, Arellano-García y col, 2012) para este último empaque se utilizaron dos variantes en la forma de empacar el lecho. Se empacó como cubos de 1.2 cm de lado empacados aleatoriamente y se relleno la columna con cilindros de PUF de 4 cm de altura y 6 cm de diámetro, para determinar la forma más eficiente para usarla.

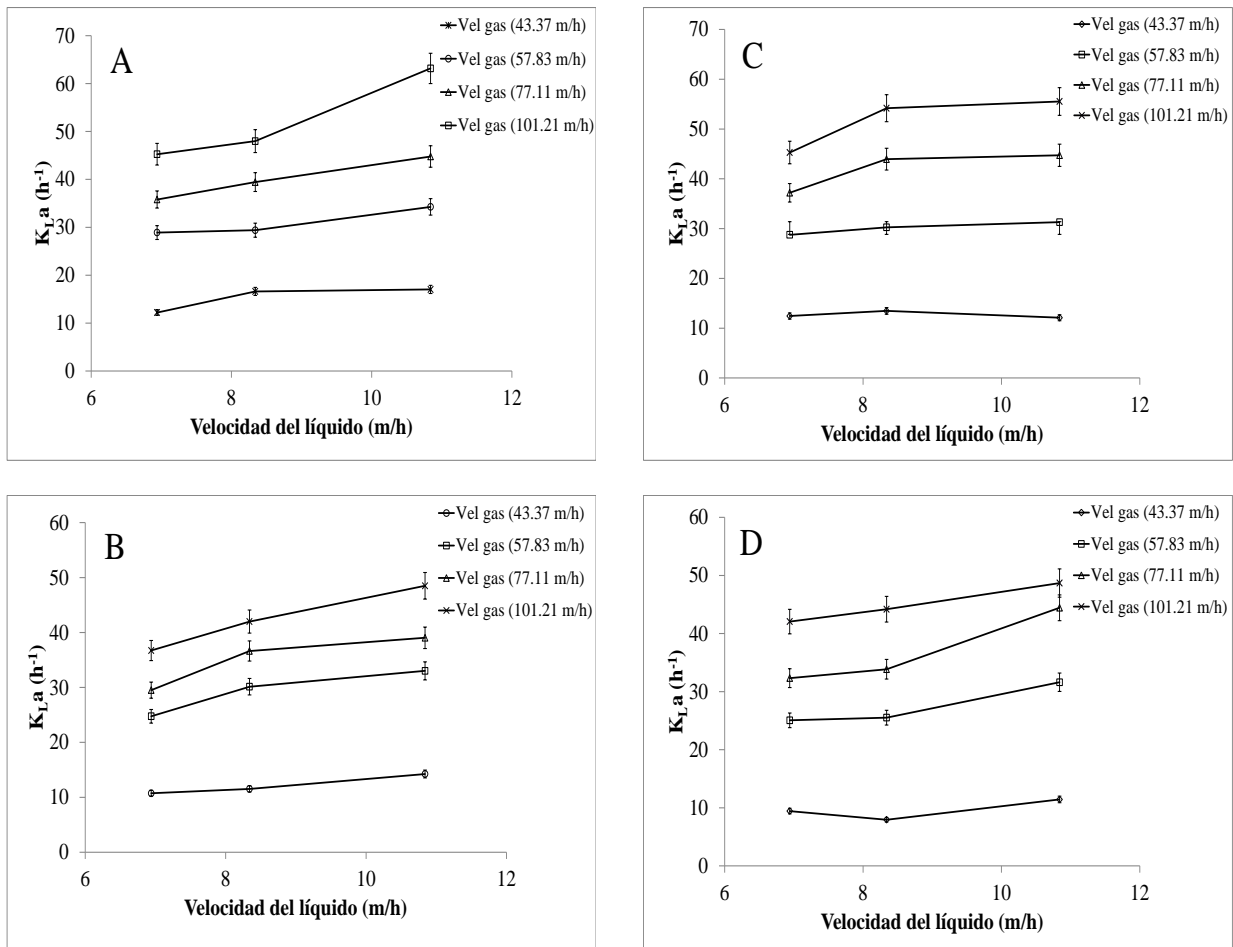


Fig. 17. Valores de  $K_{L,a}$  para distintas velocidades de líquido y gas obtenidos experimentalmente. A) Anillos pall, B) Anillos Kaldness, C) PUF cubos, D) PUF cilindros.

En los materiales que se probaron existe una variación de las áreas específicas entre los 500 y los 900  $m^2 \cdot m^{-3}$ , en cuanto a la fracción vacía, para los tres tipos de empaques probados la variación no es alta pero ambos parámetros están relacionados con la transferencia de masa. El anillo pall ofrece una estructura rígida poco propensa a deformarse en columnas empacadas además tiene una relación área de transferencia por unidad de volumen de 515  $m^2 \cdot m^{-3}$ , los anillos kaldness son 50 % más ligeros que el empaque metálico con una área específica de 800  $m^2 \cdot m^{-3}$ . La espuma de poliuretano por otra parte es un soporte ampliamente utilizado por su excelente relación de área específica y baja densidad que tiene por metro cubico de material, pero tiene tendencias a colmatarse en periodos largos de



operación y en biofiltros de uso industrial se ha reportado compactación en el lecho empacado.

De los materiales analizados los anillos pall presentaron, valores de  $K_{La}$  más altos y poca retención de líquido. En comparación con los anillos Kaldness a velocidades altas y bajas de gas los anillos pall presentaron una mejor eficiencia para transferir el oxígeno alrededor de un 25%. Los anillos Kaldness a pesar de tener una alta relación área/volumen y una fracción vacía similar al del anillo pall, presentan un hold up dinámico mayor a este último. Trejo-Aguilar y col. (2005) postulan que cuando se tienen altos valores de líquido retenido pueden existir zonas estancadas en el soporte que perjudican las propiedades de transporte del material.

La comparación entre las dos formas de empacar la columna del respirometro con PUF (cubos aleatorios y cilindros) muestra que a bajas velocidades de gas, empacar como cubos aleatorios el  $K_{La}$  es mayor un 35 % mientras que a velocidades altas de gas la diferencia es de un 15 % mayor para la forma aleatoria.

A partir de este análisis de coeficientes globales de transferencia se encontraron las mejores condiciones para operar el RH y debido a sus propiedades mecánicas puede optarse por elegir el soporte para hacer pruebas de respirometría y eventualmente para empacar biofiltros.

#### 4.2. Pruebas bióticas

##### 4.2.1. Respiración endógena

La biomasa, durante su proceso de muerte, se divide en materia orgánica inerte y materia orgánica lentamente biodegradable que después de hidrolizarse puede ser utilizada para mantenimiento e incluso para el crecimiento de nueva biomasa. Así se explica que, aun cuando todo el sustrato extracelular ha sido consumido, siga existiendo un consumo de oxígeno, llamado respiración endógena (Guisasola, 2002). Previo a cada prueba de respirometría se hicieron pruebas para corregir las tasas de consumo de oxígeno por respiración endógena con el fin de considerar este efecto en las respirometrías. En la Fig.

18 y Fig. 19 se muestran las respirometrías endógenas para los consorcios bacterianos alcalinos y neutrófilos

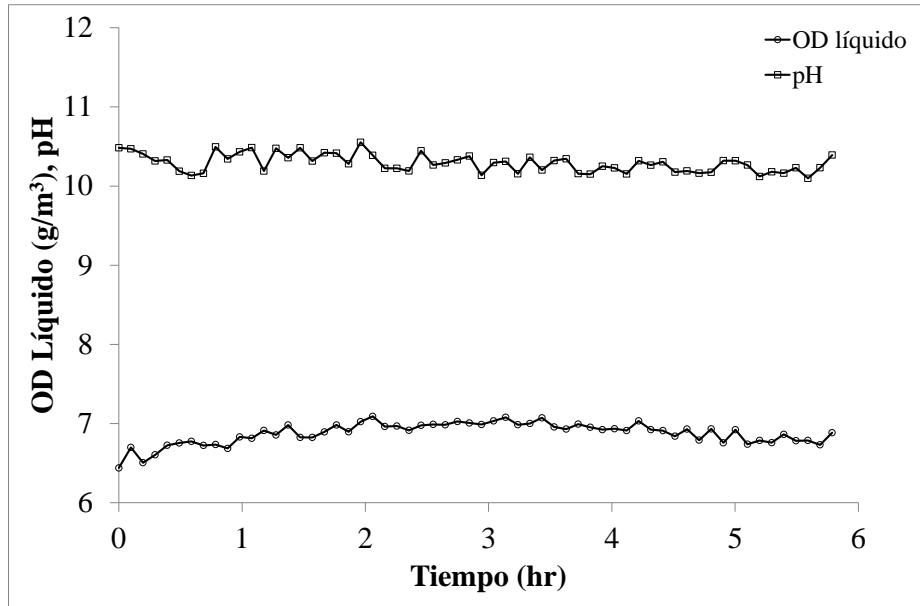


Fig. 18. Prueba de respirometría endógena para CAS en PUF, velocidades lineales de gas y líquido fueron de  $89 \text{ m}\cdot\text{h}^{-1}$  y  $7,2 \text{ m}\cdot\text{h}^{-1}$ .

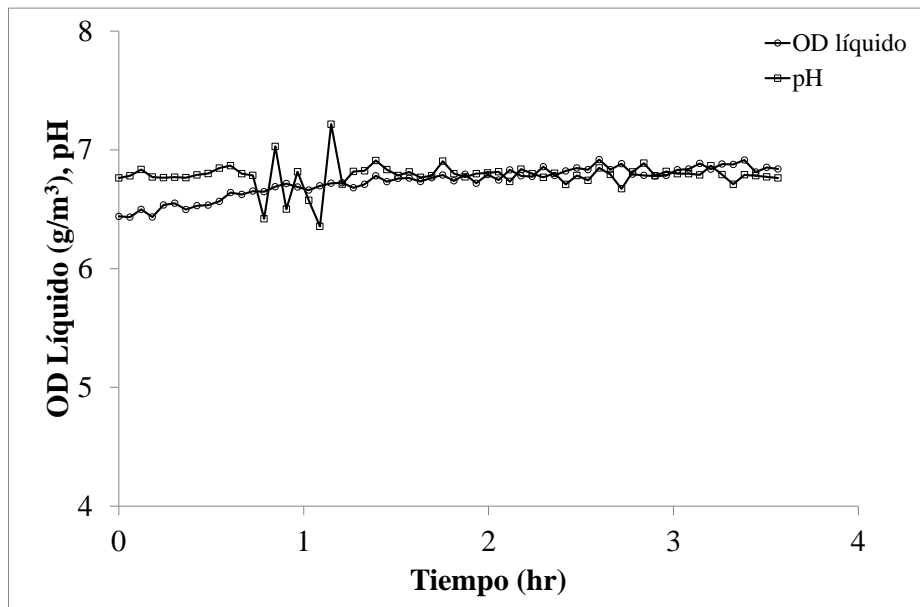


Fig. 19. Prueba de respirometría endógena para CNS en PUF, velocidades lineales de gas y líquido fueron de  $89 \text{ m}\cdot\text{h}^{-1}$  y  $7,2 \text{ m}\cdot\text{h}^{-1}$ .

En todas las pruebas realizadas a las condiciones de pH fijadas se observó un decremento de 0.3 mg/L en la concentración de oxígeno de la fase líquido en un periodo aproximado de cuatro horas por lo tanto es posible considerar que para las pruebas bióticas la respiración endógena tiene poca actividad y su tasa de consumo de oxígeno es baja. Con estos resultados se considera que es correcto asumirla como no necesaria en los balances para construcción del modelo matemático.

### 4.2.2. Respirometrias con bacterias sulfurooxidantes.

El monitoreo durante una prueba de respirometría de una muestra de PUF colonizada con el CAS y alimentada con tiosulfato, se muestra en la Fig. 20. Las velocidades lineales de gas y líquido fueron de  $89 \text{ m}\cdot\text{h}^{-1}$  y  $7,2 \text{ m}\cdot\text{h}^{-1}$ , respectivamente, que están incluidos en el intervalo aplicado durante las pruebas abióticos.

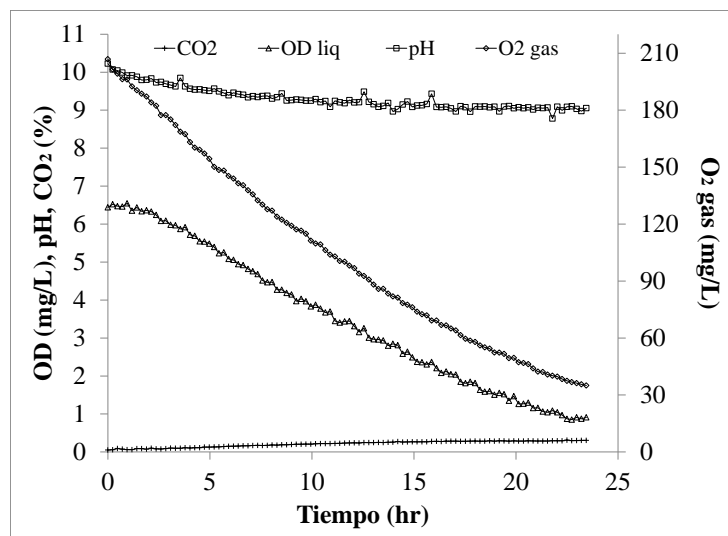


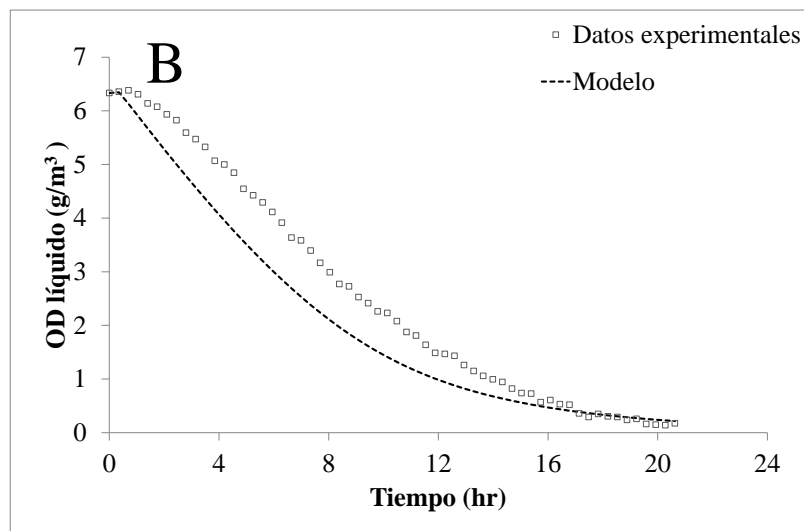
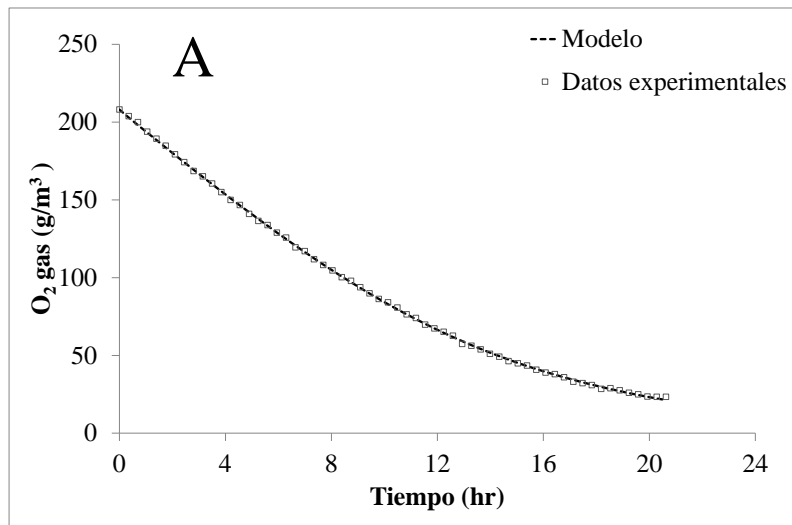
Fig. 20. Prueba de respirometría usando PUF y el CAS

