

246



**UNIVERSIDAD AUTÓNOMA METROPOLITANA - IZTAPALAPA**  
**DIVISIÓN DE CIENCIAS BÁSICAS E INGENIERÍA**

**CARACTERIZACIÓN HIDRODINÁMICA  
DE UN REACTOR DE LECHO  
FLUIDIZADO DE BIOPELÍCULA**

Tesis que presenta  
**Judith Cervantes Ruiz**  
Para obtener el grado de  
**Maestro en Ciencias en Ingeniería Química**

Asesor: **DR. RICHARD STEVE RUIZ MARTÍNEZ**

Jurado Calificador:

- |             |                                                |       |
|-------------|------------------------------------------------|-------|
| Presidente: | <b>DR. MARIO GONZALO VIZCARRA MENDOZA</b>      | UAM-I |
| Secretario: | <b>DR. RICHARD STEVE RUIZ MARTÍNEZ</b>         | UAM-I |
| Vocal:      | <b>DR. FRANCISCO VIDAL CABALLERO DOMÍNGUEZ</b> | TESE  |

México, D.F. julio 2010

---

A mi madre† y padre†

A Alejandro  
Con todo mi amor y cariño

A mis hijos Jessy y Alex  
Con todo mi amor

---

---

Mi más sincero agradecimiento al Dr. Richard Steve Ruiz Martínez, director de este trabajo, por el gran apoyo, dedicación y comprensión.

A los miembros del jurado que amablemente dedicaron tiempo para la revisión de este trabajo y por sus valiosas observaciones:

Dr. Mario Gonzalo Vizcarra Mendoza (Presidente)

Dr. Richard Steve Ruiz Martínez (Secretario)

Dr. Francisco Vidal Caballero Domínguez (Vocal)

Al CONACYT por la beca otorgada para la realización de los estudios de Maestría.

Muy especialmente al M. en I.Q. Alejandro Torres Aldaco, por su paciencia, comprensión, apoyo y ayuda incondicional que motivo a finalizar el presente trabajo.

Al Tecnológico de Estudios Superiores de Ecatepec (TESE) por las facilidades brindadas a mi persona para la terminación de este trabajo, especialmente al M. en A. Uriel Galicia Hernández, Director General y al M. en A. Alfonso Martínez Reyes, Director Académico.

Para mi amiga Yazmín, por sus palabras de motivación y su paciencia para escucharme.

A mis compañeros de trabajo Esther y José Alfredo por su invaluable amistad.

Judith.

---

---

# CARACTERIZACIÓN HIDRODINÁMICA DE UN REACTOR DE LECHO FLUIDIZADO DE BIOPELÍCULA

## ÍNDICE

<b>1. RESUMEN.....</b>	<b>2</b>
<b>2.- INTRODUCCIÓN.....</b>	<b>5</b>
2.1. ANTECEDENTES DEL TRABAJO.....	5
2.2. JUSTIFICACIÓN DEL TRABAJO.....	9
2.3. OBJETIVOS DEL TRABAJO.....	10
<b>3.- MARCO TEÓRICO.....</b>	<b>13</b>
<b>3.1. REACTOR DE LECHO FLUIDIZADO DE BIOPELÍCULA.....</b>	<b>13</b>
3.1.1. Descripción de los reactores de lecho fluidizado de biopelícula (RLFB)..	13
3.1.2. Diseño de los RLFB. ....	16
3.1.3. Velocidad mínima de fluidización. ....	19
3.1.4. Expansión del lecho fluidizado líquido-sólido. ....	22
3.1.5. Velocidad terminal y coeficiente de arrastre.....	29
<b>3.2. DISTRIBUCION DE TIEMPOS DE RESIDENCIA.....</b>	<b>32</b>
3.2.1. Distribución de las edades del fluido. ....	32
3.2.2. Métodos experimentales para determinar la DTR.....	35
3.2.3. Interpretación de las funciones de DTR. ....	39
3.2.4. Reactor de lecho fluidizado con recirculación. ....	42
<b>4. METODOLOGÍA.....</b>	<b>48</b>
<b>4.1. DETERMINACIÓN DE PROPIEDADES FÍSICAS DE PARTÍCULAS. ....</b>	<b>48</b>
4.1.1. Distribución de muestras.....	48
4.1.2. Determinación de la densidad de las muestras.....	48
<b>4.2. FORMACIÓN EXPERIMENTAL DE LAS BIOPARTÍCULAS. ....</b>	<b>50</b>
<b>4.3. ARREGLO EXPERIMENTAL DEL BIORREACTOR. ....</b>	<b>52</b>

---

<b>4.4. DETERMINACIÓN DE LA VELOCIDAD MÍNIMA DE FLUIDIZACIÓN Y LA EXPANSIÓN DEL LECHO. ....</b>	<b>54</b>
4.4.1.Velocidad mínima de fluidización. ....	54
4.4.2. Expansión del lecho. ....	54
<b>4.5 VELOCIDAD TERMINAL DE PARTÍCULAS. ....</b>	<b>55</b>
<b>4.6. DETERMINACIÓN DE LA DISTRIBUCIÓN DE TIEMPOS DE RESIDENCIA.....</b>	<b>56</b>
<b>5.- RESULTADOS Y DISCUSIONES.....</b>	<b>58</b>
<b>5.1. CARACTERIZACIÓN DEL SÓLIDO.....</b>	<b>58</b>
<b>5.2. DENSIDAD DE LAS MUESTRAS.....</b>	<b>59</b>
<b>5.4. RESULTADOS DE LA EXPANSIÓN DEL LECHO.....</b>	<b>69</b>
<b>5.5. RESULTADOS DE LA DISTRIBUCIÓN DE TIEMPOS DE RESIDENCIA. ...</b>	<b>72</b>
5.5.1.Efecto de la tasa de recirculación sobre la distribución de tiempos de residencia. ....	72
5.5.2.Efecto del espesor de película sobre la distribución de tiempos de residencia. ....	79
5.5.3.Efecto de la tasa de recirculación sobre el número equivalente de tanques agitados continuos y número de Peclet.....	82
<b>6.- CONCLUSIONES.....</b>	<b>86</b>
<b>6.1. CARACTERIZACIÓN DEL SÓLIDO.....</b>	<b>86</b>
<b>6.2. DENSIDAD DE LAS MUESTRAS.....</b>	<b>86</b>
<b>6.3. DETERMINACIÓN DE LA VELOCIDAD MÍNIMA DE FLUIDIZACIÓN. ....</b>	<b>86</b>
<b>6.4. RESULTADOS DE LA EXPANSIÓN DEL LECHO.....</b>	<b>87</b>
<b>6.5. RESULTADOS DE LA DISTRIBUCIÓN DE TIEMPOS DE RESIDENCIA. ...</b>	<b>88</b>
<b>7.- BIBLIOGRAFÍA.....</b>	<b>90</b>
<b>8.- NOMENCLATURA.....</b>	<b>102</b>

# 1. RESUMEN

## 1. RESUMEN

Los reactores de lecho fluidizado han sido de gran interés y se han extendido para ser utilizados tanto en procesos de fermentación como en el tratamiento de aguas. Este interés se debe a las ventajas que han presentado los biorreactores de lecho fluidizado en comparación con otras configuraciones, como los reactores de tanque agitado.

El principio del funcionamiento de estos reactores, es la utilización de células inmovilizadas en soportes inertes donde se forman películas microbianas. Si el biorreactor de lecho fluidizado opera a una elevada velocidad de recirculación, mejora su rendimiento, y además, las condiciones de operación se aproximan a las de un reactor continuo de tanque agitado. En estas condiciones, las concentraciones y las temperaturas son constantes a través del volumen líquido.

En este trabajo se estudió un reactor de lecho fluidizado, mediante la simulación de una biopelícula sobre un soporte inerte, con la implementación de una corriente de recirculación. Los objetivos de este trabajo son identificar los valores de la velocidad mínima de fluidización y la expansión del lecho, así como, caracterizar hidrodinámicamente un reactor de lecho fluidizado líquido – sólido y establecer a que condiciones de recirculación, el sistema se ajusta a un patrón de flujo de mezcla completa, mediante la obtención de la distribución de los tiempos de residencia, DTR.

La biopelícula se simuló utilizando clara de huevo inmovilizada con gluteraldehído sobre arena de mar como soporte. Se determinó la velocidad terminal, la velocidad mínima de fluidización y la expansión del lecho por el método gráfico y mediante la aplicación de ecuaciones teóricas. La Distribución de Tiempos de residencia se

determinó mediante el método de impulso a cuatro diferentes tasas de recirculación.

Los resultados experimentales de la velocidad mínima de fluidización presentan un comportamiento atípico conforme se incrementa el espesor de película. Con partículas sin película y con un espesor pequeño, esta velocidad se predice adecuadamente con la ecuación de Richardson-Zaki. A mayores espesores de película, la velocidad se predice con las ecuaciones ajustadas de Richardson-Zaki de algunos autores.

En relación al análisis del patrón de flujo mediante la utilización de un trazador, se encontró que a una tasa de recirculación de 42 se aproxima a una mezcla completa.



## **2. INTRODUCCIÓN**

## **2.- INTRODUCCIÓN.**

Los procesos bioquímicos emplean microorganismos para la obtención de productos importantes, tales como:

- 1) Antibióticos y productos químicos puros.
- 2) Productos de la industria lechera y alimentaria.
- 3) Bebidas en las cervecerías, destilerías e industrias de producción de vino y
- 4) Procesos biológicos para el tratamiento de desechos líquidos, sólidos y gaseosos.

De los ejemplos anteriores, los procesos bioquímicos utilizados para el tratamiento biológico de aguas contaminadas representan una valiosa alternativa al problema de la contaminación. En tales procesos, los microorganismos transforman los productos residuales de las aguas en materiales inocuos, ya sea por conversión en masa microbiana adicional y compuestos con cadenas de carbono cortas, o preferentemente, los productos se convierten en dióxido de carbono.

En este trabajo se utiliza el diseño de un reactor de lecho fluidizado de biopelícula para ser aplicado en el tratamiento de aguas residuales. El estudio se centra en el estudio de la hidrodinámica del reactor para encontrar los parámetros necesarios para su escalamiento. En esta introducción se analizan diferentes trabajos relacionados con los estudios realizados en materia de tratamiento biológicos de aguas residuales, biorreactores de lecho fluidizado y de biopelículas.

### **2.1. Antecedentes del trabajo.**

Para el biotratamiento anaerobio de aguas residuales ha recibido especial interés el Reactor de Lecho Fluidizado de Biopelícula (RLFB). Este tipo de reactor ofrece atractivas ventajas respecto a la capacidad de purificación [Heijnen (1984)] en el tratamiento de aguas residuales. Además una de las ventajas que presentan el

RLFB respecto a otras configuraciones de biorreactores y sobre todo en comparación con el reactor biológico continuo de tanque agitado, es que permite establecer un proceso en continuo con mayor facilidad, es por ello, que resulta aún más eficiente en la conversión. Múltiples ejemplos de desnitrificación de aguas residuales han utilizado RLFB obteniendo buenos resultados [Boaventura y Rodríguez (1988)]. Por otro lado, *Heijnen et al. (1986)* realizaron experimentos en un RLFB a escala piloto ( $3.6 \text{ m}^3$ ) y en aplicaciones a escala mayor ( $300 \text{ m}^3$ ), encontrando que los RLFB representan una confiable y eficiente tecnología para la purificación de aguas residuales con alto grado de fluctuación.

*Mulcahy, et al. (1980)* demostraron que en el diseño y control de un RLFB es esencial la predicción exacta de la biomasa retenida, lo cual es posible determinar, si se conoce el mecanismo de fluidización en los términos de los parámetros hidrodinámicos.

En los RLFB, el flujo del líquido dentro del reactor debe ser alto para que el corte de la biopelícula compense el crecimiento de la misma, de esta manera se mantiene constante el espesor de la biopelícula [Schraa y Jewell (1984); Li et al. (1982); Chen et al. (1985); Boening y Larsen (1982)]. En general se manejan velocidades del líquido de  $5$  a  $35 \text{ mh}^{-1}$  [Jeris (1982); Hall y Jovanovic (1982); Hall (1982)]. Cuando el espesor de la biomasa se incrementa fuertemente se requiere de un aparato de control de la biopelícula.

Las aplicaciones industriales de los RLFB son aún escasas, inclusive los estudios a nivel planta piloto. Por lo general, se han utilizado como partículas soporte, arena y antracita, y más recientemente, materiales más ligeros como resinas intercambiadoras, arcillas, carbón activado, poliuretano, etc. La *Tabla 2.1* presenta plantas a nivel industrial con lechos fluidizados.

**Tabla 2.1.** Plantas de tratamiento de aguas residuales a nivel industrial que involucran lechos fluidizados.

Plantas	Empresa
3	Gist Brocades
2	Degremont
1	Dorr Oliver
4	Envirex USA

Fuente: Noyola, A (1992).

En los RLFB los aspectos dinámicos se fundan en el desarrollo de la reproducción microbiológica durante el arranque. Se han realizado varias observaciones interesantes durante la aplicación del régimen de carga máxima. Se ha observado que los RLFB aplicados a procesos de acidificación [Heijnen (1983), Beeftink y Staugaard (1983)] permiten un tiempo de residencia de  $\tau = 1-3$  h, bajo estas condiciones se forma la biopelícula necesaria al transcurso de varios días.

La comparación de algunos problemas que presentan los reactores anaerobios, que son utilizados en el tratamiento de aguas residuales, durante su arranque y operación, se enumeran en la *Tabla 2.2*.

A pesar de los problemas que presentan los RLFB, estos pueden ser controlables si se conoce el mecanismo de fluidización, ninguno de ellos es insalvable, pero se requiere de estudios previos.

**Tabla 2.2. Problemas relacionados con el arranque y operación de diversos procesos anaerobios para el tratamiento de aguas residuales.**

UASB*	Filtro anaerobio	RLFB	Contacto anaerobio
<ul style="list-style-type: none"> <li>- Escasez de lodo granular.</li> <li>- Alto costo del lodo granular.</li> <li>- Formación del grano a partir de inóculo no granular.</li> <li>- Desintegración del grano con ciertos tipos de aguas.</li> <li>- Lavado de lodos.- limitado mezclado e irrigación del lecho.</li> <li>- Tiempo para estabilizarse 5 - 180 días.</li> <li>- Degradación de la calidad de los granos.</li> <li>- Flotación de biomasa.</li> <li>- Acumulación de materia inerte en el lecho.</li> <li>- Estabilidad del proceso ante choque orgánicos e hidráulicos</li> <li>- Formación de natas y espuma en los colectores de gas.</li> </ul>	<ul style="list-style-type: none"> <li>- Distribución del inóculo en el reactor.</li> <li>- Determinación de la tasa adecuada de recirculación.</li> <li>- Seguimiento de la formación de la biopelícula.</li> <li>- Compatibilidad soporte-sustrato para favorecer la adhesión del microorganismo.</li> <li>- Tiempo de estabilidad 90 - 180 días.</li> <li>- Taponamiento y canalizaciones en el empaque.</li> <li>- Retrolavados periódicos.</li> <li>- Acumulación de materia inerte.</li> <li>- Separación de sólidos suspendidos en el efluente.</li> </ul>	<ul style="list-style-type: none"> <li>- Alta turbulencia en el lecho y esfuerzos cortantes importantes.</li> <li>- Determinación de la tasa adecuada de recirculación.</li> <li>- Criterio para incrementar la tasa de recirculación hasta el valor de diseño.</li> <li>- Compatibilidad soporte-sustrato para favorecer la adhesión del microorganismo.</li> <li>- Tiempo de estabilidad de 90 - 180 días.</li> <li>- Control del grado de fluidización del lecho</li> <li>- Cambio en las características de fluidización del lecho</li> <li>- Abrasión de biopelícula, soporte y paredes.</li> <li>- Control sofisticado</li> <li>- Poca experiencia.</li> </ul>	<ul style="list-style-type: none"> <li>- Formación y mantenimiento de un flóculo anaerobio.</li> <li>- Flotación del lodo en el sedimentador.</li> <li>- Lavado de lodos, aún a bajas cargas hidráulicas.</li> <li>- Acumulación de materia orgánica.</li> <li>- Taponamientos y canalizaciones.</li> </ul>

\* (del inglés *Upflow Anaerobic Sludge Blanket* ó *reactor anaerobio de lecho de lodos con flujo ascendente*).

Fuente: Noyola, A (1992) (modificada).

Dados los parámetros cinéticos, el diseño de un RLFB involucra la selección del tamaño, la densidad y la porosidad interna de las partículas de soporte de la biomasa. Estos parámetros en conjunto, seleccionan el espesor de biopelícula requerido, la velocidad superficial del líquido y la altura del lecho requerido.

## 2.2. Justificación del trabajo.

El tratamiento biológico de aguas residuales ha resultado ser una excelente alternativa para disminuir los problemas de contaminación del agua. A pesar de existir diferentes tipos de biorreactores funcionales para este fin, no ha sido posible fijar variables, ni especificaciones de diseño, de ningún caso. Lo anterior se debe, a que cada descarga de efluente, sea industrial o doméstica, tiene sus propias características, lo que significa que cada caso es único.

A pesar de lo anterior, los procesos anaeróbicos ganan interés, día con día, gracias a los buenos resultados de purificación. Dentro de estos procesos biológicos se encuentran los reactores de lecho fluidizado de biopelícula (RLFB), con un peculiar diseño que involucra el conocimiento de la hidrodinámica del sistema. Estos biorreactores presentan ventajas importantes en comparación con otros tipos de biorreactores, principalmente en la eficiencia para la purificación que involucran altas concentraciones de biomasa y velocidades de reacción elevadas, requerimientos de pequeños espacios y bajos costos de capital. Además los problemas de operación, tales como compactación, lavado y manejo de biomasa es posible minimizarlos. También en los RLFB permiten establecer un proceso en continuo con gran facilidad, incluso ya se ha implementado la producción en continuo de ácido acético con el uso de un RLFB [Sun y Furusaki (1990)].

Para lograr tener un proceso biológico en continuo, no hay que perder de vista que se requiere tener extremo cuidado en el crecimiento microbiano, ya que se requiere que el tiempo de residencia o la tasa de dilución sea la adecuada y equivalente a la tasa de crecimiento, para evitar el lavado de células. Por otro lado, la acumulación celular no debe ser excesiva puesto que provocaría la caída del lecho fluidizado. Para mantener el lecho en estado de fluidización, se requiere de establecer un flujo adecuado que permita, a su vez, la expansión del lecho y el desprendimiento de microorganismos excedentes, este último proceso se controla por las fuerzas de rozamiento entre las partículas. El control de estos parámetros

requiere de un estudio hidrodinámico del sistema de lecho fluidizado, así como, de un estudio de la distribución de tiempos de residencia.

La promoción de los avances en el desarrollo y aplicación de los RLFB, sólo es posible con un mayor conocimiento del sistema de fluidización. El diseño de un RLFB debe involucrar la formulación de un modelo de reactor realístico, útil para escalar y analizar con facilidad. Por tanto, es de vital importancia conocer el comportamiento del flujo del reactor de lecho fluidizado, además, del estado de expansión del lecho, ya que la cinética química y la transferencia de calor y masa, son afectados por los parámetros hidrodinámicos que prevalecen dentro del sistema.

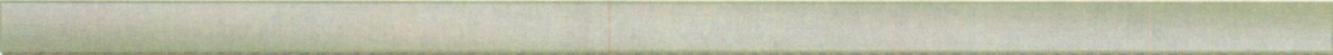
### **2.3. Objetivos del trabajo.**

Determinar experimentalmente la dependencia de: tamaño de partícula, espesor de biopelícula, temperatura y tasa de recirculación, en el comportamiento hidrodinámico del lecho fluidizado de biopelícula.

Los objetivos particulares son:

- Construir de un reactor de lecho fluidizado sólido-líquido de biopelícula, así como, la instalación experimental para la caracterización del mismo.
- Seleccionar y caracterizar el soporte de la biopelícula.
- Sintetizar diferentes espesores de biopelícula sobre el soporte para las pruebas hidrodinámicas.
- Determinar experimentalmente la velocidad mínima de fluidización ( $U_{mf}$ ) y comparar con las predicciones de los modelos propuestos en la literatura.

- Determinar experimentalmente la expansión del lecho y comparar con las predicciones por correlaciones propuestas en la literatura.
  
- Estudiar el comportamiento de la DTR a diferentes tasas de recirculación para establecer las condiciones de mezcla completa en el reactor.



### **3. MARCO TEÓRICO**

### **3.- MARCO TEÓRICO.**

#### **3.1. Reactor de lecho fluidizado de biopelícula.**

Las limitaciones de espacio para instalar plantas para procesos bioquímicos, en especial para tratamientos de aguas residuales, obliga a desarrollar nuevas tecnologías, para incrementar la capacidad de los sistemas depuradores, por unidad de área construida. Una alternativa son, los sistemas que utilizan el crecimiento de biopelículas [Chen et al.,(2000)].

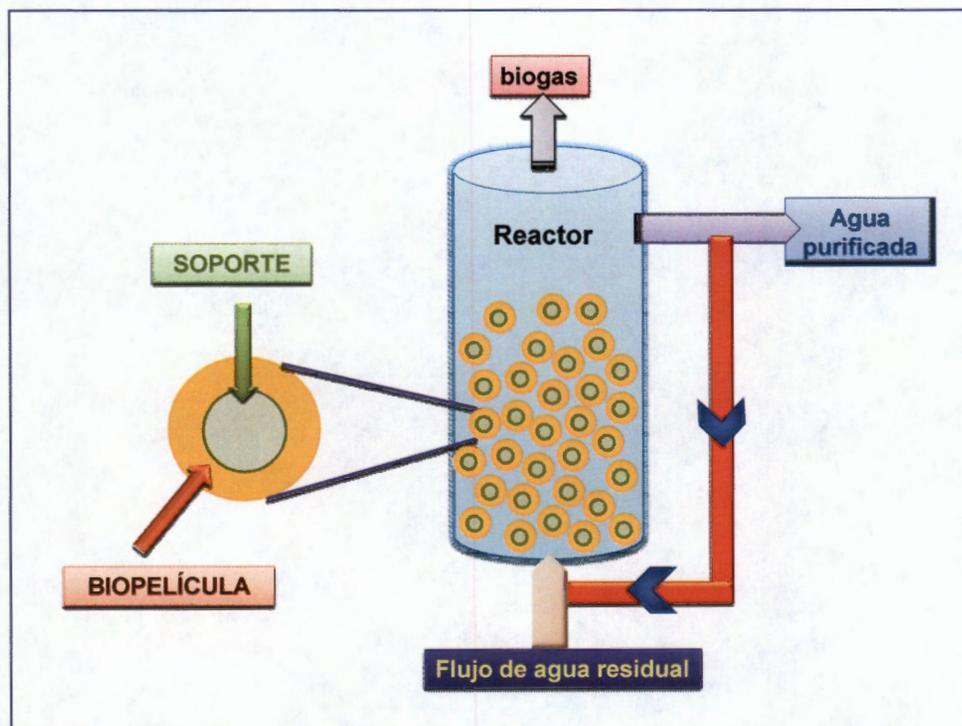
##### **3.1.1. Descripción de los reactores de lecho fluidizado de biopelícula (RLFB).**

Los Reactores de Lecho Fluidizado de Biopelícula (RLFB) han recibido considerable interés para su aplicación en procesos bioquímicos, como producción continua de ácido acético [Sun y Furusaki, (1990)], biosíntesis, cultivo de células de plantas [Archambault et al. (1990)] y biodegradación de contaminantes en tratamiento de aguas residuales [Denac y Dunn (1988); Fan, et al. (1990); Forster et al. (1986); Livingstone y Chase (1989); Ryhiner et al. (1988); Worder y Donaldson (1987)]. El mecanismo de fluidización consiste, en mantener en suspensión un lecho de partículas sólidas dentro de un reactor tubular, la suspensión de las partículas es ocasionada por el flujo ascendente del fluido. En este estado, la velocidad de arrastre es igual a la velocidad de asentamiento de las partículas. El flujo debe, por lo tanto, mantener un equilibrio entre la fuerza de gravedad y la fuerza de arrastre. En el RLFB, las partículas son suspendidas por la corriente líquida que circula en dirección ascendente y las fuerzas gravitacionales evitan que sean arrastradas [Shore y Royston (1968)].

Varios tipos de RLFB son posibles, difieren principalmente en la naturaleza de las partículas en el lecho. En algunos diseños, las células son inmovilizadas en partículas de gel o soportadas dentro de sólidos porosos. La adsorción se presenta comúnmente en el tratamiento de aguas, donde existe formación natural

de biopelícula sobre un soporte sólido inerte. En este caso, el soporte inerte comúnmente consiste de lechos de arena o carbón.

El mecanismo de fluidización en un RLFB requiere, implementar la recirculación del sistema para lograr mayores rendimientos y mayor estabilidad del proceso, además, si se logra acercar a un patrón de flujo ideal, los problemas de transferencia de calor y masa, se ven disminuidos y la eficiencia del reactor depende directamente de la tasa de reacción. En la *Figura 3.1.1* se muestra de manera esquemática el RLFB. En esta figura se observa que el soporte se cubre de biopelícula, manteniendo la partícula en estado de fluidización por un flujo ascendente de agua residual. Por la alta velocidad de asentamiento de las partículas (50 m/h), la retención de la biomasa en el soporte no presenta problemas.



*Figura 3.1.1.* Esquema de un RLFB.

El interés para utilizar los RLFB se basa en las ventajas que ofrecen estos biorreactores en comparación con otras configuraciones. Las ventajas más

importantes se describen en la *Tabla 3.1.1* [Cho et al. (1982); Andrews y Prezedzick (1986); Anselme y Tedder (1987); Andrews (1988); Fan (1989)].

**TABLA 3.1.1. Ventajas de los RLFB**

- 1) Existe mezclado íntimo entre fases.
- 2) Escasez de obstrucción de gas y acanalamiento de flujo.
- 3) Elevadas tasas de transferencia de calor y masa.
- 4) Rango amplio de tasas de dilución sin pérdida de partículas.
- 5) Ofrecen alta productividad. Soportan muy altas cargas orgánicas (40 Kg DQO/m<sup>3</sup> d).
- 6) El lecho no se atasca debido a su expansión.
- 7) Alta concentración de biomasa (40,000 mg/l) adherida a un soporte que puede ser retenido dentro del reactor.
- 8) Ventajas debido a la recirculación: dilución, neutralización, reducción de choques tóxicos. Soporta picos orgánicos.
- 9) Escasez de taponamientos.
- 10) Es posible controlar el espesor de la biopelícula.
- 11) El soporte puede adecuarse a aplicaciones específicas para incrementar las eficiencias. Con soporte adsorbente puede aplicarse a desechos inhibidores.
- 12). Soporta aguas con sólidos suspendidos (SS) (aunque los remueve).
- 13) No existe arrastre celular, como sucede en un reactor biológico continuo.
- 14) No requiere de un aporte constante de microorganismos, como sucede en un reactor biológico tubular (flujo pistón).
- 15) Tiempos de retención hidráulica muy cortos.
- 16) Instalaciones compactas.

