

ESCUELA POLITÉCNICA NACIONAL

FACULTAD DE INGENIERÍA CIVIL Y AMBIENTAL

**ESTUDIO DE MEDIOS DE SOPORTE PARA CRECIMIENTO
BACTERIANO APLICADO AL TRATAMIENTO BIOLÓGICO
AEROBIO DE AGUAS RESIDUALES**

**TESIS PREVIA A LA OBTENCIÓN DEL TÍTULO DE MÁSTER (MSc.) EN
INGENIERIA AMBIENTAL**

BYRON GONZALO LAPO CALDERON
byronglc@gmail.com

DIRECTOR: ING. MARCELO MUÑOZ MSc.
marcelo.munoz@epn.edu.ec

Quito, Junio 2014

DERECHOS DE AUTOR

© Escuela Politécnica Nacional (2014)

Reservados todos los derechos de reproducción

DECLARACIÓN

Yo, Byron Gonzalo Lapo Calderón, declaro que el trabajo aquí descrito es de mi autoría; que no ha sido previamente presentado para ningún grado o calificación profesional; y que he consultado las referencias bibliográficas que se incluyen en este documento.

La Escuela Politécnica Nacional puede hacer uso de los derechos correspondientes a este trabajo, según lo establecido por la Ley de Propiedad Intelectual, por su reglamento y por la normatividad institucional vigente.

BYRON G. LAPO CALDERÓN.

CERTIFICACIÓN

Certifico que el trabajo fue desarrollado por Byron Gonzalo Lapo Calderón, bajo mi supervisión.

**PROF. ING. MARCELO MUÑOZ M.Sc.
DIRECTOR DEL PROYECTO**

AGRADECIMIENTOS

A Dios, quien omnipotente y generoso hace que todo sea posible.

A mis padres Kléber y Gladys quienes sin su amor y guía no hubiera siquiera empezado algún estudio. A mis hermanos Isabel, Paola, Alejandra y Guillermo por su apoyo y acogimiento en ésta ciudad de Quito, y en especial a mi hermana mayor Isabel, quien me apoyó económicamente en los momentos más complicados de ésta etapa de mi vida y además sirvió de garante para mi crédito con el IECE. También a mi familia en Quito; tía Carmen, tío Fernando que me acogió en su hogar y entregó su apoyo.

A mi profesor Ing. Marcelo Muñoz por sus ideas, guía y paciencia en la realización de éste proyecto.

A los profesores miembros de mi tribunal de proyecto de tesis, como de revisión de tesis y sustentación: Dra. Ana Balarezo, Dr. Jaramillo, Ing. Aldás, Ing. Lastra.

A la Escuela Politécnica Nacional por abrir sus puertas a quienes venimos de otras universidades a aprender y mejorar. Al Instituto Ecuatoriano de Créditos Educativos IECE, quién me concedió un préstamo para que sea posible matricularme y subsistir.

A varios amigos que siempre estuvieron pendientes tanto desde Quito como Machala: Leonela, Carola, Natalia, Hugo, Humberto, Maritza, Leonardo, Rocío, muchas gracias.

A María José por sus últimos empujes para culminar este documento.

En fin, a todos quienes de una u otra manera fueron parte de mi vida durante estos años que viví en Quito.

DEDICATORIA

Por su paciencia y apoyo a mis padres Kléber y Gladys y a mis hermanos Julia, Paola, Alejandra y Guillermo.

CONTENIDO

DECLARACIÓN	III
AGRADECIMIENTOS	V
DEDICATORIA.....	VI
CONTENIDO.....	VII
INDICE DE FIGURAS	X
INDICE DE TABLAS.....	XI
RESUMEN	XII
SUMMARY	XIII
PALABRAS CLAVES:	XIV
KEY WORDS:	XIV
PRESENTACIÓN	XV
CAPÍTULO 1	1
GENERALIDADES.....	1
1.1 INTRODUCCIÓN.....	1
1.2 JUSTIFICACIÓN	3
1.3 OBJETIVOS	4
1.3.1 OBJETIVO GENERAL.....	4
1.3.2 OBJETIVOS ESPECÍFICOS.....	4
CAPÍTULO 2	6
INVESTIGACIÓN BIBLIOGRÁFICA.....	6
2.1 TRATAMIENTO BIOLÓGICO DE LAS AGUAS RESIDUALES	6
2.1.1 METABOLISMO BACTERIANO	7
2.1.2 IMPORTANCIA DE LAS ENZIMAS	10
2.1.3 REQUERIMIENTOS NUTRICIONALES	14
2.2 TRATAMIENTO DE AGUAS POR BIOPELÍCULA	16
2.2.1 INMOVILIZACIÓN MICROBIANA.....	18
2.2.2 PRE-REQUISITOS PARA LOGRAR UNA INMOVILIZACIÓN.....	22
2.2.3 VENTAJAS DE LA INMOVILIZACIÓN DE CÉLULAS	23
2.3 MEDIOS DE SOPORTE PARA FORMACIÓN DE BIOPELÍCULA	27

2.3.1	POLIETILENO TEREFTALATO – PET.....	31
2.3.2	POLIPROPILENO – PP	32
2.4	CINÉTICA DE LA BIOPELÍCULA.....	33
2.4.1	TEORÍA DE LAS REACCIONES MICROBIANAS	36
2.4.2	CRECIMIENTO BACTERIANO	37
2.4.3	ESTRUCTURA DE LA BIOPELÍCULA	39
2.4.4	MODELO IDEAL DE BIOPELÍCULA	42
2.5	REACTORES	45
2.5.1	BIOFILTROS	45
2.5.2	REACTORES DE DISCO ROTATORIO.....	47
2.5.3	REACTORES SUMERGIDOS Y AIREADOS DE LECHO FIJO	50
CAPÍTULO 3		53
MATERIALES Y MÉTODOS		53
3.1	MODELO DE LABORATORIO.....	53
3.1.1	MONTAJE EXPERIMENTAL	56
3.2	MEDIOS DE SOPORTE	58
3.2.1	POLIETILENO TEREFTALATO - PET	59
3.2.2	POLIPROPILENO.....	60
3.3	SUSTRATO.....	61
3.4	PARÁMETROS DE CONTROL	62
3.4.1	DEMANDA QUÍMICA DE OXÍGENO SOLUBLE – DQOs.....	62
3.4.2	SÓLIDOS SUSPENDIDOS VOLATILES – ssv	63
3.4.3	POTENCIAL HIDROGENO	64
3.4.4	NITROGENO TOTAL	65
3.4.5	FOSFORO TOTAL	65
CAPÍTULO 4		66
RESULTADOS Y DISCUSIONES		66
4.1	CARACTERÍSTICAS DEL AGUA RESIDUAL – AFLUENTE	66
4.2	CARGA TOTAL EN REACTORES.....	69
4.1	EFICIENCIA DE REMOCION DE DQO SOLUBLE	71
4.1.1	EFICIENCIA DE REACTORES GRUPO A –PET	71
4.1.2	EFICIENCIA DE REACTORES GRUPO B –PP	73
4.1.3	DIFERENCIA DE REMOCION ENTRE GRUPO A y B.....	74

4.2	SOLIDOS SUSPENDIDOS VOLATILES.....	77
4.2.1	SSV EN GRUPO A DE REACTORES.....	77
4.2.2	SSV EN GRUPO B DE REACTORES.....	79
4.2.3	DIFERENCIA DE SSV ENTRE GRUPOS A Y B.....	80
4.3	BIOMASA FORMADA.....	81
	CAPÍTULO 5.....	84
	CONCLUSIONES Y RECOMENDACIONES.....	84
5.1	CONCLUSIONES.....	84
5.2	RECOMENDACIONES.....	86
	REFERENCIAS BIBLIOGRAFICAS.....	87
	ANEXOS.....	93
	ANEXO # 1: PREPARACIÓN DEL SUSTRATO.....	94
	ANEXO 2: DQO AÑADIDA A LOS REACTORES.....	96
	ANEXO 3: REGISTRO FOTOGRÁFICO DE EQUIPOS UTILIZADOS.....	100
	ANEXO 4: MATERIALES PARA EL MONTAJE DE LOS MODELOS.....	104

INDICE DE FIGURAS

FIGURA 2-1	METABOLISMO BACTERIANO	9
FIGURA 2-2	REDUCCIÓN DE LA ENERGÍA DE ACTIVACIÓN CAUSADA POR UNA ENZIMA (CATÁLISIS).....	12
FIGURA 2-3	EFFECTOS DE LAS ENZIMAS.	13
FIGURA 2-4	CRECIMIENTO BIOLÓGICO EN UN MEDIO DE SOPORTE.	28
FIGURA 2-5.	MATERIALES DE SOPORTE MANUFACTURADOS	30
FIGURA 2-6	ETAPAS EN EL DESARROLLO DE BIOFILM.....	33
FIGURA 2-7	DESCRIPCIÓN DE CINÉTICA DE REACCIÓN	35
FIGURA 2-8	CURVA DE CRECIMIENTO BACTERIANO.....	38
FIGURA 2-9	MICROBIOLOGÍA DE LA BIOPELÍCULA.....	39
FIGURA 2-10	ESTRUCTURA TEÓRICA DE LA BIOPELÍCULA.....	41
FIGURA 2-11	BIOPELÍCULA IDEAL.....	43
FIGURA 2-12	ESQUEMA DE UN BIOFILTRO.....	46
FIGURA 2-13	DIAGRAMA ESQUEMÁTICO DE UNIDADES RBC.	48
FIGURA 2-14	FILTRO INUNDADO AIREADO MULTICAPAS TÍPICO (BAFF).....	52
FIGURA 2-15	ESQUEMA DE UN REACTOR SUMERGIDO AIREADO.	52
FIGURA 3-1	REACTORES.	54
FIGURA 3-2	MONTAJE EXPERIMENTAL.....	57
FIGURA 3-3	BOTELLAS UTILIZADAS PARA EL MATERIAL DE SOPORTE.	59
FIGURA 3-4	MATERIAL DE POLIETILENO TEREFALATO.....	60
FIGURA 3-5	MATERIAL DE POLIPROPILENO.....	61
FIGURA 4-1	CONCENTRACIÓN DE DQOs SUMINISTRADA.	69
FIGURA 4-2	CARGA ORGÁNICA SUMINISTRADA.....	70
FIGURA 4-3	REMOCIÓN DE DQO EN REACTORES A-PET.	72
FIGURA 4-4	REMOCIÓN DE DQO EN REACTORES B-PP.	73
FIGURA 4-5	REMOCIÓN DE DQOs PROMEDIO ENTRE PET Y PP.....	75
FIGURA 4-6	CARGA ORGÁNICA VS. EFICIENCIA DE REMOCIÓN	76
FIGURA 4-7	SÓLIDOS SUSPENDIDOS VOLÁTILES – GRUPO A.....	78

FIGURA 4-8 SÓLIDOS SUSPENDIDOS VOLÁTILES – GRUPO B	79
FIGURA 4-9 DIFERENCIA DE COMPORTAMIENTO DE SSV ENTRE GRUPO A Y B.....	80
FIGURA 4-10 BIOMASA ADHERIDA.....	82

INDICE DE TABLAS

TABLA 2-1 GRUPOS IMPORTANTES DE ENZIMAS.....	13
TABLA 2-2. MEDIOS DE SOPORTE MANUFACTURADOS	29
TABLA 2-3 DATOS TÉCNICOS DEL PET	31
TABLA 2-4 VENTAJAS GENERALES Y PROBLEMAS EN LOS PROCESOS RBC.....	49
TABLA 3-1 CLASIFICACIÓN Y NOMENCLATURA DE REACTORES.....	54
TABLA 3-2 CARACTERÍSTICAS FÍSICAS DE LOS REACTORES	56
TABLA 3-3 CONDICIONES O VARIABLES NO MODIFICADAS DE OPERACIÓN.....	58
TABLA 3-4 REQUISITOS DE LOS MEDIOS DE SOPORTE PET Y PP	59
TABLA 3-5 SUSTANCIAS PARA PREPARACIÓN DEL SUSTRATO.....	62
TABLA 4-1 COMPOSICIÓN PROMEDIO DEL AGUA DEL RIO MACHÁNGARA Y SUSTRATO PREPARADO	66
TABLA 4-2 ÁREA SUPERFICIAL Y SUPERFICIE ESPECÍFICA OBTENIDA	67
TABLA 4-3 ÁREA SUPERFICIAL Y SUPERFICIE ESPECÍFICA PROMEDIO	68
TABLA 4-4 MASA DE DQOs SUMINISTRADA.....	71

RESUMEN

La presente investigación trata sobre el estudio de dos medios de soporte plásticos provenientes de materiales usados tales como Polietileno Tereftalato PET (plástico de botellas de bebida) y Polipropileno PP (plástico de saquillo) como medios de soporte para el crecimiento de biopelícula en reactores aerobios de lecho fijo para el tratamiento de agua residual doméstica. Dado el bajo costo, alta disponibilidad y posibilidad de reutilización de estos dos medios de soporte, el principal objetivo fue evaluar si estos pueden ser utilizados como medio de soporte de biofilm. Los dos materiales de soporte fueron evaluados durante 330 días en reactores tipo laboratorio de 2.8 L de relación altura:diámetro de 3:1; así fueron llenados tres reactores con material PET con pedazos de este de material de aproximadamente 5 cm por 1 cm, y tres reactores con material PP con tiras de aproximadamente 80 cm por 5 cm, ocupando el respectivo material un volumen de reactor del 70%. Como sustrato se utilizó agua residual proveniente del río Machángara (Quito-Ecuador), cuyo DQOs es de alrededor de 200 mg/L, a la que se fortificó con melaza hasta rangos de 795 a 1420 mg/L de DQOs, los que fueron cargados intermitentemente; además el flujo de aire se mantuvo constante durante el tiempo de estudio. El área específica medida para los materiales PET y PP fue de 654,62 m²/m³ y 882,5 m²/m³ respectivamente. Durante este tiempo la carga orgánica expresada en gramos de DQOs/m²*d fue de entre 0,03 a 0,14 g DQOs/m²*d, resultando como masa de DQOs suministrada 16,82 g y 17,95 g DQOs sumados al final del tiempo de experimentación. Se logró eficiencias máximas de remoción de DQOs del 95% y 96% para los materiales PET y PP respectivamente, valores que se estabilizaron a partir del día 121 de experimentación con rangos sobre 80% para el material PP; la mejor remoción fue realizada en los reactores de material PP, dado su mayor porcentaje de remoción, así como el tiempo menor para lograrlo. La concentración de biomasa adherida a los medios de soporte también fue más alta para el material PP con valores de 1,34 g SSV/m², mientras que para el material PET fue de 1.023 g SSV/m². Los materiales PET y PP pueden ser utilizados como medio de soporte en reactores de lecho fijo de biopelícula.