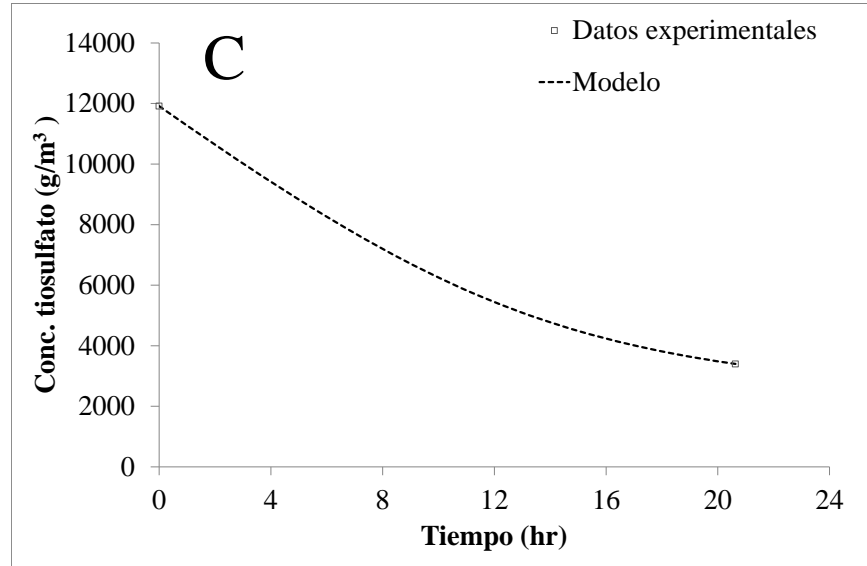
El sistema implementado adquirió datos cada 5 segundos, en el tiempo cero se adicionó un pulso de tiosulfato para llegar a una concentración final de 107 mmol/L y al final de la prueba se midió la concentración del sustrato por iodometria, para el caso del DMDS la concentración después del pulso de sustrato fue de 0.75 mmol/L. En la Fig. 20 se muestra la respuesta del sistema después de la adición del pulso de sustrato, es decir un proceso de respirometría, para el CAS.

#### 4.3. Estimación de parámetros.

##### 4.3.1. Pruebas bióticas con bacterias sulfurooxidantes

Los perfiles de oxígeno disuelto y gaseosos generados a partir de los experimentos bióticos como los que se muestran en la Fig. 20 y los datos determinados en las pruebas abióticas, se utilizaron para calibrar el modelo descrito anteriormente, los parámetros biocinéticos estimados fueron OUR y  $Y_{O/S}$ , y se realizó mediante la minimización del error cuadrático medio entre las predicciones del modelo y las variables medidas.





**Fig. 21.** Comparación de datos experimentales contra datos generados por el modelo matemático para CAS alimentado con tiosulfato. a) Perfiles de oxígeno en fase líquida, b) Oxígeno en fase gas, c) Concentración de sustrato (tiosulfato).

Los parámetros de operación necesarios para resolver el modelo matemático se presentan en la Tabla 9, para el caso de las fracciones volumétricas en el lecho empacado se usó la metodología descrita en el capítulo 3, las constantes de semisaturación se determinaron mediante la metodología descrita por Arellano y col. 2010.

**Tabla 9. Propiedades físicas incluidas en el modelo matemático para el RH.**

Símbolo	Parámetro	Valor numérico		Método para determinarlo/ referencia
		CAS	CNS	
$\varepsilon_L$	fracción volumen de líquido por volumen de lecho	0.37	0.37	Determinación experimental
$\varepsilon_b$	fracción volumen de biopelícula por volumen de lecho	0.37	0.22	Determinación experimental
$\varepsilon_S$	fracción volumen de soporte cubierta por volumen de lecho	0.03	0.03	Datos del fabricante
$\varepsilon_g$	fracción volumen de gas por volumen de lecho	0.23	0.38	Determinación experimental
$K_{O_2}$	Constante de saturación para el oxígeno	1.47 ( $g_{O_2}/m_{biop}^3$ )	1.47 ( $g_{O_2}/m_{biop}^3$ )	Determinación experimental
$K_{s_2O_3^{2-}}$	Constante de saturación para el tiosulfato	9.61 ( $g_{s_2O_3^{2-}}/m^3$ )	106.4 ( $g_{s_2O_3^{2-}}/m^3$ )	Determinación experimental
$K_{DMDS}$	Constante de saturación para el DMDS	72.8 ( $g_{DMDS}/m^3$ )	72.8 ( $g_{DMDS}/m^3$ )	Determinación experimental
$a$	área específica del soporte	600 ( $m^2 \cdot m^{-3}$ )		Datos de fabricante

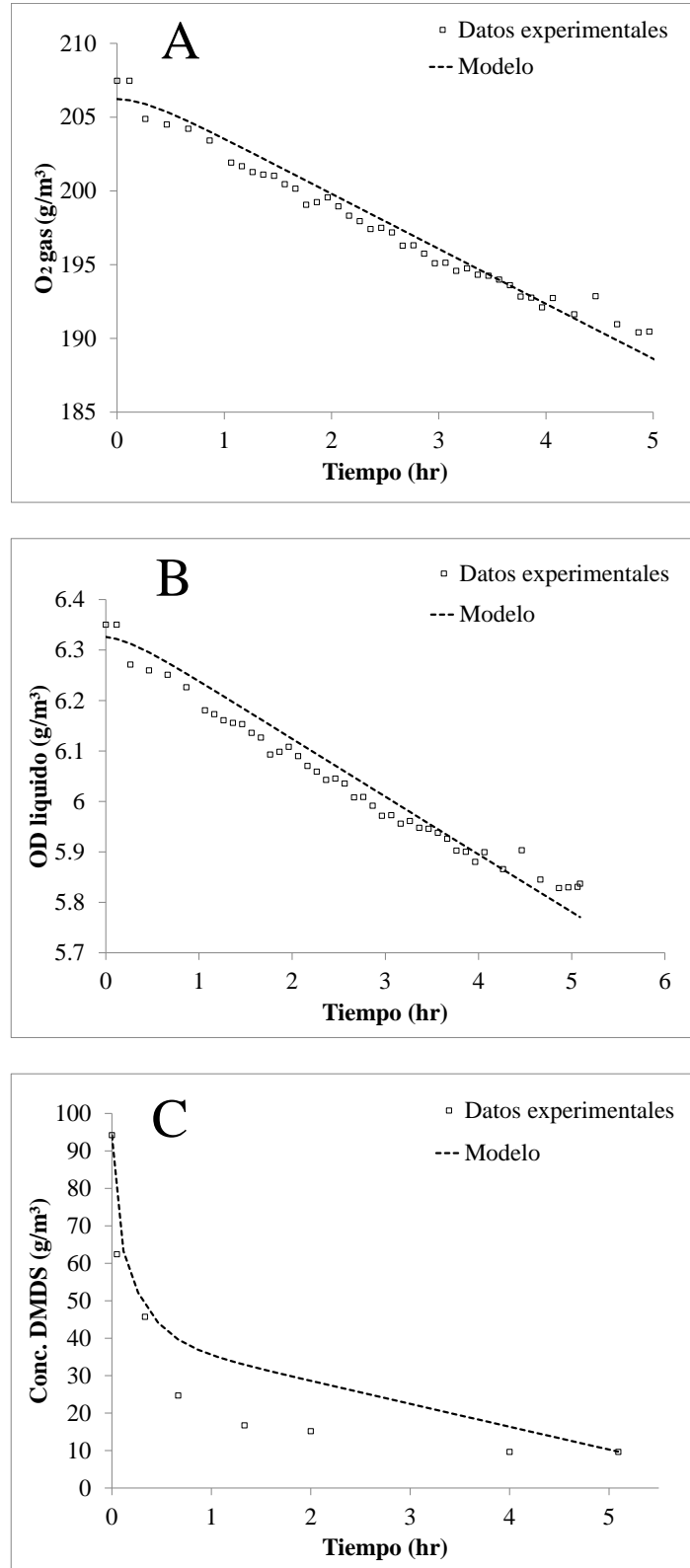


Fig. 22. Comparación de datos experimentales contra datos generados por el modelo matemático para CAS alimentado con DMDS. a) Perfiles de oxígeno en fase líquida, b) Oxígeno en fase gas, c) Concentración de sustrato (DMDS).

El descenso de oxígeno en fases gaseosa y líquida fue inducido por el consumo de oxígeno biológico en la biopelícula. La línea continua representa los predicciones del modelo y ajustados a partir de la estimación de los parámetros adecuados. Los mejores valores de ajuste usando los coeficientes de transferencia de masa (a partir de experimentos abióticos) se muestran en la Tabla 10. Los ajustes de datos hechos por el modelo matemático tienen buena concordancia con los resultados experimentales lo que indica que los procesos de transporte y biológicos se incluyeron de manera correcta en el modelo del RH.

El RH demostró ser capaz de caracterizar las propiedades básicas de biofiltración (es decir, el transporte y los fenómenos biológicos) con una pequeña y representativa cantidad de material de empaque de un biofiltro de lecho escurrido y un biofiltro, en la Tabla 10 se presenta los datos de la estimación de parámetros.

**Tabla 10. Parámetros biocinéticos determinados para PUF colonizado con consorcios bacterianos neutrófilos y alcalófilos determinados en el RH.**

Parámetro	$OUR$ ( $g_{O_2}/m_l^3 \cdot h$ )	$OUR_e$ ( $g_{O_2}/g_{prot} \cdot h$ )	$Y_{O/S}$	$CE$ ( $g_S/m_{Emp}^3 \cdot h$ )
Microorganismo				
Consorcio bacteriano alcalófilo y $S_2O_3^{2-}$	34.51	$11.50 \times 10^{-3}$	0.1	465.40
Consorcio bacteriano neutrófilo y $S_2O_3^{2-}$	4.83	$2.43 \times 10^{-3}$	0.06	92.43
Consorcio bacteriano alcalófilo y DMDS	14.16	$4.72 \times 10^{-3}$	0.13	113.33
Consorcio bacteriano neutrófilo y DMDS	126.39	$63.18 \times 10^{-3}$	1.65	81.49

Comparando las tasas de consumo de oxígeno para ambos consorcios alimentados con los dos diferentes sustratos se observa que cuando se alimentan con tiosulfato como sustrato la mayor tasa de consumo lo tiene el CAS aproximadamente cinco veces mayor que el CNS.



Para el caso del CAS y CNS con DMDS como sustrato Arellano y col. (2012) encontraron que la tasa de consumo de oxígeno era aproximadamente diez veces mayor en condiciones neutrófilas que en condiciones alcalinas, las pruebas hechas en el RH estiman una relación similar a la reportada, por la estimación de parámetros la relación es trece veces mayor la tasa de consumo de oxígeno del CNS que el del CAS.

**Tabla 11. Datos reportados para tiosulfato y DMDS con diferentes consorcios bacterianos con distintas condiciones de pH.**

Autor	Microorganismo	pH	Sustrato	Concentración de sustrato	Tasa de alimentación de sustrato	Conversión (%)	$Y_{O/S}$
Donald y col., 1998	<i>Mixto</i>	7.4	tiosulfato	0.6 g/L	-	97	0.076
Pethkar y col. 2003	<i>Thiobacillus thioeparus</i>	6.5-6.8	tiosulfato	18.5 g/L	-	99	-
Velasco y col, 2004	<i>Mixto</i>	5.0-5.5	tiosulfato	12 g/L	-	98-90	0.4
Ramírez y col. 2011	<i>Thiobacillus thioeparus</i>	6.5-6.8	DMDS	-	33.56 g/m <sup>3</sup> ·h	95	
Arellano y col. 2012	<i>Mixto</i>	10	DMDS	-	17 g/m <sup>3</sup> ·h	100	2
Arellano y col. 2012	<i>Mixto</i>	7	DMDS	-	24 g/m <sup>3</sup> ·h	100	2

Para las pruebas de eliminación de tiosulfato se calcularon valores menores que los reportados, en la Tabla 11 se muestran valores de referencia para distintos consorcios bacterianos alimentados con el mismo contaminante. De estos valores, sólo el reportado por Donald y col. (1998) es cercano al valor calculado por la técnica de respirometría heterogénea con el consorcio alcalino. La capacidad de eliminación está relacionada con el coeficiente de rendimiento oxígeno sustrato, en los demás casos consultados reportan coeficientes de rendimiento mayores a los estimados por la técnica respirométrica y la diferencia en la capacidad de eliminación está relacionado con este parámetro.

Lobo (1999) menciona que al extrapolar los coeficientes cinéticos estimados por respirometrías para microorganismos en suspensión, se hace la consideración de que se pueden aplicar a sistemas en los que la biomasa se encuentra suspendida, sin embargo existen trabajos en los que se han encontrado que los consumos específicos de oxígeno por gramo de biomasa en medios homogéneos llegan a ser hasta ocho veces más altos que en medios heterogéneos (Dicks y Ottengraf, 1991b). Tomando en consideración esto se

efectuó una comparación entre la tasa de consumo obtenida por Arellano y col. (2012) para el mismo consorcio bacteriano (CNS) sujeto a las mismas consideraciones pH y alimentado con el mismo sustrato y se obtuvieron tasas específicas de consumo de oxígeno menores a los que ellos reportan, siendo las obtenidas en el RH 3 veces menores.

Este resultado implica que como menciona Lobo (1999) extrapolar los resultados de respirometrías de células suspendidas mantiene implícito el hecho de que todos los microorganismos que forman a la biopelícula tienen la misma cantidad de sustrato para alimentarse, pero debido al resultado antes expuesto esta conjetura es por demás inexacta se puede explicar por la aglomeración de células, las estructuras extracelulares que forman la biopelícula y a que no todos los microorganismos en la biopelícula están activos.

#### 4.4. Simulación de procesos de biofiltración.

Con los parámetros estimados para los consorcios bacterianos, se planteó la posibilidad de hacer simulaciones para poder predecir el comportamiento en un proceso de biofiltración, para estas simulaciones se eligió el CAS alimentado con tiosulfato por tener una tasa de consumo de oxígeno mayor y presentar una secuencia numérica más adaptable al modelo matemático.