A pesar de estas ventajas, algunos problemas permanecen sin resolver, principalmente, en el comportamiento hidrodinámico del proceso, por lo que, se requiere de estudios previos para establecer un RLFB a escala industrial. Las desventajas se enumeran en la *Tabla 3.1.2*.

Otros problemas por resolver son:

Los sólidos en el lecho fluidizado, particularmente de partículas pequeñas y ligeras, tienden a estratificarse. Partículas con altas velocidades de sedimentación se mueven hacia abajo, en la base del lecho, antes que las partículas con más baja velocidad de asentamiento. Pero el crecimiento de la biomasa puede cambiar, tanto el diámetro, como la densidad de la partícula, es por ello, que el

control del proceso es difícil y se requiere establecer un control sobre el espesor de película.

A pesar de estas desventajas, los lechos fluidizados han resultado ser extremadamente eficientes para algunos procesos. Los RLFB alcanzan las más altas cargas orgánicas volumétricas. Sus excelentes capacidades de transferencia de materia los hacen adecuados para tratar efluentes muy diluidos o muy concentrados. Cargas de diseño a escala real entre 30 y 60 Kg DQO/m<sup>3</sup> son comunes. Para efectuar el cálculo de carga volumétrica y tiempo de retención hidráulica, en general, se debe utilizar la totalidad del volumen del reactor y no sólo la parte empacada.

**TABLA 3.1.2. Desventajas de los lechos fluidizados.**

- 1) Arranque lento y difícil. Tiempo de estabilización 90-180 días (aunque una vez establecido permanece).
- 2) Requerimientos energéticos importantes (fluidización por bombeo y altas tasas de recirculación, muchas veces > 10).
- 3) Control continuo de la altura del lecho fluidizado.
- 4) Control complejo del proceso y riesgos de perderlo.
- 5) Difícil e incierto su escalamiento.
- 6) Poca experiencia a escala real.
- 7) Distribución no homogénea del flujo ascendente de agua residual a través del área del reactor en un tamaño a gran escala.
- 8) No soporta periodos sin alimentación, del orden de horas. Fluidización permanente.
- 9) Alta turbulencia en el lecho y esfuerzos cortantes importantes. Abrasión de biopelícula, soporte y paredes.
- 10) Determinación de la tasa adecuada de recirculación.
- 11) Compatibilidad soporte-sustrato (favorecer la adhesión del microorganismo, ésta no siempre ocurre).

### 3.1.2. Diseño de los RLFB.

La fluidización es una operación en la cual las partículas son suspendidas por el flujo del fluido, que es pasado en forma ascendente a través del lecho. El estado de fluidización en un RLFB, está definido en términos de los parámetros hidrodinámicos del proceso. Para los lechos fluidizados, estos parámetros son: la velocidad terminal ( $U_t$ ), la velocidad mínima de fluidización ( $U_{mf}$ ) y la expansión del

lecho [Shieh y Chen (1984)]. La velocidad mínima de fluidización ( $U_{mf}$ ), es un parámetro que determina la transición entre un lecho fijo y un lecho fluidizado o expandido, por ello, juega un papel relevante en el estudio de los RLFB. Una vez definidos estos parámetros, se puede proceder al diseño del RLFB.

La altura y el diámetro del lecho, basados en la experiencia para partículas pesadas, se requiere de lechos altos y delgados y viceversa. De preferencia, las partículas de soporte, deben tener una distribución de tamaños muy limitada, de no ser así, las partículas pequeñas pueden ser evacuadas. Las partículas al ser colonizadas cambian en tamaño, densidad, forma y rugosidad. Con alta expansión, los sólidos suspendidos pasan a través del lecho sin sufrir cambios importantes.

Si se incluye recirculación en el RLFB, a altas tasas de recirculación, favorece la evacuación de biomasa dispersa, lo que reduce la calidad del efluente. Eventualmente, es necesario instalar un sedimentador en la salida para retener, tanto esta biomasa, como material de soporte evacuado.

El diseño de un biorreactor de lecho fluidizado, también requiere de un factor de efectividad alto, proporcional a la productividad volumétrica del reactor derivado de flóculos. Para lograr lo anterior, la selección del mejor soporte resulta ser el primer paso, involucra el tamaño, la densidad y la porosidad interna de las partículas. Dados los parámetros cinéticos, se selecciona el espesor de biopelícula requerido, la velocidad superficial del líquido y la altura del lecho. La selección del soporte se hace, entre soportes sólidos esféricos, soportes porosos ó soportes adsorbentes. Con soportes sólidos, existe un espesor de película que maximiza el factor de efectividad, el objetivo de diseño, es mantener la película cerca de un óptimo a través del lecho.

Otras consideraciones para la selección del soporte son, obtener valores razonables para la altura y diámetro del lecho, minimizando las resistencias a la

transferencia de masa, entre el líquido y la biomasa, y prevenir el esfuerzo cortante para la liberación de la biomasa. El factor de efectividad para partículas de película soportada, debe ser basada, en la máxima actividad posible en comparación con flóculos. La productividad volumétrica de un reactor depende, principalmente, del valor promedio del factor de efectividad a través del reactor. Siempre existe un valor para el espesor de la película que maximiza el valor del factor de efectividad. Este espesor óptimo es siempre más grande que una monocapa de células, la biomasa floculada es altamente deseable.

El hecho de recircular el efluente a altas tasas, permite un control más confiable del pH y reduce los requerimientos de alcalinidad. La separación del lodo excedente de los soportes es tan necesaria, como el regreso del soporte al reactor.

*Mulcahy, et al. (1980)* han demostrado que es esencial para el diseño del proceso y el control de un RLFB, la predicción exacta de la biomasa retenida. Un camino lógico y conveniente para predecir biomasa retenida en un RLFB, lo define el mecanismo de fluidización en términos de los parámetros hidrodinámicos medibles. La correlación resultante puede dar el número y el tamaño de biopartículas (soporte + biopelícula) por unidad de volumen fluidizado y así, predecir la biomasa retenida. La densidad de la biopelícula es [Shieh y Chen (1984)]:

$$\rho_p = \rho_s \left( d_s / d_p \right)^3 + \rho_{bs} \left[ 1 - \left( d_s / d_p \right)^3 \right] / (1 - P) \quad (3.1.1)$$

donde  $P$  es el contenido de humedad de la biomasa.

Las investigaciones han proporcionado extensa información acerca de las propiedades de las biopelículas o células inmovilizadas sobre un soporte, sin embargo, poca información está disponible en la literatura acerca de las propiedades hidrodinámicas, incluyendo la velocidad terminal de partícula, expansión característica del lecho, velocidad mínima de fluidización de partículas

---

geladas de densidad baja y de partículas cubiertas con biopelícula en lechos fluidizados líquidos.

Uno de los problemas importantes en la operación de un lecho fluidizado es, el control del crecimiento de biomasa adherida (espesor de biopelícula). Los problemas causados por esto pueden ser de dos tipos:

- La biopelícula espesa se encuentra menos adherida que la delgada y puede ser desprendida y evacuada del reactor o propiciar la formación de granos sin soporte, dependiendo del grado de fluidización aplicado.

- Las partículas con diferentes espesores de biopelícula, tienen diferentes propiedades físicas (volumen, densidad) y diferentes propiedades de fluidización (velocidad terminal, velocidad mínima de fluidización, coeficiente de arrastre, etc.). Tal situación provoca una estratificación del lecho, cambiando sustancialmente el perfil de sólidos volátiles en el reactor, que puede tener importancia para el proceso. La estratificación hará que las partículas densas, sin o con biopelícula delgada, se sitúen en el fondo, mientras que las partículas con biopelícula espesa o granos sin soporte, se encuentren en la parte alta. El resultado puede ser, escaso control de la evacuación de sólidos suspendidos o compactación o segregación de ciertas zonas del lecho.

En la práctica, se mantiene el nivel del lecho fluidizado constante, se eliminan las partículas en exceso, que serán las que tiene biopelícula mas espesa (parte superior). De hecho, la evacuación o purga de sólidos no se debe a problemas de taponamiento, sino a la necesidad de controlar el grado de expansión del lecho.

### **3.1.3. Velocidad mínima de fluidización.**

La velocidad a la que ocurre la transición de lecho fijo a lecho fluidizado se le conoce como la velocidad mínima de fluidización,  $U_{mf}$ . Esta  $U_{mf}$  es característica

de cada sistema y es función del tamaño, densidad y geometría de las partículas sólidas. La  $U_{mf}$  se ha investigado muy extensamente para sistemas gas-sólido, pero muy poco para sistemas líquido-sólido. Generalmente las ecuaciones para sistemas gas-sólido se han hecho extensivas a sistemas líquido-sólido.

Gráficamente, la  $U_{mf}$  está definida como el punto donde la porosidad del lecho exhibe un cambio de forma en la curva de expansión característica del lecho.

Existen dos métodos experimentales para determinar la  $U_{mf}$  en reactores de lecho fluidizado, estos métodos se describen a continuación:

a) Método de la fracción hueca. Este método se basa en el hecho experimental que la fracción hueca ( $\varepsilon$ ) de un lecho fijo, permanece constante con el aumento de la velocidad superficial, pero cuando se alcanza la  $U_{mf}$ , el lecho empieza a expandirse, por lo tanto, la fracción hueca aumenta. Si se gráfica  $\text{Log } U$  vs  $\text{Log } \varepsilon$ , se forman dos regiones, en una la fracción hueca permanece constante (lecho fijo) y en la otra la fracción hueca aumenta linealmente con la velocidad superficial (lecho fluidizado). Los datos experimentales de cada región se correlacionan por medio de líneas rectas y la velocidad mínima de fluidización se calcula encontrando la intersección de estas rectas.

b) Método de la caída de presión. En un lecho fijo la caída de presión se incrementa con el aumento de la velocidad del fluido, mientras que en un lecho fluidizado la caída de presión se mantiene constante. El punto de transición de estos dos comportamientos es precisamente la velocidad mínima de fluidización. El método consiste en graficar  $\text{Log } \Delta P_f$  vs  $\text{Log } U$ , correlacionar los datos experimentales de las dos regiones por medio de líneas rectas y encontrar la intersección de estas líneas rectas. El método de la caída de presión es algo subjetivo, principalmente para partículas de densidades pequeñas (como partículas de alginato de calcio) ya que la variación de la caída de presión puede ser muy pequeña.

Una correlación empírica muy usada para determinar la  $U_{mf}$  es de Wen y Yu (1966) que es:

$$Re_{mf} = \left[ (33.7)^2 + 0.0408 Ga \right]^{0.5} - 33.7 \quad (3.1.2)$$

Tzeng et al. (1991) encontraron que la ecuación de Wen y Yu (1966) predice razonablemente la  $U_{mf}$  de lechos de alginato de calcio, los resultados se encuentran en la Tabla 3.1.3.

Tabla 3.1.3. Datos de velocidad mínima de fluidización

Partícula	dp (m)X10 <sup>3</sup>	Umf (Exp) (m/s)X10 <sup>2</sup>	Umf (pred) (m/s)X10 <sup>2</sup>	Error (%)
alginato de Ca	3.79	0.219	0.199	-9.11
alginato de Ca	3.13	0.173	0.142	-18.10
alginato de Ca	2.45	0.104	0.100	-4.21
alginato de Ca	1.98	0.081	0.068	-15.48
Acrílico	1.50	0.326	0.240	-26.50
Nylon	2.50	0.645	0.513	-20.46

Fuente: (Tzeng, Jean and Fan (1991))

Otras ecuaciones donde consideran un factor de corrección para la  $U_{mf}$ ,  $\phi_{\varepsilon} = 6.31$  para ( $\varepsilon_m \neq 0.42$ ), son [Ramamurthy y Subbaraju (1973)]:

$$Re_{mf} = 0.00134 Ga^{0.890} \quad 18 < Ga < 10^5$$

$$Re_{mf} = 0.0426 Ga^{0.603} \quad Ga > 10^5 \quad (3.1.3 \text{ y } 3.1.4)$$

La correlación empírica para la velocidad mínima de fluidización de Bena, et al. (1971), para un rango de  $Ga < 10^5$  es:

$$Re_{mf} = 0.00138 \frac{Ga}{(Ga + 19)^{0.11}} \quad (3.1.5)$$

Bajo las condiciones  $19 < Ga < 10^5$ , el denominador de la Ecuación (3.1.5) puede ser simplificado hasta que se convierte en la Ecuación (3.1.6):

$$Re_{mf} = 0.00138 Ga^{0.890} \quad (3.1.6)$$

La Ecuación (3.1.6) es prácticamente idéntica con la ecuación de *Ramamurthy y Subbaraju (1973)*, Ecuación (3.1.5). En adición, para  $Ga > 10^5$ , la correlación de *Bena et al.* corresponde a la Ecuación (3.1.7):

$$Re_{mf} = 0.03865Ga^{0.602} \quad (3.1.7)$$

### 3.1.4.- Expansión del lecho fluidizado líquido-sólido.

Cuando un fluido es pasado a través de un lecho de partículas a una velocidad más grande que la velocidad mínima de fluidización, el lecho se expande y las partículas se mantienen en estado de suspensión. La predicción de esta expansión del lecho, es necesaria para especificar la altura del equipo. El estudio de las características de la expansión del lecho tiene, por lo tanto, gran interés de muchos investigadores para el diseño de los RLFB.

*Mulcahy y LaMotta (1981)* proponen que para el diseño de un RLFB se requiere determinar la expansión del lecho, la expresión de Richardson-Zaki es comúnmente usada para describir la expansión. Usando la correlación de expansión del lecho en el RLFB, el espesor de biopelícula y la concentración de biomasa pueden calcularse siguiendo el procedimiento iterativo que se describe a continuación:

1.- Suponer un espesor de biopelícula y calcular las características de la biopartícula, diámetro de partícula  $d_p$  y densidad del sólido  $\rho_s$ . Posteriormente se obtienen  $U_t$  mediante las siguientes ecuaciones:

$$C_D = 36.66 Re_t^{-0.67} \quad \text{para } 40 < Re < 90 \quad (3.1.8)$$

$$U_t = \left[ \frac{4(\rho_p - \rho_l)}{3C_D \rho_l} g d_p \right]^{\frac{1}{2}} \quad (3.1.9)$$

2.- Con el diámetro de biopartícula ( $d_p$ ), la densidad de la partícula ( $\rho_s$ ) y  $U_t$  conocidas, se calcula  $Re_t$ . Posteriormente se calcula el índice de expansión ( $n$ ) con la Ecuación 3.1.10:

$$n = 10.35 Re_t^{-0.18} \quad \text{Para } 40 < Re < 90 \quad (3.1.10)$$

3.- Con el índice de expansión ( $n$ ) y  $U_t$  conocida, se calcula la porosidad del lecho ( $\varepsilon$ ) correspondiente a una velocidad superficial ( $U$ ) dada por la Ecuación 3.1.11:

$$\frac{U}{U_t} = \varepsilon^n \quad (3.1.11)$$

4.- El uso de un balance de volumen de sólidos combinado con el diámetro de biopartícula supuesto, la porosidad del lecho calculado, el diámetro del soporte ( $d_s$ ) y el volumen total del soporte ( $V_s$ ), se obtiene el volumen expandido del lecho ( $V_l$ ) y la altura del lecho ( $H_l$ ).

5.- Se compara el volumen del lecho y la altura encontrados con los valores especificados y si existe diferencia significativa se repite el procedimiento usando diferentes espesores de biopelícula en equilibrio. Teniendo otros parámetros fijos, el volumen del lecho y la altura se incrementan por el incremento del espesor de la biopelícula y disminuyen por la disminución del espesor de la misma.

6.- Teniendo determinado el espesor de la biopelícula en equilibrio, la concentración de biomasa se calcula con la Ecuación 3.1.12:

$$X = \frac{\rho_p V_s}{A H_l} \left[ \left( \frac{d_p}{d_s} \right)^3 - 1 \right] \quad (3.1.12)$$

Para predecir el espesor de biopelícula en un RLFB y la concentración de biomasa, bajo condiciones que se encuentren fuera del rango del Número de Reynolds, que se encontró con el índice de expansión y el coeficiente de arrastre, de las ecuaciones anteriores, se recomienda la adición de experimentos de fluidización para extender y refinar estas correlaciones. Una serie de corridas son

requeridas para cubrir un rango de espesor de biopelícula en equilibrio (y por lo tanto de Número de Reynolds) para cada tipo de soporte en consideración. Para cada corrida, la velocidad superficial es variada (empieza con un valor más alto de  $U$  y disminuye paso a paso). Los resultados son contrarios en cuanto a la atrición de biomasa, por eso, las propiedades de la biopartículas varían en el curso de la corrida y la porosidad del lecho resultante es medida.

Para la predicción de la expansión de un lecho fluidizado, se han construido correlaciones empíricas por varios autores. La mayoría de los autores coincide en que el mecanismo de expansión sigue la correlación de *Richardson-Zaki (1954)*, misma que correlaciona la relación de la  $U_s/U_t$ , directamente proporcional a la porosidad,  $\varepsilon$ , elevada a un factor  $n$ , conocido como el índice de expansión. Las diferencias entre las correlaciones de varios autores radican en la forma de evaluar  $n$ .

### Correlación de Richardson-Zaki.

*Richardson y Zaki (1954)* estudiaron la sedimentación y fluidización de partículas uniformes, suficientemente grandes (mayores de 100  $\mu\text{m}$ ) para evitar los efectos viscosos y de floculación. Las partículas que utilizaron son rígidas y esféricas. De sus experimentos derivaron una ecuación de naturaleza empírica, que ha sido usada principalmente para describir la expansión del lecho característica de fluidización líquida y procesos de sedimentación. La correlación de *Richardson y Zaki (1954)* se describe en la *Ecuación 3.1.13*:

$$\frac{U_s}{U_t} = \varepsilon^n \quad (3.1.13)$$

donde:  $U_s$  = Velocidad superficial.  
 $U_t$  = Velocidad terminal de la partícula.  
 $\varepsilon$  = Porosidad del lecho.  
 $n$  = Índice de expansión del lecho

De la *Ecuación (3.1.13)* se puede observar que el índice de expansión es un coeficiente que es determinante para describir la expansión.

La *Ecuación 3.1.13* puede linearizarse aplicando el  $\log_{10}$  a ambos miembros de la ecuación. Con esto, experimentalmente el valor del índice de expansión de *Richardson-Zaki*,  $n$ , es determinado de la pendiente de la línea recta en la gráfica log-log de la porosidad de lecho contra la velocidad superficial del líquido.

Para partículas rígidas,  $n$ , puede ser correlacionado con el número de Reynolds de partícula terminal ( $Re_t$ ) y la relación del diámetro de partícula,  $d_p$ , con el diámetro del lecho,  $D$ , [Richardson y Zaki (1954); Rowe (1987); Hirata y Bulos (1990)]. *Richardson y Zaki* establecieron relaciones empíricas para encontrar  $n$ , como una función de  $Re_t$  de acuerdo a las siguientes correlaciones:

$$n = 4.65 \quad \text{Para } Re_t < 0.2 \quad (3.1.14)$$

$$n = 4.4 Re_t^{-0.03} \quad \text{Para } 0.2 < Re_t < 1 \quad (3.1.15)$$

$$n = 4.4 Re_t^{-0.1} \quad \text{Para } 1 < Re_t < 500 \quad (3.1.16)$$

$$n = 2.4 \quad \text{Para } 500 < Re_t \quad (3.1.17)$$

Estas correlaciones se derivan considerando que el diámetro de partícula es pequeño, comparado con el diámetro del recipiente, es decir, la relación  $d_p/D$  es despreciable.

El uso de las *Ecuaciones (3.1.14)* a la *(3.1.17)* para calcular el valor de  $n$ , en la ecuación de *Richardson-Zaki*, requiere del conocimiento previo del valor del Número de Reynolds terminal,  $Re_t$ . Posteriormente, se puede conocer la velocidad terminal,  $U_t$ , por medio de la ecuación de *Richardson-Zaki*. Para simplificar estos pasos, es más conveniente trabajar en términos del Número de Galileo,  $Ga$ , el cual, es directamente calculado de las propiedades del fluido y de las propiedades de las partículas. El Número de Galileo ( $Ga$ ) se expresa en la *Ecuación (3.1.18)*:

$$Ga = (d_p^3 g / \mu_l^2) (\rho_p - \rho_l) \rho_l \quad (3.1.18)$$

Realizando un arreglo algebraico, las Ecuaciones (3.1.14). a la (3.1.17), se pueden escribir como:

$$0 < Ga < 3.6 \quad n = 4.6 \quad (3.1.19)$$

$$3.6 < Ga < 21 \quad n = 4.8Ga^{-0.03} \quad (3.1.20)$$

$$21 < Ga < 8.3 \times 10^4 \quad n = 5.5Ga^{-0.075} \quad (3.1.21)$$

$$Ga > 8.3 \times 10^4 \quad n = 2.4 \quad (3.1.22)$$

Además, la expansión del lecho en un sistema de lecho fluidizado calculado por el procedimiento de *Richardson y Zaki (1954)*, requiere del conocimiento de la velocidad mínima de fluidización,  $U_{mf}$ . Este parámetro se puede obtener mediante una gráfica logarítmica de  $\varepsilon$  vs  $U_s$ . A pesar de la facilidad para obtener el valor de  $U_{mf}$ , presenta algunas dificultades, entre ellas, se encuentra que con valores grandes de  $d_p/D$ , los resultados experimentales no concuerdan adecuadamente.

Para lechos fluidizados no biológicos, conteniendo partículas esféricas rígidas homogéneas, la ecuación de *Richardson y Zaki (1954)*, se ha utilizado ampliamente para describir las características de expansión del lecho, encontrando una aceptable correlación.

#### **Correlaciones de otros autores.**

Para rangos de  $Re_t$  estudiados por *Tzeng et al. (1991)*, determinaron que las correlaciones de *Richardson y Zaki*, para encontrar el valor  $n$  pueden ajustarse como sigue:

$$n = \left( 4.45 + 18 \frac{d_p}{D} \right) Re_t^{-0.1} \quad \text{para } 1 < Re_t < 200$$

$$n = 4.45 Re_t^{-0.1} \quad \text{para } 200 < Re_t < 500$$

(3.1.23) y (3.1.24)

Por otra parte, *Greenshields y Smith (1971)*, obtuvieron un valor de  $n$  de 4.4 para floculos y *Smith et al. (1978)* reportaron valores de  $n$  de 7.5 a 14 para levaduras y

8.7 a 10.3 para *Aspergillus niger*. Ambos trabajos obtuvieron valores de  $n$ , mucho más grandes que los valores predichos por las ecuaciones de *Richardson-Zaki*.

*Hermanowicz y Ganczarczyk (1980)* y *Mulcahy et al. (1981)* encontraron una fórmula para  $C_D$  aceptada para partículas esféricas lisas, que predice valores bajos para partículas biocubiertas, por lo tanto, proporciona valores de  $U_t$  y  $Re_t$  altos. *Hermanowicz y Ganczarczyk (1983)* postularon, que lo anterior se debió a que las partículas pueden ser cercanas a lisas pero no rígidas. La ecuación de *Richardson-Zaki (1954)*, puede ser empleada si se modifica la fórmula para  $C_D$  y se encuentra  $U_t$ . En conclusión, la correlación de *Richardson-Zaki* es satisfactoria para la estimación de  $n$  si se tiene el valor correcto de  $U_t$ .

*Mulcahy y LaMotta (1978)* obtuvieron experimentalmente los índices de *Richardson-Zaki*, para lechos fluidizados conteniendo partículas de vidrio de 682  $\mu\text{m}$  cubiertas con biopelícula. Sus resultados experimentales se desvían significativamente de las predicciones de las ecuaciones de *Tzeng et al. (1991)*. Aunque la causa de esta desviación no está totalmente clara, parece estar directamente relacionada con las características de la superficie de la biopartícula [*Mulcahy et al. (1981)*]. Los índices experimentales de *Richardson-Zaki* de estas biopartículas, son sustancialmente más altos que los predichos, mientras que los índices de los lechos de alginato de calcio obtenidos por *Tzeng et al. (1991)* son más bajos. Estas discrepancias indican que las características de movimiento de los lechos de alginato de calcio en un sistema fluido-partícula son significativamente diferentes de las partículas usadas por *Mulcahy y LaMotta (1978)*.

*Mulcahy et al. (1981)* dan una expresión para  $n$  como sigue:

$$n = 10.35 Re_t^{-0.18} \quad \text{para } 40 < Re_t < 90 \quad (3.1.27)$$

*Webb et al. (1983)* estudiaron la fluidización de partículas cubiertas de agar (esferas de acero inoxidable malladas), como modelos de partículas biocubiertas.

Un valor de  $n$  de 2.73 en una  $Re_t$  de 220 fue encontrado; este valor fue más alto que el predicho por la ecuación de *Richardson-Zaki*, probablemente debido a que la superficie era áspera; no se comentó con profundidad esto. Finalmente, *Shieh y Chen (1984)* midieron  $n$  y  $U_t$  para esferas de vidrio biocubiertas. Los resultados fueron correlacionados con el número de Galileo y usaron la ecuación [*Shieh y Chen (1989)*] que sigue:

$$\frac{3}{4} C_D Re_t^2 = Ga \quad (3.1.28)$$

*Thomas y Yates (1985)*, retrabajaron la expresión para  $n$  de *Shieh y Chen (1984)* para hacerlo dependiente de  $Re_t$ . Se formularon dos alternativas para  $C_D$  y la expresión disponible y los valores para  $n$  son comparados dentro del rango de  $Re_t$  usuales en partículas biológicas.

*Shieh y Chen (1984)* proporcionan:

$$n = 47.361 Ga^{-0.2576} \quad \text{para } 1000 < Ga < 1500 \quad (3.1.29)$$

Expresión de *Thomas y Yates (1985)*:

$$n = 69.5 Ga^{-0.33} \quad (3.1.30)$$

Usando la Ecuación (3.1.39) el rango de  $Re_t$  de 21 a 147 y usando la Ecuación (3.1.40) el rango de  $Re_t$  fue de 17 a 101.

Otras expresiones para valores de  $n$  son:

Para  $20 < Re_t < 100$ :

Con la ecuación de  $Ga = 13.9 Re_t^{1.4}$  (The American Engineers Handbook)

$$n = 24.0 Re_t^{-0.361} \quad [\text{Shie y Chen (1984)}] \quad (3.1.31)$$

Con la Ecuación de  $Ga = 12.8 Re_t^{1.53}$  [*Hermanowicz y Ganczarczyk (1983)*]

$$n = 24.6 Re_t^{-0.394} \quad [\text{Shieh y Chen (1984)}] \quad (3.1.32)$$

Con la Ecuación de  $Ga = 13.9 Re_t^{1.4}$  (The American Engineers Handbook)

$$n = 29.2 Re_t^{-0.462} \quad [\text{Thomas y Yates (1985)}] \quad (3.1.33)$$

Con la Ecuación de  $Ga = 12.8 Re_t^{1.53}$  [Hermanowicz y Ganczarczyk (1983)]

$$n = 30.0 Re_t^{-0.505} \quad [\text{Thomas y Yates (1985)}] \quad (3.1.34)$$

Los resultados de *Shieh y Chen* [sutilmente retrabajados por Thomas y Yates, (1985)] y de *Mulcahy et al. (1981)* sugieren que la correlación de *Richardson-Zaki* para el índice de expansión  $n$ , debería no ser usada para partículas biológicas. La Ecuación (3.1.34) se basa en la ecuación corregida para  $n$  como una función de  $Ga$ , y una expresión que relaciona  $Ga$  y  $Re_t$ , Ecuación  $Ga = 12.8 Re_t^{1.53}$  [Hermanowicz y Ganczarczyk (1983)]. Estas ecuaciones fueron desarrolladas para partículas biocubiertas. Cualquiera de la ecuación (3.1.10) ó (3.1.34) podría ser usada para estimar  $n$ , aunque ambas están basadas en datos limitados. Los valores de  $n$  predichos por estas ecuaciones pueden diferir grandemente. Por ejemplo, cuando  $Re_t = 90$ , la Ecuación (3.1.31) predice  $n = 4.60$  mientras que la Ecuación (3.1.34) predice  $n = 3.09$ . Como el índice de expansión es el exponente en la ecuación de *Richardson-Zaki* esta diferencia es importante. En particular se requieren datos para cubrir un amplio rango de  $Re_t$ .