SUMMARY

The present research is regarding to the capacity of two carrier material coming from used plastic materials such as Polietielen Tereftalat PET (beverage used bottles) and PP (plastic bag fabric) as support media to biofilm growth and performance evaluation in fixed bed biofilm reactors to urban wastewater treatment. As the low cost, high availability and the possibility of reuse these materials, the main target was to evaluate if these can be used as support media to biofilm growth. Both materials was evaluated during 330 days in laboratory scale reactors of 2.8 L with height:diameter relation of 3:1, in this way three reactors with PET pieces of about 5 cm by 1 cm, and three reactors with PP strips of 80 cm by 5 cm approximately, which take 70% of the reactor volume. As a substrate was used wastewater come from Machángara river (Quito), whose CODs is around 200 mg/L, and it was fortified with molasses to ranges from 795 to 1420 mg/L CODs, which was charged through the time of the experimentation; also the air flow was keep constant. The specific area of the materials PET and PP were of 654,62 m²/m³ and 882,5 m²/m³ respectively. The organic loading to the PET reactors were between 0,03 to 0,14 gDOQs/m²*d , resulting a bulk of 16,82 g COD and 17,95 g COD to the reactors. It was achieved maximum efficiencies of 95% and 96% of COD remotion to PET and PP respectively, these values were stabilized after the day 121 with efficiency up to 80% to the PP material; the best remotion rate was done by the material PP, as it was achieved in less time than the PET. The concentration of attached biomass was better to the PP material too, with values of 1,34 g SSV/m², while the PET material was 1,023 g SSV/m². Both materials PET and PP can be used as support media to wastewater treatment in this kind of reactors.

PALABRAS CLAVES:

AGUAS RESIDUALES DOMESTICAS, BIOPELICULA, MEDIO DE SOPORTE, CRECIMIENTO BACTERIANO, TRATAMIENTO AEROBIO, REACTOR AEROBIO, REACTOR DE BIOPELICULA DE LECHO FIJO

KEY WORDS:

DOMESTIC WASTEWATER, BIOFILM, SUPPORT MEDIA, BACTERIAL GROWTH, AEROBIC TREATMENT, FIXED BED BIOFILM REACTOR.

PRESENTACIÓN

El tratamiento de aguas residuales en el Ecuador aún es un problema latente, dado que la mayoría de poblaciones no cuenta con sistemas de tratamiento efectivos o en el peor de los casos no existe en absoluto tratamiento para los residuos líquidos. A nivel mundial se ha desarrollado varias tecnologías como efecto de la búsqueda de sistemas de tratamiento más eficientes, de menor tamaño, de menor costo de inversión inicial, así como de menor costo de operación; existen varios tratamientos entre los cuales destacan los de biopelícula en medio de soporte tanto fijo como móvil, que han cobrado importancia en las últimas décadas, dada su alta eficiencia, bajos costos de operación y requerimiento de área relativamente pequeña.

La presente investigación muestra el desempeño de reactores de biopelícula de lecho fijo, en los que fueron evaluados dos medios de soporte plásticos de bajo costo provenientes de botellas de plástico como es el PET y tela de saquillo plástico PP, con miras a determinar si estos dos materiales pueden ser usados en este tipo de reactores y consiguientemente usados en el tratamiento de aguas residuales domésticas.

El presente documento está dividido en cuatro secciones o capítulos, los mismos que muestran lo siguiente:

El capítulo I introduce al tema, así como a los justificativos de realización, y además hace conocer los objetivos del presente trabajo.

El capítulo II muestra las referencias bibliográficas más importantes con respecto a este tema, encontrándose numerosas publicaciones alrededor del mundo donde se evalúa estos sistemas y además sistemas de lecho móvil como son los sistemas MBBR, encontrándose que estos sistemas continúan siendo de interés de la comunidad científica mundial y continúan probándose otros medios de soporte y su eficiencia en otros sustratos principalmente industriales.

El capítulo III por su parte detalla los materiales y métodos utilizados para el desarrollo de éste trabajo; tanto en el montaje de los reactores, sustrato utilizado y métodos de medición o análisis físicos y químicos empleados.

El capítulo IV muestra los descubrimientos y la comparación con resultados obtenidos en otras investigaciones que tratan sobre el mismo tema.

Finalmente se presentan las conclusiones y recomendaciones acerca de los descubrimientos y necesidades futuras de investigación, indicadas en el capítulo V del presente documento.

CAPÍTULO 1

GENERALIDADES

1.1 INTRODUCCIÓN

La contaminación del agua genera problemas sociales y de salud; se agotan las fuentes de agua o se contaminan cuerpos hídricos importantes para la subsistencia de diversas poblaciones en todo el mundo. Nuestro país, a pesar de contener extensas fuentes de agua dulce que son sustento para toda la población, no existe un control regular en la contaminación que se causa día a día, tampoco sistemas de tratamientos adecuados en todas las poblaciones grandes o pequeñas, existiendo muy pocos cantones con sistemas de tratamiento de aguas residuales urbanas efectivas.

Existen varios métodos de tratamiento para aguas residuales, tanto para efluentes de origen urbano, como industrial; uno de ellos muy estudiado es el tratamiento biológico aerobio, y dentro de éste, una de las técnicas en desarrollo se lleva a cabo mediante la formación de biopelícula o biofilm en medios de soporte en reactores de biopelícula tanto de lecho fijo, como de lecho móvil, conocidos por sus siglas en inglés como FBBR (fixed bed biofilm reactor) y MBBR (moving bed biofilm reactor) respectivamente.

Los reactores de biopelícula fueron desarrollados a finales de los años 80 y principios de los 90. (Odegaard H., 1999). Hoy en día existen más de 400 instalaciones de biopelícula alrededor del mundo en sectores municipales como industriales. Las ventajas de los procesos FBBR como MBBR sobre los métodos tradicionales como por ejemplo los lodos activados que incluyen: mejor transferencia de oxígeno, cortos tiempos de retención hidráulica, altas tasas de

carga orgánica, alta tasa de nitrificación y una gran área específica, disponible para transferencia de masa (Sombatsompop K., 2006) y (Chan Y., 2009).

Uno de los factores más influyentes, para la efectividad en éste tipo de sistemas, son los materiales de soporte utilizados, los mismos que deben proporcionar las características necesarias para producir y acumular grandes cantidades de bacterias para que digieran de manera más rápida la carga orgánica suministrada. Para este fin, se han probado diversos medios de soporte y se han desarrollado a escala industrial una gran variedad de medios o materiales de soporte, de tal forma que, existen firmas comerciales destinadas a la manufactura y venta de estos materiales de soporte, tales como: Veolia Inc., Headworks BIO, AqWise, Siemens Water Technologies Corp. entre otros.

No obstante, en nuestro país, la tecnología y conocimiento alrededor de estos sistemas no han sido lo suficientemente desarrollados ni difundidos, de tal forma que no existen en operación sistemas de éste tipo, en ninguna ciudad o cantón como parte de su sistema de tratamiento de aguas residuales municipales. Además, si se pretendiera utilizar éste sistema, los materiales de soporte manufacturados deben ser importados, por lo que resulta fundamental evaluar medios de soporte de bajo precio, fáciles de conseguir, y que además cumplan con las características necesarias para obtener un buen rendimiento del proceso de tratamiento de aguas residuales.

En este sentido, la presente investigación busca conocer el comportamiento de dos medios de soporte provenientes de material plástico usado tales como botellas de bebidas plásticas (Polietileno tereftalato) y tela de saquillo sintético (Polipropileno) para determinar cuál de ellos es más efectivo, en términos técnicos y de fácil disponibilidad en el país.

1.2 JUSTIFICACIÓN

La utilización de medios de soporte de bajo precio y de fácil disponibilidad en nuestro país, para su empleo en reactores de biopelícula, aplicado al tratamiento de aguas residuales urbanas, es de vital importancia para la aplicación tecnológica de este tipo de sistemas de tratamiento, gracias a que prestan las siguientes ventajas.

- Capacidad de cumplir con objetivos de tratamiento similares a los obtenidos con lodos activados, con respecto a remoción de DBO5 y nitrógeno, pero en volúmenes de tratamiento más pequeño. (Andreottola G., 2000)
- Son procesos continuos que no requieren operación especial en lo que respecta al control de espesor de biomasa. (James P. McQuarrie, 2011)
- Capacidad de prueba y uso de materiales residuales como medio de soporte, tales como, plásticos provenientes de botellas usadas o cualquier otro material que pueda retener biomasa. Este hecho beneficia doblemente al ambiente, por una parte se reduciría una cantidad de plástico de los residuos sólidos y por otra parte serían de ayuda en el tratamiento de aguas residuales.

En la actualidad, el uso de éste sistema de tratamiento en el país es poco frecuente, y los medios de soporte más utilizados son piedras, cascajos y otros materiales con limitaciones tecnológicas, tales como, necesidad de volumen en el reactor debido a su alto volumen específico, así como la facilidad de estancamiento. Por otro lado a nivel internacional se han desarrollado medios de soporte con las características suficientes para lograr concentraciones aceptables

de biofilm, pero el costo local es el principal limitante al momento del uso de estos materiales sintéticos.

Un último justificativo sobre la ejecución de la presente investigación, se relaciona con el desarrollo de conocimientos de la tecnología en cuestión a nivel local, ya que en muchas ciudades no se tratan las aguas residuales, y en otros casos se continúa utilizando métodos que datan de mucho tiempo atrás, por lo que se propone que este método de tratamiento podría ser aplicado en nuestro país.

1.3 OBJETIVOS

1.3.1 OBJETIVO GENERAL

Determinar los medios de soporte más efectivos para la adherencia y formación de biopelícula en el tratamiento aerobio de aguas residuales en términos técnicos, económicos y logísticos.

1.3.2 OBJETIVOS ESPECÍFICOS

- Determinar los materiales más apropiados para ser utilizados como material de soporte de biopelícula en el tratamiento aerobio de aguas residuales mediante investigación bibliográfica y de campo.
- Ensamblar reactores aerobios a escala de laboratorio utilizando dos tipos de materiales sintéticos como medio de soporte.

- Determinar la cantidad de biomasa formada en los medios de soporte evaluados.
- Evaluar la eficiencia de los medios de soporte en función de la película biológica adherida, mediante el control de remoción de DQO, SSV y SSF en todos los ensayos realizados.

CAPÍTULO 2

INVESTIGACIÓN BIBLIOGRÁFICA

2.1 TRATAMIENTO BIOLÓGICO DE LAS AGUAS RESIDUALES

El crecimiento de las poblaciones y el incremento de la producción industrial, ha ocasionado que los contaminantes de los residuos líquidos (industriales y domésticos) se incrementen día a día, en volumen, carga, concentración y diversidad, de tal forma que al verterlas sobre los cuerpos receptores, generan también incrementos de contaminación y efectos nocivos sobre las distintas formas de vida presentes en estas corrientes, rompiendo el equilibrio biológico, alterando cada uno de los componentes del ciclo biodinámico, llegando al extremo de causar enfermedad y muerte; acciones que han inducido a los investigadores a desarrollar diferentes tipos y sistemas de tratamiento, tendientes a reducir estos impactos y efectos.

Con el fin de realizar procesos beneficiosos para el medio ambiente, se han implementado soluciones que implican el uso de microorganismos como bacterias, hongos y algas, los cuales tienen la capacidad de atrapar y/o degradar estas sustancias, algunas veces hasta su mineralización.

La depuración de las aguas residuales, es un proceso que busca eliminar la contaminación que lleva consigo un vertido, de forma que, los niveles de contaminación en el efluente tratado puedan ser asimilados de manera natural.

La depuración biológica aerobia de las aguas residuales consiste, en una primera fase, en provocar el desarrollo de bacterias que se reúnen en películas o flóculos,

y que, por acción física o fisicoquímica, retienen la contaminación orgánica y se alimentan de ella. En una segunda fase, generalmente, se separan por sedimentación los fangos producidos. (Degremont, 1979)

El tratamiento biológico de las aguas residuales comprende la conversión de la materia disuelta y coloidal en gases y tejidos celulares y la formación y sedimentación de películas biológicas. Tiene como objetivo estabilizar la materia orgánica, coagular y remover los sólidos coloidales que no sedimentan.

El papel de los microorganismos en cualquier tratamiento biológico es fundamental, siendo necesario conocer su metabolismo, requerimientos nutricionales y el crecimiento de las bacterias.

Algunas de las dificultades del uso de microorganismos son el crecimiento sin control de estos, o la pérdida casi total de la biomasa, así como la susceptibilidad que pueden tener frente a factores ambientales como temperatura, pH, entre otros; de igual forma pueden tener menor resistencia a la misma sustancia que se quiera degradar (Cohen Y. , 2001).

2.1.1 METABOLISMO BACTERIANO

Las bacterias son los organismos más pequeños que cumplen un ciclo vital como el crecimiento y la replicación. Las células eucariotas estas compuestas por: proteínas, polisacáridos, lípidos, ácidos nucleicos, entre otros. Estas macromoléculas pueden formar parte de estructuras celulares más complejas, como la pared celular y la membrana plasmática.