##### 4.4.1. Simulación de OUR

La primera prueba simulada fue un incremento en la tasa de consumo de oxígeno, este aumento implicaría que existe una mayor cantidad de biomasa activa inmovilizada. Se simularon condiciones de OUR aumentada 5, 10 y 20 veces la estimada por el modelo matemático. Los parámetros fijados al modelo matemático se encuentran en las Tabla 9 y Tabla 10.

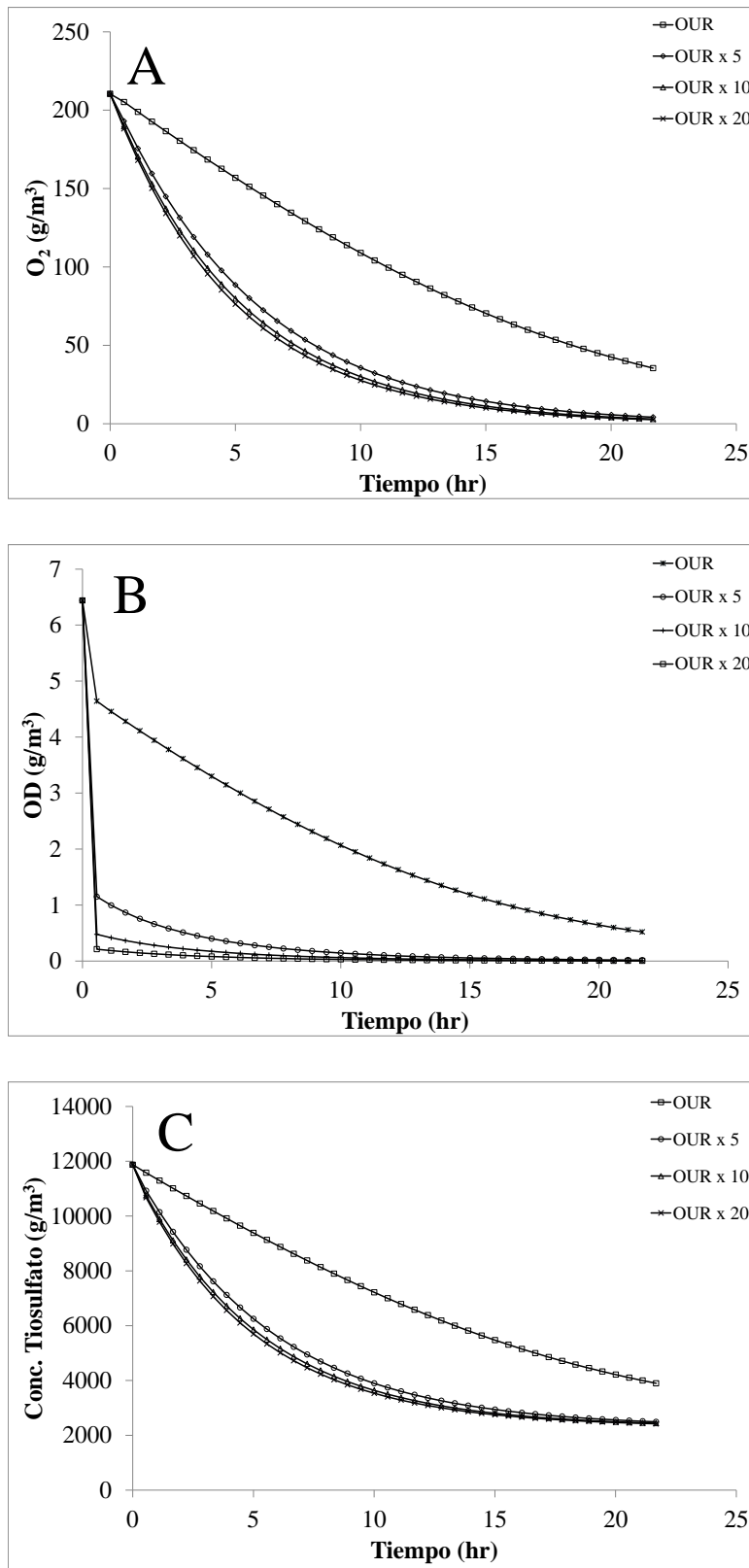
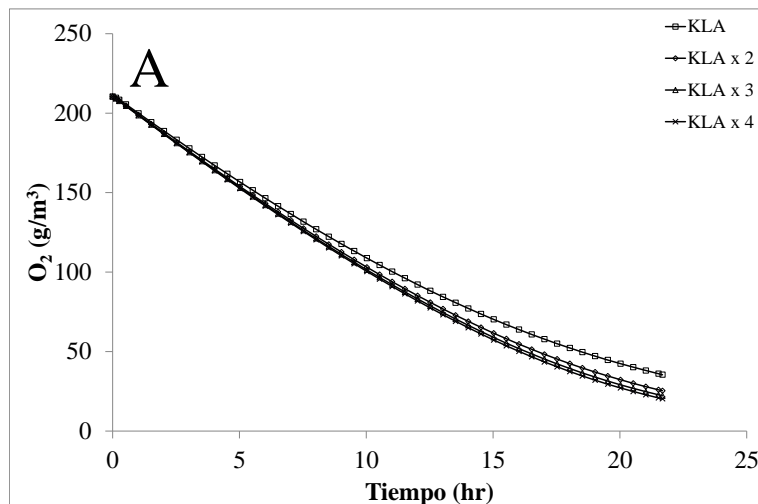


Fig. 23. Simulación del proceso de biofiltración con CAS alimentado con tiosulfato, variando OUR.

Los resultados de simular un incremento en OUR se muestran en las Fig. 23, A, B y C para oxígeno en fase gas, líquido y la cantidad de sustrato respectivamente. Desde la construcción del modelo matemático se consideró que las bacterias se encuentran en contacto directo con la fase líquida, por esta razón el perfil de consumo de oxígeno tiene una consecuencia mayor en el mismo. Con las tasas de consumo simuladas se observa que cuanto más alta sea la actividad biológica dentro del sistema mayor será la velocidad de consumo de oxígeno y en este caso en particular el paso que limitante será la transferencia del oxígeno de la fase gas al líquido.

#### 4.4.2. Simulación de $K_LA$

El segundo caso estudiado con las simulaciones del proceso fue hacer variaciones del parámetro de transferencia de masa ( $K_La$ ). Estas variaciones se conseguirían en un sistema experimental aumentando la fracción de gas en el soporte, aumentando la relación de área mojada y aumentando el área de transferencia. Las variaciones hechas se hicieron en un rango que comprendía a los datos máximos determinados en las pruebas abióticas el máximo valor de  $K_La$  que se determinó con estas pruebas fue de  $63 \text{ h}^{-1}$  y la simulación máxima corresponde a este valor. Las Fig. 24, A, B y C muestran gráficamente el efecto de la variación del parámetro.



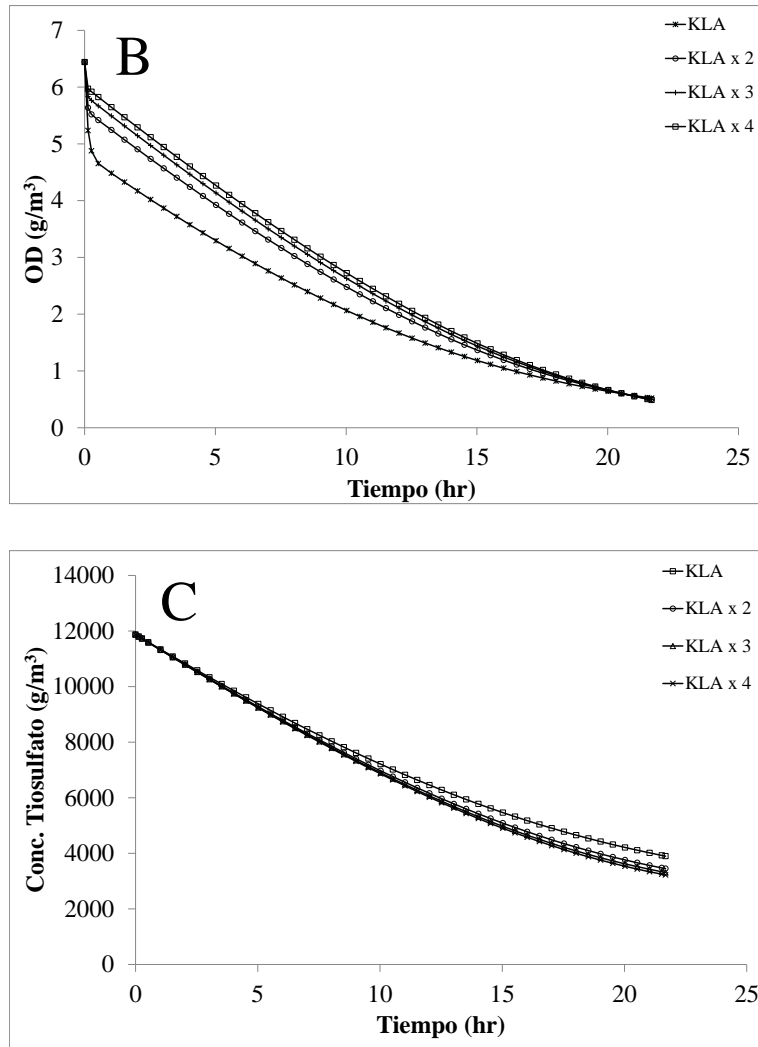
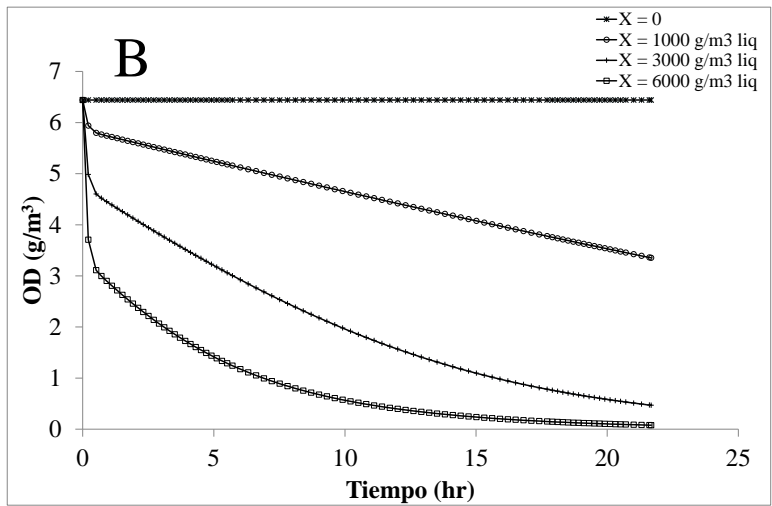
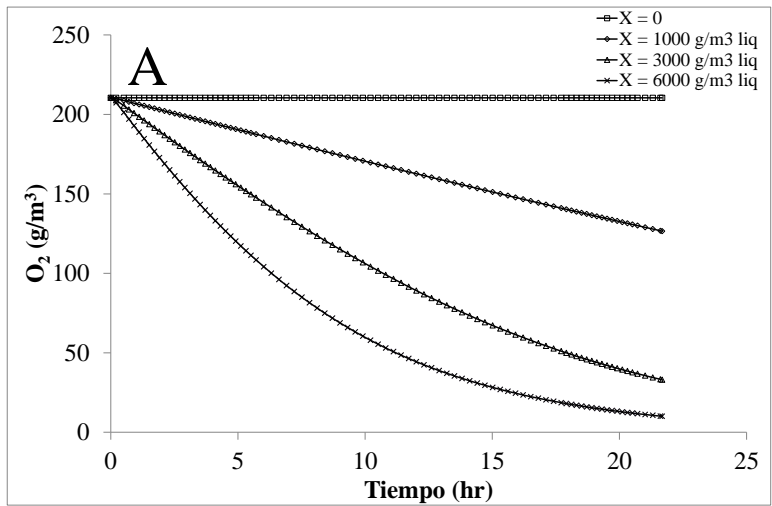


Fig. 24. Simulaciones del efecto de variar  $K_{LA}$ , A perfil de  $O_2$ , B perfil de OD, C perfil de sustrato.

Partiendo de las condiciones iniciales para el CAS es decir que se consideró por un lado los parámetros alimentados al modelo matemático que se dan en la Tabla 10. Y además el valor tanto de OUR como el de  $Y_{O/S}$  como los encontrados por la estimación de parámetros con el modelo matemático. Se observa que el aumentar el coeficiente de transferencia no tiene influencia en el proceso global, esto indica la tasa de consumo de oxígeno está determinado por la velocidad de la bioreacción y al fijar el OUR la cantidad de biomasa presente en el proceso no cambia y al no haber un incremento en la biomasa tampoco aumenta el consumo de oxígeno.

4.4.3. Simulación de concentración de biomasa

El tercer caso simulado corresponde a una simulación de la concentración de biomasa presente en el biofiltro, se partió de la concentración determinada de 3 g prot/L para el CAS. Se hizo una simulación de control considerando que no existía biomasa dentro del sistema, una tercera parte de la concentración de biomasa presente y duplicando la cantidad de la cantidad de biomasa.



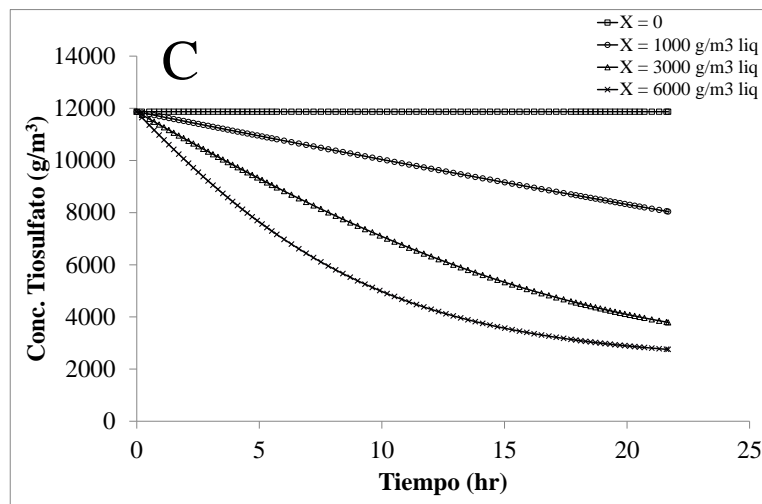


Fig. 25. Simulaciones del efecto de variar la concentración de la biomasa. A perfil de O<sub>2</sub>, B perfil de OD, C perfil de sustrato.

En la Fig. 25 se muestra el resultado de simular diferentes valores de concentración de biomasa en el biofiltro llegando a tener una concentración de 6 g prot/L. El efecto observado es una tasa de consumo de oxígeno y sustrato más rápido, que concuerda con el aumento de la biomasa presente en el soporte.