### 3.1.5. Velocidad terminal y Coeficiente de arrastre.

En los RLFB, la velocidad terminal,  $U_t$ , de las partículas requiere de un estudio en particular, ya que de esta depende el cálculo del Número de Reynolds terminal,  $Re_t$ , mismo que se necesita conocer para aplicar la mayoría de las correlaciones existentes para describir la expansión del lecho.

Para el caso de una partícula simple esférica lisa en un fluido infinito, la  $U_t$  está dado por:

$$U_t^2 = \frac{4g(\rho_p - \rho_l)d_p}{3C_D \rho_l} \quad (3.1.37)$$

donde  $C_D$  es el coeficiente de arrastre, el cual es dependiente de la expresión  $Re_t$ .

Una correlación encontrada de datos experimentales es la siguiente [Shieh et al. (1984)]:

$$U_t = 5753.71Ga^{-0.8222} \quad (3.1.38)$$

La Ecuación 3.1.38 sólo es válida para rangos de  $Re_t$  comunes de partículas biológicas.

Para conocer el coeficiente de arrastre se proponen las siguientes ecuaciones para  $C_D$  en el régimen de flujo intermedio.

Para esferas rígidas lisas *Kunii y Levenspiel (1969)* sugieren:

$$C_D = 10 Re_t^{-0.5} \quad \text{para } 0.4 < Re_t < 500 \quad (3.1.39) \text{ y } (3.1.40)$$

$$C_D = 18.5 Re_t^{-0.6} \quad \text{para } 0.3 < Re_t < 1000$$

La Ecuación (3.1.40) fue usada por *Andrews (1982)*. Las Ecuaciones (3.1.39) y (3.1.40) están basadas en la suposición de que  $\log C_D$  sea proporcional a  $\log Re_t$  en el rango intermedio. En realidad esto no es así, pero las fórmulas están razonablemente aproximadas para la relación entre  $C_D$  y  $Re_t$ .

Para partículas biocubiertas, *Hermanowicz y Ganczarzyk (1983)* encontraron que:

$$C_D = 17.1 Re_t^{-0.47} \quad \text{para } 40 < Re_t < 81 \quad (3.1.41)$$

mientras que *Mulcahy et al. (1981)* encontraron que:

$$C_D = 36.6 Re_t^{-0.67} \quad \text{para } 40 < Re_t < 90 \quad (3.1.42)$$

Las cuales proporcionan valores muy similares para  $C_D$  dentro de los rangos acotados de  $Re_t$ . *Hermanowicz y Ganczarzyk (1983)* demandan que la ecuación encontrada por ellos es superior a la ecuación de *Mulcahy et al (1981)*, por las similitudes con el coeficiente de arrastre en la frontera de flujo laminar, en un número de Reynolds de 1.9.

En un líquido en reposo, una partícula desciende a su velocidad terminal como resultado del balance entre las fuerzas de flotación, arrastre y gravitacionales. Por lo tanto, el coeficiente de arrastre, es comúnmente definido como [Tzeng et al. (1991)]:

$$C_D = \frac{4d_p(\rho_p - \rho_l)g}{3\rho_l U^2} \quad (3.1.43)$$

El  $C_D$  puede ser obtenido reemplazando  $U$  con la velocidad terminal ( $U_t$ ). Despreciando los efectos de pared y geométricos del lecho, el coeficiente de arrastre de una partícula rígida en un sistema líquido-partícula, es una función del número de Reynolds de partícula ( $Re_t = U_t d_p \rho / \mu$ ) y depende sólo de la forma de la partícula [Clift et al., (1978)].

Debido a la simplicidad, la correlación propuesta por *Turton y Levenspiel* es usada para estimar el coeficiente de arrastre  $C_d$ . Esta correlación es obtenida como sigue:

$$C_D = \frac{24}{Re_t} \left( 1 + 0.173 Re_t^{0.657} \right) + \frac{0.413}{1 + 16300 Re_t^{-1.09}} \quad (3.1.44)$$

Para lechos de alginato de calcio existe desviación significativa entre el coeficiente de arrastre obtenida experimentalmente y los predichos por las correlaciones de  $C_D$ . Una discrepancia similar entre los resultados experimentales y los predichos se presenta en partículas de poliestireno. La sobrestimación de la velocidad terminal indica que las correlaciones existentes no son capaces de proporcionar predicciones reales, para partículas con una densidad cercana a la del medio que la rodea.

### 3.2. Distribución de tiempos de residencia.

Aunque el comportamiento real de los reactores nunca se ajusta a uno ideal, en muchos casos se aproxima tanto a estas condiciones que podemos admitir este comportamiento ideal, sin incurrir en error apreciable, sin embargo, en otros casos, las desviaciones pueden ser muy grandes y originarse por formación de canalizaciones

---

del flujo (cortocircuitos), por recirculación del fluido, o por formación de zonas estancadas o muertas en el reactor.

### **3.2.1. Distribución de las edades del fluido.**

Las desviaciones deben evitarse ya que originan una disminución en la eficiencia del reactor. Cuál de estos efectos pueda estar ocurriendo en un caso concreto, depende de la definición un tanto arbitraria de lo que se llama “defectos” del flujo principal: es decir, cuando se dice que hay un 40 % de cortocircuito, también se puede decir que hay un 60 % de espacio muerto. Ambos efectos reciben el nombre de estancamientos. Cuando el cortocircuito es considerable, indica que el diseño es defectuoso, lo cual resulta perjudicial, puesto que las regiones estancadas residuales disminuyen el volumen útil o efectivo del equipo.

Cuando existe recirculación interna, una cierta cantidad de fluido retorna a la entrada del recipiente. Este tipo de flujo puede ser deseable, por ejemplo, en reacciones autocatalíticas, y se puede promover mediante un diseño especial del recipiente o la adecuada disposición de placas deflectoras.

Comúnmente se utilizan dos tipos de flujo ideal, como casos límite de los tipos de flujo: el flujo “pistón” y el flujo con mezcla perfecta. El flujo pistón ocurre cuando la velocidad del fluido es uniforme en toda la sección transversal del tanque, cada elemento del fluido que entra en el tanque pasa a través de él, sin mezclarse con otros elementos del fluido, que entra antes o después. En el extremo opuesto, la mezcla perfecta supone que el contenido del tanque es totalmente homogéneo a escala molecular, no hay ninguna diferencia entre las distintas porciones del tanque, las propiedades de las corrientes de salida son idénticas a las del fluido contenido en el tanque. Los procesos reales están comprendidos entre estos dos modelos extremos de flujo.

Los problemas de flujo no ideal están íntimamente relacionados con los problemas de cambio de escala, ya que la decisión, de sí ha de ensayarse o no en planta piloto o, a

escala industrial depende, en gran parte, del control sobre las variables más importantes del proceso. A menudo, el factor no controlable en el cambio de escala es la magnitud de la no-idealidad del flujo, y con frecuencia, este factor difiere ampliamente entre las unidades grandes y pequeñas, por consiguiente, el desconocimiento de este factor, puede conducir a grandes errores en el diseño.

Lo ideal para predecir el comportamiento del reactor es, conocer la distribución de velocidades del fluido, sin embargo, esto es prácticamente imposible. Para el diseño de un reactor es suficiente conocer, cuánto tiempo permanece cada una de las moléculas en el recipiente, es decir, conocer la distribución de tiempos de residencia (DTR) de la corriente del fluido.

### **Tiempo de residencia.**

El tiempo de residencia,  $\tau$ , de un elemento de fluido es, el tiempo que transcurre desde el instante en que el elemento entra en el recipiente hasta que lo abandona. El tiempo medio de residencia (o tiempo de permanencia o tiempo espacial) para un reactor de flujo en estado estacionario y densidad del fluido constante está dado por:

$$\tau = \frac{(\text{volumen del reactor})}{\text{caudal volumétrico de alimentación}} = \frac{V}{F_0} \quad (3.2.1)$$

Para cualquier reacción bioquímica, la conversión depende del tiempo de residencia y de las concentraciones y temperaturas que existen dentro del reactor. Por tanto, las diferencias en el rendimiento entre las distintas configuraciones de un reactor, pueden ser debidas a, diferencias en la distribución del tiempo de residencia y a la evolución de la concentración y la temperatura del contenido del reactor biológico. El tiempo de residencia del líquido, juega un papel importante en los reactores de lecho fluidizado, ya que los choques de temperatura y pH, deben ser por tiempos cortos, pues de esa manera, no causan deterioro en el desempeño del reactor.

*Kurt et al. (1986)*, realizaron un estudio de un RLFB para la desnitrificación de aguas, encontrando que con tiempo de residencia largos (4.1 h) se lograba la remoción completa del nitrógeno, contenida en agua con una concentración de 25 mg NO<sub>3</sub> por litro.

### Función Edad (E).

La edad de un elemento de fluido, en un determinado instante, es el tiempo transcurrido entre la entrada del elemento en el recipiente y el instante considerado, que por supuesto, es menor o igual que el tiempo de residencia. Los distintos elementos de un fluido, al seguir diferentes caminos a lo largo del reactor, se tardarán diferentes tiempos en pasar a través del mismo. La distribución de estos tiempos, en la corriente de salida del recipiente, se le denomina distribución de la edad a la salida, *E*, o distribución de tiempo de residencia, DTR, del fluido.

Es conveniente representar la DTR de manera normalizada, de tal forma que el área bajo la curva sea 1, es decir:

$$\int_0^{\infty} E dt = 1 \quad (3.2.2)$$

De acuerdo con esta representación, la fracción de corriente de salida, cuya edad está comprendida entre *t* y *t+dt* es: *E dt*. La fracción con edad inferior a *t<sub>1</sub>* es:

$$\int_0^{t_1} E dt \quad (3.2.3)$$

mientras que la fracción del material con edad superior a *t<sub>1</sub>* es:

$$\int_{t_1}^{\infty} E dt = 1 - \int_0^{t_1} E dt \quad (3.2.4)$$

La curva *E* es la distribución que ha de tenerse en cuenta en el flujo no ideal. La curva *E* esta representada en la *Figura 3.2.1*.

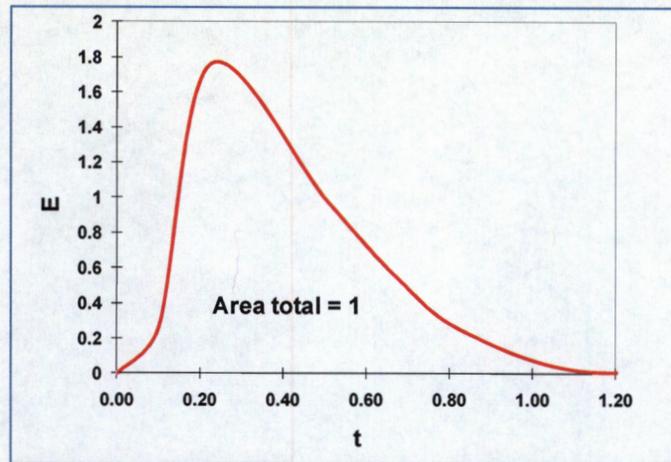


Figura 3.2.1. Curva de distribución de edad,  $E$ , a la salida.

Cada una de las funciones de distribución de edad se puede expresar en forma adimensional, lo cual resulta generalmente conveniente para el análisis. Para representar el tiempo adimensional se utiliza  $\theta$ .

$$\theta = \frac{t}{\tau} \quad (3.2.5)$$

Por lo tanto,  $E(\theta)d\theta = E(t)dt$  y sucesivamente  $E(\theta) = \tau E(t)$

### 3.2.2.- Métodos experimentales para determinar la DTR.

La determinación experimental de las funciones de distribución de edad, se lleva a cabo, para un tanque cerrado, mediante la técnica de estímulo-respuesta, utilizando algún trazador material en la corriente de salida. El trazador puede ser un compuesto radiactivo, un colorante, una solución salina eléctricamente conductora, o cualquier otro material según el caso concreto. Es preferible que tenga la misma densidad, viscosidad y demás propiedades que la corriente del proceso, con el fin de que la medida sea representativa de la mezcla. El trazador se inyecta en la corriente de entrada en alguna forma conocida, como un escalón o salto brusco, un impulso o pulsación, una onda sinusoidal u otra señal cíclica, o incluso una señal al azar de propiedades conocidas. De todas ellas las dos primeras son las más usuales y han resultado ser convenientes en los experimentos prácticos.

Danckwerts (1953) introdujo la notación sobre la respuesta adimensional, a una inyección en escalón de trazador, la cual recibe el nombre de curva  $F$ , y la respuesta adimensional a una inyección de pulsación, se llama curva  $C$ .

### Curva $F$ .

Supóngase que, no existiendo inicialmente trazador, se introduce en el fluido que entra en el tanque una función en escalón. La curva adimensional concentración-tiempo, para el trazador en la corriente de fluido que sale del tanque, es decir, la curva  $F$  (con la concentración de trazador referida a la de la corriente de entrada  $c_0$ ), así como  $\theta$ , siempre es ascendente desde 0 hasta 1. En la *Figura 3.2.2.* se representa la curva  $F$ .



*Figura 3.2.2.* Curva  $F$ . Respuesta de una señal de entrada en escalón.

### Curva $C$ .

De forma similar que la curva  $F$ , supóngase que se inyecta un pulso instantáneo de trazador (matemáticamente llamado impulso o función delta de Dirac) en la corriente de entrada. La curva adimensional de respuesta  $C$ , es aquella donde, la concentración de referencia para el trazador, es la que tendría éste, si estuviese uniformemente distribuido en todo el tanque, *Figura 3.2.3.* Con esta selección de variables, el área bajo la curva es siempre igual a la unidad. Para efectuar la normalización se divide la

concentración por  $Q$  (el área bajo la curva concentración tiempo). Por consiguiente se tiene en forma normalizada:

$$\int_0^{\infty} C\theta d\theta = \int_0^{\infty} \frac{C\theta}{Q} d\theta = 1 \quad (3.2.6)$$

Donde:  $Q = \int_0^{\infty} c d\theta$  (3.2.7)

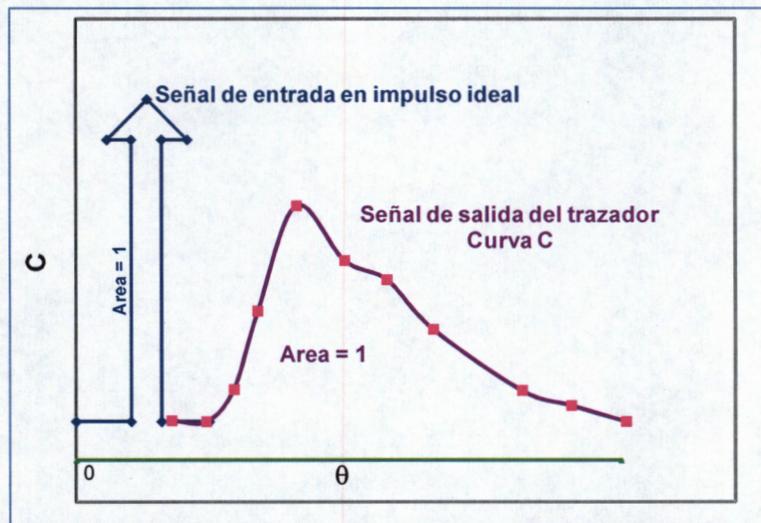


Figura 3.2.3. Curva C. Respuesta de una señal en función  $\delta$  (impulso o pulsación).

### Relación entre la curva C y F con E.

La curva  $C$ , representa la concentración del trazador a la salida frente al tiempo, por consiguiente, indica cuando salen estas moléculas, es decir, su distribución de edades. Aunque la curva  $C$ , representa la DTR de la porción del fluido de entrada, también representa la DTR de cualquier otra porción del fluido de entrada y, como la DTR de cualquier porción del fluido de entrada, es la misma que la del fluido de salida en estado estacionario, también representará la DTR de cualquier porción del fluido de salida. Por lo tanto, se tiene:

$$C = E \quad (3.2.8)$$

En consecuencia, la curva  $C$  da directamente la distribución de edades a la salida.

Para un flujo estacionario a través de un recipiente, la curva  $F$ , representa el aumento de la concentración del fluido trazador en la corriente de salida. Para cualquier instante  $t > 0$  el trazador y solamente el trazador, tiene una edad inferior a  $t$ .

En consecuencia se tiene:

$$\begin{aligned} \text{(Fracción del trazador en} &= \text{(Fracción de la corriente de} \\ \text{la corriente de salida)} &\text{ salida con edad inferior a } t) \end{aligned}$$

el primer término es el valor de  $F$ , mientras que el segundo término está dado por la Ecuación 3.3.2. Por consiguiente, tenemos para cualquier instante de  $t$ :

$$F = \int_0^t E dt = \int_0^t C dt \quad (3.2.9)$$

o en forma diferencial:

$$\frac{dF}{dt} = E = C \quad (3.2.10)$$

Tomando en cuenta la adimensionalidad de las funciones se resumen en:

$$E(\theta) = C(\theta) = \frac{dF(\theta)}{d\theta} \quad (3.2.11)$$

En resumen, las funciones teóricas de distribución de edad o DTR se pueden medir experimentalmente con relativa facilidad para un tanque cerrado, utilizando las respuestas de impulso o escalón.

### Curvas para tipos de flujo ideal.

Las curvas para la distribución de edad o DTR, para los dos tipos de flujo ideal se muestran en la *Figura 3.2.4*.

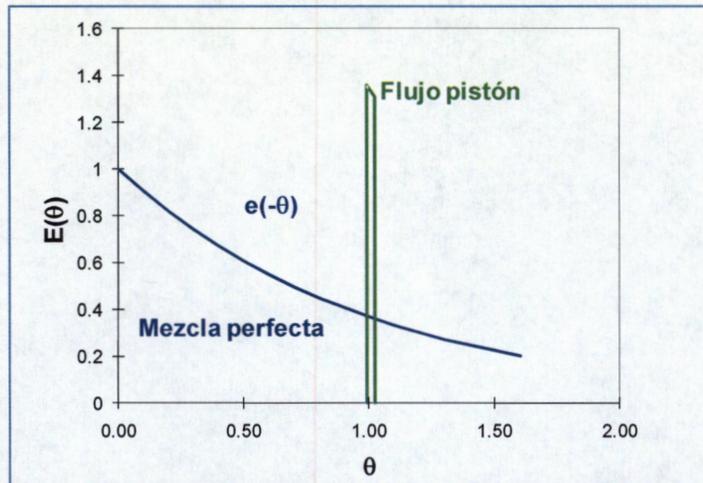


Figura 3.2.4. Representación de la curva  $E$  para flujo de mezcla perfecta y flujo pistón.

### 3.3.3. Interpretación de las funciones de DTR.

Para determinar si un proceso está o no operando satisfactoriamente, con frecuencia resulta suficiente una inspección de la curva  $E(\theta)$ .

#### a) Grado de mezcla pequeña.

Los modelos de flujo con un grado de mezcla relativamente pequeño, no resultan de tratamiento difícil. Probablemente el mejor método para caracterizar la mezcla consiste en, utilizar un modelo sencillo cuyos parámetros son generalmente fáciles de correlacionar, para una amplia variedad de procesos. La función de distribución de edad, tendrá las formas de las Figuras 3.2.5, 3.2.6 y 3.2.7.

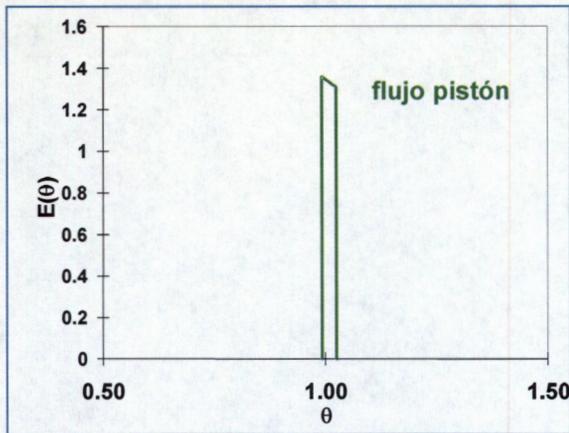


Figura 3.2.5. DTR para flujo de pistón, sin mezcla.

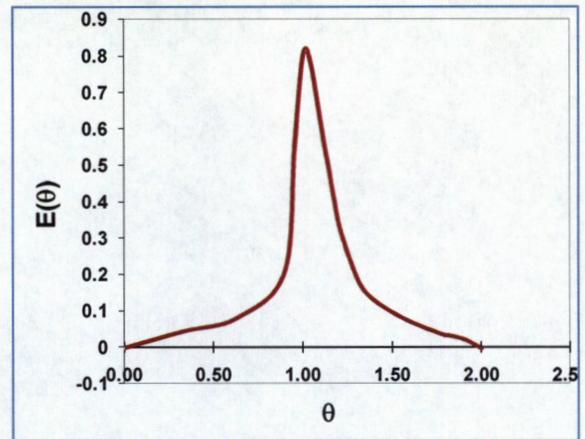


Figura 3.2.6.- DTR con un grado de mezcla pequeña.

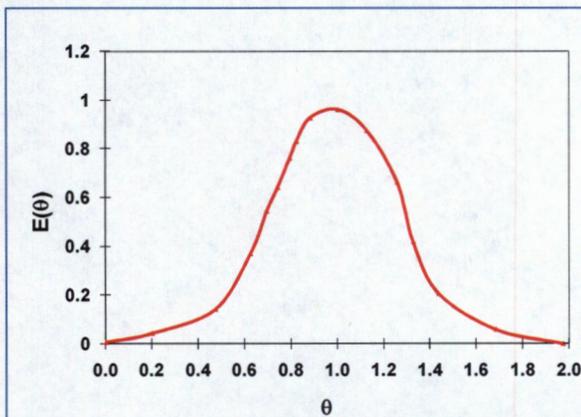
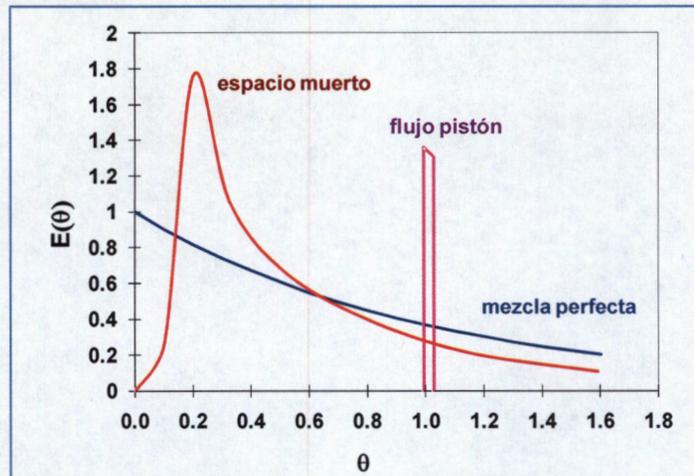


Figura 3.2.7. DTR con un grado de mezcla mayor.

### b) Espacios muertos.

Las bolsas estancadas de flujo (llamadas espacios muertos), que se pueden presentar en cabezales, bases de manómetros, rincones de bordes rectos, etc., dan lugar a regiones con un contacto muy deficiente. El espacio muerto, es una región del tanque que retiene elementos del fluido por tiempos mayores que el tiempo medio de residencia del fluido total. Para todos los fines prácticos, el fluido está en reposo y la región es un espacio perdido del tanque. La existencia de espacios muertos, se comprueba más fácilmente a partir de las características de la curva  $E(\theta)$ , tal como se

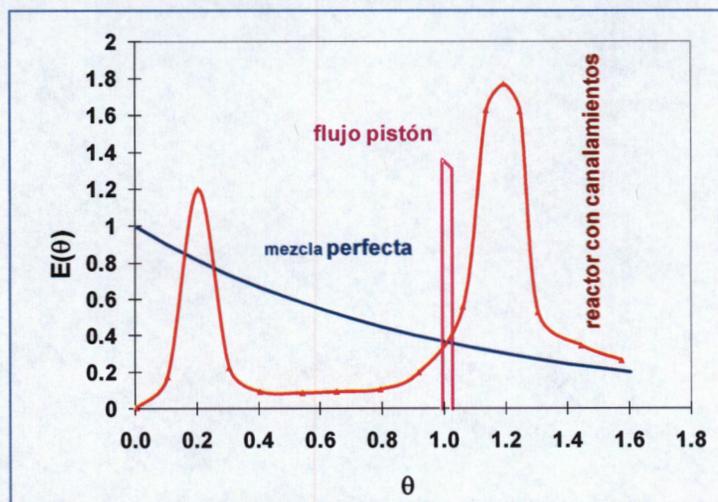
muestra en la *Figura 3.2.8*. La curva  $E(\theta)$  tendrá una cola muy larga, indicando que el fluido es retenido en el espacio muerto.



*Figura 3.2.8.* DTR con espacios muertos.

### c) Acanalamientos.

En la formación de canales (llamados cortocircuitos), algunos elementos de fluido pasan a través del tanque, con una velocidad considerablemente mayor que otros, *Figura 3.2.9*. La formación de cortocircuitos, se puede encontrar en el flujo a través de lechos de relleno, a través de tanques de pequeña relación longitud/diámetro, o a través de cambiadores de calor con disposición inadecuada de las placas deflectoras. Es especialmente importante en las operaciones con dos fases.



*Figura 3.2.9.-* DTR para flujos con acanalamientos.

*Coelhoso et al. (1992)* realizaron un estudio de la DTR en un RLFB, para la desnitrificación de aguas residuales, utilizando carbón activado como soporte. Este estudio, les permitió concluir que el modelo del reactor, basado en parámetros cinéticos obteniendo los perfiles de la concentración axial, de los nitratos y los nitritos, presenta un comportamiento opuesto, comparado con un proceso donde se utiliza arena como soporte. Para las partículas de arena, el proceso está controlado por la cinética, y para el caso de partículas de carbón activado, el proceso se controla por el régimen de difusión.

*Asif et al. (1992)*, encontraron en experimentos de DTR en un RLFB, que la densidad de los sólidos juega un papel importante en los efectos del distribuidor. En lechos fluidizados que contienen partículas de densidad baja, tales como polipropileno ( $\rho_s = 1.61 \text{ g/cm}^3$ ), los efectos del distribuidor son significativos y, para partículas de alta densidad ( $\rho_s = 2.46 \text{ g/cm}^3$ ) es despreciable.