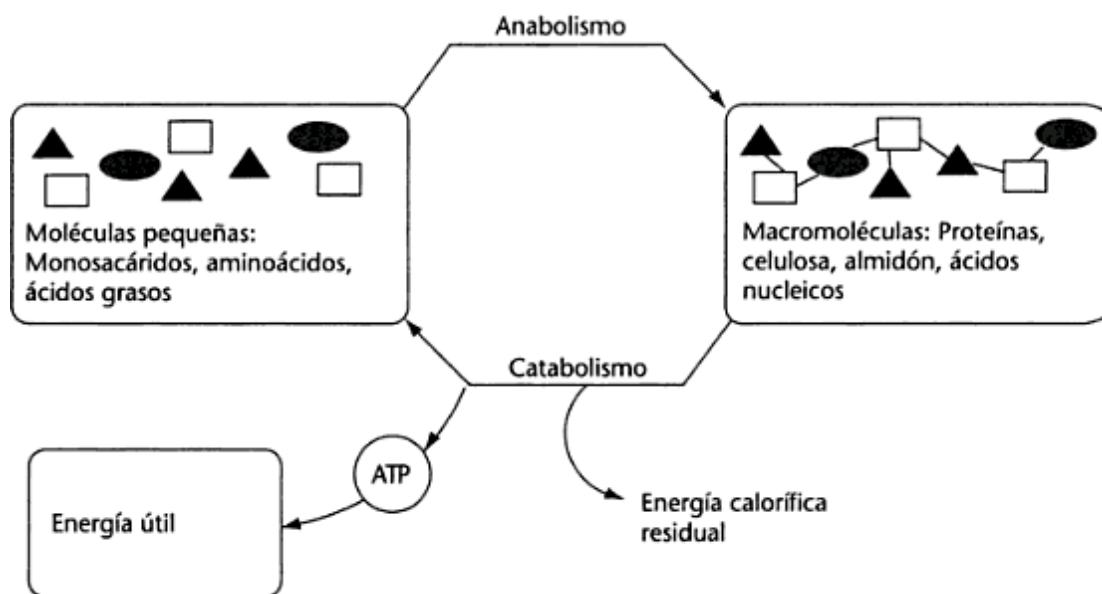
El crecimiento bacteriano se define como el aumento ordenado de todos los constituyentes químicos de la célula. Es un proceso complejo que supone la replicación de todas las estructuras y componentes celulares a partir de nutrientes exógenos.

El metabolismo es el conjunto de las actividades químicas de las células vivas (E. Ronzano Llodra, 2007). Se divide en dos fases: catabolismo y anabolismo. Las reacciones pueden ser catabólicas, si descomponen las moléculas orgánicas complejas en sustancias simples, producto de esto se libera energía. Si la materia orgánica está en forma disuelta, puede penetrar directamente; si la materia orgánica está en forma de materia en suspensión o coloidal, es decir en forma de partículas o grandes moléculas, éstas deben reducirse de tamaño e hidrolizarse por exoenzimas, producidas por la propia célula.

En cambio, las reacciones anabólicas, sintetizan moléculas complejas consumiendo energía generada por las reacciones catabólicas. Dan como resultado la síntesis de los compuestos orgánicos del protoplasma, necesarios para el crecimiento y la reproducción.

FIGURA 2-1.

METABOLISMO BACTERIANO



FUENTE: (Manaham, 2007)

Cada reacción metabólica está regulada, no solo con respecto a otras reacciones, sino también, con respecto a la concentración de nutrientes en el medio. La regulación se realiza a diferentes niveles: en la actividad enzimática y en la síntesis de las enzimas. Durante la actividad enzimática, se produce: activación de enzimas alostéricas, inhibición por retroalimentación, activación alostérica y cooperatividad.

2.1.1.1 Metabolismo microbiano en el tratamiento de las aguas residuales urbanas.

En lo que respecta a los fenómenos ocurridos en las aguas residuales, el metabolismo se desarrolla en cuatro etapas:

- a) La DBO rápidamente biodegradable, es decir, soluble y constituida por moléculas simples, pasa directamente a través de la membrana celular y se metaboliza a alta velocidad.
- b) La DBO de las materias en suspensión y de los coloides, que representa la mayor parte de la DBO lentamente biodegradable, es absorbida sobre la célula con un efecto de almacenamiento sobre la membrana citoplasmática. Estas materias almacenadas sufren un proceso de hidrólisis por acción enzimática para formar un sustrato asimilable.
- c) Producción de masa activa. Una fracción de la DBO metabolizada se transforma en materia del nuevo protoplasma celular; la fracción que queda se utiliza para la producción de la energía necesaria para la síntesis, o eventualmente pérdida en forma de calor.
- d) Oxidación de masa activa. De forma simultánea a la oxidación y producción de energía, hay una pérdida neta de masa activa llamada pérdida de masa endógena. Una parte de la materia asimilada, del orden del 80%, queda completamente oxidada en productos finales (CO₂, H₂O); la parte restante, el 20%, que no es degradable, queda como residuo. (E. Ronzano Llodra, 2007)

2.1.2 IMPORTANCIA DE LAS ENZIMAS

Las enzimas son catalizadores orgánicos al interior de las células y tienen la capacidad de aumentar la velocidad de las reacciones químicas.

Las enzimas pueden ser: intracelulares y extracelulares; las enzimas intracelulares participan en las reacciones catabólicas y anabólicas dentro de la

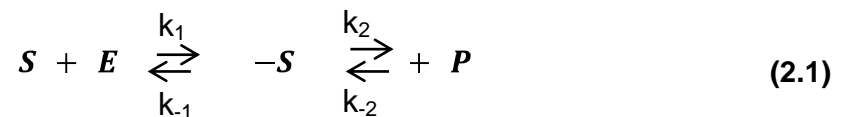
célula y las enzimas extracelulares permiten que los sustratos puedan ser transportados hacia el interior de la célula.

Normalmente, las enzimas son bastante específicas en sus funciones como catalizadores, esto quiere decir que una enzima dada cataliza normalmente una reacción química específica. Las bacterias contienen una gran variedad de enzimas, siendo cada una de ellas responsable de una pequeña etapa en el complejo proceso del metabolismo biológico.

La acción de las enzimas se representa por la siguiente ecuación química:



O simbólicamente:



En las que k representa las constantes de las velocidades de reacción. Tal como se indica en la ecuación (2.1), el sustrato y la enzima se unen para formar un complejo enzima-sustrato. Esto viene seguido por la rotura de este complejo, formándose los productos finales, esto es, biomasa ($C_5H_7NO_2$), CO_2 , H_2O y otros. La enzima permanece inalterada y lista para volver a entrar en la reacción actuando por tanto como un catalizador.

La velocidad de consumo de sustrato se obtiene de la ecuación (2.1) haciendo la suposición de que la rotura del complejo enzima-sustrato es irreversible. (Ramalho, 1996)

Acorde con (Wiesmann, Choi, & Dombrowski, 2007) la importancia de las enzimas es su habilidad para reducir la energía de activación (E_A) considerablemente, lo cual resulta en altas tasas de reacción a temperaturas moderadas, acorde con la ecuación de Arrhenius en la ecuación 2.2 siguiente:

$$k = k_0 \exp -\frac{E_A}{R} \quad (2.2)$$

Dónde:

k es el coeficiente de tasa de reacción,

k_0 es el máximo valor teórico para una temperatura T

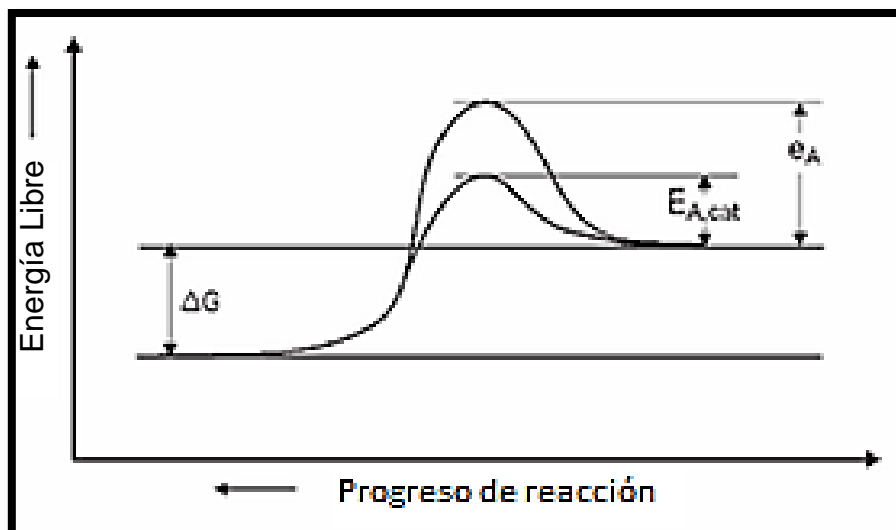
E_A es la energía de activación en (kJ mol^{-1})

R es la constante general de los gases ($\text{kJ mol}^{-1} \text{K}^{-1}$)

T es la temperatura (K)

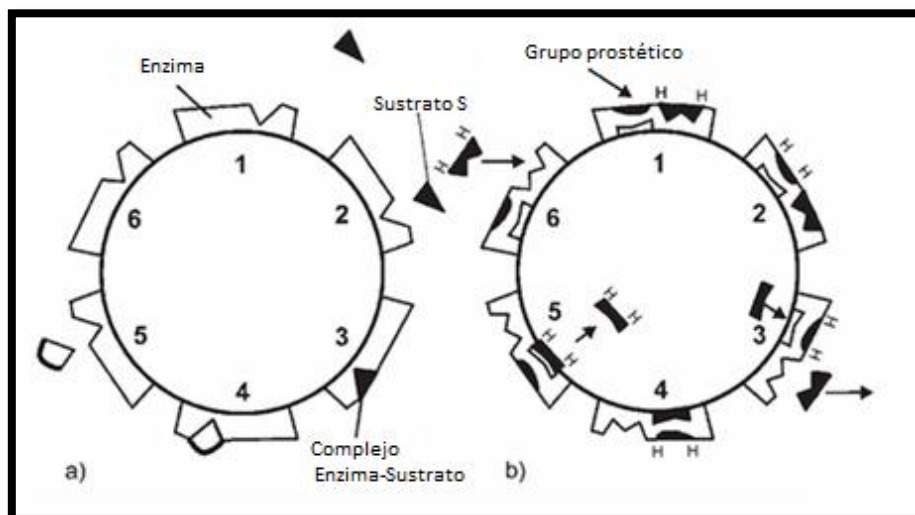
FIGURA 2-2.

REDUCCIÓN DE LA ENERGÍA DE ACTIVACIÓN CAUSADA POR UNA ENZIMA (CATÁLISIS)



FUENTE: (Wiesmann, Choi, & Dombrowski, 2007)

FIGURA 2-3.
EFFECTOS DE LAS ENZIMAS.



FUENTE: FUENTE: (Wiesmann, Choi, & Dombrowski, 2007)

a) Modelo de una reacción una-enzima-un sustrato sin transferencia de átomos o moléculas (isomerización). b) Modelo para una reacción una-enzima-dos sustratos con la ayuda de un grupo prostético.

Las enzimas más importantes pueden ser divididas en seis grandes grupos, los cuales están listados en la Tabla 2.1.

TABLA 2-1
GRUPOS IMPORTANTES DE ENZIMAS

Grupo	Cataliza la siguiente reacción
Isomerasa	Conversión reversible de compuestos isoméricos.
Oxidoreductasa	Oxidación y reducción de iones o electrones de hidrógeno por transferencia.
Transferasa	Transfiere o define grupos de una molécula (donador) a otra (aceptor).
Hidrolasa	Reacciones hidrolíticas
Liasa	Separación de grupos desde moléculas (sin hidrólisis)
Ligasa	Combinación de dos moléculas durante la división de un ligando de abundante energía.

FUENTE: (Wiesmann, Choi, & Dombrowski, 2007)

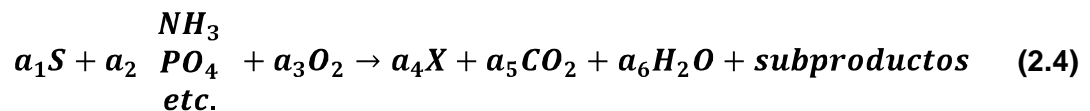
2.1.3 REQUERIMIENTOS NUTRICIONALES

La síntesis celular y el crecimiento bacteriano pueden ser limitados por la escasez de un nutriente, conocido como material limitante. Las bacterias requieren de nitrógeno y fósforo para su crecimiento.

Acorde a (Orozco Jaramillo, 2005) es de importancia conocer la relación nutriente/materia orgánica expresada en la ecuación 2.3 siguiente:

$$\frac{a_2}{a_1} = \frac{\text{nutrientes}}{\text{materia orgánica}} \quad (2.3)$$

Esta ecuación 2.3 proviene de varias relaciones estequiométricas propias del metabolismo biológico aerobio que ocurren en el tratamiento de aguas las residuales expresadas en la ecuación 2.4 siguiente:



Dónde:

a_i = Coeficiente estequiométrico, $i = 1$ a 6

S = Sustrato orgánico (mg DQO o DBO/L)

X = Biomasa, (generalmente como mg SSVLM/L)

Observando la relación a_2/a_4 en la ecuación 2.5, vemos que se trata de la relación de nutrientes a biomasa. De éste modo, y recordando que una "fórmula" para la biomasa aerobia es $C_5H_7NO_2$, tenemos que del peso molecular total de 113, sólo 14 corresponden al nitrógeno:

$$\frac{a_2}{a_4} = \frac{N_2 \text{ en } (C_5H_7NO_2)}{C_5H_7NO_2} = \frac{14}{113} = \frac{1}{8,07} \cong \frac{12}{100} \quad (2.5)$$

De aquí se deduce que la biomasa requiere de un 12% de N_2 , por lo cual hay que garantizar esta cantidad con respecto a la DBO influente, en el supuesto de que todo se transformará en biomasa. Pero como la conversión de DBO en biomasa, SSV, (es decir la relación a_1/a_4) se relaciona, en general por la expresión, $\Delta SSV = 0,4 \Delta DBO_5$, es claro que se requiere el 40% del N_2 por unidad de DBO_5 . En otras palabras $a_4/a_1 = 0,4$, se recibe en la ecuación 2.6 que:

$$\frac{a_2}{a_4} \times \frac{a_4}{a_1} = \frac{a_2}{a_1} \cong 0,05 \quad (2.6)$$

De ese modo las relaciones aceptadas de nutrientes son: $DBO/N = 100/5$

El fósforo no se involucra en la fórmula debido a que su participación es poco importante, aunque a veces se hace, lo que da como resultado la siguiente "fórmula" $C_{60}H_{87}O_{28}N_{12}P$. Efectuando un procedimiento similar hallamos que:

$$DBO/N/P = 100/5/1 \quad (2.7)$$

Conviene mencionar que la ecuación 2.7 no se utiliza mucho, pues realmente complica las cosas sin que por ello la precisión que se obtiene, empleándola en los cálculos mejore substancialmente, excepto para estequiometrías que tengan que ver directamente con el Fósforo. (Orozco Jaramillo, 2005).