### CONCLUSIONES

Acorde al primer objetivo particular propuesto se logró construir un dispositivo que se denominó Respirómetro Heterogéneo para caracterizar los procesos de transferencia de masa interfaciales y biocinéticos característicos de un biofiltro que contienen un sistema biológico inmovilizado, además fue posible instrumentar y automatizar el dispositivo correctamente.

De las pruebas hechas el sistema experimental con el soporte inorgánico limpio (sin microorganismos) puede extraerse información útil para la operación del sistema cuando se tienen soportes inoculados con microorganismos; se pueden deducir las mejores condiciones bajo las cuales se debe operar un biofiltro con el mismo soporte, y así obtener una mejor tasa de transferencia de oxígeno entre la fase gaseosa y la fase líquida, minimizando las resistencias a la transferencia de masa.

Los cambios observados en las tendencias para los coeficientes de transferencia de masa, a partir de 11 m/h en el flujo de líquido y 104 m/h en el flujo de gas el  $K_La$  decae notablemente este efecto se puede explicar considerando que existen límites en las velocidades de flujo que si se sobrepasan, los efectos de arrastre de agua en la fase gas, el incremento en la acumulación de agua que generan un efecto de inundación en el lecho empacado se hacen evidentes. Entonces como una recomendación para un biofiltro de escala mayor se recomendaría operar dentro de los límites en los cuales el  $K_La$  incrementa para garantizar una óptima y eficiente eliminación de compuestos contaminantes

A las condiciones que se operó el sistema se evidencia que no es posible trabajar con un soportes orgánicos como el bagazo a altas velocidades de flujo sin disminuir el  $K_La$  además este tipo de soportes son susceptibles a la degradación y a la reducción del área de transferencia a tiempos largos de operación por lo que resulta una opción poco práctica, en cambio la espuma poliuretano presenta valores de  $K_La$  cercanos a los del soporte orgánico con la ventaja de conservar sus propiedades mecánicas por tiempos de operación prolongados.

La metodología implementada ha dado reproducibilidad y confiabilidad a las determinaciones de  $K_{La}$  y deja abierta la posibilidad de explorar aún más la herramienta para diagnosticar ahora empaques colonizados, donde la tasa de biorreacción es una incógnita.

Del paso de modelamiento matemático realizado para el sistema experimental se puede concluir que las suposiciones hechas, los parámetros estimados y los términos incluidos en el modelo representan con bastante fiabilidad los fenómenos que ocurren durante un proceso de respirometría.

Finalmente, hablando de manera global, la técnica respirométrica implementada en un proceso de biofiltración de lecho escurrido aerobia puede proporcionar una importante herramienta para la caracterización de los biofiltros en funcionamiento. Aportando una evaluación puntual del transporte de masa interfacial, una identificación de las mejores condiciones hidráulicas en las que se minimizan los efectos de la resistencia a la transferencia de masa y la determinación de los parámetros biocinéticos para cultivos inmovilizados con una manipulación mínima de la biomasa.

### PERSPECTIVAS

Para una mejor comprensión de las necesidades futuras para el mejoramiento de la técnica se proponen una serie de mejoras, esta sección se dividió en tres secciones, la primera hace referencia a la operación del sistema, la segunda al estado de las pruebas biológicas y la última parte se refiere al proceso de modelamiento del procesos que considero son etapas cruciales para una buena implementación de la técnica.

La técnica de respirometría heterogénea se propone como una técnica de análisis y/o diagnóstico para biofiltros en cuya matriz heterogénea se encuentren cultivos inmovilizados que degraden compuestos en corrientes gaseosas. Esta técnica implica una gran atención en detalles de operación y funcionamiento de los procesos en general, puesto que lo que se busca es tener condiciones controladas dentro y fuera del sistema es imprescindible que condiciones como la temperatura donde se encuentre el sistema estén controladas y estandarizadas para tener resultados comparables.

Durante este proceso de desarrollo de la técnica una de las principales limitaciones que se encontraron para una operación fiable del sistema fueron los instrumentos de medida en especial los electrodos de oxígeno disuelto, suelen ser difíciles de operar, susceptibles a variaciones de temperatura, manipulación mecánica y cuando el líquido dentro del reservorio contenía poco líquido pequeñas burbujas de aire eran retenidas en la membrana de medición del electrodo lo que ocasionó una desviación de la lectura de oxígeno disuelto. Desde mi perspectiva es importante probar el sistema con aparatos de detección de diferentes a las celdas tipo Clark.

Los sistemas de detección en fase gas se encuentran limitados a los flujos específicos, aproximadamente de 1 a 1.5 L/min pasando estos límites los fabricantes advierten problemas con la señal que se detecta. Una propuesta para solucionar este problema de limitación seria hacer un bypass del circuito de la fase gas con un segundo compresor para elevar el flujo del gas y de esta manera aumentar los límites de operación del sistema.

Otro de los puntos relevantes observados durante la operación del equipo fue la admisión de oxígeno externo. Aun cuando las limitaciones tecnológicas impidieron anularlas, es importante que se busque suprimirlas por completo.

Para las pruebas bióticas, en este trabajo sólo se probaron consorcios sulfurooxidantes, pero como la técnica no rígida en este aspecto podría usarse para caracterizar consorcios bacterianos desnitrificantes, metanogénicos e incluso hacer pruebas en condiciones anóxicas, adaptando siempre el sistema a las condiciones necesarias para las pruebas.

Finalmente para la etapa del modelamiento matemático que está ligado a la estimación de los parámetros cinéticos es necesaria hacer una construcción fiable del modelo matemático para representar el proceso. Es imprescindible hacer un modelamiento del proceso exacto y hacer que la rutina de cálculo ajuste una cantidad mínima de parámetros para garantizar que la etapa de cálculo proporcione información útil, reproducible y comparable.

**BIBLIOGRAFIA**

1. Alvarez-Hornos, F.J.; Gabaldón, C.; Martínez-Soria, V.; Marza, P.; Penya-roja, J.M.; Izquierdo, M. Long-term performance of peat biofilters treating ethyl acetate, toluene, and its mixture in air. *Biotech. and Bioeng.* **96**, 651, (2007).
2. Amanullah, M.D.; Farooq, S.; Viswanathan, S. Modeling and simulation of a biofilter. *Ind. and Eng. Chem. Res.* **38**, 2765, (1999).
3. APHA, AWWA, WEF. Standard Methods for the Examination of Water and Wastewater. 19th edition. Washington, D.C. (1995).
4. Arellano-García L. A., Degradación de compuestos azufrados volátiles en filtros de escurrimiento, Tesis de maestría en Ingeniería Química, Universidad Autónoma Metropolitana Iztapalapa, México, (2009).
5. Arellano-García, L.; González-Sánchez, A.; Baquerizo, G.; Hernández-Jiménez S.; Revah, S. Treatment of carbón disulfide and ethenethiol vapors in alkaline bio-trickling filters using an alkaliphilic sulfo-oxidizing bacterial consortium. *Journal. of Chem. Tech. and Bio.* **85**, 328, (2010).
6. Avalos-Ramirez, A.; Deschamps, J.; Peter, J.; Heitz, M. Experimental determination of kinetic parameters of metanol biodegradation in biofilters packed with inert and organic materials. *Jour. of chem. Technol. And biotechnol.* **85**, 404, (2009).
7. Baquerizo, G.; Gamisans, X.; Gabriel, D.; Lafuente, J., A dynamic model for ammonia abatement by gas-phase biofiltration including pH and leachate modeling. *Biosystems Eng.*, **97**, 431, (2007).
8. Baquerizo, G.; Maestre, J.P.; Sukama, T.; Deshusses, M.A.; Gamisans, X.; Gabriel, D., A detailed model of a biofilter for ammonia removal: Model parameter analysis and model validation. *Chem. Eng. Journal.* **113**, 205, (2005).
9. Barton, J.W.; Zhang, B.H.; Davidson, K.T. Predictive mathematical modeling of trickling bed biofilters., En: memorias de; USC-TRG Conferencia de biofiltración, Los angeles CA, EUA, (1998).

10. Delhoménie, M. C.; Heitz, M. Biofiltration of Air: A Review. *Crit. Rev. in Biotech.* **25**, 53, (2005).
11. Devinny, J.S.; Desshusses, M.A.; Webster, T. Biofiltration for air pollution control. Ed. Lewis, Boca Raton, EUA, (1999).
12. Dorado, A.D.; Baquerizo, G.; Maestre, J.P.; Gamisans, X.; Gabriel, D.; Lafuente, J. Modeling of a bacterial and fungal biofilter applied to toluene abatement: Kinetic parameters estimation and model validation. *Chem. Eng. Journal.* **140**, 52, 2008.
13. Estévez, E.; Veiga, M. C.; Kennes C. Biofiltration of waste gases with the fungi *Exophiala oligosperma* and *Paecilomyces variotii*. *App. Microbiol and Biotech.* **67**, 563, (2005).
14. Filho, J.L.R.P.; Sader L.T.; Damianovic M.H.R.Z.; Foresti E.; Silva E.L. Performance evaluation of packing materials in the removal of hydrogen sulphide in gas-phase biofilters: Polyurethane foam, sugarcane bagasse, and coconut fibre. *Chem. Eng. Journal.* **158**, 441, (2010).
15. Fortuny, M.; Baeza, J.A.; Gamisans, X.; Casas, C.; Lafuente, J.; Deshusses, M.A.; Gabriel, D.; Biological sweetening of energy gases mimics in biotrickling filters. *Chemosphere* **71**(1), 10, (2008).
16. Gabriel, D. and Deshusses, M.A. Retrofitting existing chemical scrubbers to biotrickling filters for H<sub>2</sub>S emission control. *Proc. Natl. Acad. Sci. U.S.A.* **100**(11), 6308, (2003).
17. García-Peña, E. I.; Hernández, S.; Auria, R.; Revah, S.; Correlation of biological activity and reactor performance in biofiltration of toluene with the fungus *Paecilomyces variotii* CBS115145. *App. and Envir. Microbiol.* **71**(8), 4280, (2005).
18. García-Peña, E. I.; Hernández, S.; Favela-Torres, E.; Auria, R.; Revah, S.; Toluene biofiltration by fungus *Scedosporium apiospermum* TB1. *Biotech and Bioeng.* **76**(1), 61, (2001).

19. González-Sánchez, A., Estudio de la oxidación biológica de compuestos reducidos de azufre por un consorcio alcalófilo en un biorreactor, Tesis de doctorado, Universidad Autónoma Metropolitana Iztapalapa, México, (2006).
20. González-Sánchez, A., Operación, caracterización y modelado de un sistema de oxidación biológica de tiosulfato a azufre elemental, Tesis de maestría en Ingeniería Química, Universidad Autónoma Metropolitana Iztapalapa, México, (2002).
21. González-Sánchez, A.; Baquerizo, G.; Gamisans, X.; Casas C.; Lafuente, J.; Gabriel, D. Short term chacterization of a H<sub>2</sub>S biotricking filter packing using a gaseus-liquid respirometer. *Biotechniques for Air Pollution Control conference proceedings*, Delft, Holanda. (2009b).
22. Gonzalez-Sanchez, A.; Baquerizo, G.; Gamisans, X.; Lafuente, J.; Gabriel, D. Short term chacterization of a H<sub>2</sub>S biotricking filter packing using a gaseus-liquid respirometer. *Memorias del congreso: Biotechniques for Air Pollution Control*, Delft, Holanda, (2009).
23. González-Sánchez, A.; Meulepas, R.; Revah, S. Sulfur formation and recovery in a thiosulfate-oxidizingbioreactor. *Environm. Technol.* 29, 847, (2008).
24. Gonzalez-Sanchez, A.; Tomas, M.; Dorado, A.D.; Gamisans, X.; Guisasola, A.; Lafuente, J.; Gabriel, D. Development of a kinetic model for elemental sulfur and sulfate formation from the autotrophic sulfide oxidation using respirometric techniques. *Water Sci. & Technol.* **59**(7), 1323,(2009).
25. Guisasola, A.; Baeza, J. A.; Carrera, F.J.; Lafuente, F.J. Respirometría con aireación continua (LFS). *Ing. Química –Madrid-*. **36**, 151, (2004).
26. Guisasola, A.; Baeza, J.A.; Carrera, J.; Lafuente, F.J. Descripción e implementación de las técnicas respirométricas en el tratamiento de aguas residuales. *Tecnología del Agua.* **224**, 32, (2002).
27. Guisasola, A.; Jubany, I.; Baeza, J., Carrera, J., Lafuente, J., Respirometric estimation of the oxygen affinity constants for biological ammonium and nitrite oxidation. *Jour. Chem. Technol. Biotechnol.* **80**, 388, (2005).
28. Janssen, A.; Ma, S.; Lens, P.; Lettinga, G. Performance of a sulfide-oxidizing expanded-bed reactor supplied with dissolved oxygen. *Biotechnol. Bioeng.* **53**, 32, (1997).

29. Janssen, A.; Sleyster, R.; van der Kaa, C.; Jochemsen, A.; Bontsema, J.; Lettinga, G. Biological sulphide oxidation in a fed-batch reactor. *Biotechnol. Bioeng.* **47**, 327, (1995).
30. Julian, D.; Wieting, S.L.; Seto, S.L.; Bogan, M.R.; Arp A.J. Thiosulfate elimination and permeability in a sulfide-adapted marine invertebrate. *Physiological and Biochemical Zoology.* **72**, 416 (1999).
31. Kim, S. and Deshusses, M.A. Determination of mass transfer coefficients for packing materials used in biofilters and biotrickling filters for air pollution control. 1. Experimental results. *Chem. Eng. Sci.* **63**, 841, (2008).
32. Kim, S. and Deshusses, M.A. Development and experimental validation of a conceptual model for biotrickling filtration of H<sub>2</sub>S. *Environ Prog.* **22**(2):119, (2003).
33. Kim, S. and Deshusses, MA. Determination of mass transfer coefficients for packing materials used in biofilters and biotrickling filters for air pollution control. 2: Development of mass transfer coefficients correlations. *Chem. Eng. Sci.* **63**, 856, (2008).
34. Lazarova, V.; Manem, J. Biofilm characterization an activity analysis in water and wastewater treatment. *Wat. Res.* **29** (10), 2227, (1995).
35. Lebrero, R.; Rodriguez, E.; Perez, R.; Garcia-Encina P.A.; Muñoz, R. Abatement of odorant compounds in one and two phase biotrickling filters under steady and transient conditions. *Appl. Microbiol. Biotechnol.* (2012).
36. Luus R.; Jaakola T. Optimization by direct search and systematic reduction of the size of search region. *AIChE Journal.* **19**, 760, (1973).
37. Martin, R.W.; Li, H.B.; Mihelcic, J.R.; Crittenden, J.C.; Lueking, D.R.; Hatch, C.R.; Ball, P. Optimization of biofiltration for odour control: Model calibration, validation, and applications. *Water Environ. Res.* **74**(1):17 (2002).
38. Montebello, A. M.; Fernandez, M.; Almenglo, F.; Ramirez, M.; Cantero, D.; Baeza, M.; Gabriel, D. Simultaneous methylmercaptan and hydrogen sulfide removal in the desulfurization of biogas in aerobic and anoxic biotrickling filters. *Chem. Eng. Jour.* **200-202**, 237, (2012).