#### **3.2.4. Reactor de lecho fluidizado con recirculación.**

En un reactor biológico continuo de tanque agitada (RBCTA), la acción de mezclado hace que todos los elementos del fluido tengan la misma composición, y ésta es igual, a la del flujo de salida. Con el reactor tubular, tal como el RLFB, los tiempos de residencia de los elementos individuales del flujo están distribuidos por igual sobre un cierto intervalo de valores. Uno de los factores que contribuyen a esto, es el perfil de velocidades del flujo, en una sección transversal del reactor, es decir, el hecho de que algunos elementos del fluido, se muevan más rápidamente que otros, a través del reactor. Otra causa es, la difusión (molecular o turbulenta) que tiene lugar, tanto en la dirección del flujo, como en sentido normal al mismo.

El efecto de la difusión longitudinal es, reducir el tiempo de residencia media de las moléculas reactivas y también incrementar la dispersión de tiempos de residencia, de las moléculas individuales. La difusión lateral actúa en la dirección opuesta y tiende a

aproximar el rendimiento del sistema, al que se esperaría sobre la base de circulación en forma de pistón. Si existen variaciones del tiempo de residencia de los diferentes componentes de flujo, hay varias consecuencias importantes, en particular, es necesario un incremento en el tamaño del reactor para obtener un rendimiento del producto dado.

Si el RLFB funciona con una corriente de recirculación, resulta un rendimiento mejorado. Las características fisiológicas y bioquímicas de los microorganismos devueltos al reactor biológico reflejan las condiciones ambientales correspondientes a la salida, más bien que a la entrada, y esto puede conducir a dificultades adicionales. Sin embargo, las condiciones en una configuración de reactor tubular, cuando funciona a una elevada velocidad de recirculación, se aproximan a las de un RCTA, es decir, las condiciones ambientales son constantes a través del volumen líquido y esta condición facilita su operación.

Para establecer una tasa de recirculación, se divide la corriente de salida procedente de un reactor de flujo en pistón, haciendo retornar parte de ella a la entrada del reactor. Se define la relación de recirculación o tasa de recirculación,  $R$ , como:

$$R = \frac{\text{caudal de fluido que retorna a la entrada de reactor}}{\text{caudal que sale del sistema}} \quad (3.2.12)$$

Esta relación de recirculación puede variar de cero a infinito. A medida que aumenta  $R$ , el comportamiento pasa de flujo en pistón ( $R = 0$ ) a mezcla completa ( $R = \infty$ ). Por consiguiente, la recirculación suministra un modo de obtener distintos grados de retromezcla en un reactor de flujo en pistón.

### **Distribución de las concentraciones y las temperaturas en los reactores.**

La importancia de la distribución de las concentraciones, no es igual a la de la distribución del tiempo de residencia, aunque los dos factores están relacionados. Este último está determinado por la mecánica de fluidos en el sistema y por la existencia de

difusión y mezcla; el primero depende parcialmente de estos factores, pero también de la existencia de la reacción misma. Cada tipo de reacción desarrolla su tipo particular de distribución de la concentración, de acuerdo con el orden de su cinética. Mientras en un reactor discontinuo o tubular, la concentración de los reactantes cambia continuamente, en un tren de reactores continuos de tanque agitado, la concentración cambia discontinuamente; hay un cambio brusco de un tanque al siguiente. Por otra parte, la magnitud del cambio está determinada en parte por la misma reacción, así como, por el tamaño de los tanques. Como consecuencia es posible tener la misma distribución del tiempo de residencia, para dos procesos continuos diferentes (relativo a una sustancia traza inerte) y, sin embargo, tener distribuciones de concentraciones diferentes y por tanto rendimientos diferentes.

La distribución de la temperatura, tiene usualmente un efecto mayor que el de la distribución de la concentración, y es particularmente significativa en los reactores tubulares. El fluido que se mueve cerca del eje de un reactor tubular, puede pasar por una secuencia de temperaturas bastante diferentes, de la del fluido que se mueve cerca de la pared. La composición global del fluido, en el flujo de salida, es por tanto, una función de lo que es un número infinito de distribuciones diferentes de temperatura.

Una característica importante del RBCTA, reside en el hecho de que la concentración de sustrato a través del reactor, es normalmente una fracción pequeña de la concentración de entrada. Una situación similar tiene lugar en el RLFB, cuando aumenta la velocidad de recirculación, y para grandes velocidades de recirculación el RLFB, presenta una aproximación muy cercana al reactor biológico completamente mezclado. Por consiguiente, puede argumentarse que ni el reactor biológico tubular a elevadas velocidades de recirculación, ni el RBCTA, son aconsejables para las fermentaciones complejas.

La materia de estudio de este trabajo, son los RLFB y en la *Tabla 3.2.1* se muestra la variación de las concentraciones en diferentes tipos de reactores biológicos. En ella se

menciona que las concentraciones de sustratos, productos y biomasa, varían en función de la posición, lo que nos indica que en general funcionan en un régimen de flujo en pistón. A pesar de esto, si a un RLFB se le introduce una R, es posible que el patrón de flujo cambie a mezcla completa.

**Tabla 3.2.1. Evolución de la concentración en los reactores biológicos.**

Tipo de Fermentador	Dependencia con el tiempo de las concentraciones de sustrato, masa microbiana y producto bioquímico	Variación de las concentraciones de sustrato y producto bioquímico con la posición	Variación de la concentración de masa microbiana con la posición	Evolución del medio en que se encuentra la masa microbiana
Intermitente. FCTA*	Dependiente.	Completamente mezclado (ideal).	Completamente mezclado (ideal).	Varía a lo largo de la fermentación Constante (todos los flóculos están expuestos al mismo medio durante todo el tiempo).
Fermentador tubular que contiene flóculos microbianos.	Independiente.	Varía desde la entrada a la salida.	Varía desde la entrada a la salida.	Varía según ascienden los flóculos por el fermentador.
Fermentador tubular que contiene películas microbianas.	En general independiente, aunque se pueden producir pequeñas acumulaciones de la película microbiana; esto afectará también a las concentraciones de sustrato y producto.	Varía desde la entrada a la salida.	En general independiente de la posición.	Constante (sin embargo, la película microbiana está expuesta a diferentes condiciones ambientales en puntos diferentes del fermentador).
Fermentador de lecho fluidizado.	Independiente.	Varía desde la entrada a la salida.	Varía desde la entrada a la salida.	En general constante aunque tiene lugar algún movimiento de flóculos (los flóculos están sometidos a diferentes condiciones ambientales en los distintos puntos del fermentador).

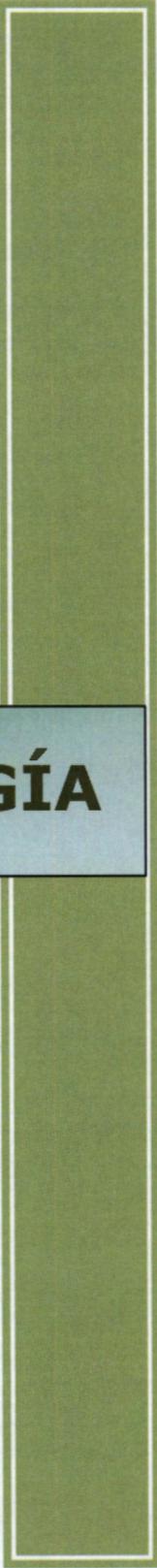
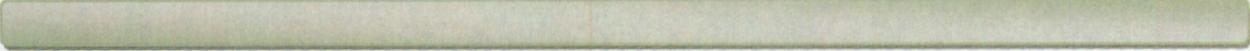
\*Fermentador Continuo de Tanque Agitado

En la *Tabla 3.2.2.* se enumeran algunas características del funcionamiento de diferentes reactores biológicos.

Tabla 3.2.2. Características del funcionamiento de los reactores biológicos.

Tipo de Fermentador	Control de pH	Control de temperatura	Características de importancia industrial	Principales aplicaciones industriales
Discontinuo.	Es posible.	Es posible.	Mucha mano de obra.	La mayor parte de las fermentaciones comerciales.
FCTA*.	Es posible.	Es posible.	Caudal limitado por el arrastre.	Depuración de aguas residuales; Producción de proteínas microbianas.
Fermentador tubular conteniendo flóculos microbianos.	Difícil de controlar salvo con gran recirculación.	Es posible.	Requiere una alimentación constante de microorganismos.	
Fermentador tubular conteniendo películas microbianas.	Difícil de controlar.	Es posible.	Difícil de controlar la retención de microorganismos dentro del fermentador.	Depuración de aguas residuales; Producción de vinagre.
Fermentador de lecho fluidizado.	Difícil de controlar.	Es posible.	Caudal limitado por el arrastre.	Producción de sidra y cerveza. Tratamiento de aguas residuales.

\*Fermentador Continuo de Tanque Agitado



## **4. METODOLOGÍA**

## **4. METODOLOGÍA**

### **4.1. Determinación de propiedades físicas de partículas.**

#### **4.1.1. Distribución de muestras.**

Las muestras de estudio se distribuyeron de acuerdo al tamizado con mallas. Las mallas utilizadas fueron del número: 20, 24, 30, 35, 40 y 50. Se obtuvieron 5 muestras de 1.5 Kg., cantidad mínima requerida para realizar los experimentos. Cada muestra se tamizó mecánicamente 5 veces por 30 minutos. Al final los lotes de cada muestra se mezclaron manualmente en 5 operaciones.

Cada muestra tamizada se separó y se etiquetó. Las partículas de cada muestra fueron observadas al microscopio, obteniendo la diagonal menor y la diagonal mayor de 200 partículas como mínimo.

El diámetro promedio de las partículas se determinó por dos métodos; a) promedio geométrico y b) el diámetro de la esfera de volumen equivalente.

El soporte de las partículas consistió en arena de mar, de color café claro. El diámetro promedio del soporte se mantuvo constante para todas las muestras. El espesor promedio de las biopartículas se determinó por la diferencia entre el diámetro del soporte y el diámetro final de partículas dividido a la mitad.

#### **4.1.2. Determinación de la densidad de las muestras.**

##### **Densidad de partícula.**

La densidad de partícula de las muestras se determinó por el método del volumen desplazado. Se utilizaron dos probetas: una de 100 ml y otra de 500 ml. Además se utilizaron dos líquidos: agua de la línea y aceite SA 30. La densidad del aceite

SA 30 es de  $0.866 \text{ gr/cm}^3$ . La medida del volumen desplazado se tomo en dos tiempos: inmediatamente y después de 24 horas. Todas las pruebas se realizaron a temperatura ambiente. Cada prueba se repitió mínimo 5 veces.

#### **Densidad aparente de partícula.**

La densidad aparente o empacada de partícula se determinó directamente por la relación peso y volumen de la muestra. El volumen de la muestra se midió en dos probetas: una de 100 ml y otra de 500 ml. El peso se determinó en una balanza analítica digital. Cada prueba se repitió mínimo 5 veces.

#### **Densidad de biopelícula.**

La densidad de la clara de huevo húmeda que se utilizó para representar la biopelícula fue determinada en cada corrida. El método para evaluar la densidad fue directo por la relación de peso y volumen de la muestra. Se utilizaron dos probetas para determinar el volumen de la muestra: una de 100 ml y otra de 500 ml. El peso de la muestra se determinó en una balanza digital.

La densidad de la clara de huevo seca se determinó en 10 corridas diferentes. Para ello se colocaron muestras de clara en crisoles y se secaron a  $40 \text{ }^\circ\text{C}$  por 48 horas. Posteriormente, las muestras secas se molieron en un mortero hasta obtener un polvo y se determino la densidad de forma directa por la relación peso y volumen de la muestra. Por la diferencia de peso inicial y final, en esta operación se determinó el porcentaje de humedad de la clara de huevo.

#### **4.1.3 Determinación de las medidas de las partículas de las muestras.**

Las medidas de las muestras se determinaron en un microscopio marca Nikon con un ocular con escala de 0 a  $100 \text{ } \mu\text{m}$ . Se tomaron mínimo 200 partículas

individuales al azar de cada muestra y se determinaron dos medidas de cada partícula: el eje mayor y el eje menor.

#### 4.2. Formación experimental de las biopartículas.

Para la formación de la biopelícula, se utilizó la técnica para inmovilización de células de tipo adherencia a superficies con utilización de un agente gelante (enlace químico). La proteína que se utilizó como matriz de atrapamiento fue la albúmina de huevo, misma que se encuentra en forma natural en la clara de huevo. Como agente gelante se utilizó una solución de gluteraldehído al 1%vol/vol.

La metodología utilizada para la obtención de las biopartículas fue la siguiente (Figura 4.1):

- 1) Lavado del soporte. La arena de mar se lavó con agua destilada 5 veces, se escurrió y se puso a secar a 60 °C por 24 horas.
- 2) Preparación de la clara de huevo. Se separaron las yemas de huevos frescos y la clara se colocó en refrigeración a 4 °C por 24 horas.
- 3) Preparación del agente gelante. El gluteraldehído utilizado se encontraba en una concentración del 3%vol/vol. La solución de gluteraldehído al 1% se preparó adicional a 33.33 ml de gluteraldehído agua destilada hasta completar 100 ml.
- 4) Mezclar el soporte con la clara de huevo. A 500 ml de clara de huevo se adicionaron 500 gr de soporte. Se colocó el recipiente en una parilla con agitación constante.
- 5) Adición del agente gelante. Con agitación constante se adicionaron 5 ml de solución de gluteraldehído, en intervalos de un ml por minuto.
- 6) Gelación: Se dejó gelar el sistema por 1 hora.
- 7) Secado. El sistema se secó a una temperatura de 40 °C por 72 horas.
- 8) Molienda. El sistema seco se molió en un mortero hasta obtener partículas de diferentes diámetros.

- 9) Tamizado. Se tamizaron las partículas de la misma forma como se describe en el apartado 4.1 de este documento.
- 10) Lavado. Por último, se lavaron las muestras con agua destilada 5 veces, se escurrieron y se dejaron secar a temperatura ambiente.

Nota: Se realizaron pruebas adicionando al sistema biomasa de *Lactobacillus plantarum* en concentraciones de 10 y 20 gr/mc<sup>3</sup>.

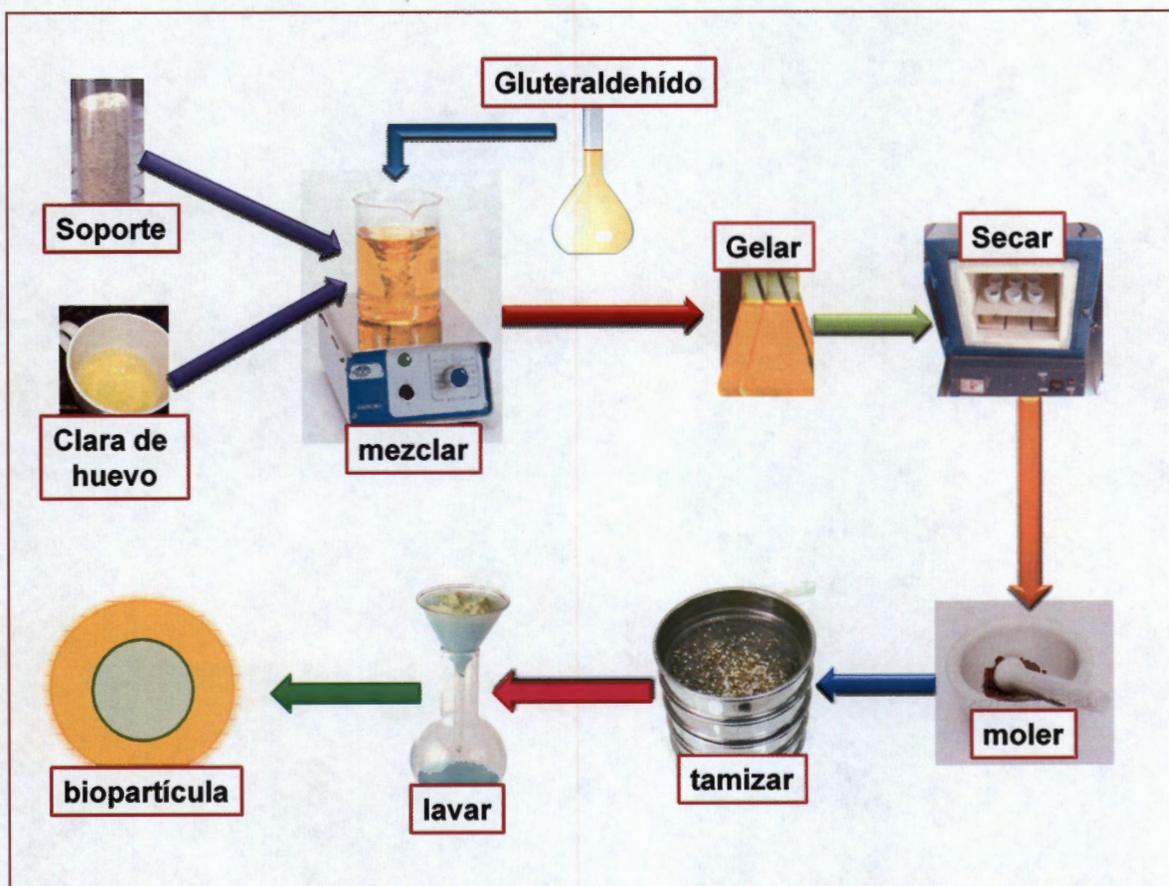


Figura 4.1 Diagrama de flujo para la preparación de biopartículas.

### 4.3. Arreglo experimental del reactor.

Para realizar las pruebas hidrodinámicas, se construyó un sistema experimental que consiste en (Figura 4.2):

- 1) Un reactor tubular de acrílico, con un diámetro interno de 5.08 cm y una altura de 95 cm. En la parte inferior de la columna, cuenta con una parte cónica con una altura de 6.5 cm y el material de vidrio. La parte superior de la columna cuenta con un tronco cónico de rebosadero de una altura de 4.0 cm y un diámetro interno de 10.16 cm. La parte cilíndrica del rebosadero tiene una altura de 12 cm y una salida del reactor a la altura de 10 cm. La entrada de líquido al reactor tubular es de cobre, de un diámetro interno de 0.8 mm y choca con la punta de la parte cónica inferior, distribuyéndose el flujo hacia arriba.
- 2) Dos bombas en el sistema. a) La primera de tipo centrífuga de  $\frac{1}{4}$  de HP colocada en la línea de recirculación del sistema. b) La segunda de tipo peristáltica con velocidad de 6 a 600 rpm colocada en la entrada del sistema.
- 3) Tres medidores de flujo tipo rotámetro. a) El primer rotámetro de tipo GILMONT E-6578 con un flujo máximo de 2,200 ml/min, colocada en la línea de recirculación del sistema y, b) dos rotámetros de tipo PR004 FM034-39ST con un flujo máximo de 512 ml/min, colocado uno a la entrada del sistema y otro a la salida del sistema.
- 4) La línea de tubería se compone de manguera de tygon de tres diámetros internos: 12.8 mm, 4.8 mm y 1.5 mm. La manguera se distribuyó según las necesidades de conexión, procurando contar con la menor caída de presión debida a tuberías.
- 5) En la línea de salida del reactor cuenta con una celda de flujo que mide la conductividad iónica.

- 6) La línea de entrada al reactor cuenta con un dispositivo tipo jeringa hipodérmica para inyectar un pulso al sistema.

El volumen operacional de la columna del reactor es de  $3000 \text{ cm}^3$ . El volumen total del sistema es de  $3400 \text{ cm}^3$ .

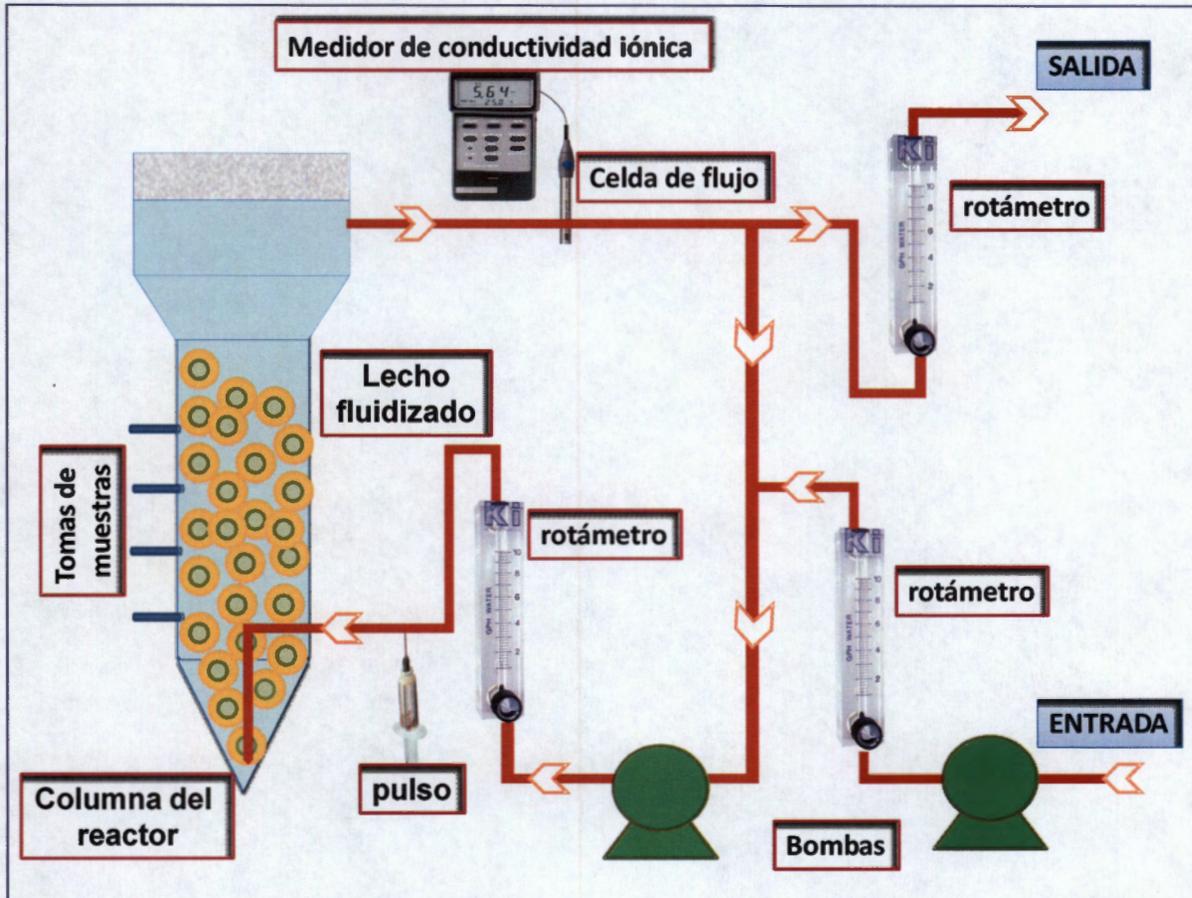


Figura 4.2. Esquema experimental

#### **4.4. Determinación de la velocidad mínima de fluidización y la expansión del lecho.**

##### **4.4.1. Velocidad mínima de fluidización.**

La velocidad mínima de fluidización,  $U_{mf}$ , se determinó por el método de la fracción hueca. Este método consiste en graficar el log de  $U$  vs el log de  $\varepsilon$ , determinar la línea recta correspondiente al lecho fijo y ajustar a una línea recta los puntos que representan la expansión del lecho. La intersección de ambas líneas corresponde al valor de  $U_{mf}$ .

##### **4.4.2. Expansión del lecho.**

La expansión del lecho se llevó a cabo en la columna del reactor y se midió directamente la altura alcanzada mediante una escala. El método experimental que se siguió fue el siguiente:

- 1) El lecho fijo de cada muestra se expandió por el aumento de flujo y se disminuyó paulatinamente hasta regresar a un lecho fijo. Esta operación se repitió 5 veces en cada corrida.
- 2) Se incrementó el flujo paso a paso, cuidando mantener un estado estacionario en cada punto y se determinó la altura del lecho. Una vez alcanzado el máximo flujo posible de la bomba, se repitió la operación pero de manera inversa, es decir, se disminuyó el flujo paso a paso y se determinó la altura del lecho en cada punto.

Esta rutina se repitió 5 veces en cada corrida y para cada muestra se realizaron 3 corridas como mínimo.

Para el caso de la muestra 1, que corresponde al soporte (arena de mar), se realizaron corridas a tres diferentes temperaturas: 25, 35 y 45°C una altura de lecho de 10 cm.

En todos los demás casos las corridas se realizaron a temperatura ambiente y a una altura de lecho de 10 cm. Antes de colocar la muestra en el reactor fue pesada para determinar la masa total.

La porosidad del lecho se determinó con la siguiente ecuación:

$$\varepsilon = \frac{\text{Vol. total ocupado} - \left( \frac{\text{Masa total}}{\rho_p} \right)}{\text{Vol. total ocupado}} \quad (4.1)$$

#### **4.5. Determinación experimental de la velocidad terminal de partícula.**

La velocidad terminal de partícula de cada muestra se determinó tomando el tiempo de caída de partículas individuales en agua destilada en un intervalo de distancia. Los experimentos se llevaron a cabo en dos probetas: una de 500 ml y otra de 1000 ml.

Se midieron los tiempos de caída de 200 partículas como número mínimo de cada muestra en cada probeta.

#### 4.6. Determinación de la distribución de tiempos de residencia.

La distribución de tiempos de residencia en el sistema se determinó mediante la técnica de estímulo respuesta. El estímulo fue un pulso de 3 ml de trazador. Mediante la utilización de una jeringa hipodérmica a la línea de flujo de entrada al reactor. El trazador consistió en una solución de KCl 2M.

A la salida del reactor se colocó una celda de flujo para medir la conductividad iónica en unidades de [micromhos/cm]. A diferentes tiempos se tomó lectura de la conductividad.

El tiempo espacial,  $\tau$ , (también tiempo medio de residencia o tiempo de permanencia) del fluido se calculó mediante la relación del volumen del reactor y el flujo volumétrico de alimentación al sistema, de acuerdo a la *Ecuación 3.3.1*.

La relación de recirculación R se fijó utilizando la *Ecuación 3.3.12*.

Para cada muestra se determinó la distribución de tiempos de residencia (DTR) del fluido a cuatro diferentes tipos de tasas de recirculación, R: 4, 13, 23 Y 42. Cada corrida se repitió tres veces.

Finalmente para obtener la DTR de cada muestra se graficó la Función Edad E vs el tiempo adimensional  $\theta$ . Las curvas obtenidas se compararon con el modelo ideal de flujo en mezcla completa  $e^{-\theta}$ .



## **5. RESULTADOS Y DISCUSIONES**

## 5.- RESULTADOS Y DISCUSIONES.

### 5.1. Caracterización del sólido.

Los resultados de la determinación del diámetro promedio de partícula por los métodos estudiados se muestran en la *Tabla 5.1.1.*

*Tabla 5.1.1.* Resultados de las medidas de las partículas.