2.2 TRATAMIENTO DE AGUAS POR BIOPELÍCULA

La limitación de espacios al momento de instalar plantas para tratamiento 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 I, 2000).

Los procesos de tratamiento biológico tienen dos condiciones en común: a) los microorganismos activos deben ser concentrados dentro del sistema, y b) los microorganismos deben ser removidos del efluente tratado antes que el agua abandone el sistema. (Henze Mogens, 2008). Por otra parte existen dos tipos básicos de medio en el que pueden ser desarrollada la biomasa: crecimiento en medio suspendido y en medio fijo. En el primer caso la técnica de lodos activados es una de las más utilizadas, mientras que en la otra, los reactores de lecho fijo conocidos también como MBBR (moving bed biofilm reactor) ganan importancia día a día.

El biofilm es una estructura compleja con canales de agua y aireación, para el transporte de nutrientes, desechos, oxígeno y agua. Los canales del biofilm generan gradientes de tensión de pH y oxígeno, permitiendo el desarrollo de micronichos y diversos grupos bacterianos (Kourkoutas Y. B., 2004).

Las bacterias se agrupan en colonias con el objeto de buscar protección ante posibles condiciones adversas del medio, en los sistemas de tratamiento basados en biopelícula, la mayoría de los microorganismos tienden a unirse entre sí, a adherirse a diversas superficies sólidas, a reproducirse y a crecer mediante la producción de polisacáridos extracelulares (PEC) (Livingston, 1995). Los biofilms

pueden formarse en superficies vivas o no vivas y pueden prevalecer en medios naturales, industriales u hospitalarios.

Los microorganismos formadores de biopelícula poseen algunas ventajas sobre los microorganismos suspendidos como: mayor persistencia dentro del sistema; mayores tasas de crecimiento; mayor incremento en la actividad metabólica; y mayor resistencia a la toxicidad.

La composición de una biopelícula está determinada por tres factores principalmente: por la composición del medio, la expansión volumétrica de la biomasa y por el transporte de sustratos hacia el interior de la biopelícula (Costerton, 1995).

Por otra parte, los PEC son responsables de la integridad de la biopelícula ya que forman una estructura porosa similar a la de una esponja, con espacios vacíos rellenos con agua por donde el líquido y las sustancias solubles pueden moverse libremente, mientras que los coloides, las células y las partículas sólidas permanecen atrapados entre la red de PEC.

Además de los sistemas de película fija sumergida, existen otros tipos de sistemas basados también en biopelícula bacteriana aerobia, los cuales son:

- Biodiscos
- Biofiltros
- Biofiltros Aireados Sumergidos (BAS), y algunas variantes de éstos.

2.2.1 INMOVILIZACIÓN MICROBIANA

La inmovilización celular se define como la ubicación física de células en un espacio o región específica, de forma natural o inducida, en la cual son capaces de mantener una actividad catalítica deseada (Karel *et al.*, 1985).

La inmovilización celular ocurre por procesos de adherencia a superficies o microorganismos, debido a estructuras celulares o a sustancias que estos mismos segregan. De forma artificial, puede quedar atrapados en los espacios o poros de fibras y geles. (Couto A, 2005)

El uso de células inmovilizadas facilita la operación de reactores a velocidades de flujo independientes de la velocidad de crecimiento. La estabilidad catalítica puede ser mayor para células inmovilizadas que para células libres y los microorganismos inmovilizados pueden tolerar concentraciones altas de tóxicos (O'Reilly KT, 1989). Dependiendo de la forma en que se induce la inmovilización, esta se clasifica en: inmovilización pasiva e inmovilización activa.

2.2.1.1 Inmovilización pasiva

La inmovilización pasiva corresponde al fenómeno natural de formación de biofilm en un medio de soporte. Muchos microorganismos tienen la tendencia natural a adherirse a superficies y crecer sobre ellas (Robinson, Mak, & Trevan, 1986). Esta característica puede ser explotada para inmovilizar células en medios de soporte de diferente tipo. La interacción con superficies puede darse por la presencia de estructuras celulares, fimbrias (bacterias) e hifas (hongos).

En la inmovilización pasiva ocurre un proceso de formación de biofilms, caracterizado por células vivas (15-25%), agua, polisacáridos extracelulares, proteínas y ácidos nucleicos.

(Akhtar, Iqbal, & Iqbal, 2004), al inmovilizar la biomasa de *Trametes versicolor* en estropajo, obtuvieron luego de cuatro días de exposición a una solución del colorante Negro Reactivo 5, una decoloración del 92% y una remoción de 69.27% luego de tres ciclos repetitivos durante 12 días. El uso de estropajo como soporte de inmovilización para *Chlorella sorokiniana*, para la remoción del Níquel (II) de soluciones acuosas, demostró un efecto de vida superior a la mostrada por las células libres en un 25%, luego de 20 minutos de exposición.

Otra aplicación para la biomasa inmovilizada en fibras naturales es la utilización de estropajo en reactores de lecho empacado, en donde las matrices con biomasa inmovilizada son usadas para la degradación de sustancias tóxicas como clorofenoles. Germeiner y colaboradores (1994), demostraron que las matrices orgánicas tienen mayor adsorción de la que pueden brindar las matrices sintéticas, se debe a que los materiales orgánicos tienen mayor cantidad de grupos radicales como amino, carboxil, entre otros; así como una mayor cantidad de nutrientes, lo cual permite una adherencia y crecimiento más eficaz.

En cuanto a materiales sintéticos, diversos estudios han demostrado el uso efectivo de diversos materiales: vidrio y cerámicas porosas (Cohen Y. , 2001). En el estudio sobre degradación de petróleo por bacterias halotolerantes, inmovilizadas en fibras de polipropileno, descubrieron que fue más efectivo inmovilizarlas debido a la estabilidad brindada por el soporte. El uso de la estabilidad del soporte o del consorcio no afectó pese a las condiciones de salinidad a las que fueron sometidos.

Los resultados obtenidos al inmovilizar bacterias, en tres diferentes soportes de inmovilización: perlas de vidrio, perlas de sílice, y cubos de poliuretano, demostró que la decloración y degradación de PCB se incrementó al inmovilizar el consorcio. También se demostró que la biomasa inmovilizada en perlas de sílice tiene mayor capacidad de decloración que la inmovilizada en vidrio y poliuretano; así como tienen mayor capacidad de reducción del PCB que el poliuretano.

Se ha reportado el uso de poliuretano al igual que el polivinil en la inmovilización de *Scenedesmus obliquus* para la remoción de metales en agua (Urrutia, 1995). El uso de espuma de poliuretano en la inmovilización de *Prototheca zopfii*, en la degradación de hidrocarburos (Yamaguchi, 1999).

Un estudio realizado con perlas de vidrio poroso (SIRAN) en un reactor de lecho fijo, bajo condiciones termofílicas, ha permitido la degradación de las vinazas del vino concluyó que las características del soporte favorecieron la adhesión del microorganismo. Durante la colonización de este soporte, se diferenciaron tres etapas: una fase de latencia, una de formación de la biopelícula, y una final de estabilización de la biopelícula (García, 1997).

2.2.1.2 Inmovilización activa

La inmovilización activa consiste en atrapar las células dentro de una matriz, la cual impide la difusión de las células en el medio, pero permite el paso de metabolitos y nutrientes (Kourkoutas Y. B., 2004).

La inmovilización activa (artificial) puede ocurrir por uso de agentes floculantes, adherencia química y atrapamiento en geles de polímeros (Moreno-Garrido,

2008). Los agentes floculantes pueden usarse con el fin de que las células tiendan a aglomerarse, permitiendo así el atrapamiento de otras sustancias suspendidas en el medio (Kourkoutas Y. B., 2004). Estos agentes floculantes fueron, primordialmente, usados para evitar procesos costosos y complicados para la remoción de algas de los medios líquidos por medio de centrifugación. En cuanto a tipos de agentes floculantes, el quitosano ha sido, por excelencia, el compuesto más usado (Moreno-Garrido, 2008), especialmente usado en bio-remediación de aguas residuales con altos contenidos de metales ya que presenta grupos cargados positivamente, los cuales le permiten tener una alta afinidad por partículas cargadas negativamente. Este tipo de inmovilización es muy variable, factores como composición de la pared celular, pH, oxígeno disuelto y la composición del medio, puede hacer que varíe la cantidad de células.

Con respecto a la adherencia química, ésta presenta grandes desventajas al intentar inmovilizar células vivas, ya que la interacción causa daños en la superficie celular y reduce drásticamente la viabilidad celular. La atracción iónica no es muy perjudicial para la vida de los organismos, pero la efectividad de ésta técnica depende del pH y la fuerza iónica de los medios que lo rodean.

El atrapamiento en gel, es uno de los procesos más utilizados. Acorde a (Codd, 1987) puede realizarse en polímeros sintéticos, proteínas o polisacáridos naturales. El procedimiento general para el atrapamiento de las moléculas en gotas de polímeros, consiste en suspender el microorganismo a inmovilizar en una solución líquida que contiene monómeros de la macromolécula. Para la gelificación de esta mezcla se utilizan diferentes métodos de acuerdo a la naturaleza del polímero a emplear. Entre los métodos utilizados se encuentran la disminución o aumento de temperatura, la gelificación ionotrópica de macromoléculas con cationes multivalentes, y otros métodos químicos como la adición de las gotas a un buffer enfriado en hielo o en diferentes soluciones químicas.

2.2.2 PRE-REQUISITOS PARA LOGRAR UNA INMOVILIZACIÓN

Para lograr una inmovilización eficaz en un proceso determinado, se debe tener en cuenta que los espacios que se usarán como soporte de inmovilización cumplan con ciertos parámetros, tales como, área superficial, que sea de fácil operación y regeneración; buena porosidad, con el fin de permitir un intercambio constante de sustratos, productos, gases, etc.; estabilidad química, biológica, mecánica y térmica, así como resistencia a enzimas, solventes o cambios de presión (Kourkoutas Y. B., 2004).

Se pueden citar varios mecanismos y fuerzas responsables para la adherencia de microorganismos a una superficie, las cuales son:

- Estructura microbiana
- Fuerzas gobernantes de la adherencia microbiana
- Formación de enlaces covalentes
- Atracciones hidrofobicas
- Enlace parcial covalente entre microorganismos y grupos hidroxilos en superficies.

Los microorganismos tienen una variedad de estructuras las cuáles son usadas para la adherencia. Estas incluyen fimbria (pili) y capsulas (glycocalix), varias estructuras de grapa, tallos y células limosas. Se cree que la principal estructura microbiana en la cual está envuelta es el glicocalix. Los glicocalix consisten en polisacáridos extracelulares, los cuales no tienen otra propiedad especial más que su participación en los procesos de adherencia (Jones, Roth, & Sanders, 1969).

Por otra parte están las fuerzas que gobiernan la adherencia microbiana. Normalmente, ninguna de las fuerzas podría ser considerada como fuerza dominante. Las fuerzas de adherencia y la composición de fuerzas, las mismas que gobiernan su cambio con diferentes condiciones ambientales, diferentes especies microbiológicas, diferentes propiedades de superficie y diferentes propiedades del fluido.

Interacciones electrostáticas. Las interacciones electrostáticas que envuelven la adherencia microbiana son mayormente iónicas y de enlace de hidrógeno, son individualmente débiles cuando se compara con enlaces covalentes, son, sin embargo, capaces de producir relativos enlaces firmes si el número de ligaduras son suficientemente altos (Tampion & Tampion, 1987). Las fuerzas electrostáticas son altamente significativas en las etapas iniciales de adsorción. Ya que las superficies cargadas de casi todos los microorganismos son negativas de acuerdo con (Kolot, 1988), y en algunos casos los materiales de soporte son también negativamente cargados, en este caso fuerzas repulsivas pueden evitar la adherencia.

2.2.3 VENTAJAS DE LA INMOVILIZACIÓN DE CÉLULAS

La inmovilización de diferentes microorganismos en medios de soporte ha permitido el interés y el desarrollo de nuevas tecnologías debido a algunas ventajas que presentan como son (Cohen Y. , 2001):

- Alta concentración de biomasa,
- Alta actividad metabólica,
- Gran resistencia a la toxicidad, y
- Buenas propiedades de lodo.

Además la tecnología de biofilms para el tratamiento de aguas residuales es de uso extensivo dentro del campo de la biotecnología ambiental por tres razones principales:

- Comparado con otros bioprocesos industriales, se pueden tratar grandes volúmenes de soluciones acuosas diluidas.
- Poblaciones de microorganismos son usados para formar biofilm.
- El proceso puede ser operado a altas concentraciones de biomasa en el reactor, sin la necesidad de recircular y retener biomasa. Un paso posterior de tratamiento, en el efluente, es la remoción de biomasa desprendida.