39. Nukunya, T.; Deviny, T.T.; Tsotsis, T.T. Application of a pore network model to a biofilter treating ethanol vapor, *Chem. Eng Sci.* **60** (3) 665, (2004).
40. Onda, K.; Sada, E.; Tekeuchi, H. Gas absorption with chemical reaction in packed columns. *J. Chem. Eng of Japan.* **56-62** (1968).
41. Ortiz-López A. I., Eliminación de vapores de benceno, tolueno y xilenos (BTX) mediante biofiltración, Tesis de maestría en Ingeniería Química, Universidad Autónoma Metropolitana Iztapalapa, México, (1998).
42. Ortiz-Lopez I.; Revah, S., Fundamentos y casos exitosos de la biotecnología moderna, *Francisco G. Bolívar Zapata*, (2004).
43. Oyarzun, P; Arancibia, F; Canales, C.; Aroca, G.E. Biofiltration of high concentration of hydrogen sulphide using *Thiobacillus thioparus*. *Process Biochem.* **39**(2), 165, (2003).
44. Ozis, F.; Yortsos, Y.; Deviny, J.S., A numerical percolation model for describing biomass clogging in biofilters. En memorias del 2002 de la conferencia en biofiltración, Tustin CA. Octubre 31-noviembre 1, (2002).
45. Ramírez, M.; Fernández, M.; Granada, C.; Le Borgne, S.; Gomez, J. M.; Cantero, D. Biofiltration of reduced sulphur compounds and community analysis of sulphur-oxidizing bacteria. *Bioresource Tech.* **11**, 4047, (2011)
46. Ramirez-Lopez, E.; Corona-Hernandez, J.; Dendooven, L.; Rangel, P.; Thalasso, F. Characterization of five agricultural by-products as potential biofilter carriers. *Bioresource Tech.* **88**, 259, (2003).
47. Revah, S.; Morgan-Sagastume, J. M. Methods of odor and VOC control. *Biotechnology for odor and air pollution control*, 29-63 (2008).
48. Riefler, R. G.; Ahinfield, D. P.; Smets, B. F. Respirometric assay for biofilm kinetics estimation: Parameter identifiability and respirometry. *Biotech and Bioen.* **57**(1), 35, (1998).
49. Rodier J. Analisis de las aguas, editorial omega S.A. Barcelona, España, (1998).

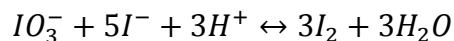
50. Ruokojärvi, A.; Aatamila, M.; Hartikainen, T.; Olkkonen, M.; Salmi, J.; Ruuskanen, J.; Martikainen, P.J. Removal of Dimethyl Sulphide from Off-Gas Mixtures Containing Hydrogen Sulphide and Methanethiol by a Biotrickling Filter., *Envir. Technol.*, **21**(10), 1173 (2000).
51. Smet, E.; Lens, P.; van Langenhove, H. Treatment of waste gases contaminated with odorous sulfur compounds. *Crit. Rev. Environ. Sci. Technol.* 28, 89 (1998).
52. Sorokin D. Y.; Lysenko, A. M.; Mityushina L. L.; Tourova T. P, Jones B. E.; Rainey F. A. Thioalkalimicrobium aerophilum gen. nov., sp. Nov. and Thioalkalimicrobium sibericum sp. nov., and Thioalkalivibrio versutus gen. nov., sp. nov., Thioalkalivibrio nitratis sp. nov. And Thioalkalivibriodenitrificans sp. nov., novel obligately alkaliphilic and obligately chemolithoautotrophic sulfur-oxidizing bacteria from soda lakes. *Int J Syst Evol. Microbiol.* **51**, 565 (2001)
53. Spanjers, H.; Vanrolleghem, P.A.; Olsson, G.; Dold, P.L. Respirometry in control of the activated sludge process: principles. Scientific and technical report n°7. *IWA Publishing*. London, (1997).
54. Stefess, G.C. Oxidation of sulfide to elemental sulfur by aerobic Thiobacillus . Ph.D. thesis, Technical University Delft, The Netherlands. (1993).
55. Stern, A. Air pollution. New york: Academic Press, (1984).
56. Trejo-Aguilar, F.; Revah, S.; Lobo-Oehmichen, R. Hydrodynamic characterization of a trickle bed air biofilter. *Chem. Eng. Jour.* **113**, 145, (2005)
57. Vanrolleghem P. A., Principles of respirometry in activated sludge wastewater treatment, Universiteit Gent., Gent, Belgium, (2002).
58. Velasco, A.; Alcántara, S.; Razo-Flores, E.; Revah, S. Partial thiosulfate oxidation by steady-state continuous culture in a bioreactor-settler system. *Jour of Chem. And Tech. Biotech.* **79**, 132, (2004).
59. Woertz, J.R.; Kinney, K.A.; McIntosh, N.D.P.; Szaniszló, P.J. Removal of toluene in a vapor-phase bioreactor containing a strain of Dimorphic black yeast *Exophiala lecanii-corni*. *Biotech. and Bioeng.* **75**, 550, (2001).

60. Xiao-Hong, Z.; Han-Chang, S.; Qiang, C.; Maio, H.; Yin-Xi W. Funtion of self-forming dynamic membrane and biokinetic parameters determination by microelectrode. *Wat. Res.* **42**, 2369, (2008).
61. Xiao-Hong, Z.; Yu-Qin, Q.; Han-Chang, S.; Tong, Y.; Maio, H.; Qiang, C. A new approach to quantify spatial distribution biofilm kinetic parameter by in situ determination of oxygen uptake rate (OUR). *Environ. Sci. Technol.* **43**, 757, (2009).

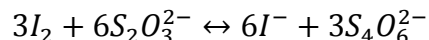
## **ANEXO A**

### Prueba de valoración por iodometria

El yodato en medio ácido y en presencia de yoduro produce yodo:



Y el yodo reacciona estequiometricamente con el tiosulfato de acuerdo a:



Las soluciones necesarias son:

-Ácido sulfúrico al 10 % v/v.

-Solución de yodo 0.0001M: Para preparar esta se añaden 20 ml de dilución de yodato y 20 ml de la dilución de yoduro de potásico y después se afora a un litro:

- Dilución de yodato: Disolver en 250 ml de agua destilada 0.2675 g de yodato (secado a 110°C).

-Dilución de Yoduro potásico: En 250 ml de agua destilada disolver 2.1 g de yoduro potásico.

-Solución de almidón: Se disuelven 2 g de almidón soluble en 100 ml de agua destilada y se le añaden 2 g de ácido salicílico como conservador.

EL procedimiento consiste en tomar muestras de un volumen conocido para su valoración, añadir 1 ml de ácido sulfúrico y 5 gotas de almidón. Se añade la solución de yodato hasta que la muestra vire a azul.

La concentración de tiosulfato será:

$$C \left( g \cdot l^{-1} \cdot S_2O_3^{2-} \right) = M \cdot 6 \cdot 112 \cdot I/V_m$$

Dónde:

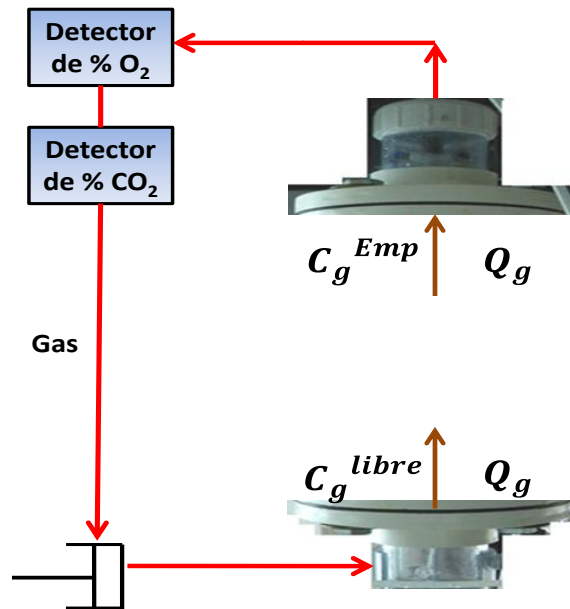
M, es la molaridad de la solución de yodato ( $0.0001 \frac{mol}{L}$ ); I el volumen gastado en la valoración en ml y  $V_m$  el volumen de la muestra valorado.

**ANEXO B**

En esta sección se detallan los balances usados para construir el modelo matemático del RH.

Para modelar la columna del RH se dividió el sistema en las siguientes secciones que a continuación se indican, esto se hizo con el propósito de modelar adecuadamente todos los procesos presentes durante las pruebas de respirometría.

➤ Gas libre



Consideraciones

- Sistema transitorio
- Flujo por convección forzada
- Sistema con recirculación => no hay gradientes de concentración en la dirección axial
- Sin transferencia entre fases
- No hay reacción química

$$V_g^{libre} \cdot \frac{dC_g^{libre}}{dt} = Q_g \cdot C_g - Q_g \cdot C_g^{libre}$$

$$\left[ m_g^{3 \text{ libre}} \right] \cdot \left[ \frac{g_i}{m_g^{3 \text{ libre}} \text{ hr}} \right] = \left[ \frac{m_g^{3 \text{ libre}}}{\text{hr}} \right] \cdot \left[ \frac{g_i}{m_g^{3 \text{ libre}}} \right]$$

$$V_g^{\text{libre}} \cdot \frac{dC_g^{\text{libre}}}{dt} = Q_g \cdot (C_g - C_g^{\text{libre}})$$

$$\left[ m_g^{3 \text{ libre}} \right] \cdot \left[ \frac{g_i}{m_g^{3 \text{ libre}} \text{ hr}} \right] = \left[ \frac{m_g^{3 \text{ libre}}}{\text{hr}} \right] \cdot \left[ \frac{g_i}{m_g^{3 \text{ libre}}} \right]$$

$$\frac{dC_g^{\text{libre}}}{dt} = \frac{Q_g}{V_g^{\text{libre}}} \cdot (C_g - C_g^{\text{libre}})$$

Condición inicial:  $t = 0, C_g^{\text{libre}} = C_g^0$

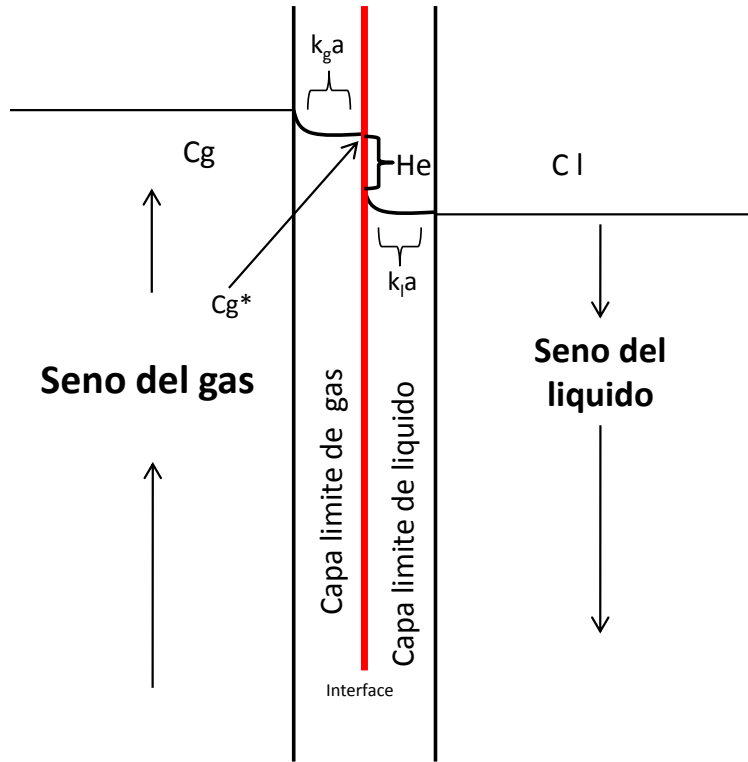
➤ Gas en el empaque



Consideraciones

- Sistema transitorio
- Flujo por convección forzada
- Sistema con recirculación

- Transferencia gas-liquido
- No hay reacción química



$$V_g^{Emp} \cdot \frac{dC_{g,i}^{Emp}}{dt} = Q_g^{Emp} \cdot C_{g,i}^{libre} - Q_g^{Emp} \cdot C_{g,i}^{Emp} - K_L a \left( \frac{C_{g,i}^{Emp}}{He_i} - C_{l,i}^{Emp} \right) \cdot V_l^{Emp}$$

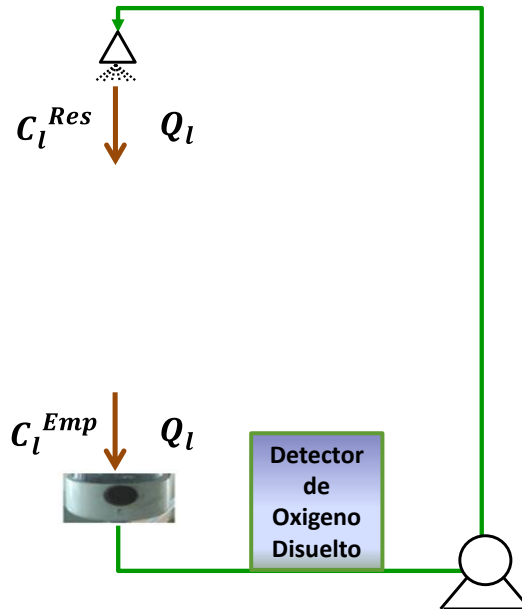
$$\left[ m_g^{3Emp} \right] \cdot \left[ \frac{g_i}{m_g^{3Emp} \cdot hr} \right] = \left[ \frac{m_g^{3Emp}}{hr} \right] \cdot \left[ \frac{g_i}{m_g^{3Emp}} \right] - \left[ \frac{1}{hr} \right] \cdot \left[ \frac{g_i}{m_l^{3Emp}} \right] \cdot \left[ m_l^{3Emp} \right]$$

$$\frac{dC_{g,i}^{Emp}}{dt} = \frac{Q_g^{Emp}}{V_g^{Emp}} \cdot (C_{g,i}^{libre} - C_{g,i}^{Emp}) - K_L a \cdot \left( \frac{C_{g,i}^{Emp}}{He_i} - C_{l,i}^{Emp} \right) \cdot \frac{V_l^{Emp}}{V_g^{Emp}}$$

$$\left[ \frac{g_i}{m_g^{3Emp} \cdot hr} \right] = \left[ \frac{m_g^{3Emp}}{m_g^{3Emp} \cdot hr} \right] \cdot \left[ \frac{g_i}{m_g^{3Emp}} \right] - \left[ \frac{1}{hr} \right] \cdot \left[ \frac{g_i}{m_l^{3Emp}} \right] \cdot \left[ \frac{m_l^{3Emp}}{m_g^{3Emp}} \right]$$