Muestra	Malla	Promedio Diagonal menor (cm)	Promedio Diagonal mayor (cm)	Diámetro promedio (cm) (Método promedio geométrico)	Diámetro promedio (cm) (Método diámetro equivalente)
1	40-50	0.03519	0.05056	0.0421	0.0454
2	35-40	0.04416	0.06404	0.0531	0.0572
3	30-35	0.05442	0.07490	0.0638	0.0692
4	24-30	0.06670	0.09074	0.0777	0.0846
5	20-24	0.07671	0.10265	0.0887	0.0967

En la Figura 5.1.1. se muestra la comparación de la distribución de las muestras con dos métodos de cálculo, encontrando que existe diferencia poco significativa, los cálculos se llevaron a cabo considerando el promedio por el método de promedio geométrico.

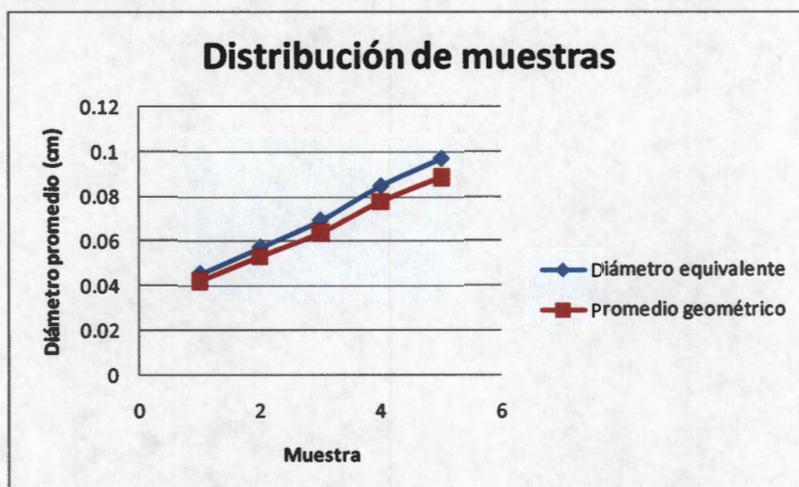


Figura 5.1.1. Comparación de la distribución de muestras a diferentes métodos de cálculo.

Con el diámetro promedio de cada muestra se determinaron el espesor de película. Los resultados se muestran en la *Tabla 5.1.2*.

*Tabla 5.1.2*. Distribución del tamaño de partícula y espesor de película de cada muestras.

Muestra	Diámetro soporte promedio (ds) (malla en cm)	Diámetro partícula promedio (dp) (malla en cm)	Espesor de película promedio $dp - ds/2$ (cm)
1	0.0421	0.0421	0
2	0.0421	0.0531	0.0055
3	0.0421	0.0638	0.01085
4	0.0421	0.0777	0.0178
5	0.0421	0.0887	0.0233

La serie de experimentos se llevaron a cabo empleando la distribución de partículas de la *Tabla 5.1.2*.

## 5.2. Densidad de las muestras.

Los resultados experimentales relacionados a la densidad de las muestras se resumen en la *Tabla 5.2.1*.

**Tabla 5.2.1** Resultados experimentales de la determinación de densidad de partícula y densidad aparente.

Muestra	Densidad de partícula (gr/cm <sup>3</sup> )	Densidad empacada (gr/cm <sup>3</sup> )
1	2.791	1.546
2	2.148	0.851
3	1.912	0.738
4	1.791	0.718
5	1.648	0.714

La *Tabla 5.2.1* muestra que la densidad de partícula como la densidad empacada disminuye conforme se incrementa el espesor de película.

Las propiedades de la clara de huevo utilizada para la formación de la biopelícula se muestran en la *Tabla 5.2.2*.

**Tabla 5.2.2.** Propiedades físicas de la clara de huevo.

Propiedad	Valor
Densidad húmeda	1.164 g/cm <sup>3</sup>
Humedad	88.56 %
Densidad seca	0.728 gr/cm <sup>3</sup>
Proteína	10.5 % (Bourgeois and Le Roux 1982)

### 5.3 Determinación de la Velocidad mínima de fluidización.

En la *Figura 5.3.1.* se muestra la distribución de la fracción hueca,  $\varepsilon$ , de cada muestra. Las diferentes muestras presentan comportamientos singulares desde la  $\varepsilon$ . Por una parte, la muestra 1 define el límite inferior  $\varepsilon$ , con un valor de 0.423, esta muestra, no contiene película. El límite superior de  $\varepsilon$ , lo determina la muestra 4, con un valor de 0.604, aunque esta muestra no presenta la menor densidad de

partícula. Las porosidades de lecho de las muestras 2, 3, y 5 se encuentran entre los rangos mencionados.

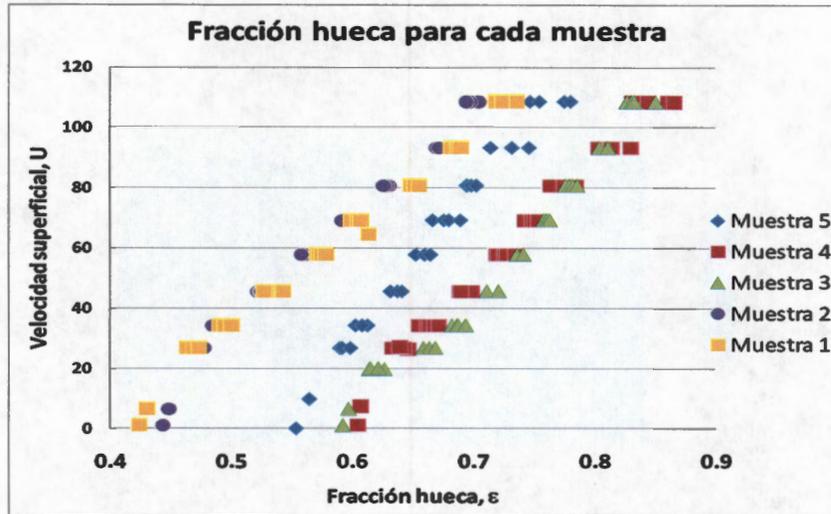


Figura 5.3.1. Distribución de la fracción hueca,  $\varepsilon$ , para cada muestra.

El procedimiento de cálculo experimental para la velocidad mínima de fluidización ( $U_{mf}$ ) se llevó a cabo de manera gráfica. El comportamiento de estos datos experimentales de la velocidad,  $U_s$ , contra la fracción hueca,  $\varepsilon$ , corresponde al de los lechos empacados y fluidizados. En las Figuras se muestra que la  $\varepsilon$  permanece constante en el lecho fijo, pero cuando se alcanza la  $U_{mf}$ , la  $\varepsilon$  empieza a aumentar de una manera lineal. Este cambio de región no ocurre puntualmente, sino paulatinamente. Es decir, en el cambio de región se observa una cierta curvatura. Este efecto se debe a la distribución de tamaños de partícula que se tiene.

En las Figuras 5.3.2, 5.3.3 y 5.3.3 se muestra el procedimiento para el cálculo de la  $U_{mf}$  para la muestra 1, que corresponde al soporte sin película, a tres diferentes temperaturas: 25°C, 35°C y 45°C, respectivamente. La  $U_{mf}$  a 25°C corresponde a 20.89 cm/min, a 35°C es de 21.87 cm/min y a 45°C la  $U_{mf}$  resultó de 25.11 cm/min.

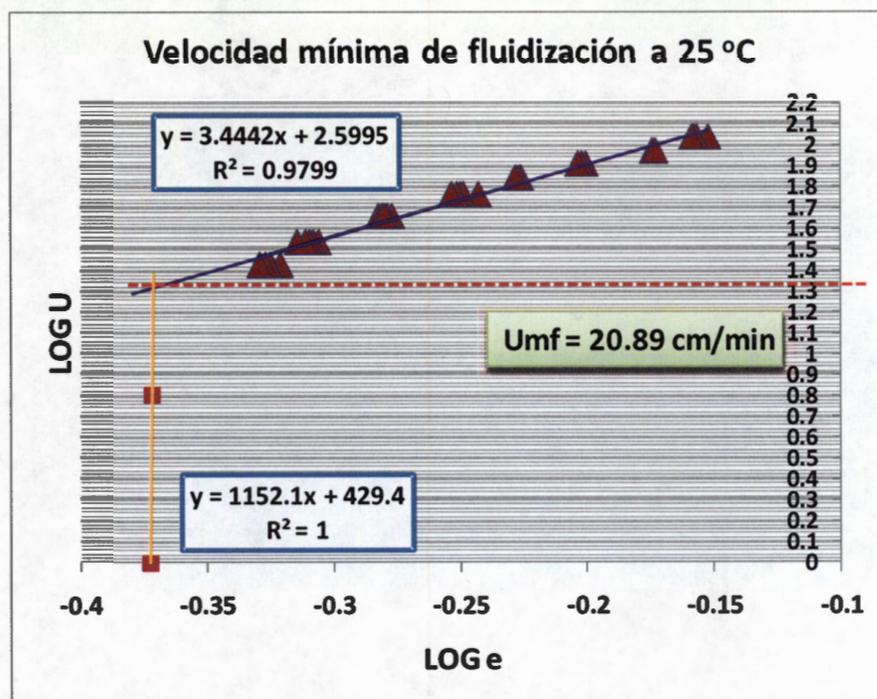


Figura 5.3.2. Velocidad mínima de fluidización de la muestra 1 a temperatura de 25 °C.

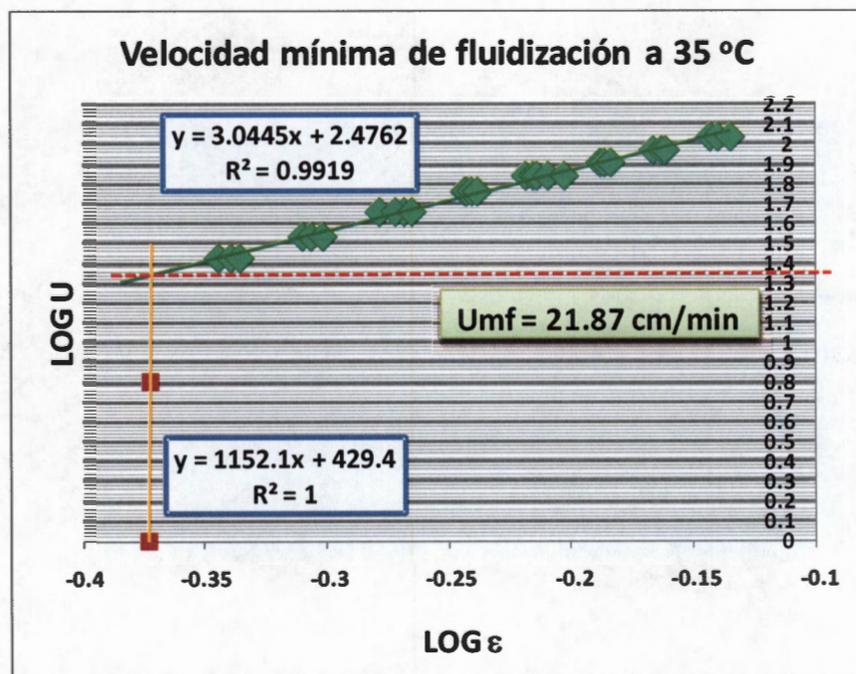


Figura 5.3.3. Velocidad mínima de fluidización de la muestra 1 a temperatura de 35 °C.

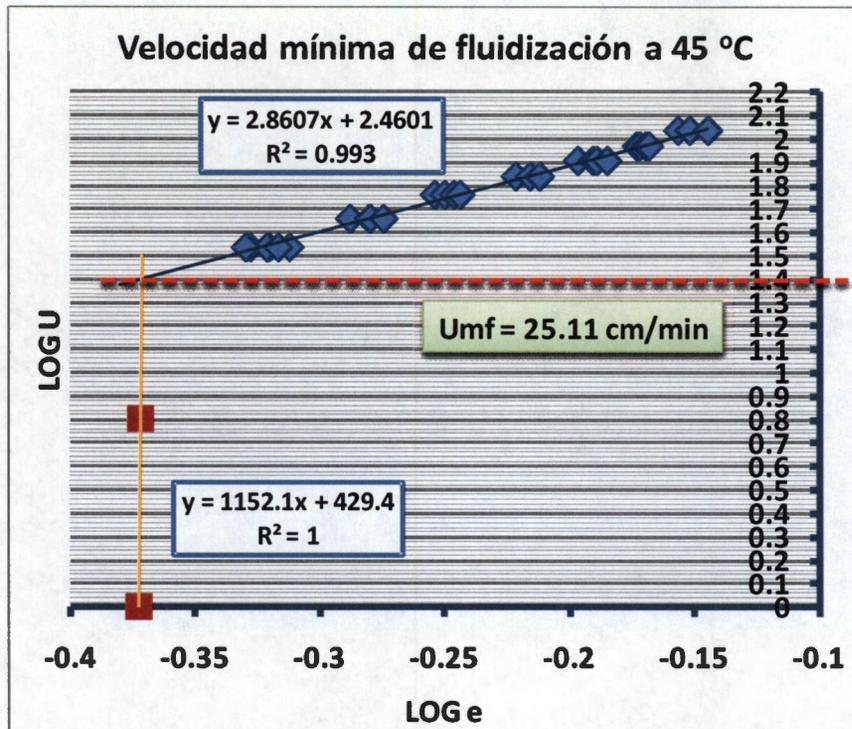


Figura 5.3.4. Velocidad mínima de fluidización de la muestra 1 a temperatura 45°C.

Tabla 5.3.1. Propiedades del agua a diferentes temperaturas

Temperatura oC	Viscosidad Kg/(m*s)	Diferencia %	Densidad Kg/m3	Diferencia %
25	0.000891	0	997.13	0
35	0.000720	19 %	994.08	0.30
45	0.000596	33 %	990.22	0.69

La Figura 5.3.5 muestra el efecto de la temperatura sobre la  $U_{mf}$ . Con el apoyo de la Tabla 5.3.1 se observa que de 25°C a 35°C existe un cambio de viscosidad del fluido del 19 % que se refleja en un cambio de un 4.4 % en la  $U_{mf}$ . Con respecto a la condición de 25°C a 45°C, el cambio en la viscosidad del fluido es del 33 %, lo que representa un cambio del 17% en la  $U_{mf}$ . Estos resultados corresponden a la teoría, debido a que si el fluido es menos viscoso y menos denso se requiere mayor flujo para empujar el lecho de partículas. Lo que es notable es el

comportamiento no lineal que presenta el lecho por cambios en la viscosidad y densidad provocados por el aumento de la temperatura del fluido.

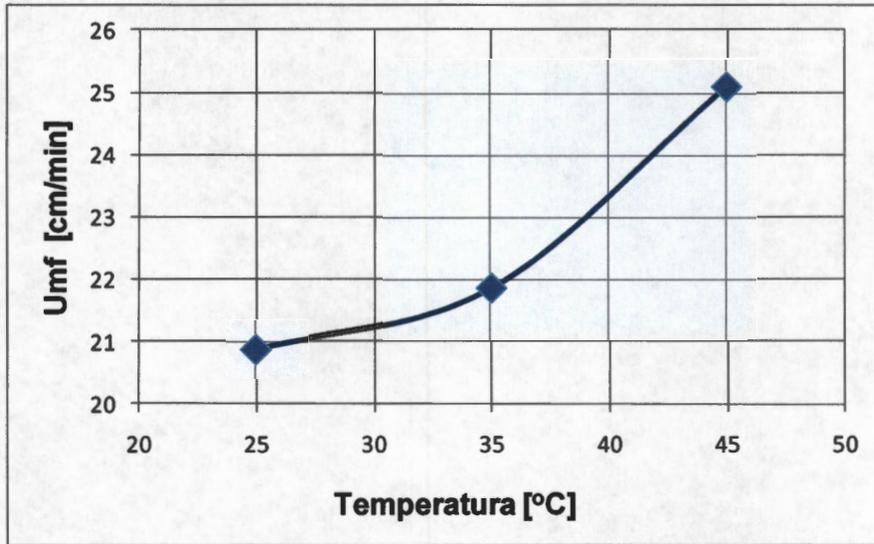


Figura 5.3.5. Efecto de la Temperatura sobre la  $U_{mf}$  de la muestra 1.

En las Figuras 5.3.6, 5.3.7, 5.3.8, 5.3.9 y 5.3.10 se muestra el procedimiento de la estimación de la  $U_{mf}$  para las diferentes muestras estudiadas respectivamente.

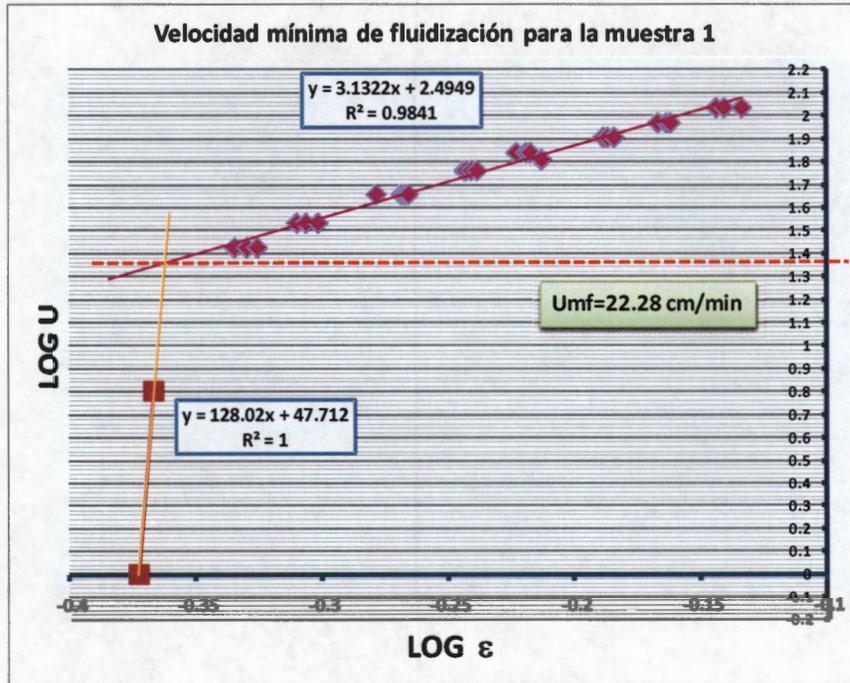


Figura 5.3.6. Velocidad mínima de fluidización para la muestra 1.

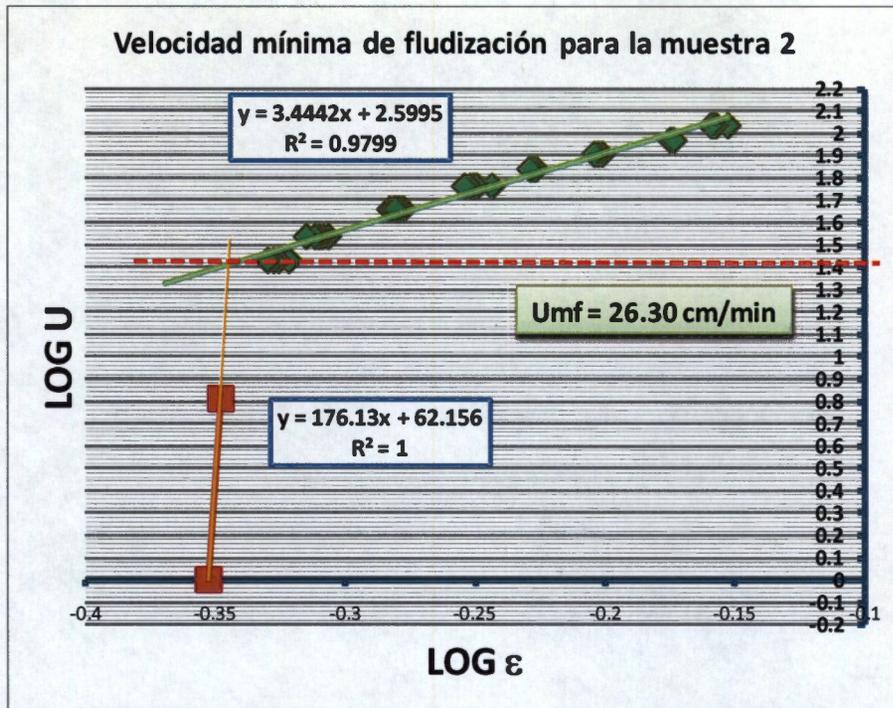


Figura 5.3.7. Velocidad mínima de fluidización para la muestra 2.

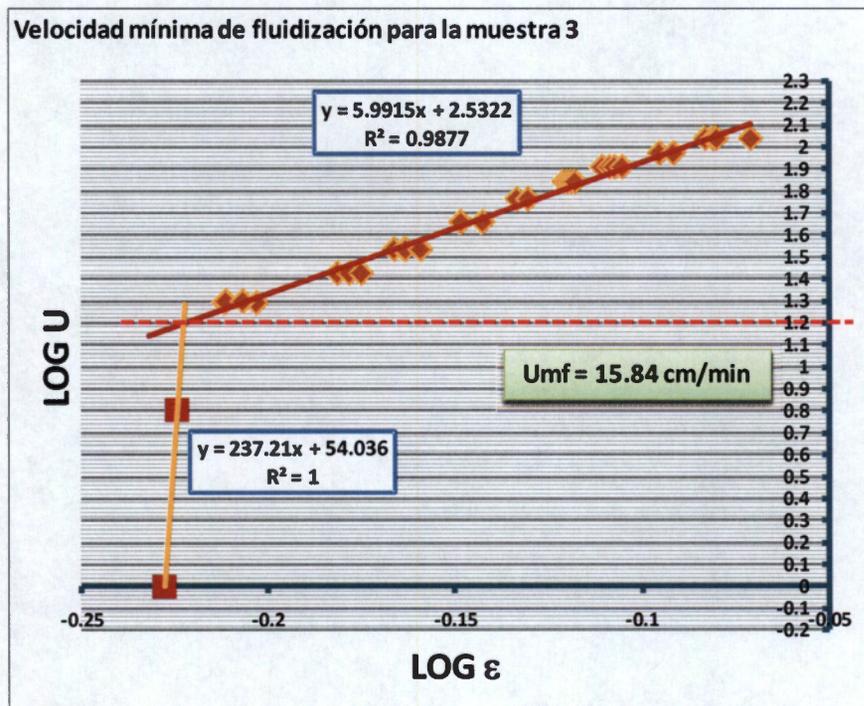


Figura 5.3.8. Velocidad mínima de fluidización para la muestra 3.

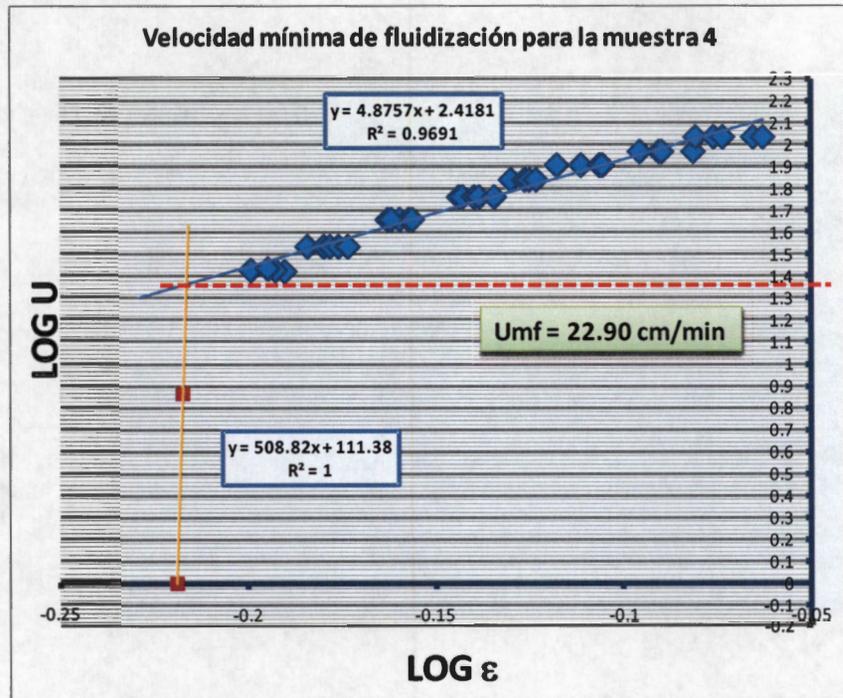


Figura 5.3.9. Velocidad mínima de fluidización para la muestra 4.

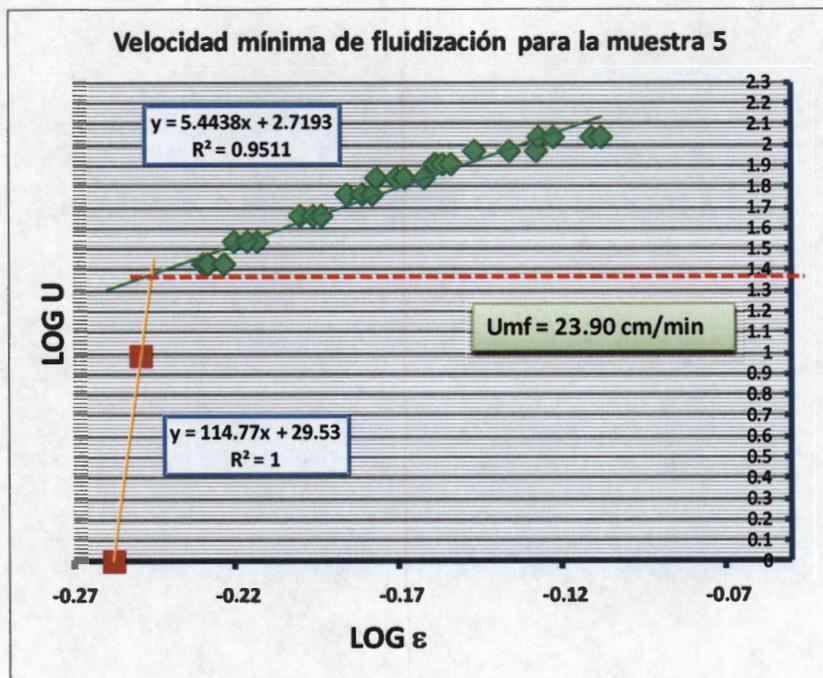


Figura 5.3.10. Velocidad mínima de fluidización para la muestra 5.

Siguiendo con el análisis de las Figuras 5.3.6, 5.3.7, 5.3.8, 5.3.9 y 5.3.10, el límite inferior de la  $U_{mf}$  lo determina la muestra 3, que presenta un espesor de película

de 0.0093 cm, con un valor de 15.84 cm/min. La muestra 1 y la muestra 4 presentaron valores cercanos en la  $U_{mf}$ , de 22.38 y 22.90 cm/min respectivamente, siendo la muestra 1 sin película y la muestra 4 tiene un espesor de película de 0.0146 cm. Asimismo, la muestra 2 y la muestra 5, presentan valores de  $U_{mf}$  muy cercanos, de 24.54 y 25.11 cm/min respectivamente, siendo que la muestra 2 tiene un espesor de película de 0.0051 cm, mientras que la muestra 5 lo tiene de 0.0198 cm.