2.2.3.1 Alta concentración de biomasa

En los ecosistemas acuáticos tanto naturales y artificiales, la concentración de biomasa inmovilizada es superior a la encontrada en un sistema donde la biomasa se encuentra libre. Por ejemplo, bacterias adheridas fueron encontradas en poblaciones superiores de 3 a 4 veces en medio suspendido que en aguas alpinas, y 200 veces que en efluentes residuales (McLean, Costerton, & Caldwell, 1994). Ya que la concentración de microorganismos inmovilizados es generalmente alta con respecto a los microorganismos suspendidos, una alta concentración microbiana podría ser mantenida dentro de los sistemas de tratamiento con microorganismos adheridos o inmovilizados (Cohen Y. , 2001).

Acorde a (Senthilnathan & Ganczarzyk, 1990), la concentración de biomasa dentro de un sistema de lodos activados se mantiene en el rango de 700 a 2500 mg/L (expresados en términos de Sólidos Suspendidos Volátiles de licor mixto

(SSVLM)), mientras que en biofiltros de goteo, la biomasa adherida esta en rangos de 2000 a 100 000 mg/L de SSVLM.

En la inmovilización de microalgas en perlas de alginato, la concentración de biomasa se ve controlada debido a que el espacio dentro de la perla no permite un aumento en la densidad celular; también, la cantidad de luz que sea capaz de pasar a través de la perla será un factor indispensable para el incremento de la biomasa, así como la cantidad de nutrientes disponibles para las micro-algas (Moreno, 2008).

2.2.3.2 Alta actividad metabólica

Acorde a (Polprasert et al., 1989) (Angelova et al., 2000) (Navarro y Durand, 1977) se ha demostrado que el metabolismo de las células inmovilizadas es mayor en comparación al presentado por células libres. Una explicación para éste aumento en la actividad de biodegradación puede originarse en la alta cantidad de células activas dentro del sistema inmovilizado (Cohen Y. , 2001). Esta alta actividad también ha sido atribuida a la alta concentración de nutrientes alrededor de los biofilms adheridos. Gracias a su naturaleza pegajosa, la materia particulada es atrapada desde el fluido, entonces la concentración de nutrientes alrededor del biofilm es usualmente más alta que la del fluido. Esta alta concentración de nutrientes puede incrementar la tasa de crecimiento microbiano y mejorar la actividad degradativa o metabólica.

Otra explicación para este incremento en la actividad metabólica es la diferencia fisiológica entre microorganismos suspendidos y adheridos.

2.2.3.3 Gran resistencia a la toxicidad

Existen ciertas sustancias químicas que influyen negativamente sobre las bacterias, pudiendo ejercer dos tipos de efectos diferentes:

- bacteriostáticos: cuando impiden el crecimiento bacteriano;
- bactericidas: cuando destruyen (matan) las bacterias.

En general, se refiere no solo a bacterias, sino a cualquier tipo de microorganismos, entonces se habla de agentes microbiostáticos y microbicidas. Ahora bien, para una misma sustancia química, la línea de demarcación entre un efecto microbiostático y otro microbicida depende muchas veces de la concentración de dicha sustancia y del tiempo durante el que actúa. Una buena resistencia a la toxicidad se evidencia usualmente dentro de los biofilms inmovilizados, y comparados con microorganismos en suspensión. Este fenómeno se explica ya que a altas concentraciones de nutrientes rodeando los biofilms, ayudan a que los microorganismos sobrevivan a altas concentraciones de compuestos tóxicos (Madigan, Martinko, & Parker, 1997).

Otra explicación para el incremento de la resistencia a la toxicidad de los biofilms adheridos es el efecto protector de la matriz extracelular. La barrera de difusión, junto con el rol de intercambio iónico de la matriz, reduce la concentración de compuestos tóxicos dentro del biofilm. Esta se considera una de las principales razones para la alta resistencia a los compuestos tóxicos dentro de los biofilms inmovilizados.

2.2.3.4 Buenas propiedades de lodo

Hay una considerable diferencia en las propiedades del lodo producido por medios adheridos que por medios suspendidos. Usualmente los tratamientos en

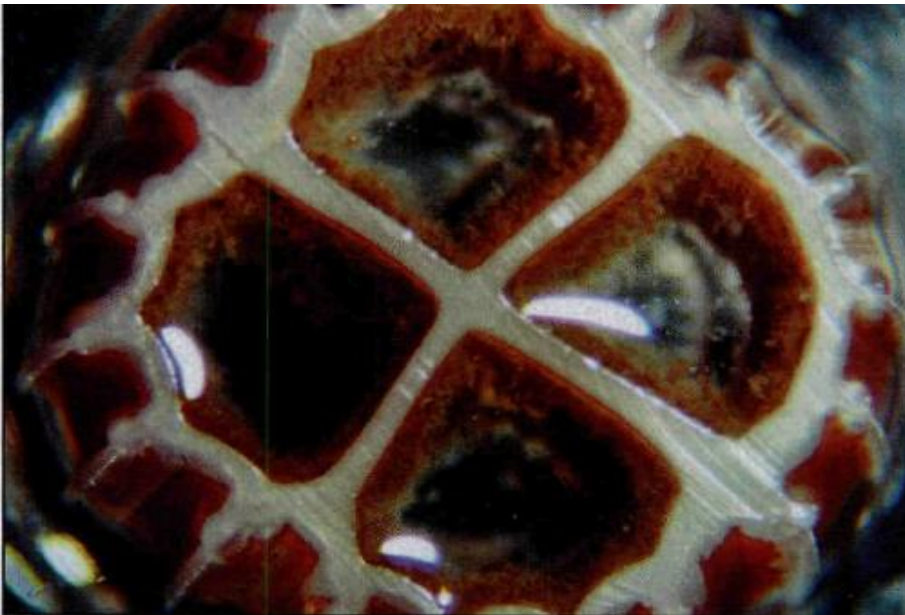
medios suspendidos producen lodo esparcido en el reactor con alto volumen por unidad de biomasa. Acorde a (Wanner, 1994); los microorganismos filamentosos son normalmente dominantes, los cuales pueden causar problemas de espesamiento y espuma en las plantas de tratamiento de aguas residuales. Por otro lado, la naturaleza del lodo producido por las biopelículas biológicas es usualmente más denso y en algunos casos reduce los problemas de asentamiento y previene problemas de espesamiento y espumas.

Los organismos libres que están en un fluido, tienen una barrera de difusión, relativamente pequeña, alrededor de ellos comparados con un biofilm, el cual está rodeado por una matriz extracelular. Gracias a éste hecho, a bajas concentraciones de nutrientes, los microorganismos suspendidos pueden mostrar tasas rápidas de crecimiento que los biofilms. La restricción en la difusión de un biofilm puede reducir la penetración de oxígeno dentro de un biofilm grueso y limitar la cantidad de descomposición aerobia. En algunos casos el crecimiento de un biofilm no puede ser controlado efectivamente. Esto puede dejar variable el desempeño de los reactores y un descontrolado desprendimiento de biomasa (Cohen Y. , 2001).

2.3 MEDIOS DE SOPORTE PARA FORMACIÓN DE BIOPELÍCULA

Los tratamientos de aguas residuales por película biológica soportada, tanto en sistemas fijos como móviles, utilizan medios plásticos inertes que provean alta superficie específica para cargar la biomasa que trata el agua. La principal función del material de soporte (relleno) es ofrecer una gran superficie que favorezca la adhesión de los microorganismos y la formación de una película biológica activa, al mismo tiempo que asegure el atrapamiento, en los espacios vacíos del lecho, de los flóculos microbianos no adheridos (Baecheler, Zambrano, & Urrutia, 2001).

La Figura 2.4 muestra un medio de soporte con biopelícula adherida.

FIGURA 2-4.**CRECIMIENTO BIOLÓGICO EN UN MEDIO DE SOPORTE**

FUENTE: (Li, 2013)

Las características del medio de soporte de la biopelícula son relevantes durante las primeras etapas de formación de ésta, ya que influyen, tanto en la velocidad de formación, como en la distribución de las especies dentro de la biopelícula. El medio de soporte, si es poroso proporciona protección a los microorganismos contra los esfuerzos cortantes, contra organismos depredadores y contra la abrasión (Lewandowski, 1993).

La función es ofrecer una superficie para la adhesión de los microorganismos, la formación de una película biológica y atrapar en los espacios vacíos del lecho a los flóculos microbianos no adheridos. El material de soporte debe evitar las obstrucciones y la formación zonas muertas.

El uso del medio de soporte permite la retención de sólidos al interior de los reactores, a través del biofilm formado en su superficie y en los espacios del lecho.

Las principales finalidades del medio de soporte, son:

- Mejorar el contacto entre el sustrato y los sólidos biológicos contenidos en el reactor.
- Permitir la acumulación de gran cantidad de biomasa.
- Facilitar un flujo uniforme en el reactor.
- Evitar que los sólidos sean arrastrados por fuera del sistema de tratamiento.
- Actuar como un dispositivo para separar los sólidos de los gases.

La Tabla 2.2 recopila datos de los medios de soporte que se pueden encontrar en el mercado internacional, cuyas fábricas han sido los principales desarrolladores de la tecnología MBBR. Se muestra además del fabricante, el modelo, área específica y dimensiones:

TABLA 2-2.
MEDIOS DE SOPORTE MANUFACTURADOS

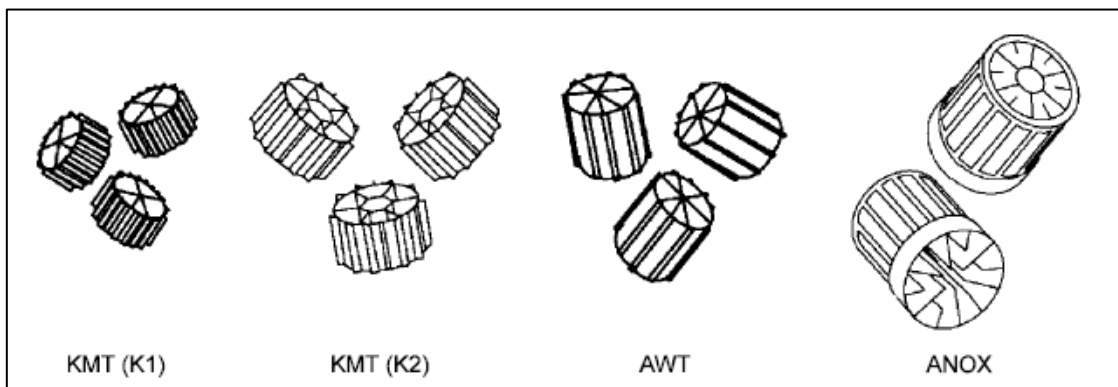
Fabricante	Nombre	Área específica m²/m³	Dimensiones (fondo; diámetro) mm
Veolia Inc.	AnoxKaldnes™ K1 or K1 Heavy	500	7 ; 10
	AnoxKaldnes™ K3	500	12; 25
	AnoxKaldnes™ Biofilm Chip (M)	1200	2; 48
	AnoxKaldnes™ Biofilm Chip (P)	900	3; 45

TABLA 2.2. CONTINUACIÓN

	AnoxKaldnes™ Matrix™ Sol	800	4; 25
Headworks BIO (Licensed by Infilco Degremont Inc.)	ActiveCell™ 450*	402	15; 22
	ActiveCell™ 515*	485	15; 22
	ActiveCell™ 920*	680	15 X 15 X 10 (L x A x D)
AqWise	ABC4™	600	14; 14
	ABC5™	650	12; 12
Entex Technologies Inc.	Bioportz™	589	14; 18
Siemens Water Technologies Corp.	CM-10D™	750	9; 13
Biowater Technology	BWT15™	828	15 x 15 x5 (L x A x D)
	BWTX™	640	15 x 15 x10 (L x A x D)

FUENTE: James P. McQuarrie et al. 2011

FIGURA 2-5. MATERIALES DE SOPORTE MANUFACTURADOS



FUENTE: James P. McQuarrie et al. 2011

Existen además, varias investigaciones donde se han estudiado, tanto en medio aerobio, como anaerobio, el desempeño de los diferentes medios de soporte para la formación de biopelícula y remoción de Carbono, Nitrógeno y Fósforo, tanto en aguas residuales domésticas como efluentes líquidos de diferentes industrias.

A continuación se describen las características más importantes de los dos medios de soporte evaluados en la presente investigación: Polietileno Tereftalato y Polipropileno.

2.3.1 POLIETILENO TEREF TALATO – PET

El Polietileno Tereftalato (PET) se obtiene mediante una reacción de policondensación entre el ácido tereftálico y el etilenglicol. Pertenece al grupo de materiales sintéticos denominados poliésteres. Es un polímero termoplástico lineal, con un alto grado de cristalinidad. Como todos los termoplásticos, éste puede ser procesado mediante extrusión, inyección, soplado, soplado de preforma y termoformado. Este polímero sintético es usado entre otras cosas en la fabricación de botellas de plástico destinado al envase de bebidas de consumo humano gaseosas y no gaseosas.

TABLA 2-3

DATOS TÉCNICOS DEL PET

Característica	Valor
Valor límite de la viscosidad medido en ácido dicloroacético a 25°C	1.07
Punto de fusión °C	Aprox. 252/260
Acetaldehidos	ppm <1
Contenido en grupos carboxílicos	Mval/kg20
Densidad aparente (g/cm3) aprox.	0.85

TABLA 2.3 CONTINUACIÓN

Valores de permeabilidad	
Oxígeno 23°C, 100% RF	2
Nitrógeno 23°C, 100% RF	9
Permeabilidad al vapor de agua	0.9
Dióxido de carbono	5.1

FUENTE: (Careaga, 1993)

Resistencia Química del PET

Buena resistencia a: Grasas y aceites presentes en alimentos, soluciones diluidas de ácidos minerales, álcalis, sales, jabones, hidrocarburos alifáticos y alcoholes.

Poca resistencia a: Solventes halogenados, aromáticos, cetonas de bajo peso molecular y bases.