Condición inicial:  $t = 0, C_g^{Emp} = C_g^{libre}$

➤ Líquido en el reservorio



Consideraciones

- Sistema transitorio
- Flujo por convección forzada
- Sistema con recirculación => no hay gradientes de concentración en la dirección axial
- Sin transferencia entre fases
- No hay reacción química

$$V_l^{Res} \cdot \frac{dC_l^{Res}}{dt} = Q_l \cdot C_l^{Emp} - Q_l \cdot C_l^{res}$$

$$V_l^{Res} \cdot \frac{dC_l^{Res}}{dt} = Q_l \cdot (C_l^{Emp} - C_l^{res})$$



$$\left[ m_l^{3Res} \right] \cdot \left[ \frac{g_i}{m_l^{3Res}} \right] = \left[ \frac{m_l^{3Res}}{hr} \right] \cdot \left[ \frac{g_i}{m_l^{3Res}} \right]$$

$$\frac{dC_l^{Res}}{dt} = \frac{Q_l}{V_l^{Res}} \cdot (C_l^{Emp} - C_l^{res})$$

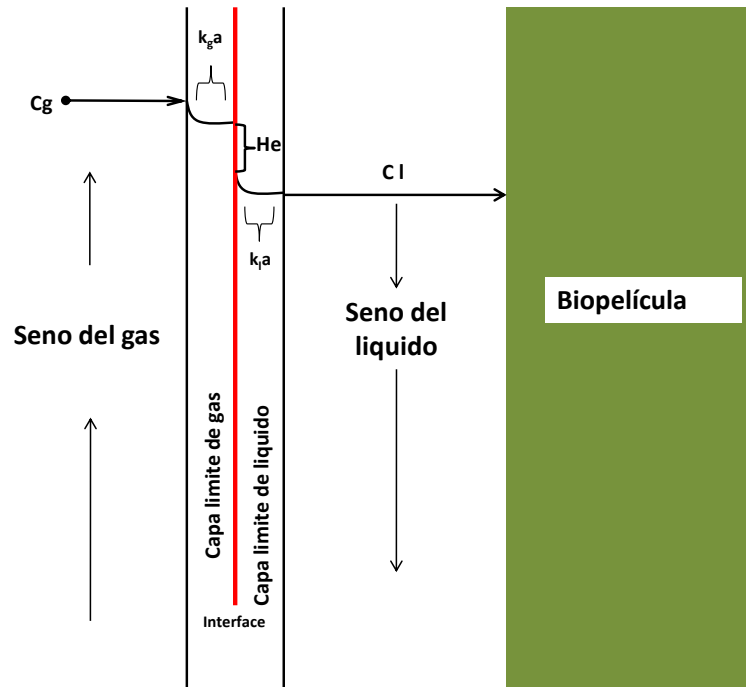
Condición inicial:  $t = 0, C_l^{res} = C_l^0$

➤ Líquido en el lecho empacado



Consideraciones

- Sistema transitorio
- Flujo por convección forzada
- Sistema con recirculación  $\Rightarrow$  no hay gradientes de concentración en la dirección axial
- Transferencia gas-líquido y líquido-biopelícula
- Hay reacción química



$$V_l^{Emp} \cdot \frac{dC_{l,i}^{Emp}}{dt} = Q_l^{Emp} \cdot C_{l,i}^{Res} + K_L a \left( \frac{C_{g,i}^{Emp}}{He_i} - C_{l,i}^{Emp} \right) \cdot V_l^{Emp} - Q_l^{Emp} \cdot C_{l,i}^{Emp} - r_{l,i} \cdot V_l^{Emp}$$

$$\left[ m_l^{3Emp} \right] \cdot \left[ \frac{g_i}{m_l^{3Emp} \cdot hr} \right] = \left[ \frac{m_l^{3Emp}}{hr} \right] \cdot \left[ \frac{g_i}{m_l^{3Emp}} \right] + \left[ \frac{1}{hr} \right] \cdot \left[ \frac{g_i}{m_l^{3Emp}} \right] \cdot \left[ m_l^{3Emp} \right] - \left[ \frac{g_i}{hr \cdot m_l^{3Emp}} \right] \cdot m_l^{3Emp}$$

$$\frac{dC_{l,i}^{Emp}}{dt} = \frac{Q_l^{Emp}}{V_l^{Emp}} \cdot (C_{l,i}^{Res} - C_{l,i}^{Emp}) + K_L a \left( \frac{C_{g,i}^{Emp}}{He_i} - C_{l,i}^{Emp} \right) - r_{l,i}$$

$$\left[ \frac{g_i}{m_l^{3Emp} \cdot hr} \right] = \left[ \frac{m_l^{3Emp}}{hr} \right] \cdot \left[ \frac{g_i}{m_l^{3Emp}} \right] + \left[ \frac{1}{hr} \right] \cdot \left[ \frac{g_i}{m_l^{3Emp}} \right] - \left[ \frac{g_i}{hr \cdot m_l^{3Emp}} \right]$$

Dónde:

$$r_{l,i} = OUR \cdot \left( \frac{C_{b,O_2}}{C_{b,O_2} + K_{S,O_2}} \right) \left( \frac{C_{b,P}}{C_{b,P} + K_{S,P}} \right)$$

Donde:

$$OUR = \frac{\mu_{max}}{Y_{X/O_2}} X$$

Condición inicial:  $t = 0$ ,  $C_t^{Emp} = C_t^0$

## ANEXO C

### Descripción del respirométero heterogéneo

Con la finalidad de monitorear la eficiencia en el funcionamiento en sistemas de biofiltración se construyó un equipo denominado respirométero heterogéneo, está constituido en su parte medular por una columna de PVC cristal que se puede empacar con distintos materiales y funcionar como biofiltro o biofiltro de lecho escurrido. El sistema está equipado con cuatro detectores; pH, OD oxígeno en fase gaseosa y CO<sub>2</sub>, los aparatos de medición centralizan la información en una tarjeta de adquisición de datos y esta a su vez se gobierna y almacena datos en un ordenador portátil, además se encuentra equipado con dos bombas para mover la fase líquida y la fase gas. La fig. 1 da un esquema de los detectores y la distribución espacial de cada uno de los componentes que conforman el equipo.

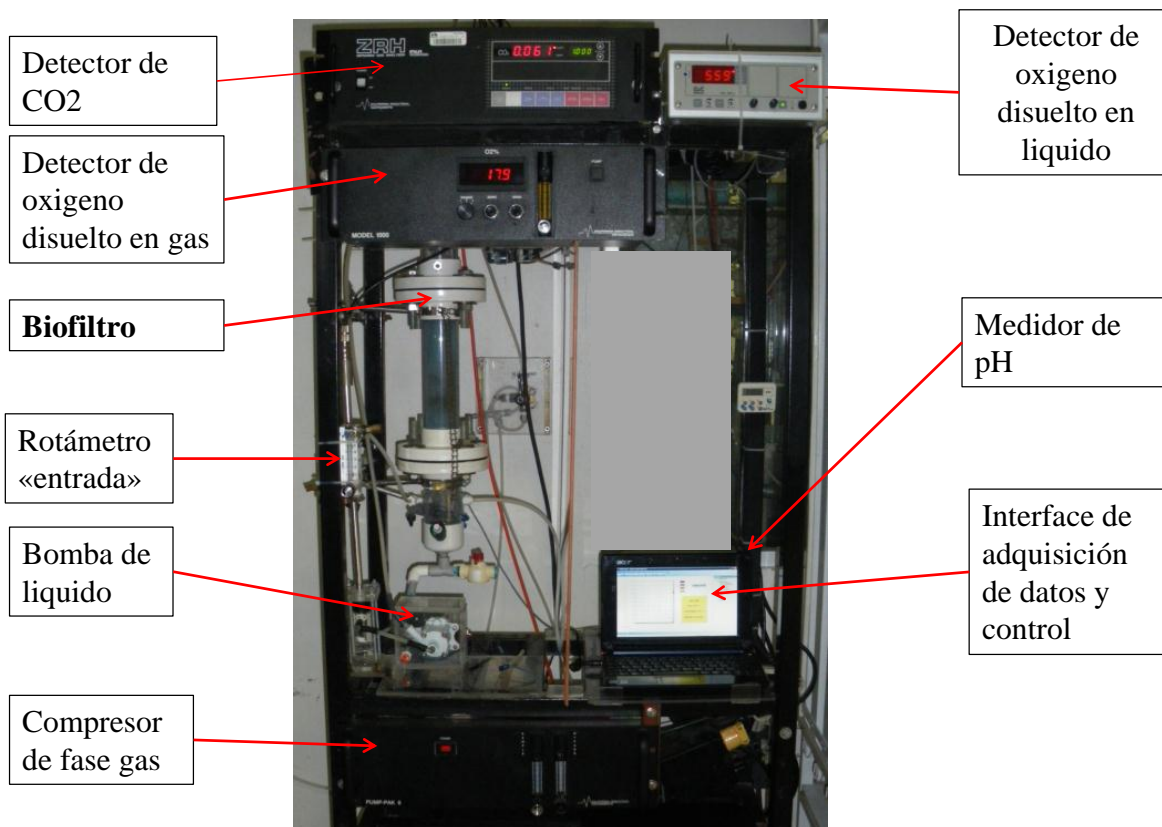


Fig. 1. Respirométero gas-líquido, vista frontal.

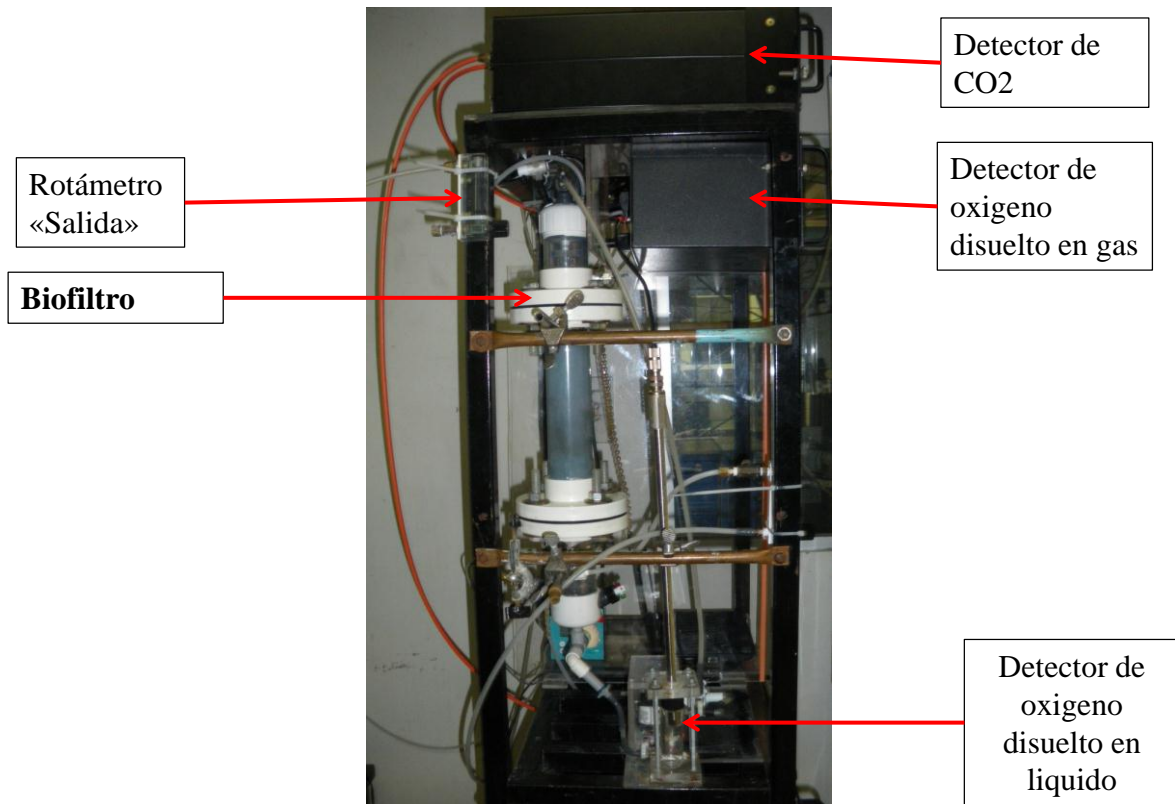


Fig. 2. Respirométo gas-liquido, vista lateral.

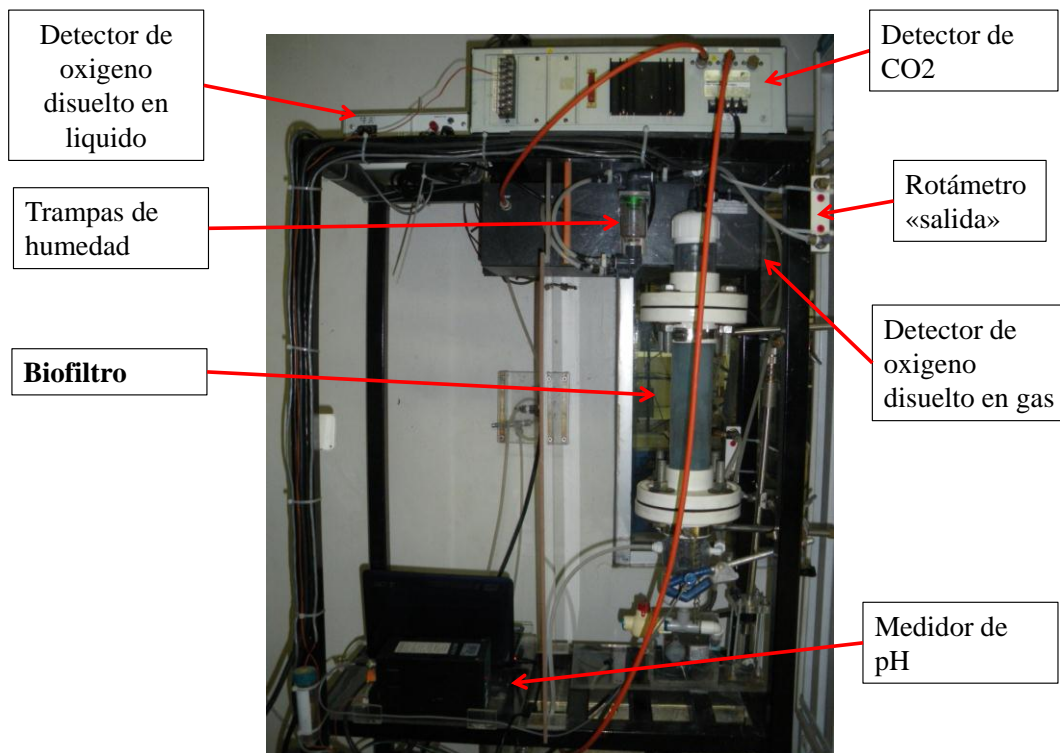


Fig. 3. Respirometro gas-liquido, vista posterior.

Calibración de equipos de medición.

Para poder operar el equipo se deben calibrar todas las sondas, en otros términos, para poder darle a la interfase de adquisición de datos parámetros para comparación entre las señales de voltaje que se obtienen de los canales de los diferentes equipos de medición, se requiere que la interfase traduzca las señales que adquiere de valores de voltaje a valores puntuales de pH, OD, CO<sub>2</sub> y O<sub>2</sub>.