Tabla 5.3.2  $U_{mf}$  experimental del método gráfico

Muestra	$U_{mf}$ experimental gráfica (cm/seg)	$U_{mf}$ experimental Prueba y error	[Ec. 3.1.2]	[Ec. 3.1.5]
1	0.37	0.3	0.21	0.21
2	0.44	0.36	0.21	0.21
3	0.26	0.24	0.24	0.23
4	0.38	0.32	0.31	0.29
5	0.40	0.28	0.32	0.3

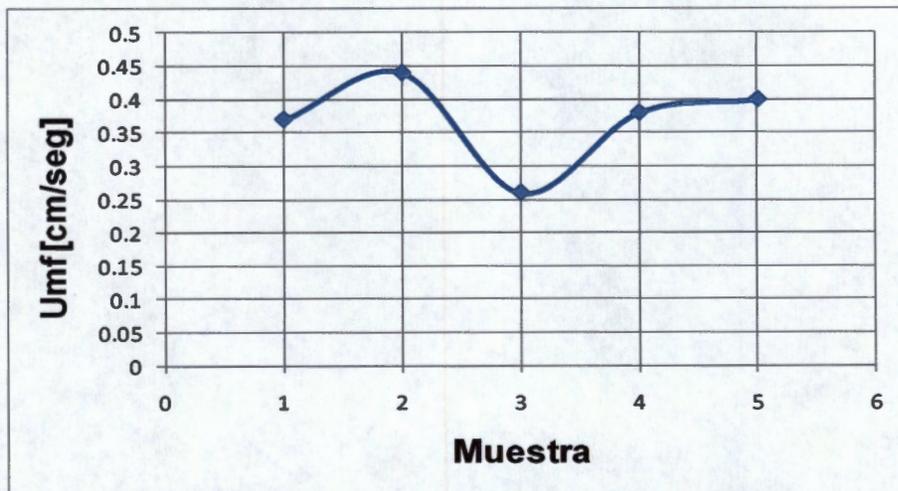
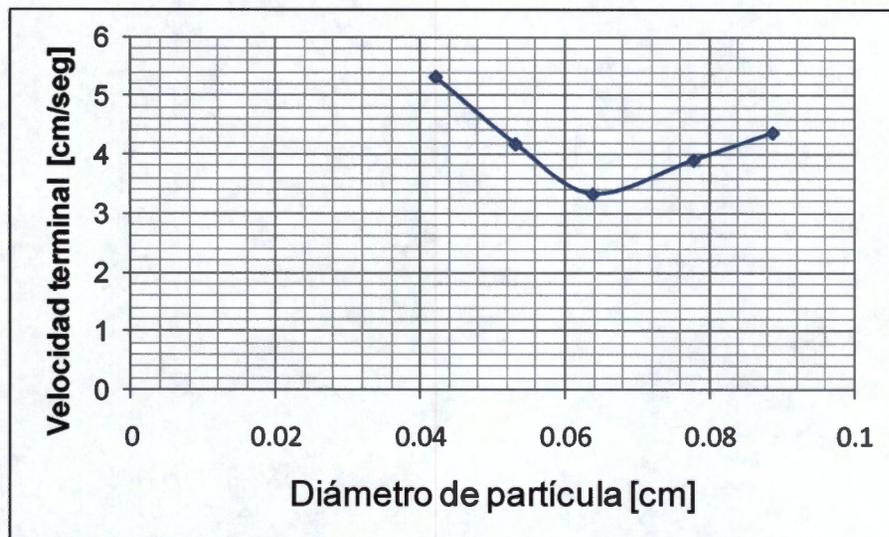


Figura 5.3.11. Efecto de la muestra sobre la  $U_{mf}$  experimental método gráfico.

En la Figura 5.3.11 se observa que no existe una tendencia clara de la  $U_{mf}$  a diferentes muestras, es decir, no muestra una dependencia directa de la porosidad del lecho, la densidad y del diámetro de partícula.

Se esperaba una expansión proporcional a la porosidad, densidad y tamaño de partícula, pero el comportamiento parabólico de la velocidad terminal, como se muestra en la *Figura 5.3.12*, indica que hay una influencia importante de las características de las partículas en las muestras 2, 3 y 4, que provocan que el comportamiento no se ajuste al teórico.



*Figura 5.3.12.* Velocidad terminal medida experimentalmente para los diferentes diámetros de partícula.

*Tabla 5.3.3.* Comparación de la velocidad terminal experimental contra datos teóricos.

Muestra	Ut experimental (cm/seg)	Ut experimental método gráfico (cm/seg)	% error	Ut [Ec. 3.1.9] (cm/seg)	% error
1	5.30	5.15	2.8	5.5	3.7
2	4.3	5.91	37.4	4.7	9.3
3	3.36	5.64	67.8	4.6	36.9
4	3.90	4.28	9.7	5.1	30.7
5	4.36	8.54	95.8	5.0	14.6

#### 5.4 Resultados de la expansión del lecho.

Se determinó experimentalmente la expansión de lecho, encontrando efectos importantes respecto al espesor de la biopelícula. Este desplazamiento se muestra en la Figura 5.4.1.

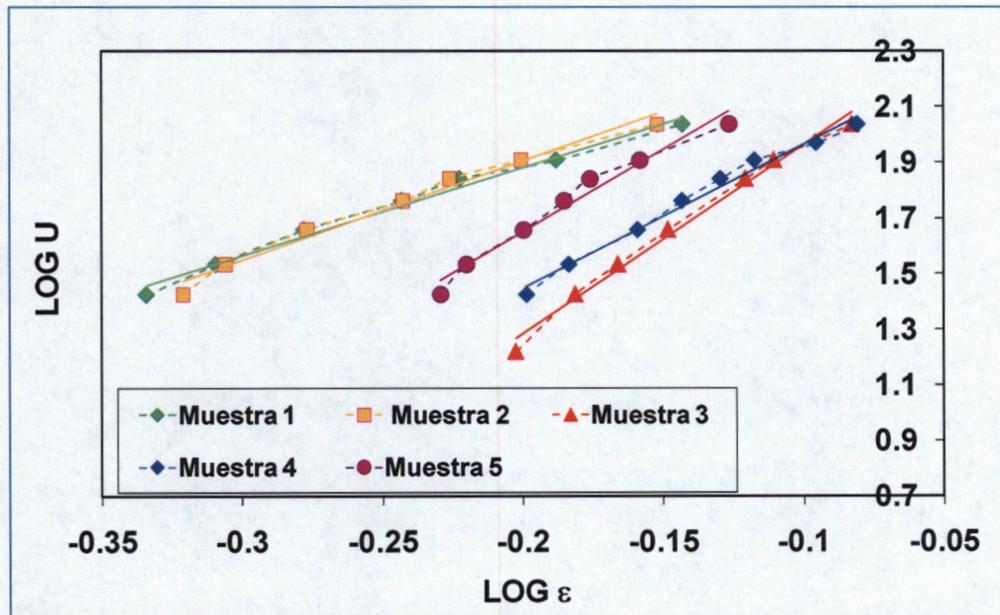


Figura 5.4.1. Efecto del espesor de película sobre la expansión del lecho.

En la Figura 5.4.1 se observa que las muestras 1 y 2 presentan una expansión de lecho similar. El efecto importante de la película sobre la expansión de lecho se presenta a partir de la muestra 3. En esta muestra la expansión del lecho se desplaza hacia la derecha en un 48%, a partir de este punto, conforme se incrementa el espesor de película en las muestras, la expansión del lecho se acerca al comportamiento del soporte.

Para comprender la expansión del lecho se determinaron los índices de expansión,  $n$ , experimental y utilizando 3 ecuaciones encontradas en la literatura. Los resultados del índice de expansión se muestran en la Tabla 5.4.1. y en la Figura 5.4.2.

Tabla 5.4.1. Índices de expansión experimental y teóricas.

Muestra	$n$ experimental [Richardson-Zaki]	$n$ [Ec. 3.1.23, Tzeng (1991)]	% error	$n$ [Ec. 3.1.16, Richardson y Zaki (1954)]	% error	$n$ [Ec. 3.1.4]	% error
1	3.13	3.37	7.6	3.27	4.4	7.24	131.3
2	3.44	3.38	1.7	3.26	5.2	7.48	117.4
3	5.99	3.43	42.7	3.28	45.2	7.43	24.0
4	4.87	3.35	31.2	3.18	34.7	7.12	46.2
5	5.44	3.29	39.5	3.10	43.0	7.09	30.3

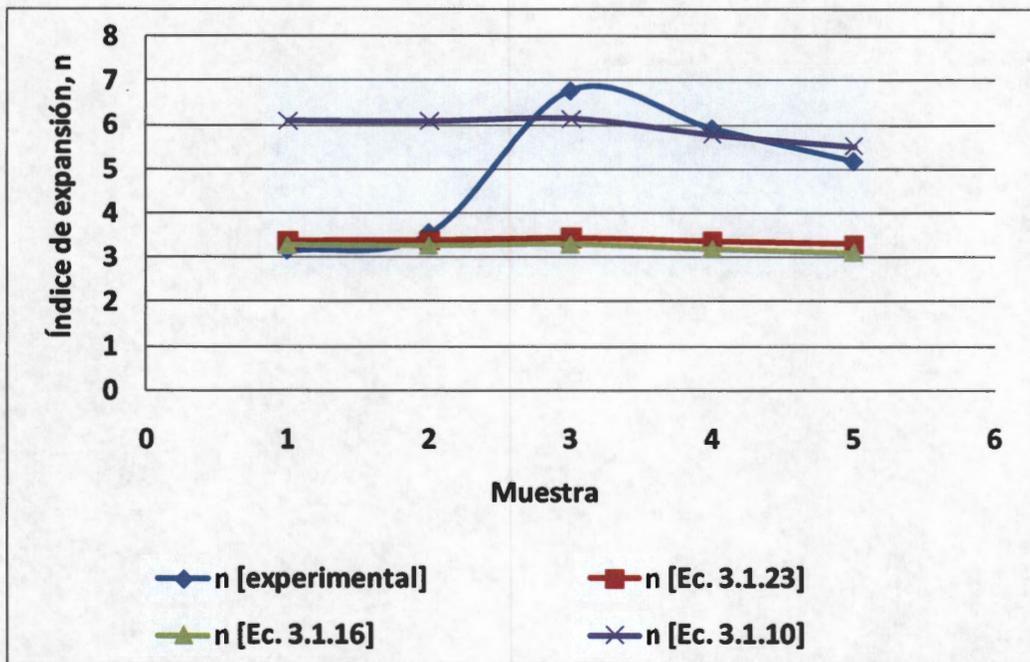


Figura 5.4.2. Índices de expansión,  $n$ , de cada muestra con 4 diferentes métodos de cálculo.

En la Figura 5.4.2. se observa que la Ecuación 3.1.16 y Ecuación 3.1.23 predicen adecuadamente el comportamiento de la muestra 1 y 2, que corresponden a la muestra sin película y a una película muy pequeña, pero conforme se incrementa el espesor de película, estas ecuaciones son poco sensibles para describir el comportamiento de la expansión del lecho. Este efecto se puede inferir debido a que estas ecuaciones son aplicables a un rango de  $Re_T$  muy amplio, de 1 a 500, y

al no haber un cambio importante del valor de  $Re_T$  de cada muestra, se predice un índice similar para todos los casos.

De resultados anteriores de la expansión del lecho, la muestra 3 y 4 presentan un comportamiento particular con respecto al conjunto de las muestras estudiadas, nuevamente se observa que estas muestras presentan un comportamiento distinto en la predicción del índice de expansión, el cual es predicho adecuadamente por la ecuación para  $Re_T$  menores entre 40 y 90, y a pesar de estar operando a condiciones menores de 40, la ecuación tienen una buena predicción en las muestras 3, 4 y 5.

**Tabla 5.4.2. Coeficientes de arrastre.**

Muestra	$Cd$ [Ec. 3.1.8]
1	5.1021
2	5.0643
3	5.2564
4	4.2019
5	3.5433

### 5.5. Resultados de la Distribución de Tiempos de Residencia.

La tasa de recirculación se terminó mediante la *Ecuación 3.3.12*. Los resultados de la Distribución de Tiempos de Residencias se analizaron desde dos puntos de vista. El primero se refiere al efecto de la Tasa de Recirculación sobre la Distribución de Tiempos de Residencia (*DTR*) de cada muestra. El segundo corresponde al análisis del efecto del espesor de película sobre la *DTR* para cada Tasa de Recirculación estudiada.

Los datos utilizados para este estudio se muestran en la *Tabla 5.5.1*.

*Tabla 5.5.1.* Datos para la Distribución de Tiempos de Residencia

R	Ro [cm <sup>3</sup> /min]	Fo [cm <sup>3</sup> /min]	$\tau$ [min]
4	694	169	37.86
13	2200	169	37.86
23	2200	95	67.36
42	2200	52	123.07

#### 5.5.1. Efecto de la tasa de Recirculación sobre la Distribución de Tiempos de Residencia.

La Distribución de Tiempos de Residencia (*DTR*) para la muestra 1, que corresponde al soporte sin película, se ilustra en la *Figura 5.5.1*. no muestra diferencias significativas respecto a la *DTR* de la muestra 2, que corresponde al soporte con una película de 0.0055 cm, ilustrada en la *Figura 5.5.2*. En estas Figuras se observa que a una Tasa de Recirculación (*R*) de 4 existe una zona muerta entre el límite de 0 a 0.2 del tiempo adimensional ( $\theta$ ). Al incrementar la *R* a un valor de 13, esta zona muerta disminuye en un 50%, encontrándose entre los

valores de 0 a 0.1 de  $\theta$ . Para  $R$ 's de 23 y 42, la zona muerta disminuye en un 50% más respecto a la  $R$  de 13 y un 75% respecto a la  $R$  de 4. Los valores de  $\theta$  para ambos casos se encuentran entre 0 y 0.03 aproximadamente.

Siguiendo con el análisis de las Figuras 5.5.1 y Figura 5.5.2, a una  $R$  de 4 se observan dos efectos de acanalamiento, uno pronunciado entre los valores de 0.2 y 0.3 de  $\theta$  y otro menor entre los valores de 0.4 y 0.5 de  $\theta$ . Posterior a estos valores de  $\theta$ , la  $DTR$  se ajusta por arriba de la curva teórica de mezcla completa con una desviación de 0.08 de la Edad adimensional [ $E(\theta)$ ]. Para las  $R$ 's de 13 y 23, se observan solo un efecto de acanalamiento, entre los rangos de  $\theta$  de 0.05 y 0.1 para  $R$  de 13 y de 0 y 0.05 para  $R$  de 23.

Asimismo en la Figura 5.5.1 y Figura 5.5.2 se observa que después de los rangos de acanalamiento, la curva para  $R$  de 13 se ajusta adecuadamente a la teórica de mezcla completa, con una desviación de 0.01 de  $E(\theta)$ . Para  $R$  de 23, la curva de  $DTR$  se ajusta a la teórica con una desviación de 0.7 de  $E(\theta)$ . Para la  $R$  de 42, el efecto de acanalamiento es mínimo y la curva de  $DTR$  se ajusta adecuadamente a la teórica de mezcla completa, con una desviación de 0.005 de  $E(\theta)$ .

En la Figura 5.5.3 se encuentra la  $DTR$  para la muestra 3, que corresponde al soporte con una película de 0.01085 cm. Con una  $R$  de 4, la zona muerta se encuentra entre los rangos de 0 y 0.2 de  $\theta$ . Los efectos de acanalamiento para la  $R$  de 4 se presentan en los rangos de  $\theta$ , entre 0.2 y 0.3 para uno pronunciado y entre 0.4 y 0.5 para otro menor. En  $R$  de 13, la zona muerta se observa entre el rango de 0 a 0.05 de  $\theta$ . Asimismo, para la  $R$  de 13, el efecto de acanalamiento se presenta en el rango de 0.05 y 0.1 de  $\theta$ . Para las  $R$ 's de 23 y 42, la zona muerta se encuentra entre 0 y 0.025 de  $\theta$ . Para todos los casos de  $R$ 's de la Figura 5.6.3, después de los efectos de acanalamiento, las curvas se ajustan a la curva teórica de mezcla completa de la siguiente manera: para las  $R$ 's de 4 y 13 se ajusta por encima de la curva teórica con una desviación de 0.08 de  $E(\theta)$ , para  $R$  de 23 se

ajusta por debajo de la curva teórica con una desviación de 0.06 de  $E(\theta)$  y para  $R$  de 42 se ajusta por arriba de la curva teórica con una desviación de 0.07.

Las  $DTR$  de la muestra 4, que corresponde al soporte con una película de 0.0178 cm, se muestra en la *Figura 5.5.4*. Esta muestra presenta un comportamiento singular, la zona muerta a una  $R$  de 4 se presenta entre el rango de 0 a 0.13 de  $\theta$ . Asimismo, dos efectos de acanalamiento se aprecian, el pronunciado en el rango de 0.1 y 0.2 y el menor entre el rango de 0.25 y 0.35 de  $\theta$ . Para la  $R$  de 13, la zona muerta se presenta entre 0 y 0.05 de  $\theta$  y el acanalamiento se presenta entre el rango de 0.04 y 0.1 de  $\theta$ . Para las  $R$ 's de 23 y 42, la zona muerta se encuentra entre 0 y 0.025 de  $\theta$ . Para esta muestra, las curvas de  $DTR$  a  $R$  de 4 se ajusta por arriba de la teórica con una desviación de 0.12 de  $E(\theta)$ . Para  $R$  igual a 13 la  $DTR$  se ajusta por arriba de la teórica con una desviación de 0.06 de  $E(\theta)$ . Por último, para la  $R$  de 23, la  $DTR$  se ajusta por debajo de la curva teórica con una desviación de 0.02 de  $E(\theta)$  y para  $R$  de 42 la curva se ajusta adecuadamente a la curva teórica de mezcla completa con una desviación de 0.01 de  $E(\theta)$ .

La muestra 5 que tiene una película de 0.0233 cm de espesor, está representada en la *Figura 5.5.5*. Para la  $R$  de 4, se presenta una zona muerta en el rango de 0 a 0.2 de  $\theta$ . Para  $R$  de 13 y 23, esta zona muerta se encuentra ubicada entre 0 y 0.1 de  $\theta$ , lo que representa una disminución del 50 %. En el caso de  $R$  de 42, la zona muerta disminuye considerablemente hasta el rango de 0 a 0.02 de  $\theta$ , que corresponde a un 10% de la zona muerta encontrada en  $R$  de 4 y un 20 % de la zona con un valor de  $R$  de 13 y 23. Para esta muestra, las curvas de  $DTR$  se ajustan después de los efectos de acanalamiento respectivo por debajo de la curva teórica de mezcla completa con una desviación descrita a continuación: para las  $R$ 's de 4 y 13 corresponde una desviación 0.06 de  $E(\theta)$ , para  $R$  igual a 23 la desviación es de 0.07 de  $E(\theta)$ , por último, para  $R$  de 42, la desviación es de 0.05 de  $E(\theta)$ .

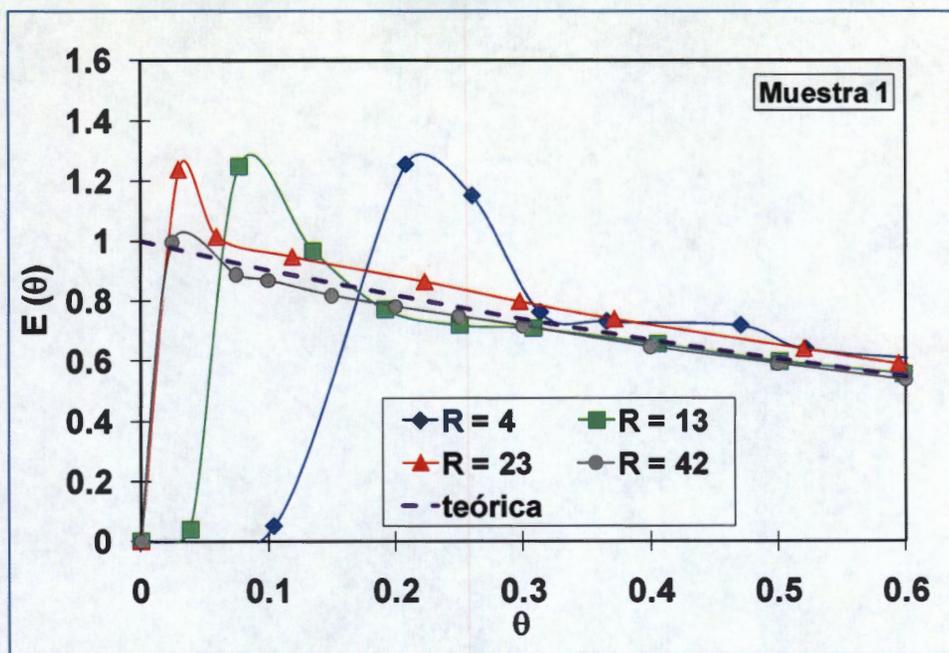


Figura 5.5.1. Efecto de la tasa de recirculación sobre la DTR para la muestra 1.

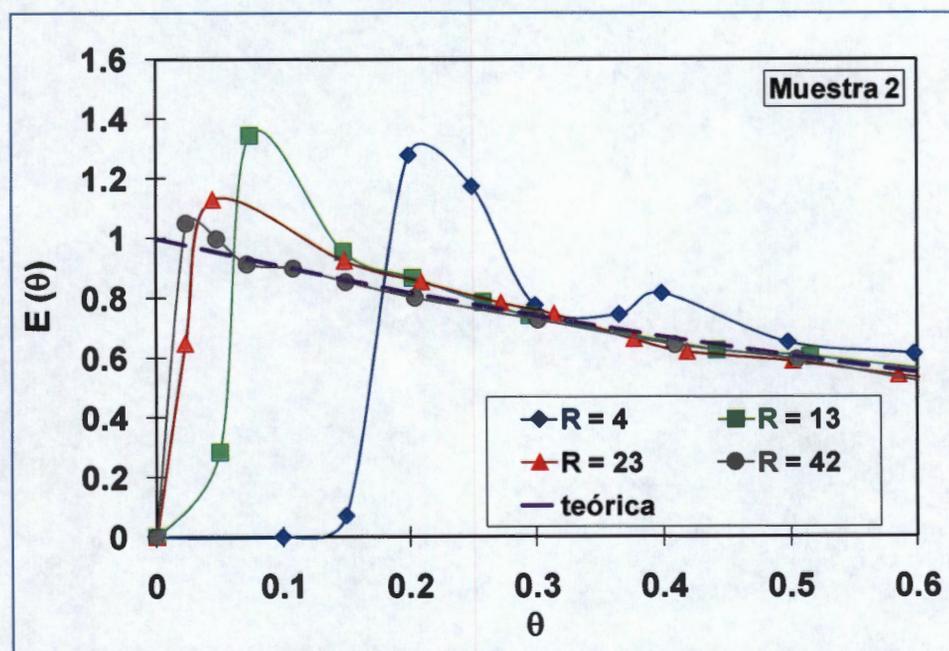


Figura 5.5.2. Efecto de la tasa de recirculación sobre la DTR para muestra 2.

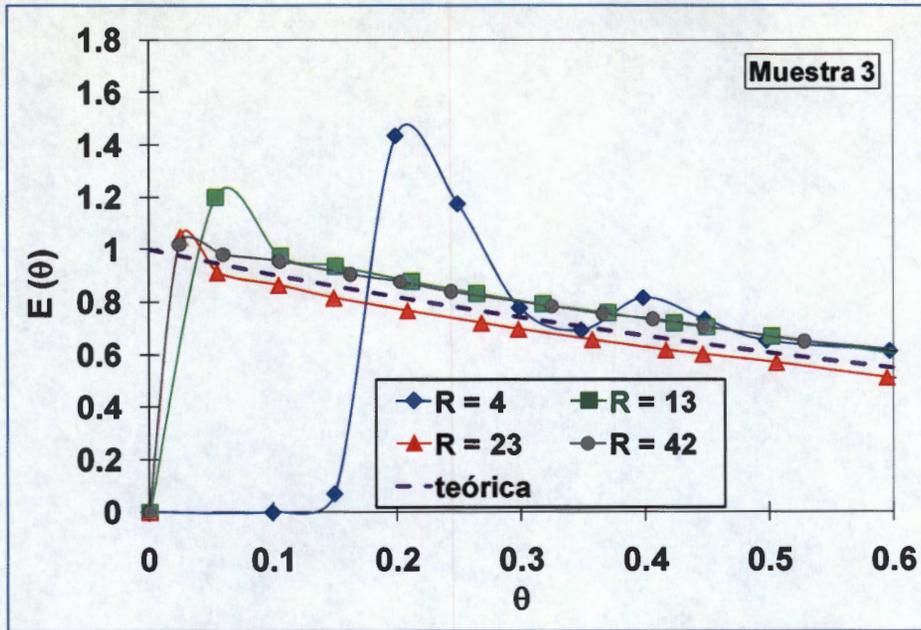


Figura 5.5.3. Efecto de la tasa de recirculación sobre la DTR para la muestra 3.

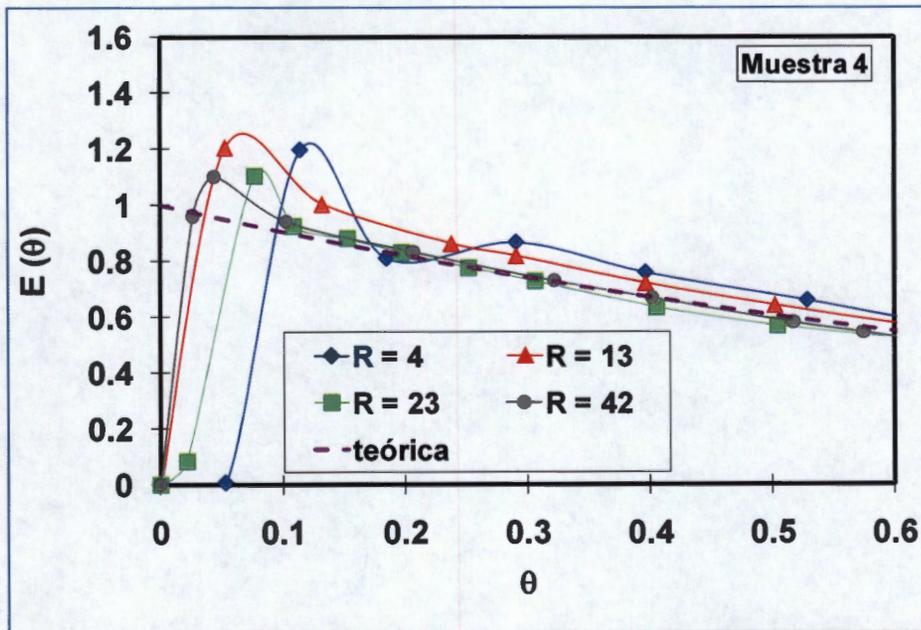


Figura 5.5.4. Efecto de la tasa de recirculación sobre la DTR para la muestra 4.