2.3.2 POLIPROPILENO – PP

El polipropileno (PP) empezó a comercializarse a finales de la década del 50 y se ha convertido en el polímero termoplástico de mayor producción mundial. Es un termoplástico semi-cristalino no polar, de dureza y rigidez elevada, tiene una excelente resistencia al impacto, y a los productos químicos corrosivos. Inodoro, insípido, idóneo para su uso en alimentos y productos farmacéuticos.

Actualmente, el PP se utiliza para fabricar desde el paragolpes de un auto hasta el tejido que recubre los pañales descartables, pasando por tuberías, fibras, cajas, envases, films, juguetes y un larguísimo etcétera. La gran versatilidad de este material se debe a su estructura química y disposición espacial, que le confieren un gran número de cualidades deseables. Se trata del polímero comercial de

menor densidad, posee una excelente resistencia química, buenas propiedades eléctricas derivadas de su apolaridad, inercia química y biológica, alta estabilidad térmica, es de fácil procesamiento y admite ser reciclado (Fasce, 2002).

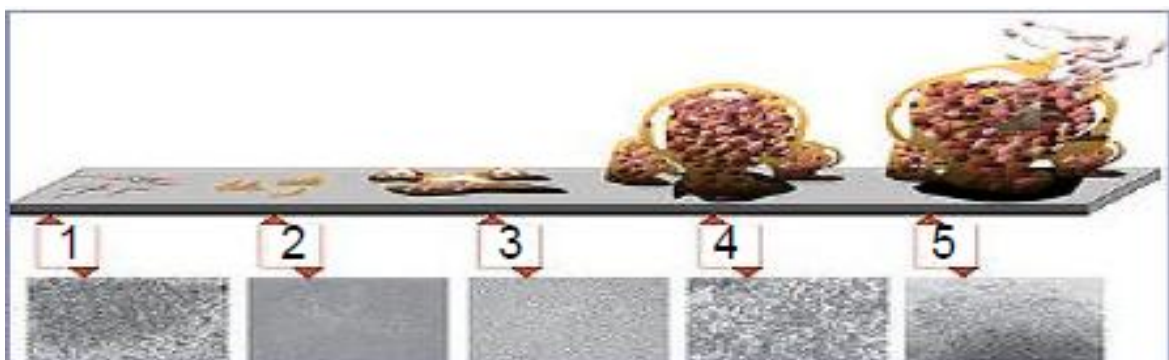
2.4 CINÉTICA DE LA BIOPELÍCULA

La formación de una biopelícula comienza con la acumulación de nutrientes en una superficie debido a la porosidad del material, a las interacciones electrostáticas, a fenómenos de adsorción y a factores electroquímicos, que permiten un aumento en la concentración de nutrientes (Benetton, 2007).

Hay cinco etapas en el desarrollo de biofilm tal como lo muestra la Figura 2.6 (Kaplan et al., 2003):

1. Fijación inicial.
2. Fijación irreversible.
3. Maduración I.
4. Maduración II.
5. Dispersión.

FIGURA 2-6
ETAPAS EN EL DESARROLLO DE BIOFILM.



FUENTE: Kaplan et al., 2003

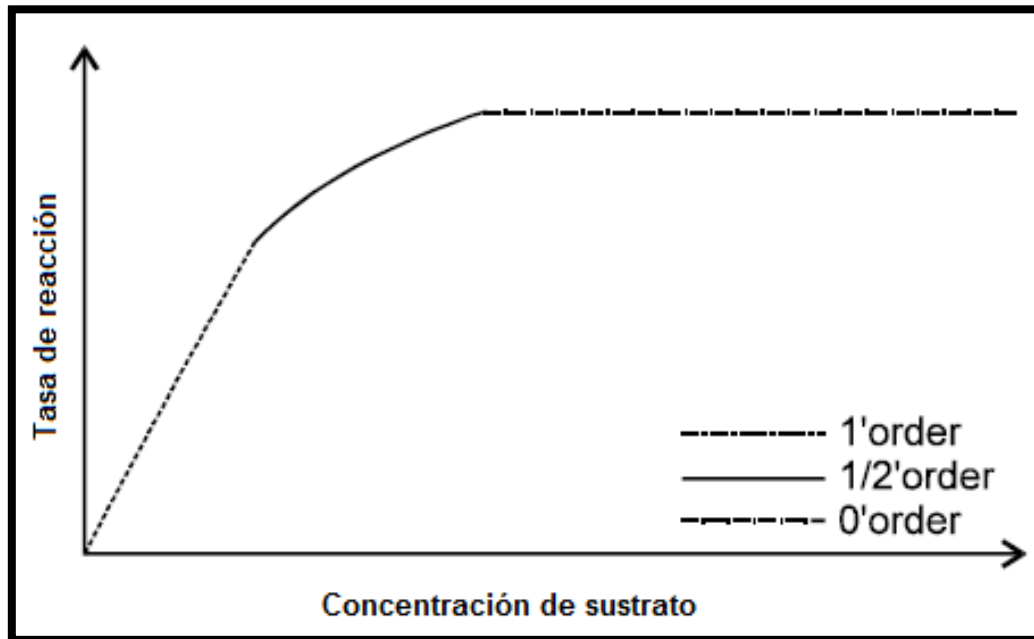
Desarrollo de biofilm: 1) Fijación inicial, 2) Fijación irreversible, 3) Maduración I, 4) Maduración II y 5) Dispersión.

La cinética de reacción en una biopelícula depende de la concentración de los sustratos. La Figura 2.7 muestra el desarrollo de la descripción cinética desde una expresión de 1^{er} orden, en bajas concentraciones, a una de orden cero a concentraciones de sustrato muy altas. La transición de concentraciones bajas a muy altas es definida con una reacción de orden $\frac{1}{2}$.

Como se observa en la Figura 2-7, la tasa de remoción de sustrato es limitada por la concentración de sustrato solo a bajas concentraciones donde un pequeño cambio en la concentración da un cambio proporcional en la degradación (Odegaard, Gisvold, & Strickland, 2000). A concentraciones altas de sustrato la eficiencia enzimática restringe la tasa de remoción (orden cero).

Aunque los procesos cinéticos en un biofilm son normalmente descritos como se indica en la Figura 2-7 siguiente, es necesario establecer que la composición del agua residual, definirá las características cinéticas.

FIGURA 2-7
DESCRIPCIÓN DE CINÉTICA DE REACCIÓN



FUENTE: (Henze Mogens, 2008)

La difusión, por su parte, es el fenómeno de transferencia de masa más importante, y por lo tanto, normalmente, considerado en la descripción cinética. Otro mecanismo de transporte es el transporte advectivo, pero este no es usualmente citado.

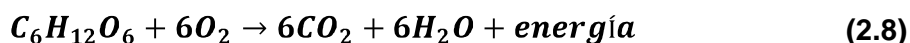
El desarrollo de un modelo con una cinética de orden cero para describir los procesos acoplados de difusión y reacción en micro colonias esféricas, reportan cambios significativos en los coeficientes de difusión, dependiendo de la edad de las colonias y de la relación carbono/nitrógeno (C/N) en el medio de crecimiento (Matson & Characklis, 1976).

El desarrollo de un modelo dinámico de difusión adsorción-biodegradación en flóculos, para calcular el efecto de los fenómenos de transporte internos y externos sobre la degradación supone que la difusión dentro de los flóculos se lleva a cabo de acuerdo con la Ley de Fick, que la adsorción es isotérmica y lineal, y que la reacción se lleva a cabo siguiendo una cinética de primer orden.

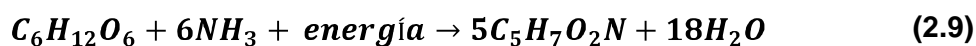
2.4.1 TEORÍA DE LAS REACCIONES MICROBIANAS

En cada reacción microbiana intervienen microorganismos específicos. La oxidación carbonosa es realizada por quimio-heterótrofos que para producir energía y formar nuevas células utilizan carbono orgánico y oxígeno como dador y aceptor de electrones, respectivamente:

Síntesis de energía o catabolismo (basado en glucosa):

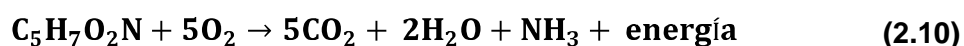


Formación de nuevas células o anabolismo, a partir de carbono orgánico, la energía producida en el catabolismo y otros nutrientes:



Las células bacterianas en la Ecuación 2.9 están representadas mediante $C_5H_7O_2N$ (McCarty, 1975).

Respiración endógena, auto-oxidación o mineralización:



La Ecuación 2.10 se obtiene energía a partir de la destrucción de las células bacterianas vivas.

2.4.2 CRECIMIENTO BACTERIANO

El crecimiento de células o microorganismos, puede tener dos conceptos, uno relativo al incremento de la masa celular (ordenado de todos los constituyentes químicos de la célula) y desde el punto de vista microbiológico se refiere al incremento del número de células.

2.4.2.1 Curva de crecimiento microbiano

La curva de crecimiento es la representación gráfica del logaritmo del número de células versus el tiempo. La curva teórica sería una recta, pues los microorganismos estarían creciendo constantemente, pero en la práctica la curva presenta distintas fases:

Fase de Latencia (a): Período de adaptación de un microorganismo a las nuevas condiciones medio ambientales en un medio de cultivo.

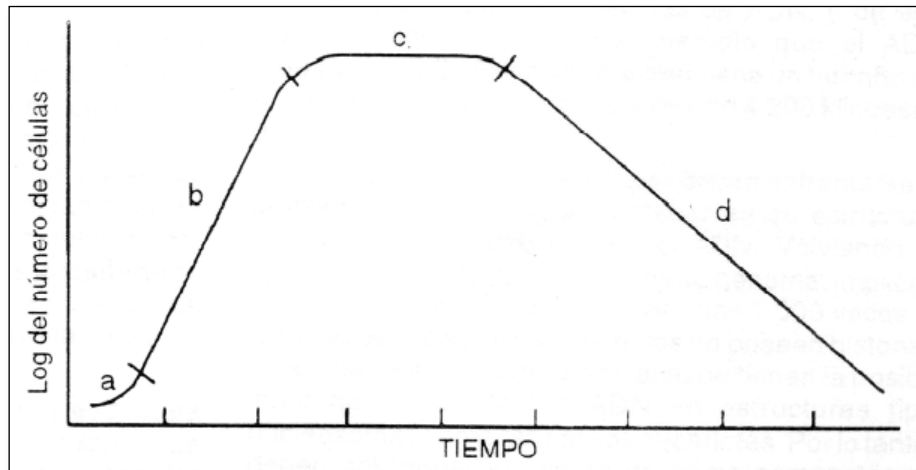
Fase exponencial (b): La población se incrementa de modo regular, duplicándose a intervalos regulares de tiempo. Se considera que las células son fisiológicamente iguales y el tiempo de generación es constante

Fase Estacionaria (c): Existe una merma en el crecimiento poblacional, esencialmente por agotamiento de nutrientes y acumulación de productos tóxicos. Se considera teóricamente como constantes las tasas de proliferación y la de muerte.

Fase de Declinación (d): El número de células que mueren es mayor que el número de células que se dividen. Se considera teóricamente que la tasa de muerte es mucho mayor que la de proliferación.

FIGURA 2-8

CURVA DE CRECIMIENTO BACTERIANO (SISTEMA CERRADO)



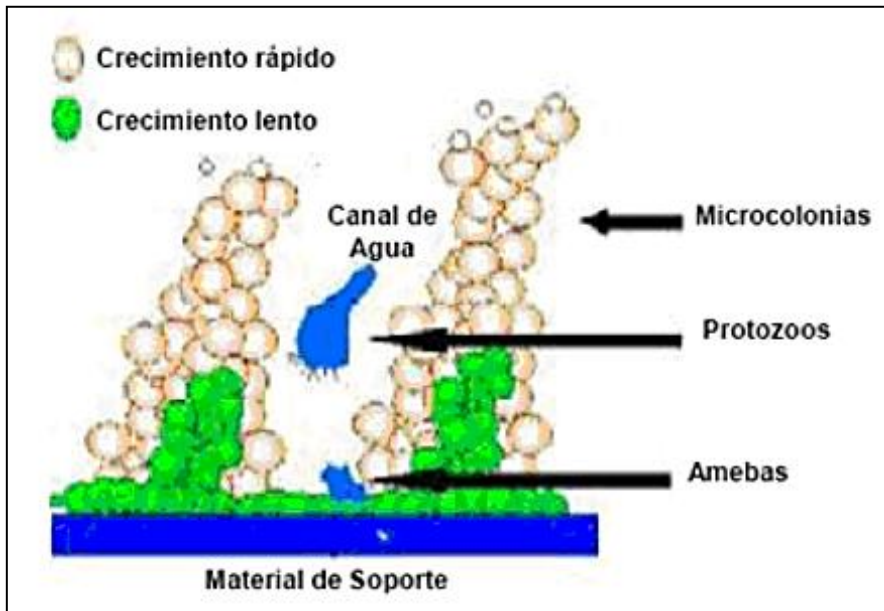
FUENTE: Varela, 2010

En cuanto al biofilm, en las capas exteriores aerobias, los biofilms son excepcionalmente complejos, dominados por bacterias filamentosas y también protozoos, pequeños metazoarios y algunas veces algunos vertebrados (Lazarova & Manem, 1995).

La Figura 2.9 muestra esquemáticamente la microbiología de un biofilm.

FIGURA 2-9.

MICROBIOLOGÍA DE LA BIOPELÍCULA



FUENTE: Buswell, C., Herlihy

2.4.3 ESTRUCTURA DE LA BIOPELÍCULA

Los biofilms son pequeños ecosistemas, consistentes en tres capas de diferente profundidad, los cuales cambian en grosor y composición en lugar y en el tiempo. (Meyer-Reil, 1996).

En los procesos de formación y maduración de las biopelículas, las capas se tornan únicas, tanto en estructura como en arquitectura. Los factores abióticos, como el pH, la temperatura, la concentración de nutrientes, la viscosidad del medio, la concentración de oxígeno, determinan el tipo de distribución que la biopelícula adoptará.