Por ejemplo el medidor de pH; calibrar el aparato de acuerdo al procedimiento señalado en el manual proporcionado por el fabricante. Una vez calibrado se coloca un multímetro en la salida de señal, generalmente se identifica como “recorder” del aparato. La tarjeta de adquisición de datos tiene un límite máximo de voltaje de corriente directa que debe corresponder con la salida del y se sumerge la punta del electrodo en soluciones de pH 4.0, 7.0 y 10.0 para obtener las señales de voltaje que emite el aparato y los puntos que asigno internamente para cada uno de los valores de pH. Con la ayuda de una hoja de caculo se hace una curva de calibración para obtener una los cambios de voltaje que corresponden a los distintos puntos de pH.

Esta ecuación se programa en la *interface* de adquisición de datos para que pueda interpretar las señales de voltaje como datos puntuales de pH sin necesidad de cambio alguno.

Un proceso similar se sigue para cada uno de los aparatos

Labjack U3 Guía de inicio (Windows)

1. Instale los controladores y software para Windows.
2. Conecte el U3 a la computadora o un concentrador de puertos de ethernet. El LED de estado debe parpadear en el encendido, y luego se queda sólido. Si Windows le pregunta sobre la instalación de nuevo hardware, acepte los valores predeterminados.
3. Ejecutar LJControlPanel:

Desde el menú Inicio de Windows, vaya al grupo LABJACK y ejecutar LJControlPanel. Haga clic en "Buscar dispositivos" y una entrada debe aparecer para el U3 conectado mostrando el número de serie. Haga clic en "USB - 1" que está por debajo del número serie para que aparezca el panel de configuración de U3 como en la Fig. 1, del lado derecho de la pantalla mostrará información básica sobre el dispositivo.



Fig. 4. LJControlPanel. Ventana Principal

Los diferentes botones del panel derecho son:

Refresh: Actualiza la ventana con los valores leídos desde el dispositivo

Write Values: Escribe el ID local de la ventana en el dispositivo.

Reset: Haga clic para reiniciar el dispositivo seleccionado.

Test: Abre la ventana que se muestra en la Fig. 7.

Si LJControlPanel no encuentra el U3, compruebe en el Administrador de dispositivos de Windows para ver si el U3 instalado correctamente. Una forma de llegar a la Administrador de dispositivos es la siguiente:

Inicio => Panel de control => Sistema => Hardware => Administrador de dispositivos

La entrada para el U3 debe aparecer como en la siguiente figura. Si tiene un símbolo amarillo de advertencia o un símbolo de exclamación, botón derecho del ratón y seleccione "Desinstalar" o "Eliminar". A continuación, desconecte y vuelva a conectar el U3 y repetir el Asistente para agregar nuevo hardware, como se ha descrito anteriormente.

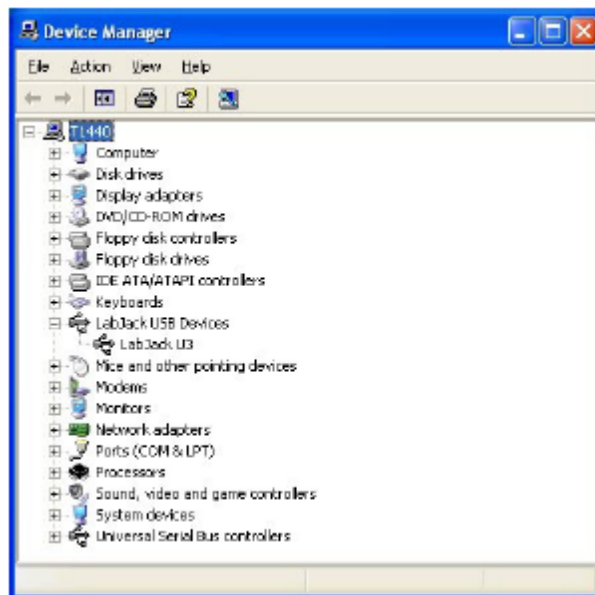


Fig. 5. Panel de Control de aplicaciones (LJControlPanel)



Al entrar en el menú “Write values”, muestra la ventana de configuración por defecto. Estos son los valores que se cargarán por el U3 en el arranque o reinicio. En los valores predeterminados de fábrica, todas las líneas están configuradas como entrada digital.

Para esta aplicación específica deberá marcar con el cursor las casillas en el primer cuadro (ver Fig. 6) para configurarlas como entradas analógicas.

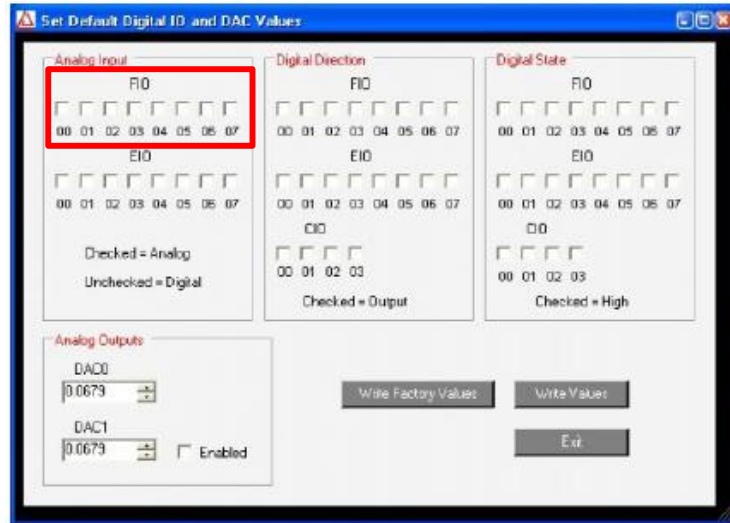


Fig.6. LJControlPanel U3 ventana de configuración de entras/salidas.

Una vez seleccionadas las casillas, presione “write values” para configurar el tipo de entrada o salida de las salidas del U3. Presione “exit” para salir del menú, si lo considera necesario haga clic en "Test" en el panel de configuración para que aparezca el panel de prueba donde se puede ver los diferentes E/S en la línea del U3.

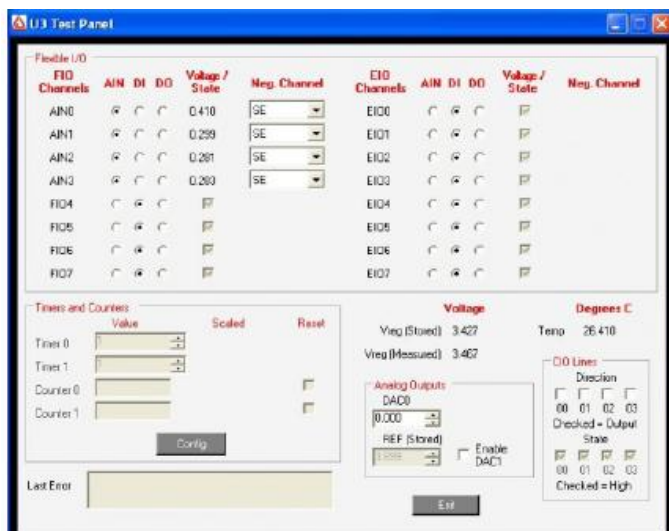


Fig. 8. Ventana de prueba de U3

4. Salve su configuración y cierre la aplicación LJControlPanel
5. Inicie DAQ Factory express.

Desde el menú Inicio de Windows, vaya al grupo LABJACK y ejecute DAQ Factory. Aparecerá una pantalla de inicio, seguida de por la aplicación

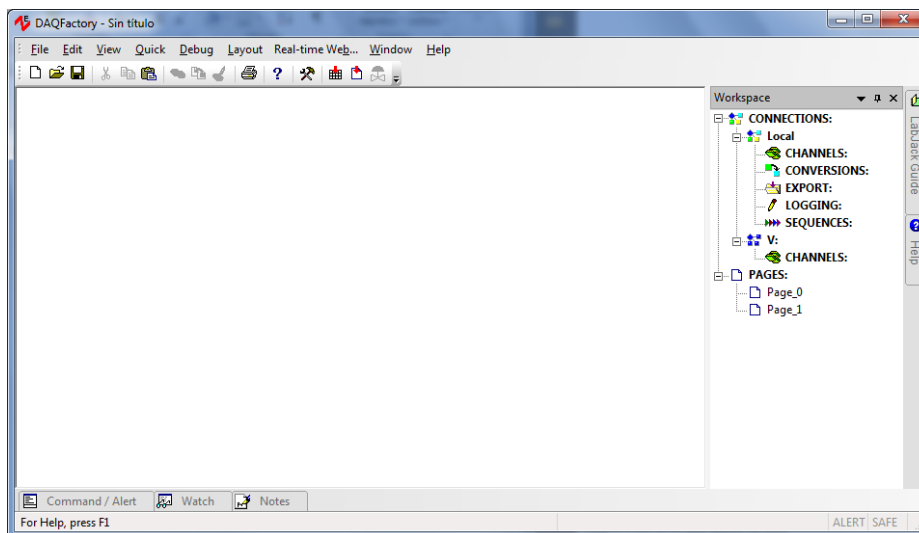


Fig. 9. Pantalla de inicio de DAQ Factory

6. Iniciar rutina de respirométero

Desde la ventana de la aplicación abra la rutina del respirométero.

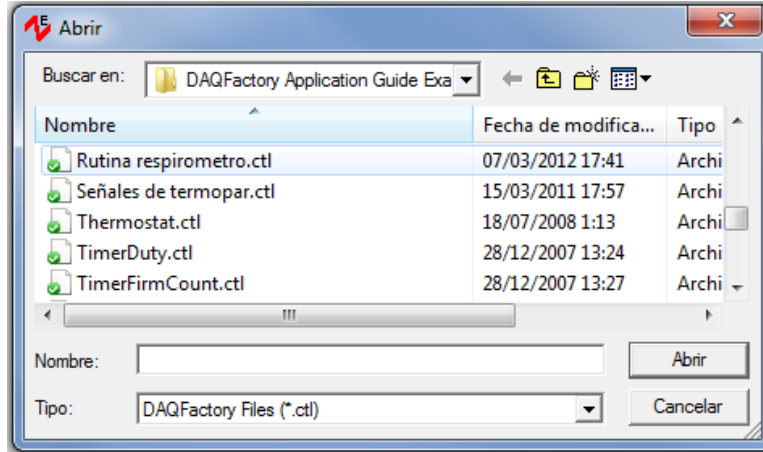


Fig. 10. Ruta para abrir rutina de respirométo

Después de seleccionar la rutina y ejecutar abrir parecerá la siguiente pantalla

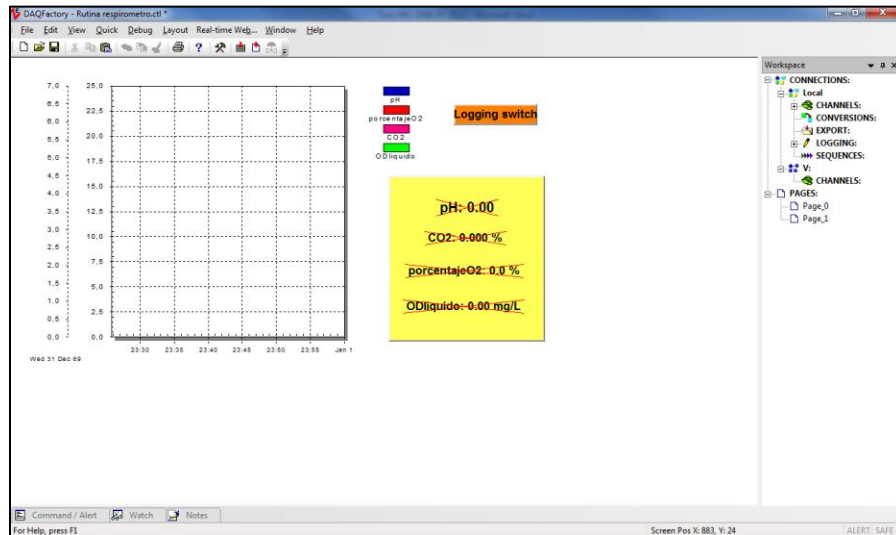


Fig. 11. Pantalla principal de rutina respirométo.

En este punto el sistema se encuentra listo para iniciar la adquisición de datos, la última parte del proceso será seleccionar donde desea que el sistema guarde el archivo que irá generando para ello deberá desplegar en el panel del lado derecho de la pantalla el apartado marcado como LOGGING para acceder a fichero pHy dar sobre el doble click.

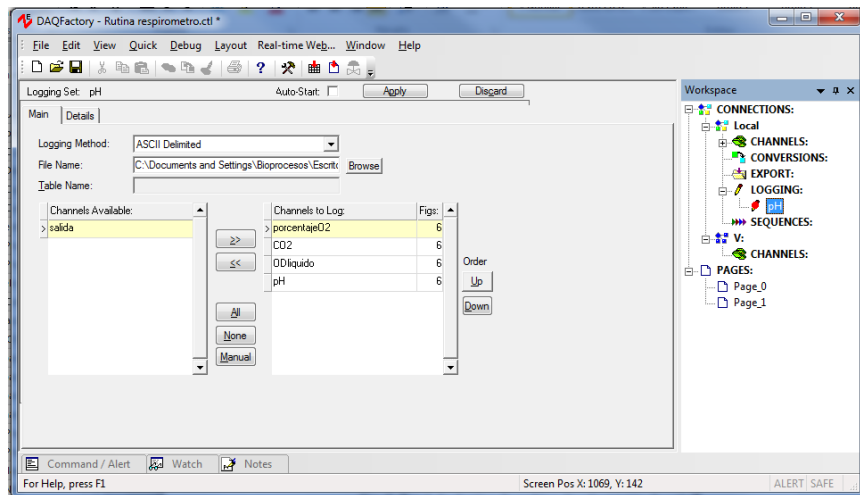


Fig. 12. Panel de destino de archivo de adquisición de señal

En el lado izquierdo de la pantalla aparecerán tres secciones, el código de almacenamiento del (Logging method), "File name" y dos recuadros donde aparecen las señales digitales que LabJack puede almacenar. Para seleccionar el destino y nombre de almacenaje del fichero deberá dar click en "browse", seleccionado el destino y asignado el nombre sólo resta dar click en "Apply" para que el sistema valide los cambios hechos y asigne el nuevo nombre al archivo.

Para iniciar la adquisición de datos deberá regresar el apartado de gráficas y dar click en el recuadro de adquisición de datos, para detenerlo bastara con presionar otra vez el recuadro.