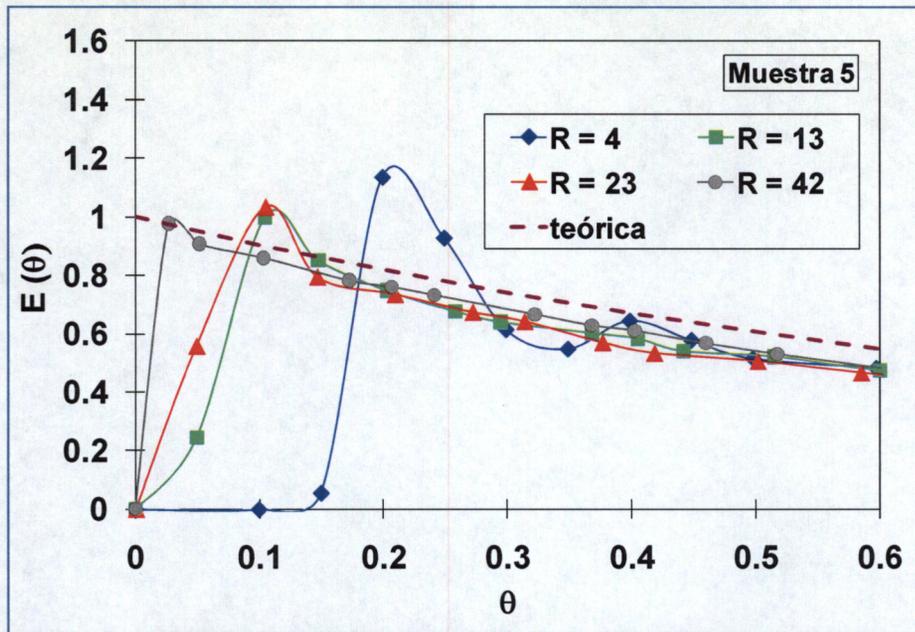


Figura 5.5.5. Efecto de la tasa de recirculación sobre la DTR para la muestra 5.

A una tasa de recirculación ( $R$ ) de 4 se presenta una zona muerta entre el rango de 0 a 0.2 del tiempo adimensional para las muestras estudiadas, excepto para la muestra 4, que presenta un desplazamiento hacia el punto de 0.12 de  $\theta$ . Asimismo para esta  $R$ , se presentaron dos zonas de acanalamientos, uno muy pronunciado después de la zona muerta y otro menos pronunciado enseguida. Después de las zonas de acanalamiento, la  $DTR$  se ajusta a la curva teórica de mezcla completa con una desviación entre 0.05 y 0.1 de la Edad adimensional  $[E(\theta)]$ .

Para la tasa de recirculación de 13, se observa una zona muerta disminuida en un 50 % respecto a la  $R$  de 4 en todos los casos estudiados. Para esta  $R$ , se presenta solo una zona de acanalamiento inmediato a la zona muerta. Posterior al efecto de acanalamiento, la curva de  $DTR$  se ajusta a la curva teórica con una desviación entre 0.02 y 0.08 de la  $E(\theta)$ .

Con una  $R$  de 23, la zona muerta disminuye en un 50 % respecto a la  $R$  de 13 y en consecuencia, disminuye en un 75% respecto a la zona muerta presentada a una

$R$  de 4. El efecto de acanalamiento se presenta inmediatamente después de la zona muerta. Posteriormente, las curvas de  $DTR$  se ajustan a la curva teórica de mezcla completa con un desviación máxima de 0.07 de  $E(\theta)$ .

A una  $R$  de 42, la zona muerta se ve disminuida al mínimo encontrado en todos los casos, entre 0 y 0.03 de  $\theta$ . El efecto de acanalamiento también se ve disminuido. El ajuste de la curva de  $DTR$  respecto a la curva teórica varía en un valor máximo de 0.05 de  $E(\theta)$ . Bajo este régimen se observa que todas las muestras tienen un comportamiento cercano a la mezcla completa.

### 5.5.2. Efecto del espesor de película sobre la distribución de tiempos de residencia.

En la *Figura 5.5.6* se muestra el efecto del espesor de la película sobre la *DTR* a *R* de 4. Se observa que a mayor espesor de película, la zona muerta es mayor. Esta zona oscila entre 0 y 0.2 de  $\theta$ . El límite inferior lo mantiene la muestra 1 que corresponde al soporte sin película y el límite superior lo tiene la muestra 5 que corresponde al soporte con un espesor de película de 0.0233 cm. Las zonas muertas de las muestras 2, 3 y 4 se encuentran entre estos límites.

Para el caso de la *R* de 13, *Figura 5.5.7* el efecto del espesor de la película se mantiene, es decir, a mayor espesor de película es mayor la zona muerta. En este caso, el límite inferior es de 0.05 de  $\theta$  y el límite superior 0.1 de  $\theta$ .

La *Figura 5.5.8* corresponde a las *DTR* a una *R* de 23 para todas la muestra. En la *Figura* se observa el mismo efecto que en los casos anteriores, a mayor espesor de película es mayor la zona muerta. Los límites superior e inferior son 0.08 y 0.02 de  $\theta$  respectivamente.

Por último, para el caso de la *R* de 42, *Figura 5.5.9*, el efecto del espesor de película sobre la *DTR* se manifiesta igual que en los casos anteriores, siendo los límites de  $\theta$  disminuidos significativamente entre el rango de 0 y 0.02.

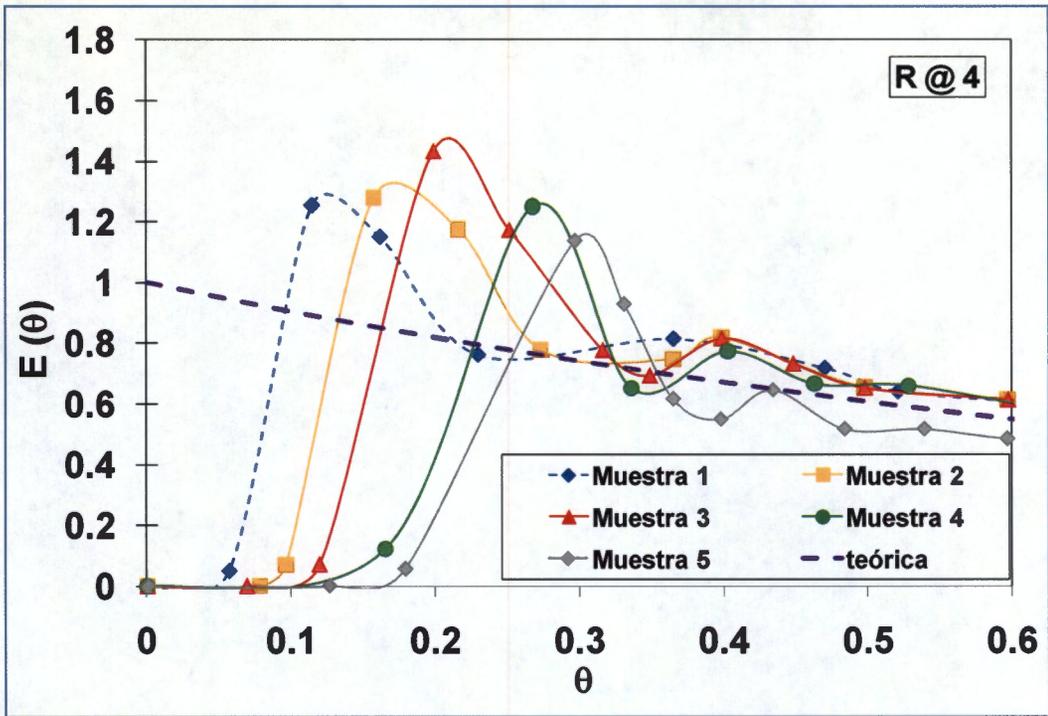


Figura 5.5.6. Efecto del espesor de película sobre DTR a R de 4.

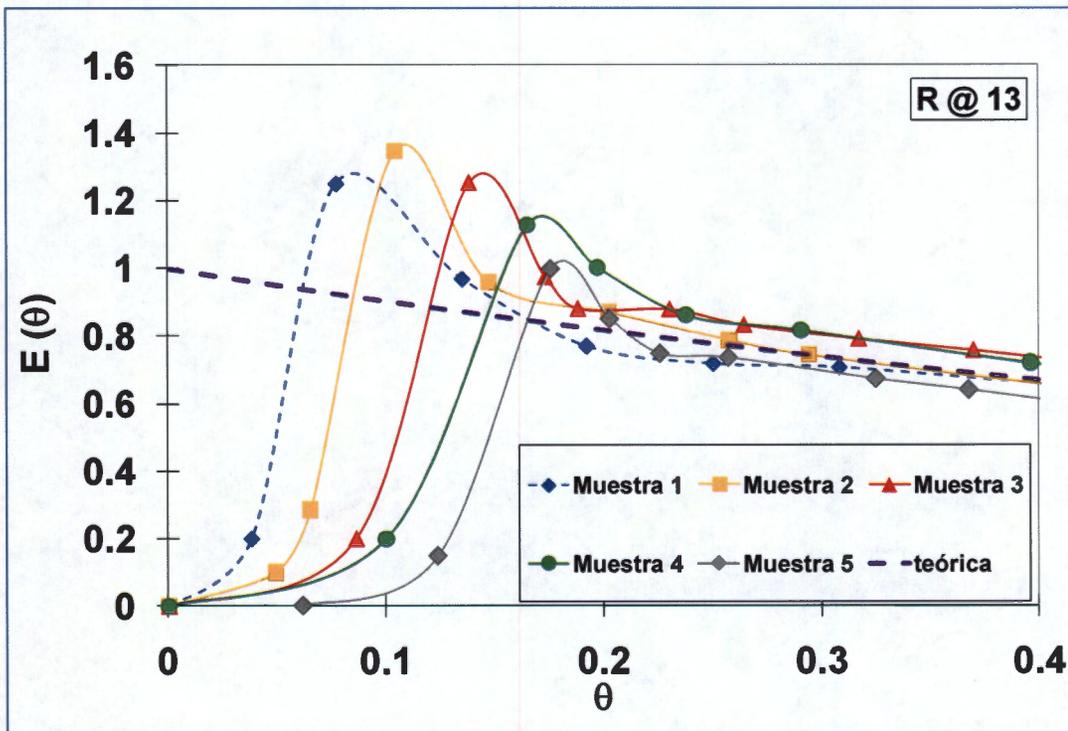


Figura 5.5.7. Efecto del espesor de película sobre la DTR a R de 13.

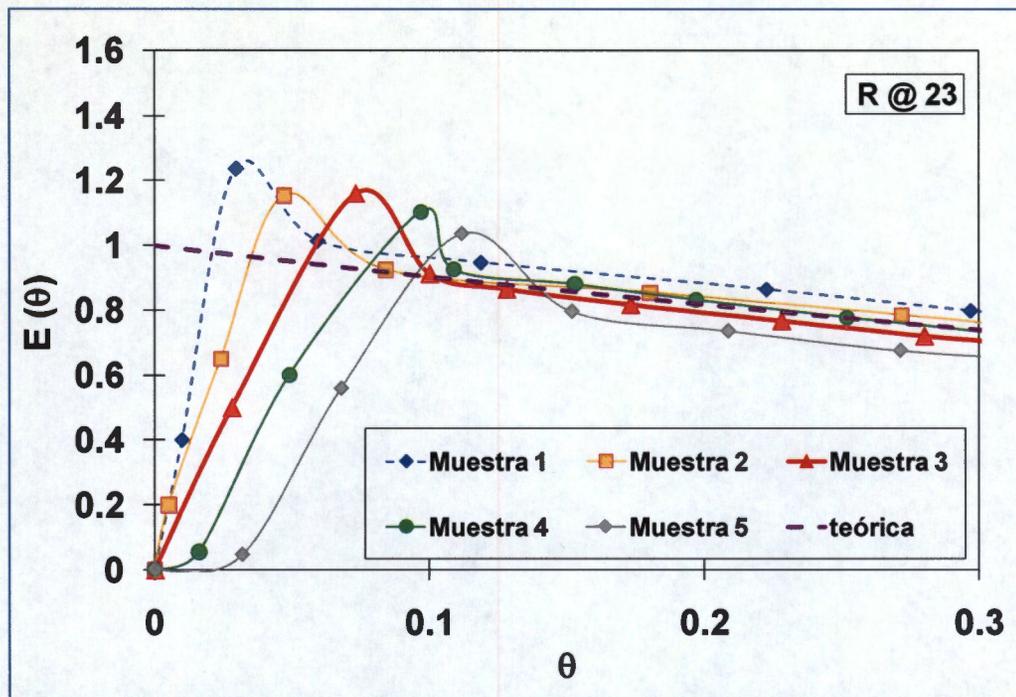


Figura 5.5.8. Efecto del espesor de película sobre la DTR a R de 23.

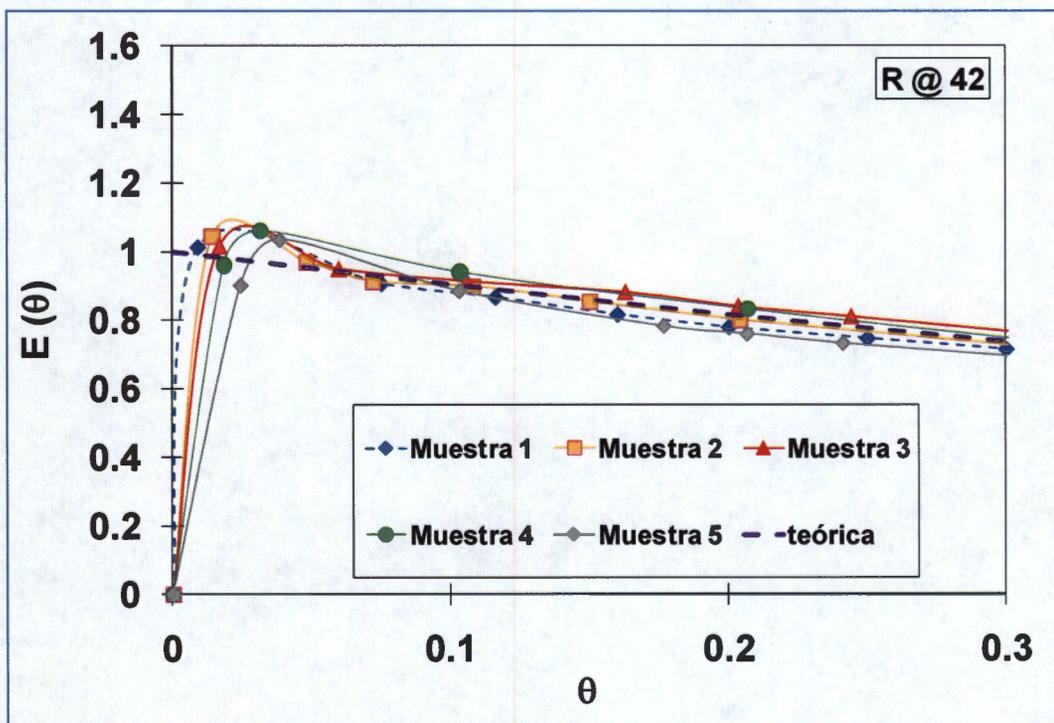
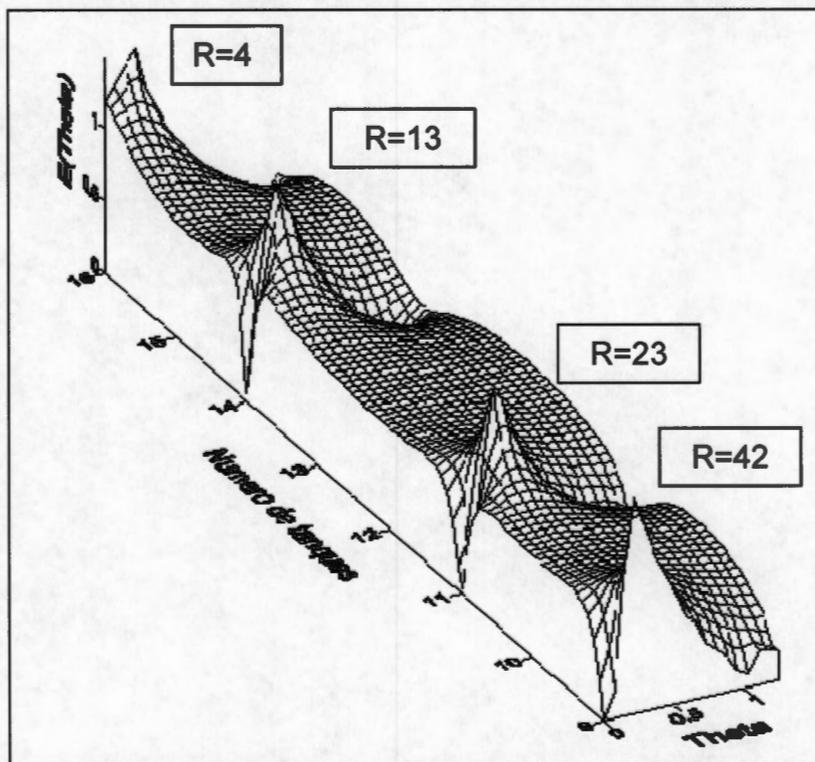


Figura 5.5.9. Efecto del espesor de película sobre la DTR a R de 42.

### 5.5.3. Efecto de la tasa de recirculación sobre el número equivalente de tanques agitados continuos y número de Peclet.

La *Figura 5.5.10* muestra el comportamiento en tres dimensiones de la distribución de tiempos de residencia con su equivalencia con el número de reactores continuos de tanque agitado determinados por el inverso del cuadrado de la varianza de la distribución de tiempos de residencia para cada tasa de recirculación explorada.

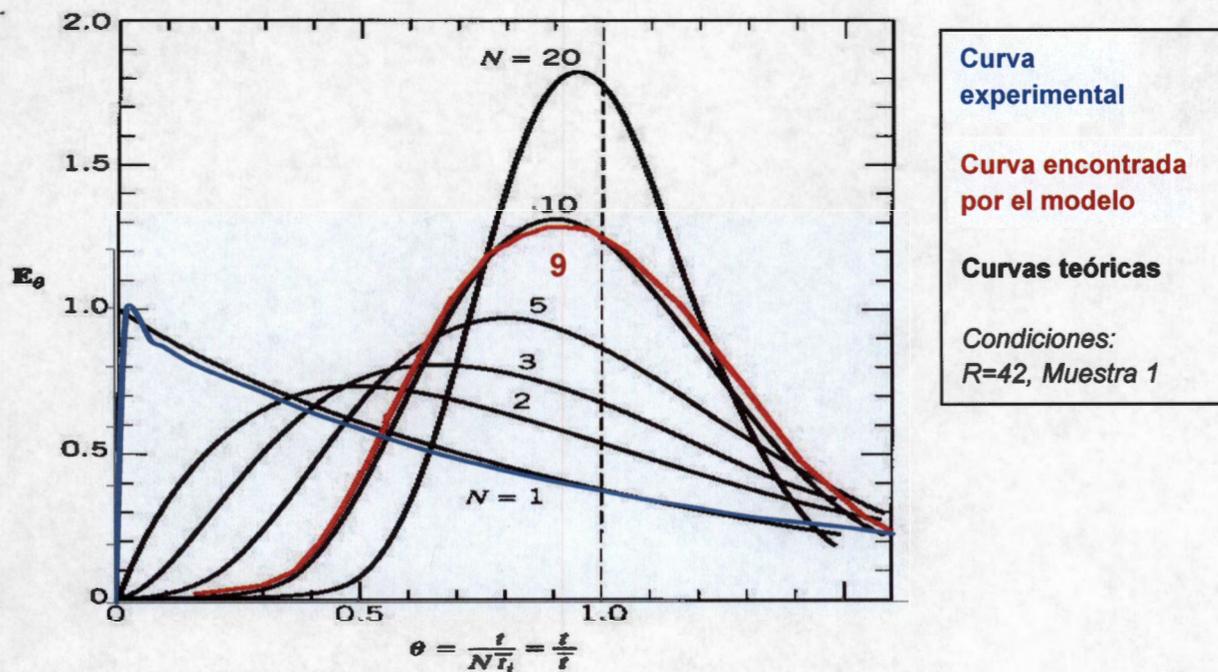
Se observa que el mínimo número de tanques es de 9 y corresponde a la  $R = 42$ , conforme disminuye la  $R$  los números de tanques se incrementan hasta 16.



*Figura 5.5.10.* Equivalencia del número de tanques agitados a diferentes tasas de recirculación.

En la *Figura 5.5.11*, se muestra la comparación de las curvas teóricas con la curva experimental y la encontrada por el modelo de número equivalente de tanques agitados continuos, para el caso de  $R$  de 42 de la muestra 1. En la *Figura* se

observa que la curva encontrada no se ajusta a la experimental, por lo que este modelo, no describe la DTR del reactor en estudio.



Fuente: Levenspiel (1999), pag. 323.

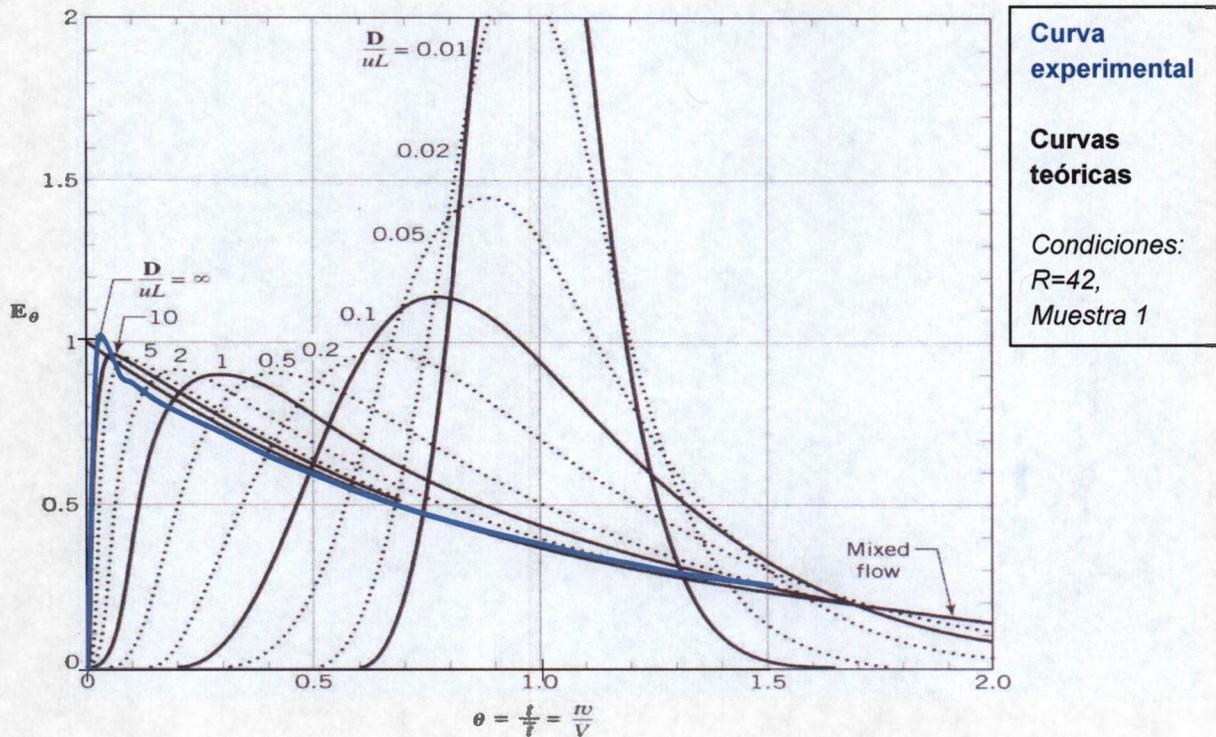
Figura 5.5.11. Curvas de DTR para modelo de tanques en serie.

Para estudiar el modelo de dispersión, se calcularon los valores del número de Peclet para cada tasa de recirculación, R, de la muestra 1. Los resultados se relacionan en la *Tabla 5.5.2*.

*Tabla 5.5.2.* Valores del número de Peclet para cada R para la muestra 1.

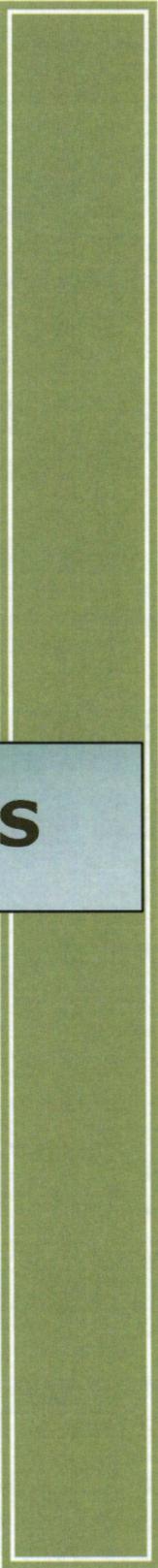
R	Número de Peclet [Pe]	Inverso de [Pe]
4	1.14	0.87
13	0.49	2.02
23	0.32	3.09
42	0.11	9.01

En la *Figura 5.5.12*, se muestran las curvas teóricas de DTR en el modelo de dispersión con la curva experimental en las condiciones de  $R$  de 42 para la muestra 1. Se observa que para el valor de  $Pe$  de 0.11, le corresponde su inverso de 9. La curva teórica de 9 está cercana a la curva teórica 10 de la Figura. Se puede apreciar que la curva de DTR experimental se aproxima significativamente a la curva teórica de 10. De lo anterior, se puede asumir que el modelo de dispersión describe adecuadamente el comportamiento de las DTR experimentales encontradas en el RLFB estudiado.



Fuente: Levenspiel (1999), pag. 300.

*Figura 5.5.12.* Curvas de DTR para el modelo de dispersión.



## **CONCLUSIONES**

---

## 6. CONCLUSIONES.

### 6.1. Características del sólido.

La técnica implementada para la formación de la película permitió tener 5 distintas distribuciones de tamaño de partícula, logrando el máximo para una malla entre 20 y 24 debido a la poca adherencia de la película para mayores espesores de esta.

### 6.2. Densidad de las muestras.

La simulación de la biopelícula con la utilización de la clara de huevo inmovilizada sobre el soporte de arena de mar, mostró un comportamiento adecuado, en relación a la adherencia sobre el soporte, su impermeabilidad al trazador y su similitud a las características físicas y biológicas de las películas inmovilizadas.

La densidad de partícula disminuye hasta un 59% con el incremento en el espesor de película. Por otro lado, la densidad empacada del lecho de partículas disminuye hasta en un 46% para el máximo espesor de película estudiado.

### 6.3 Determinación de la velocidad mínima de fluidización.

La variación de la temperatura en el fluido de 25 a 45°C representa un cambio en la densidad de 0.5%, aunque en apariencia es despreciable, este impacta en un incremento del 19% en la  $U_{mf}$ .

La velocidad mínima de fluidización ( $U_{mf}$ ) obtenida a través de la expansión del lecho para las distintas distribuciones de partículas se encontró en el intervalo de 0.26 cm/seg a 0.41 cm/seg. Por otra parte, el comportamiento que siguió la  $U_{mf}$  para las distribuciones de partículas estudiadas presentó un comportamiento atípico debido a que normalmente la  $U_{mf}$  aumenta proporcionalmente con el tamaño de partícula. Para los casos estudiados, la  $U_{mf}$  decae en 40% para la

---

distribución intermedia, creciendo después proporcionalmente para las distribuciones de mayor tamaño. De lo anterior se asume, que este comportamiento es provocado por las interacciones entre partícula-partícula, es decir, mayor adherencia, mayor superficie de contacto, lo se refleja como un comportamiento de un lecho heterogéneo.