(Piciooreanu, Loosdretch, & Heijnen, 1999), plantea que la forma de crecimiento resulta en heterogeneidades, desde su arquitectura, agregados, promontorios o incluso microcolonias de mayor complejidad que generan formaciones con aspecto de tallos o setas, dependiendo del entorno, hasta heterogeneidades de los siguientes tipos:

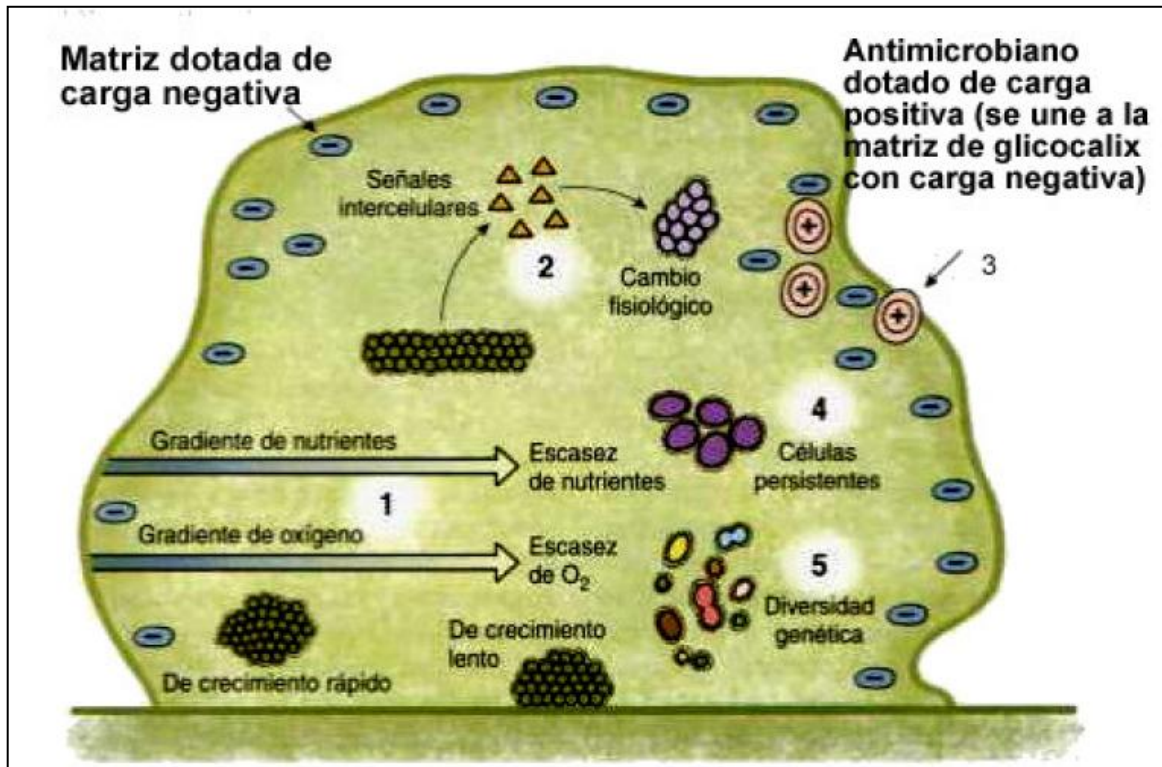
- Heterogeneidad geométrica: espesor de la biopelícula, su rugosidad superficial, su porosidad, la cobertura superficial del sustrato
- Heterogeneidad química: diversidad de los solutos químicos (nutrientes, productos metabólicos, inhibidores), gradientes de oxígeno y pH, diversidad de reacciones (aerobias/anaerobias), gradientes iónicos
- Heterogeneidad biológica: diversidad de especies microbianas y su distribución espacial, densidad celular, diferencias en la actividad celular, diversidad metabólica
- Heterogeneidad física: densidad, permeabilidad, viscoelasticidad, fuerza, difusividad, presencia de sólidos abióticos, propiedades magnéticas y eléctricas del sustrato
- Heterogeneidad electroquímica: Diferencias de potencial, distribución de ánodos y cátodos, propiedades conductivas, condiciones de potencial y de pH, distribución de cargas, distribución de sitios activos, zonas electroactivas, estructuras metalúrgicas heterogéneas, localización de defectos (Domínguez-Bello MG, 2002).

En biopelículas con estructura y arquitectura heterogéneas están contenidas las células, que ocupan entre 5% y 25% del espacio total, y el glicocálix, formado por polímeros, ADN y proteínas, que ocupa entre 50% y 90% (Harrison J., y col., 2005; Donlan R. y col., 2002).

La Figura 2-10 siguiente muestra la estructura teórica de la biopelícula con sus distintas heterogeneidades.

FIGURA 2-10.

ESTRUCTURA TEÓRICA DE LA BIOPELÍCULA



FUENTE: (Harrison, 2005)

La estructura y arquitectura de las biopelículas permiten un mecanismo de comunicación intracelular, conocido como *quorum sensing* (QS), el cual consiste en la producción de moléculas señalizadoras (Bassler., 2005). Las bacterias pueden utilizar tales sistemas para monitorear su densidad de población y para activar un gen específico el cual les permite comportarse en forma coordinada (Waters & Bassler, 2005).

El QS provee a los microorganismos en una biopelícula de un sistema de comunicación mediante señales bioquímicas. La función de este mecanismo es regular el crecimiento de la población a través de la detección de la concentración celular crítica dentro de la biopelícula. En el tratamiento de agua residual, la

manipulación del QS puede ser una estrategia viable para controlar los sistemas donde interviene el biofilm (Feng, Ahuoying, & Xin, 2013).

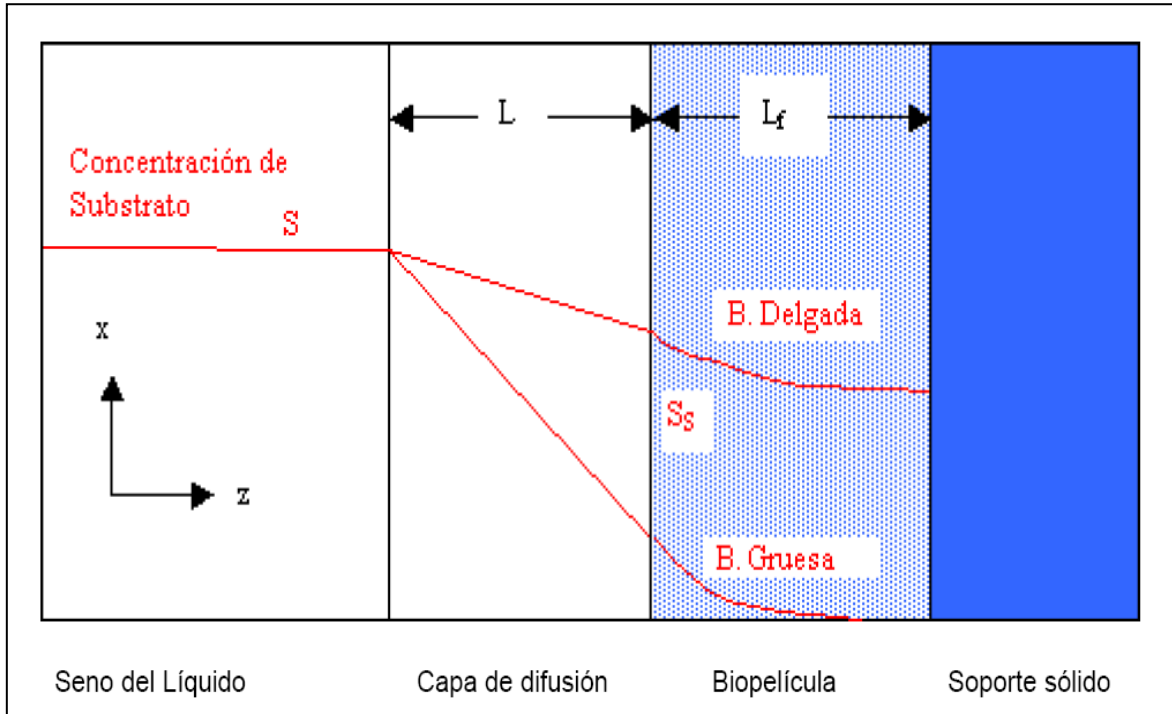
Por su parte, el espesor de una biopelícula es influenciado por varios factores. Estos incluyen la tasa de flujo, material de construcción del medio de soporte y el diseño del sistema de tratamiento. El espesor del biofilm normalmente varía desde decenas de micrómetros a más de un centímetro, aunque un promedio de un milímetro o menos es usualmente observado. Sin embargo, todo el biofilm no es activo. La actividad incrementa con el espesor del biofilm.

2.4.4 MODELO IDEAL DE BIOPELÍCULA

La complejidad del comportamiento de biopelículas para un tipo de población bacteriana con individuos que son fisiológicamente, morfológicamente y genéticamente diferentes, hace necesario realizar supuestos para su modelación. El concepto de biopelícula ideal de (Rittmann, 1982), considera una densidad celular uniforme X_f y un espesor local uniforme L_f . La concentración de sustrato en la biopelícula cambia sólo en la dirección de z , que es normal a la superficie de la biopelícula. Se asume que todos los nutrientes requeridos por las bacterias están en exceso, excepto el sustrato limitante.

Parte importante del modelo de biopelícula ideal, es la incorporación explícita de la resistencia al transporte de masa desde el seno del líquido hacia la biopelícula, a través de una capa de difusión molecular de espesor equivalente L .

FIGURA 2-11.
BIOPELÍCULA IDEAL



FUENTE: (Rittmann, 1982)

2.4.4.1 Flujo de sustrato hacia la biopelícula

En los reactores que utilizan biopelículas, la materia orgánica presente en el líquido debe ser transportada al interior celular antes de que pueda ser degradada por los microorganismos que forman la biopelícula. Este movimiento de la materia orgánica requiere de un gradiente de concentraciones para producirse, lo que causa que las concentraciones de sustrato alrededor de los microorganismos sea menor que la concentración en la fase líquida.

Dado que las tasas de crecimiento celular y utilización de sustrato están determinadas por la concentración de sustrato circundante, es necesario

combinar el transporte de masa con las reacciones de transformación cuando se modelan reactores que utilizan biopelículas.

2.4.4.2 Determinación de la Concentración de Sustrato en la interfase capa de Difusión-Biopelícula S_s

Una parte importante del modelo es la incorporación de la resistencia al transporte de masa, desde el líquido hacia la superficie de la biopelícula, a través de una capa de difusión. Se asume que toda la resistencia al transporte de masa, ocurre en una capa de espesor L, donde L es definido como el espesor equivalente de líquido por el cual el transporte de masa, en estado turbulento, puede ser descrito sólo mediante difusión molecular.

A través de la capa de difusión, la primera ley de Fick proporciona:

$$J = \frac{D}{L}(S - S_s) \quad (2.11)$$

Dónde:

J: Flujo del sustrato.

D: coeficiente de difusión.

L: espesor de la biopelícula.

S: concentración de sustrato en el líquido.

S_s : concentración de sustrato en la interfase.

2.4.4.3 *Determinación de la Concentración de Sustrato dentro de la Biopelícula S_f*

El balance de masa de sustrato de una sección diferencial de biopelícula, cuando el transporte de masa se verifica solamente por difusión molecular (Saenz, 1988).

$$\frac{\partial S_f}{\partial t} = D_f \frac{\partial^2 S_f}{\partial Z^2} - (r_{sf}) \quad (2.12)$$

2.5 REACTORES

Un reactor es una unidad procesadora diseñada para que en su interior ocurra una reacción, bajo ciertas condiciones.

En cuanto a reactores basados en biofilms o biopelículas, existen tres grandes categorías:

- Biofiltros.
- Reactores de disco rotatorios.
- Reactores sumergidos y aireados de lecho fijo.

2.5.1 BIOFILTROS

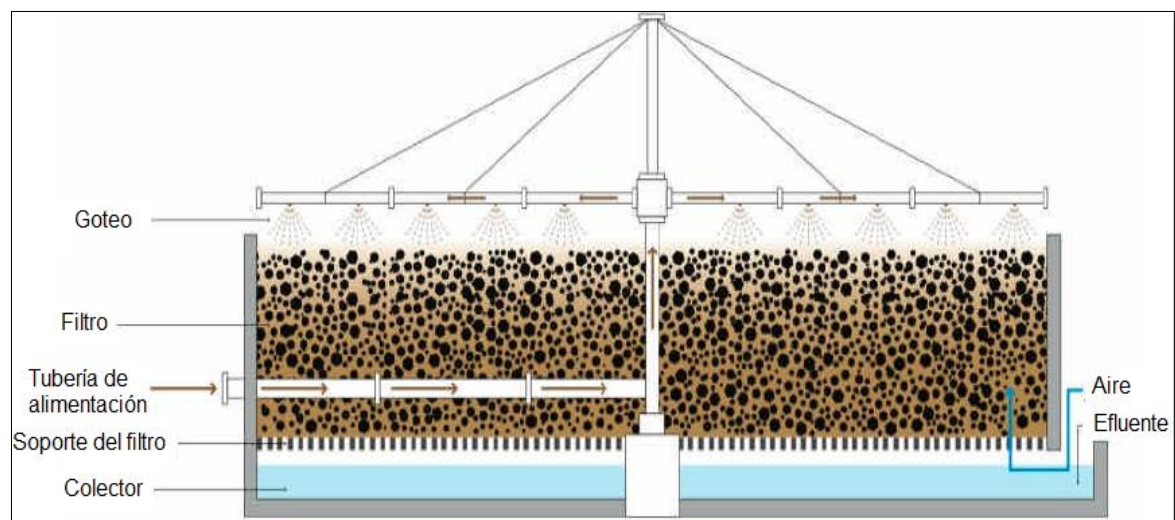
Los biofiltros o filtros percoladores también conocidos en la literatura como TFs (trickling filters) son sistemas de tratamiento aerobio que utilizan microorganismos, adheridos a un medio, para remover materia orgánica del agua

residual (Husham, He, Wisam, & Yang, 2012). La Figura 2.12 muestra de forma esquemática un sistema de biofiltro.