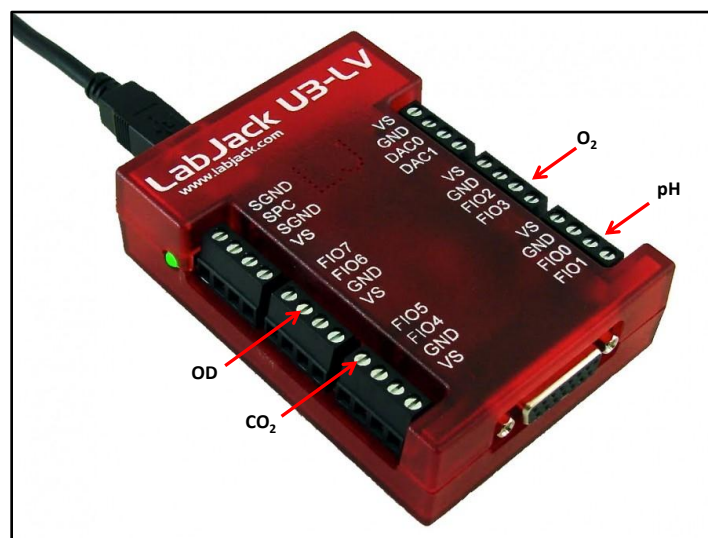


Fig. 13. Conexión de los distintos canales de adquisición de datos

Para abrir el archivo generado por el sistema de adquisición de datos deberá seguir el siguiente proceso. Previamente ha definido la ubicación y el nombre del archivo que debe tener los datos para las señales de los detectores, el sistema genera un archivo con la extensión .csv , este archivo se puede importar desde Excel para manipularlo.

Desde la hoja de cálculo deberá abrir la carpeta donde está contenido el archivo, indicándole en la hoja de cálculo que muestre todos los tipos de archivos que contenga la carpeta. Este paso es importante, sin esta instrucción el archivo no se visualizará.

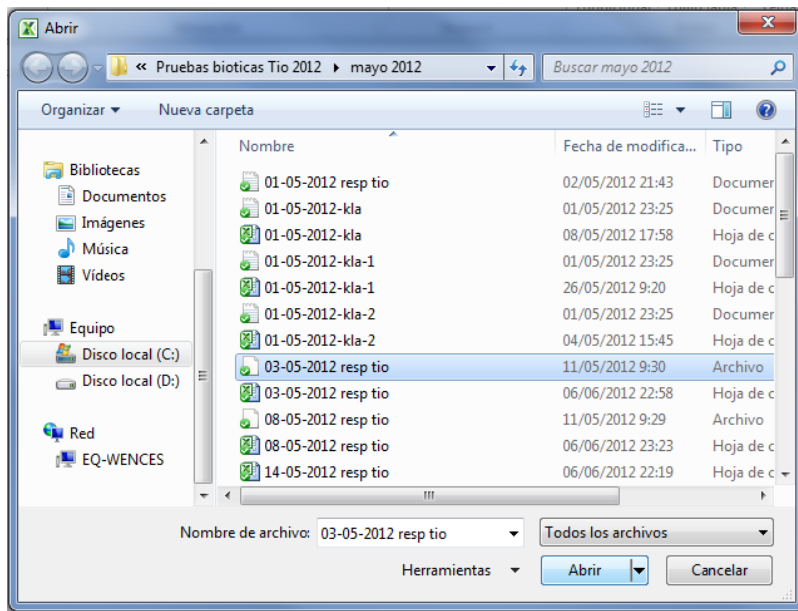


Fig. 14. Ruta para abrir archivo de destino de datos

Después de seleccionar el archivo Excel le mostrara dos ventanas la primera es una ventana de alarma para indicarle que la extensión del archivo es diferente a la .xlsx o xls para continuar deberá dar que si quiere abrir el archivo. La segunda ventana dividirá por columnas el archivo, esta instrucción a la hoja de calcula tiene tres pasos, el primero le pregunta si los archivos son delimitados o de ancho fijo, deberá marcar “delimitados”

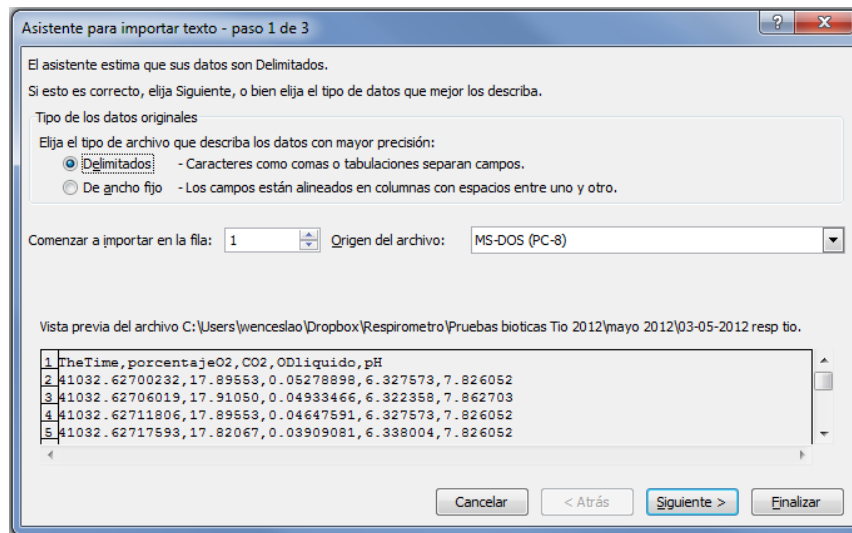


Fig. 15. Ventana de asistente de importación de datos de Excel, paso 1

La segunda venta le dice pide que indique el tipo de separador de los datos para insertar la columna, los datos están separados por comas y esa la opción que deberá marcar y marcar finalizar para ir a la hoja de Excel.

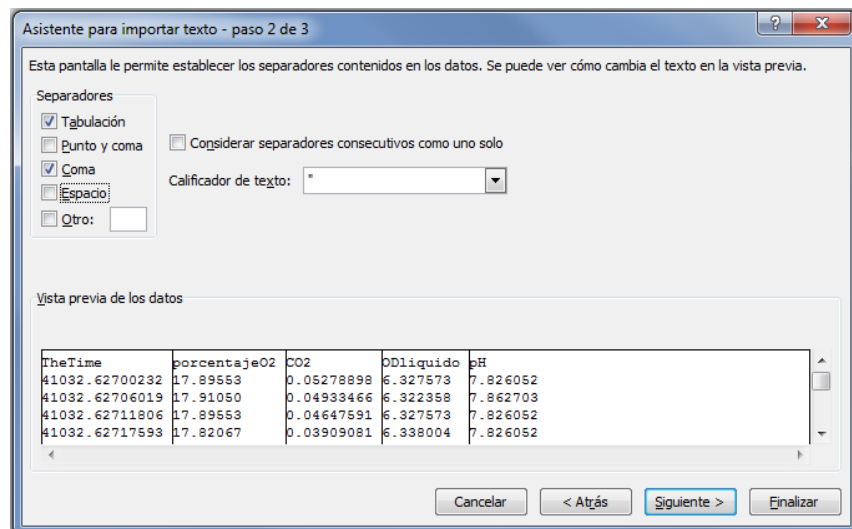


Fig. 15. Ventana de asistente de importación de datos de Excel, paso 2

Protocolo de operación del respirométo para la caracterización del lecho de un biofiltro

Para la determinación experimental de parámetros cinéticos de empaques colonizados realizaron pruebas bióticas aplicando pulsos de compuestos contaminantes recirculando continuamente gas y líquido. A continuación se describe el protocolo experimental:

1. Previo a cada set de pruebas se deben cuantificar las admisiones no deseadas de oxígeno dentro del sistema esto se logra cambiando la fase gas por nitrógeno, se cierran las válvulas de admisión y se monitorea los perfiles de gas y líquido. Si el perfil de gas muestra una ganancia de oxígeno superior al 1% de oxígeno por hora se deberá hacer una revisión exhaustiva de las piezas móviles y conexiones relacionadas con la fase gas para descartar fugas o el daño a algún componente del equipo. Si el perfil muestra una ganancia igual o menor al 1% por hora se puede proceder a hacer la prueba de respirometría.

2. Cargar el cartucho del respirométo con soporte biológicamente activo (inoculado previamente con la biomasa).

3. Recircular las fases líquida y gas contenidas dentro del RH

4. Colocado el cartucho en el respirométo se procederá a darle un tratamiento de estabilización del lecho, con el objetivo de: (a) eliminar los contaminantes residuales presentes retenidos en la biopelícula y (b) adaptación a la biomasa a las condiciones de operación, se sugiere cambiar mínimo dos veces el medio y hacerlo recircular por una hora cada vez que se haga.

5. Previo a la respirometría se hace una prueba de respiración endógena, partiendo de las condiciones estables máximas de oxígeno en las fases gas y líquido, sin inyectar el pulso del sustrato se hace un seguimiento del decaimiento de los perfiles por efecto de la respiración endógena de los microorganismos hasta alcanzar condiciones estacionarias de los perfiles oxígeno gas y líquido

Una vez estabilizado el sistema (respirométo), se procederá a realizar la caracterización del lecho, procediendo como sigue:

6 Se inicia la adquisición automática de los datos correspondientes a las concentraciones de oxígeno en líquida y gas, pH y CO<sub>2</sub>.

7 Se cierra el sistema y se recircula la fase gas presente en el respirométero con una velocidad lineal de gas (31.4 m/h). De esta manera se degradará el compuesto contaminante del medio.

8 Para el seguimiento de la concentración del contaminante deben tomar muestras del interior del biofiltro a través de la válvula mininert en el caso del líquido y para el gas se hace a través de los puertos para gas que están antes y después del lecho empacado. La cuantificación del contaminante por cromatografía de gases, implica que se debe tomar una muestra de la fase gaseosa contenida dentro del sistema al inicio del proceso después se debe seguir a intervalos regulares hasta finalizar la respirometría que se identifica como el intervalo de tiempo donde los perfiles de las concentraciones de  $\text{CO}_2$  y de  $\text{O}_2$  alcanzan una pendiente mínima.

9 Después de terminada la respirometría se debe hacer un proceso de limpieza del sistema el cual consiste en cerrar las entradas de aire húmedo y contaminantes. Es importante cerrar la válvula que se encuentra en la parte superior de la columna (ver Fig. 14) y girarla de la posición “A” a la “B” como se muestra en la Fig. 15. Se debe hacer circular una corriente de aire fresco por 2 horas a través de los detectores de  $\text{CO}_2$  y de  $\text{O}_2$  para remover el posible exceso de humedad dentro de los equipos de medición y adicionalmente limpiar las trampas de humedad. Se apagan las bombas de los detectores y se desconectan del cartucho.

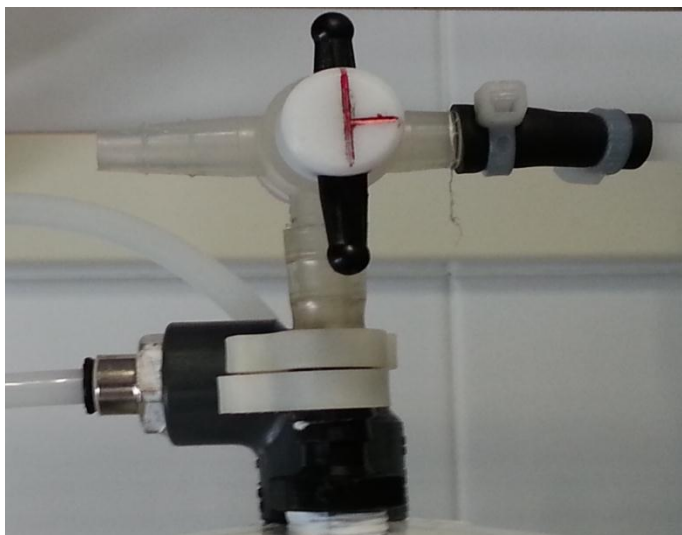


Fig. 14. Válvula de tres vías situada en el domo de la columna



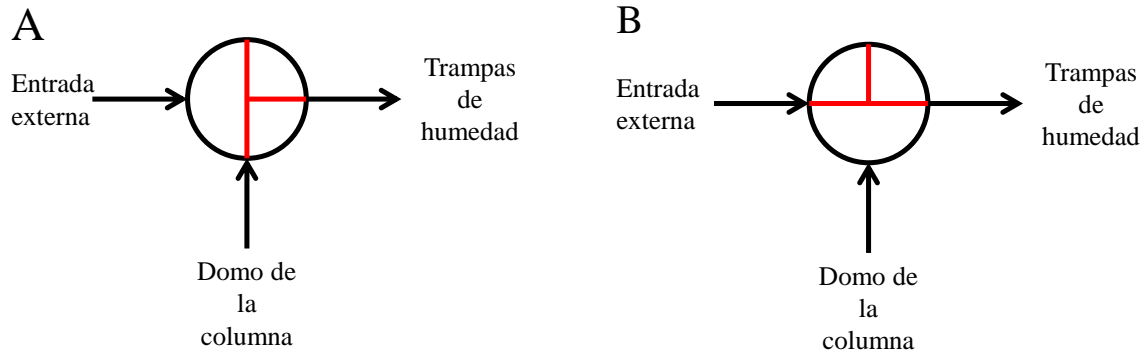


Fig. 15. Posición A y B de la válvula de tres vías. La posición A se selecciona para hacer pruebas en el RH, la posición B se necesita para remover humedad de las trampas y de los instrumentos de medición de la fase gas.

- 10 Se mantiene estabilizado el lecho repitiendo el procedimiento del punto número 3, para una posible posterior caracterización.
- 11 Se guardara una pequeña parte del lecho empacado para posterior medición de biomasa.



USO DE RESPIROMETRIAS  
HETEROGENEAS PARA ESTIMAR  
COEFICIENTES DE  
TRANSFERENCIA DE MASA  
INTERFACIALES Y PARAMETROS  
BIOCINETICOS EN BIOFILTROS  
DE LECHO ESCURRIDO

En México, D.F., se presentaron a las 10:00 horas del día 17 del mes de abril del año 2013 en la Unidad Iztapalapa de la Universidad Autónoma Metropolitana, los suscritos miembros del jurado:

- DR. SERGIO REVAH MOISEEV
- DR. JUAN MANUEL MORGAN SAGASTUME
- DR. CARLOS OMAR CASTILLO ARAIZA

Bajo la Presidencia del primero y con carácter de Secretario el último, se reunieron para proceder al Examen de Grado cuya denominación aparece al margen, para la obtención del grado de:

MAESTRO EN CIENCIAS (INGENIERIA QUIMICA)  
DE: WENCESLAO CUAUHTEMOC BONILLA BLANCAS

y de acuerdo con el artículo 78 fracción III del Reglamento de Estudios Superiores de la Universidad Autónoma Metropolitana, los miembros del jurado resolvieron:

**APROBAR**

Acto continuo, el presidente del jurado comunicó al interesado el resultado de la evaluación y, en caso aprobatorio, le fue tomada la protesta.



WENCESLAO CUAUHTEMOC BONILLA  
BLANCAS  
ALUMNO

REVISÓ

LIC. JULIO CESAR DE LARA ISASSI  
DIRECTOR DE SISTEMAS ESCOLARES

DIRECTOR DE LA DIVISIÓN DE CBI

DR. JOSE ANTONIO DE LOS REYES  
HEREDIA

PRESIDENTE

DR. SERGIO REVAH MOISEEV

VOCAL

DR. JUAN MANUEL MORGAN SAGASTUME

SECRETARIO

DR. CARLOS OMAR CASTILLO ARAIZA