La velocidad terminal de partícula experimental presenta un comportamiento parabólico debido a la interacción de partícula-fluido, esto se puede verificar a través de los coeficientes de arrastre obtenidos para las distribuciones de partículas.

La muestra 1, presenta un comportamiento distinto al resto de las muestras, debido a que sus características físicas son diferentes por no contar con película.

#### **6.4. Resultados de la expansión del lecho.**

Para películas muy delgadas no existe una influencia sobre la expansión del lecho, pero la distribución intermedia tiene un efecto muy importante provocando grandes expansiones del lecho. La curva que describe el comportamiento tiene un cambio de pendiente. Para las distribuciones mayores, el efecto es menor debido a que la expansión lograda no es tan significativa como la expansión anterior y las curvas de expansión presentan pendientes similares.

El índice de expansión ( $n$ ) experimental presenta dos zonas. Para las muestras del soporte y tamaño de película pequeño (muestra 1 y 2) las ecuaciones de Richardson-Zaki original y ajustada por Tzeng et al. (1991) se ajustan adecuadamente al valor experimental de 3.1 y 3.5 respectivamente, ambas ecuaciones son propuestas para  $Re_t$  mayores. En el caso de las partículas con espesores de películas mayores (muestras 3, 4 y 5), el índice de expansión se predice adecuadamente con la expresión de Richardson-Zaki ajustada por

Mulcahy y LaMotta (1981) para  $Re_t$  menores, a un valor experimental de 6.7, 5.9 y 5.1 respectivamente.

### **6.5. Resultados de la Distribución de Tiempos de Residencia.**

El análisis del patrón de flujo mediante la utilización de un trazador, obteniendo la distribución de tiempos de residencia en el sistema de lecho fluidizado con recirculación resultó adecuado.

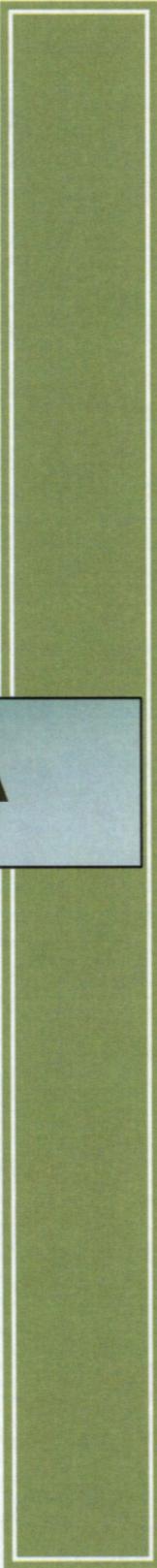
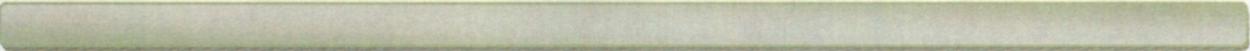
El patrón de flujo se aproxima a un mezcla completa si se trabaja a tasas de recirculación altas de 42 en adelante.

A bajas tasas de recirculación las DTR muestran zonas muertas o estancamiento de flujo y acanalamientos.

Las curvas de DTR mostraron que a mayor espesor de la película mayor es la zona muerta presentada.

El modelo de tanques en serie no describe el comportamiento de las DTR del RLFB en estudio. El modelo de dispersión describe adecuadamente el comportamiento de las DTR experimentales encontradas en el RLFB estudiado.

Aunque el comportamiento real de los reactores de lecho fluidizado de biopelícula no se ajusta exactamente a las situaciones idealizadas de mezcla completa, se lograron condiciones que podemos admitir este comportamiento ideal sin incurrir en error apreciable. Los parámetros encontrados, tanto de velocidad mínima de fluidización, índice de expansión, y patrones de flujo pueden considerarse para disminuir los problemas íntimamente relacionados con los cambios de escala, ya que la decisión de si ha de ensayarse o no en planta piloto depende, en gran parte, de nuestro control sobre las variables más importantes del proceso.



# **BIBLIOGRAFÍA**

## 7.- BIBLIOGRAFÍA.

Aiba, S., Nagatani, M., , "Separation of Cells from Culture Media", in *Advances in Biochemical Engineering*, volume 1, Eds. T.K. Ghose, A. Fiechter (Springer-Verlag, Berlin), pp. 31-54 (1971)

Andrews, G.F.,. "Fluidized-Bed Fermenters: A Steady-State Analysis", *Biotechnol. Bioeng.* **24**, 2013-2030 (1982).

Andrews, G.F., "Fluidized-Bed Bioreactors", *Biotech. Genetic. Engng. Review*, **6**, 151 (1988).

Andrews, G.F. and J. Prezezdziecki, "Design of Fluidized-Bed Fermentors", *Biotechnol. Bioeng.*, **28**, 802 (1986).

Anselme, M.J. and Tedder D.W., "Characteristics of Immobilized Yeast Reactors Producing Ethanol from Glucose", *Biotechnol. Bioeng.*, **30**, 736 (1987).

Archambault, J., Volesky, B., Kurz, W.. Development of bioreactors for the culture of surface immobilized plant cells. *Biotechnol. Bioeng.* **35**, 702-711 (1990).

Asif, M., Kalogerakis, N., and Behie, L.A., "Hydrodynamics of Liquid Fluidized Beds Including the Distributor Region", *Chem. Eng. Sc.*, **47** (15) 4155-4166 (1992).

Atkinson, B., Daoud, I.S., "Diffusion Effects within Microbial Films", *Trans. Inst. Chem. Engrs.*, **48**, 245, 1970

Bena, J., Havalda, Y., Matas, J. *Collect. Czech. Chem. Commun.*, **36**, 3563 (1971).

---

Boaventura, R., Rodriguez, A. "Consecutive reactions in fluidized bed biological reactors: modeling and experimental study of wastewater denitrification". *Chem. Eng. Sci.* **43**(10): 2715-2728 (1988).

Borchardt, J.A., "Biological Waste Treatment Using Rotating Disc", *Biotech. Bioeng. Symp. Series*, **2**, 131, (1970).

Bull, M.A., Sterritt, R.M. and Lester, J.N., "The Influence of COD, Hydraulic, Temperature and pH Shocks on the Stability of a Unheated Fluidised Bed Reactor", *J. Chem. Tech. Biotechnol.* **33B**, 221-230, (1983).

Bull, M.A., Sterritt, R.M. and Lester, J.N., "Response of the Anaerobic Fluidized Bed Reactor to Transient Changes in Process Parameters", *Water Res.* **17**, 11, 1563-1568, (1983).

Bungay, H.R., Whalen, W.J., Saunders, W.M., "Microbe Techniques for Determining Diffusivities and Respiration Rates in Microbial Slime Systems", *Biotech. Bioeng.*, **12**, 615, (1969).

Cho, G.H., C.Y. Choi, Y.D. Choi and M.H. Han, "Ethanol Production of Immobilised Yeast and its CO<sub>2</sub> Gas Effects in a Packed Bed Reactor", *J. Chem. Tech. Biotech.*, **32**, 859 (1982).

Clift, R., J.R. Grace and M.E. Weber, "Bubbles; Drops and Particles", *Academic Press*, New York (1978).

Characklis, W. *Biofilms*. Wiley, New York (1990).

Chen, J.J., McCarty, D., Slack, D. and Rundle, H. "Full scale studies of a simplified aerated filter (BAF) for organics and nitrogen removal. *Water Science and Technology*, **41**(4-5). Pag.1-4 (2000).

Chen, S.J., Li, C.T., and Shieh, W.K., "Anaerobic Fluidized Bed Treatment of an Industrial Wastewater", *J. WPCF*, **60** (10) 1826-1832 (1988).

Chipperfield, P.N.J., "Plastic Media in the Treatment of Domestic Sewage and Industrial Waste", in *Water pollution Control Engineering*, Ed. A. L. Downing (HMSO, London), pp. 51-59, (1970)

Coelhoso, Y., Boaventura, R., and Rodriguez A., "Biofilm Reactors: An Experimental and Modeling Study of Wastewater Denitrification in Fluidized-Bed Reactors of Activated Carbon Particles", *Biotechnol. Bioeng.* **40**, 625-633 (1992).

Coulson, J.M., Richardson, J.E., "Ingeniería Química" Volumen 2. Editorial Reverté, Barcelona, (1968).

Danckwerts, P.V., Continuous flow systems. Distribution of residence times. *Chem. Eng. Sci.*, **2**, 1-13 (1953).

Denac, M., Dunn, Y. Packed and fluidized-bed biofilm reactor performance for anaerobic wastewater treatment. *Biotechnol. Bioeng.* **32**, 159-173 (1988).

Dowing, A.L. (Ed.), *Water Pollution Control Engineering* (HMSO, London), pp. 115-127, (1970).

Fan, L.-S., "Gas-Liquid-Solid Fluidization Engineering", *Butterworths, Stoneham, MA* (1989).

Fan, L., Leyva-Ramos, R., Wisecarner, K., Zehner, B. Diffusion of phenol through a biofilm grown on activated carbon particles in a draft-tube three-phase fluidized-bed bioreactor. *Biotechnol. Bioeng.* **35**, 279-286 (1990).

---

Flora, J.R., Suidan, M.T., Biswas, P., and Sayles, G.D., "A Modeling Study of Anaerobic Biofilm Systems: Y. Detailed Biofilm Modeling", *Biotechnol. Bioeng.*, **46**, 43-53 (1995).

Flora, J.R., Suidan, M.T., Biswas, P., and Sayles, "A Modeling Study of Anaerobic Biofilm Systems: II. Reactor Modeling", *Biotechnol. Bioeng.* **46**, 54-61 (1995).

Forster, C., Boyes, A., Hay, B., Butt, J. An aerobic fluidized bed reactor for wastewater treatment. *Chem. Eng. Res. Des.* **64**, 425-430 (1986).

Freitas dos Santos, L.M. and Livingston, A.G., "Membrane-Attached Biofilms for VOC Wastewater Treatment I: Novel In Situ Biofilm Thickness, Measurement Technique", *Biotechnol. Bioeng.*, **47**, 82-89 (1995).

Freitas dos Santos, L.M. and Livingston, A.G., "Membrane-Attached Biofilms for VOC Wastewater Treatment. II: Effect of Biofilm Thickness on Performance", *Biotechnol. Bioeng.*, **47**, 90-95 (1995).

Fuentes M., Scenna, N.J., Aguirre, P.A. y Mussati, M.C. Application of two anaerobic digestion models to biofilm systems, *Biochemical Engineering Journal*, **38** (2008) 259-269.

Furasaki, S., "Engineering Aspects of Immobilized Biocatalysts", *J. Chem. Eng. Japan*, **21**, 219 (1988).

Gjaltema, A., Tjihuis, L., Van Loosdrecht, M.C.M. and Heijnen, J.J., "Detachment of Biomass from Suspended Nongrowing Spherical Biofilms in Airlift Reactors", *Biotechnol. Bioeng.*, **46**, 258-269, (1995).

Glicksman L.R., Lord, W.K., and Sakagami, M., "Bubble Properties in Large-Particle Fluidized Beds", *Chem. Eng. Sc.*, **42** (3) 479-491 (1987).

Greenshields, R.N. and Smith, E.L., *The Chemical Engineer*, **May**, 182-190. (1971).

Hancher, C.W. and Perona, J.J., "Kinetic Model for a Fluidized-Bed Bioreactor for Denitrification of Wastewaters", *Biotechnol. Bioeng. Symp.*, **12**, 317-326 (1982).

Hawkes, H.A., *The Ecology of Waste Treatment* (Pergamon Press, Oxford), 1963

Heijnen, J.J., "Acidification of Wastewater in an Anaerobic Biological Fluidized Bed". *Proceedings of the Eur. Symp. November 23-25*, Noordwijkerhout (Netherlands), p. 176, (1983).

Heijnen, J.J., "Development of a High-rate Fluidized Bed Biogas-reactor. Anaerobic Waste Water Treatment". *Proceedings of the Eur. Symp. November 23-25*, Noordwijkerhout (Netherlands), p. 283 (1983).

Heijnen, J.J., "Anaerobic Waste Water Treatment". *Proceedings of the Eur. Symp. November 23-25*, Noordwijkerhout (Netherlands), p. 259 (1983).

Heijnen, J.J., "Technik der Anaeroben Abwasserreinigung", *Chemie, Ingenieur, Technik*, **56**, 526 (1984).

Heijnen, J.J., Enger, W.A., Mulder, A., Lourens, P.A., Keijzers, A.A. and Hoeks, F.W.J.M.M., "Application of Anaerobic Fluidized Bed Reactors in Biological Waste Water Treatment", *Starch*, **38**, Nr 12, p.p. 419- 428 (1986).

Heijnen, J.J., Mulder, A., Enger, W. and Hoeks, F. "Review on the Application of Anaerobic Fluidized Bed Reactors in Waste-water Treatment", *The Chemical Engineering Journal*, **41** B37-B50 (1989).

---

Hermanowicz, S. W. and Ganczarczyk, J. J., *Biotechnol. Bioeng*, **25**, 321-1330 (1983).

Hirata, A. and F.B. Bulos, "Predicting Bed Voidage in Solid-Liquid Fluidization", *J. Chem. Eng. Japan*, **23**, 599 (1990).

Jottrand R., *J. Appl. Chem. (London)*, **2 Suppl. Issue 1**, S17-S26 (1952).

Jewell, W.J., Switzenbaum, M.S., and Morris, J.W., "Municipal Wastewater Treatment with the Anaerobic Attached Microbial Film Expanded Bed Process", *Journal WPCF*, **53** (4), 482-490 (1981).

Karel, S.F., S.B. Libicki and C.R. Roberston, "The Immobilization of Whole Cells: Engineering Principles", *Chem. Eng. Sci.*, **40**, 1231 (1985).

Kornegay, B.H., Andrews, J.F., "Kinetics of Fixed Film Biological Reactors", *J. Water Pollution Control Federation*, **40**, 460, (1968).

Kunii, D. and Levenspiel, D., "Fluidization Engineering", 76 (*Wiley*, New York). (1969).

Kurt, M., Dunn, I.J., Bourne, J.R., "Biological Denitrification of Drinking Water Using Autotrophic Organisms with H<sub>2</sub> in a Fluidized-Bed Biofilm Reactor", *Biotechnol. and Bioenge.* **29**, 493-501 (1987).

Livingstone, A., Chase, H. Modeling phenol biodegradation in a fluidized-bed bioreactor. *AICHE J.* **35** (12), 1980-1992 (1989).

Llewelyn, D.A.B., "The Production of Protein Concentrate Biomass from Hydrocarbons", *Proc. Conf. Inst. Pter. (London)*, in *Microbiology*, **63**, 63-84, (1968).

---

Larsen, D.H., Dimmick, R.L., "Attachment and Growth of Bacterial on Surfaces of Continuous Culture Vessels", *J. Bacteriol.*, **88**, 1380, (1964).

Leva, M., Grummer, M., Weintraub, M., Plochik, M., *Chem. Eng. Progr.*, **44**, 619 (1948).

Levenspiel O. "Chemical Reaction Engineering". Chapter 13 y Chapter 14, John Wiley & Sons, Third Edition, pp. 293 – 338. (1999).

Lewis, E. W., Bowerman, E.W., *ibid.*, **48**, 603 (1952).

Lewis, W.K., Gilliland, E.R., Baur, W.C., *Ind. Eng. Chem.*, **40**, 1104 (1949).

Llaguno, C., , "Spanish Wine Vinegar", *Process Biochem.*, **6**, 27 (1971).

Malby, P.G., "Uk Plant for Purified Enzymes", *Process Biochem.*, **5**, 22, (1970)

Maruyama, T., Maeda, H., and Mizushin, T., "Liquid Fluidization in Tapered Vessels", *J. Chem. Eng. Japan*, **17** (2), 132-139 (1984).

Mallette, M. F., "Evaluation of Growth by Physical and Chemical Means", in *Methods in Microbiology*, **Volume 1**, Eds. J.R. Norris, D.W. Ribbons (Academic Press, New York), pp. 521-566 (1969).

Mulcahy, L.T., and LaMotta, E.J., *Env. Eng. Prog. Report No. Env. E. 59-78-2* (Dept. Civil Eng, Univ. Massachusetts) (1978).

Mulcahy, L.T. and E.J. LaMotta, "Mathematical Model of the Fluidized Bed Biofilm Reactor, *Report No. Env. E. 59-78-2*, Environmental Engineering Program, Department of Civil Engineering, University of Massachusetts, Amherst, MA (1978).

- Mulcahy, L. T., Shieh, W.K. and LaMotta, E.J., *Prog. Wat. Tech.*, **12**, 143. (1980).
- Mulcahy, L.T., Shieh, W.K. and LaMotta, E.J., *73rd Annual AIChE Meeting* (1980).
- Mulcahy, L. T., Shieh, W. K. and La Motta, E. J., "Simplified Mathematical Models for a Fluidized Bed Bioreactors", *AIChE Symp Ser*, **77** (209), 273-283 (1981).
- Munson, R.J- "Turbidostats", in *Methods in Microbiology*, volume 2, Eds. J. R. Norris, D. W. Ribbons (Academic Press, New York), pp. 349-376, (1970).
- Murga, R., Stewart, P.S. and Daly, D., "Quantitative Analysis of Biofilm Thickness Variability", *Biotechnol. Bioeng.*, **45**, 503-510 (1995).
- Ngian, K. F. and Martin, W. R. B., *Biotechnol Bioeng.* **22**,1843-1856 (1980).
- Noyola, R.A. Reporte técnico y comunicación personal. Universidad Autónoma Metropolitana (1992).
- Rajagopalan, R., Laddha, G.S., *Trans. Indian Inst. Chem. Eng.* **9** (3), 83 (1967).
- Ramamurthy K. and Subbaraju K., "Bed Expansion Characteristics of Annular Liquid-Fluidized Beds", *Ind. Eng. Chem. Process Des. Develop.*, **12**, (2) 184 (1973).
- Richardson, J.F., in Davidson, J.F. and Harrison, D. (eds), "Fluidization", **51** (Academic Press, London) (1971).
- Richardson, J.F., Zaki, W.N., "Sedimentation and Fluidization:: Part I". *Trans. Instrn. Chem. Engrs.* (London), **32**, 35 (1954).
- Rhodes y Fletcher, *Principles of Industrial Microbiology* (Pergamon Press, Oxford), (1966).

---

Rowe, P.N., "A Convenient Empirical Equation for Estimation of the Richardson-Zaki Exponent", *Chem. Eng. Sci.*, **42**, 2795 (1987).

Ryhner, G., Petrozzi, S., Dunn, Y. Operation of a three phase biofilm fluidized sand bed reactor for aerobic wastewater treatment. *Biotechnol. Bioeng.* **32**, 677-688 (1988).

Saez. P.B., Rittmann. B.E., "Accurate Pseudoanalytical Solution for Steady-State Biofilms", *Biotechnol. Bioeng.* **39**, 790-793 (1992).

Saravanan V. y Sreekrishnan, T.R. "Hydrodynamic Study of Biogranules Obtained From an Anaerobic" [www.interscience.wiley.com](http://www.interscience.wiley.com). DOI: 10.1002/bit.20567. 2005.

Sarrouh B.F., Converti A. y da Silva S.S. "Evaluation of hydrodynamic parameters of a fluidized-bed reactor with immobilized yeast". *Journal of Chemical Technology and Biotechnology* **83**:576-580 (2008).

Sevillano, X., Isasi, J.R. y Peñas, F.J. "Feasibility study of degradation of phenol in a fluidized bed bioreactor with a acyclodextrin polymer as biofilm carrier" *Biodegradation* (2008) **19**:589-597.

Shieh, W.K., Sutton, P.M. and Kos, P., "Biomass Holdup in a Fluidized Bed Reactor (FBBR)". (Internal Report Dorr-Oliver, Inc) (1979).

Shieh, W.K. and Chen, C.Y., "Biomass Hold-Up Correlations for a Fluidised Bed Biofilm Reactor", *Chem. Eng. Res. Des.*, **62**, 133-136, 1984.

Shore, D.T., Royston, M, G., "Chemical Engineering of the Continuous Brewing Process", *Che. Engr. London*, 218, CE 99, (1968).

Skowlund, C. T., "Effect of Biofilm Growth on Steady-State Biofilm Models", *Biotechnol. Bioeng.* **35**, 502-510 (1990).

---

Smith, E.L., James, A. and Fidegett, M., in Davidson, J.F. and Kearirns, D.L. (eds)., *Fluidization*, 196-201 (Cambridge University Press) (1978).

Sreekrishnan, T.R., Ramachandran, K.B., and Ghosh, P., "Effect of Operating Variables on Biofilm Formation and Performance of an Anaerobic Fluidized-Bed Bioreactor", *Biotechnol. Bioeng.*, **37**, 557-566 (1991),

Stronach, S.M., Diaz-Baez, M-C., Rudd T., and Lester J.N., "Factors Affeting Biomass Attachment During Startup and Operation of Anaerobic Fluidized Beds", *Biotechnol. Bioeng.* **30**, 611-620 (1987).

Sun, Y., Furusaki, S. Continuous production of acetic acid using immobilized *Acetobacter acetii* in a three phase fluidized bed bioreactor. *J. Ferment. Bioeng.* **69** (2) 102-110 (1990).

Thomas, C.R. and Yates, J.G., "Expansion Index for Biological Fluidized Beds", *Chem. Eng. Res. Des.*, **63**, p.p. 67-70 (1985).

Thömmes J., Weiher, M. Karau, A. and Kula, M.R., "Hydrodynamics and Performance in Fluidized Bed Adsorption", *Biotechnol. Bioeng.* **48**, 367-374 (1995).

Tijhuis, L., van Loosdrecht, M.C.M. and Heijnen, J.J., "Dynamics of Biofilm Detachment in Biofilm Airlift Suspension Reactors", *Biotechnol. Bioeng.* **45**, 481-487, (1995).

Tijhuis, L., Huisman, J.L., Hekkelman, H.D., van Loosdrech, M.C.M†., and Heijnen, J:J., "Formation of Nitrifying Biofilms on Small Suspended Particles in Airlift Reactors", *Biotech. Bioeng.* **47**, 585-595 (1995).

Trudinger, P.A., "Microbes, metal and minerals", *Mineral Sci. Eng.*, **3**, 13, (1971).

Turton, R. and O. Levenspiel, "A Short Note on the Drag Correlation for Spheres", *Powder Technol.*, **47**, 83 (1986).

Tzeng, J.W., Jean, R.H. and Fan, L.S., "Bed Expansion Characteristics of Liquid Fluidization with Calcium Alginate Beads". *Journal of The Chin. Y. E.*, **22**, (6), p.p. 329-334 (1991).

Webb, C., Black, G. M. and Atkinson, B., *Chem Eng Res Des*, **61**,125-134 (1983)

Wen, C.Y., Yu, Y.H., "Mechanics of Fluidization", *Chem. Eng. Progr. Symp. Series*, **62** (62), 100-111 (1966).

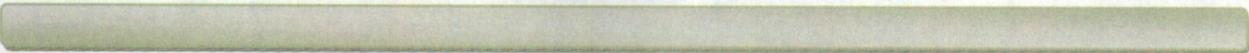
Wen, C.Y. and Fan L.S., "Some Remarks on the Correlation of Bed Expansion in Liquid-Solid Fluidized Beds"., *Ind. Eng. Chem., Process Des. Develop.*, **13**, 2, 194-197. (1974).

Wilhelm, R.H., Kwauk, M., *Chem. Eng. Progr.*, **44**, 201 (1948).

Williamson, K. and McCarty, P.L., "Verification Studies of the Biofilm Model for Bacterial Substrate Utilization", *J. WPCF*, **48** (2), 281-296 (1976).

Worder, R., Donaldson, T. Dynamics of a biological fixed film for phenol degradation in a fluidized-bed reactor. *Biotechnol. Bioeng.* **33**, 398-412 (1987).

Zobell, C.E., "The effect of solid surfaces on bacterial activities", *J. Bacteriol.*, **46**, 39, (1943).



# **NOMENCLATURA**

## 8.- NOMENCLATURA.

Letras	Descripción	Unidades
A	Area transversal	cm <sup>2</sup>
C <sub>D</sub>	Coefficiente de arrastre	
D	Coefficiente de dispersión	
D <sub>T</sub>	Diámetro del tubo o lecho	cm
D <sub>eq</sub>	Diámetro equivalente	cm
d <sub>p</sub>	Diámetro de partícula	cm
d <sub>s</sub>	Diámetro de soporte	cm
E	Función edad	
F	Factor de esfericidad	
F <sub>o</sub>	Caudal volumétrico de alimentación	cm <sup>3</sup> /min
Ga	Número de Galileo ( $d_p g / \mu^2$ ) ( $\rho_p - \rho_l$ )	
g	Gravedad	cm/seg <sup>2</sup>
H	Altura del tubo	cm
H <sub>l</sub>	Altura del lecho	cm
H <sub>le</sub>	Altura del lecho expandido	cm
L	Longitud característica.	
n	índice de expansión	
P <sub>b</sub>	Humedad de biomasa	
Pe	Número de Peclet ( $UL/D$ )	
Q	Caudal o flujo alimentado	cm <sup>3</sup> /seg
Re <sub>mf</sub>	Número de Reynold mínimo de fluidización ( $U_{mf} \rho_p d_p / \mu$ )	
Re <sub>t</sub>	Número de Reynolds terminal ( $U_t \rho_p d_p / \mu$ )	
t	Tiempo	seg
U	Velocidad superficial	cm/seg
U <sub>mf</sub>	Velocidad mínima de fluidización	cm/seg
U <sub>t</sub>	Velocidad terminal de partícula	cm/seg
V	Volumen de operación en el reactor	cm <sup>3</sup>
V <sub>l</sub>	Volumen expandido del lecho	cm <sup>3</sup>
V <sub>p</sub>	Volumen de partícula	cm <sup>3</sup>
V <sub>s</sub>	Volumen del soporte	cm <sup>3</sup>
X	Concentración de biomasa	gr/cm <sup>3</sup>

Símbolos griegos	Descripción	Unidades
$\delta$	Espesor de película	cm
$\varepsilon$	Porosidad del lecho	
$\phi_\varepsilon$	Factor de corrección $[1-1.21(1-\varepsilon^{2/3})^{-1}]$	
$\mu_l$	Viscosidad del líquido	cp ( $10^{-1}$ gr/cm seg)
$\theta$	Tiempo adimensional ( $t/\tau$ )	
$\rho_b$	Densidad de biopelícula	gr/cm <sup>3</sup>
$\rho_{bs}$	Densidad de biopelícula seca	gr/cm <sup>3</sup>
$\rho_l$	Densidad del líquido	gr/cm <sup>3</sup>
$\rho_p$	Densidad de partícula	gr/cm <sup>3</sup>
$\rho_s$	Densidad del soporte	gr/cm <sup>3</sup>
$\tau$	Tiempo espacial o tiempo medio de residencia	seg