El medio provee la base necesaria para la adherencia de microorganismos, principalmente bacterias y hongos, los cuales forman una película sobre estos.

El sistema de filtro percolador consiste en un container o prismoide cilíndrico dentro del cual se sitúa una capa de partículas sólidas o material sintético. El agua residual debe ser distribuida o alimentada uniformemente desde la parte alta del reactor, frecuentemente constituido por un sistema rotatorio de dos o cuatro tubos horizontales equipados con aspersores (Wiesmann, Choi, & Dombrowski, 2007).

FIGURA 2-12.
ESQUEMA DE UN BIOFILTRO



FUENTE: (Husham, He, Wisam, & Yang, 2012)

Para el funcionamiento de éstos sistemas se deben tener dos consideraciones:

- El flujo del líquido descargado debe estar en contacto directo con el biofilm (el biofilm debe ser goteado en todos los lugares y todo el tiempo) y debe estar en contacto con una corriente de aire. (los filtros no deben estar inundados en ningún momento ni lugar).
- El agua residual debe estar libre de sólidos. Esto es absolutamente necesario para que el agua residual pase a condiciones controladas.

Además, se pueden distinguir dos formas de aeración natural y forzada.

2.5.2 REACTORES DE DISCO ROTATORIO

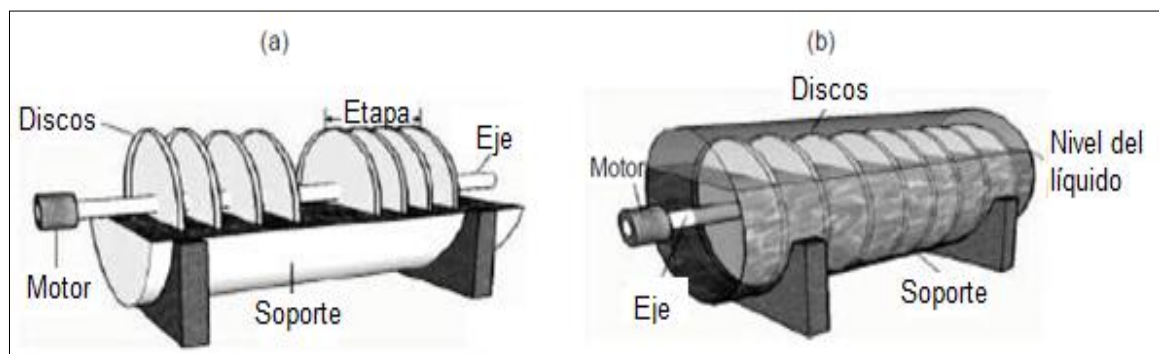
Los discos rotatorios son procesos donde la biomasa está fija y adherida a unos discos parcialmente inmersos en el agua residual a tratar. Los discos rotan sostenidos por un eje, que puede ser perpendicular o longitudinal a la dirección del flujo y son conocidos como RDR o DBR.

Los DBR se fabrican con poliestireno moldeado, polietileno corrugado, PVC, e incluso otros materiales como asbesto cemento y material expandido, con el eje pasando por el centro de los discos. La forma de los tanques, donde fluye el agua residual, tiene a menudo forma cilíndrica. Al girar los discos, parcialmente sumergidos, dejan cada porción de biomasa expuesta, alternativamente, al aire, para obtener el oxígeno, y el agua residual, para efectuar la estabilización de la materia orgánica. El proceso de adsorción y asimilación de los residuos se efectúa de manera muy similar a la de los filtros biológicos, y su aplicación es básicamente para sustratos solubles (Orozco Jaramillo, 2005).

El espesor del biofilm, en estos sistemas, está influenciado por la velocidad de rotación de los discos, la concentración de sustrato en el alimento y la temperatura (Oga, Suthersan, & Ganczarzyk, 1991).

FIGURA 2-13.

DIAGRAMA ESQUEMÁTICO DE UNIDADES RBC



FUENTE: (Husham, He, Wisam, & Yang, 2012)

- a) Reactor convencional con dos etapas, b) Reactor cerrado de simple etapa con alto nivel sumergido.

Las ventajas de los DBR están en su bajo gasto energético, sus bajos requerimientos de mantenimiento en comparación con relación a la metodología de los lodos activados. El efluente puede estar altamente nitrificado, puesto que diferentes microorganismos pueden crecer a lo largo del flujo. Además, el hecho de ser modular ofrece una gran flexibilidad para su construcción y adaptación a los más diversos requerimientos.

Los diámetros de los discos usualmente varían entre 2,5 y 3,5 m y su velocidad rotacional entre 1 y 2 rpm. Los discos tienen un espesor de 1 a 2 cm y un espaciado cada 30 a 40 cm, la inmersión es de alrededor del 40%.

Con respecto al nivel de oxígeno y la dinámica de transferencia, se realiza de tres formas: por absorción de oxígeno en el film líquido, sobre la superficie del biofilm, cuando está expuesto al aire, por transferencia directa de oxígeno directa, en la interface aire-agua, y por absorción directa de oxígeno por parte de los microorganismos, durante la exposición al aire.

Por otro lado, la temperatura es uno de los factores más importantes que afectan la tasa de procesamiento biológico y, consecuentemente, la influencia en el rendimiento de estos sistemas. En condiciones limitadas, un incremento en la temperatura del influente aumenta la actividad microbiana y una alta tasa de remoción puede ser observada en todas las etapas de un RBC. Temperaturas bajas del afluente pueden afectar el establecimiento del biofilm, particularmente, en las primeras etapas. Cuando la temperatura del agua residual es menor a 13°C las tasas de remoción pueden decrecer (Wiesmann, Choi, & Dombrowski, 2007).

La siguiente Tabla 2.4 muestra las ventajas y dificultades que se presentan en los sistemas RBC.

TABLA 2-4

VENTAJAS GENERALES Y PROBLEMAS EN LOS PROCESOS RBC.

Ventajas	Dificultades
Requerimiento de terreno relativamente pequeño	Difícil escalamiento
Fácil construcción y expansión.	Lento proceso de arranque
Diseño compacto con compartimentos separados	Es requerido un adecuado tratamiento primario y un clarificador secundario
Control de procesos y monitoreo simple	Limitada flexibilidad del proceso
Bajos costos de mantenimiento y operación	

TABLA 2.4 CONTINUACION

Tiempos de Retención Hidráulicos cortos	
Alta concentración de biomasa por volumen de reactor	
Bajo volumen de lodo en el segundo clarificador	
No se requiere de recirculación de lodos	
Resistencia a cargas tóxicas	
No existen problemas de mal olor e insectos	

FUENTE: (Cortez, 2008)

2.5.3 REACTORES SUMERGIDOS Y AIREADOS DE LECHO FIJO

Uno de los factores limitantes, en el incremento de la eficiencia de filtros percoladores, es el área superficial limitada de la que se dispone para el desarrollo del biofilm, sin la reducción del tamaño de los intersticios, para que no se produzca bloqueo del flujo y aireación. Mientras que, la introducción de medios de soporte plásticos mejoran la problemática antes mencionada, el área total fija activa para el desarrollo de biomasa es mucho menor en los biofiltros comparando con los lodos activados. Sin embargo, se han logrado áreas superficiales sobre los $3500 \text{ m}^2/\text{m}^3$ con concentraciones de biomasa dentro de un rango de 30-40.000 mg/L de MLSS, mediante el uso de medios muy finos, tales como arena o ceniza. A partir de este concepto se han desarrollado dos sistemas sumergidos:

- Filtros biológicos aireados sumergidos (BAFF (biological aereated flooded filter)).
- Filtros sumergidos aireados (SAF (Submerged aereated filter)).

Ambos filtros usan medios sólidos sumergidos y un suministro de oxígeno mediante difusores u otros dispositivos mecánicos. Existe una confusión entre los dos sistemas, sin embargo, muchos autores definen la tecnología BAFF como aquellos que logran la separación de sólidos por retrolavado, mientras que, la tecnología SAF es aquella en la cual los filtros requieren de un tanque de decantación para la separación de los sólidos (Husham, He, Wisam, & Yang, 2012).

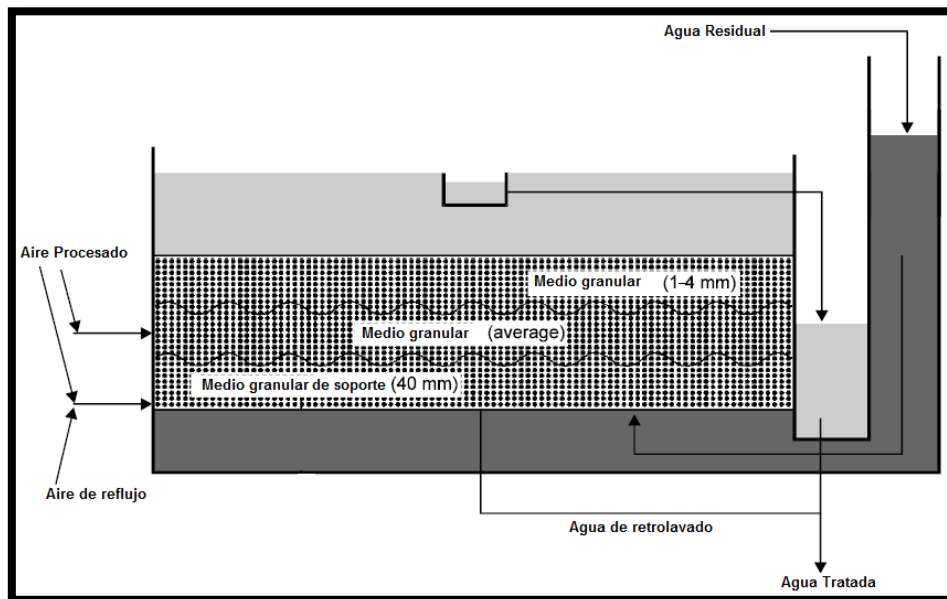
Los sistemas de biofilm sumergidos fijos incluyen cinco tipos de operación principal:

- Filtros biológicos aireados inundados.
- Filtros sumergidos aireados.
- Reactores de biofilm particulado.
- Reactores de biofilm de lecho móvil.
- Reactores de biofilm de membrana.

Las Figuras 2.14 y 2.15 muestran los esquemas que representan a los reactores de lecho fijo comúnmente usados.

FIGURA 2-14.

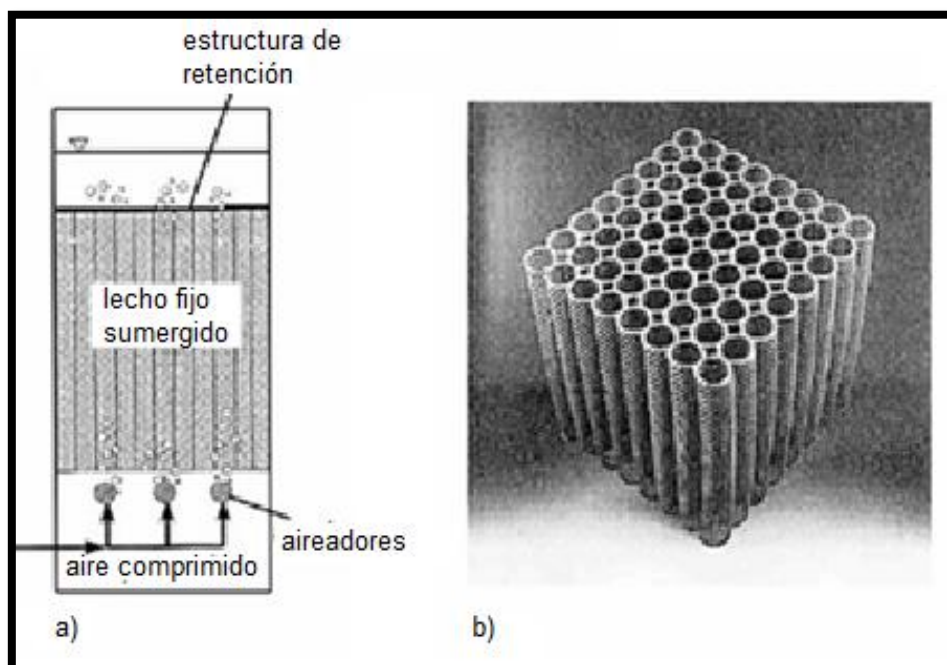
FILTRO INUNDADO AIREADO MULTICAPAS TÍPICO (BAFF)



FUENTE: (Wiesmann, Choi, & Dombrowski, 2007)

FIGURA 2-15.

ESQUEMA DE UN REACTOR SUMERGIDO AIREADO DE LECHO FIJO



FUENTE: (Wiesmann, Choi, & Dombrowski, 2007)

a) Reactor aireado de lecho fijo sumergido, b) material de soporte BIOPAC

CAPÍTULO 3

MATERIALES Y MÉTODOS

En este capítulo se describen las características de los reactores, materiales, experimentos y métodos de caracterización utilizados, que permitieron la evaluación del desempeño de los reactores y medios de soporte estudiados.

El montaje y desarrollo de experimentos fue llevado a cabo durante doce meses en el laboratorio de Hidráulica de la Escuela Politécnica Nacional, de los cuales un mes tomo el montaje de los reactores, restando once meses para los ensayos y análisis de laboratorio.

3.1 MODELO DE LABORATORIO

Para la ejecución de los experimentos, se montaron seis reactores a escala laboratorio, en los cuales se estudió el crecimiento de biopelícula en dos diferentes medios de soporte: Polietileno Tereftalato (PET) y Polopropileno (PP), provenientes de botellas de plástico usadas y tela de saquillo, respectivamente. Para cada medio de soporte se trabajó por triplicado con la finalidad de evaluar diferencias en los rendimientos de cada uno, configurándose de esta manera dos grupos de tres reactores cada uno.

La Tabla 3.1 describe la clasificación de los reactores evaluados:

TABLA 3-1

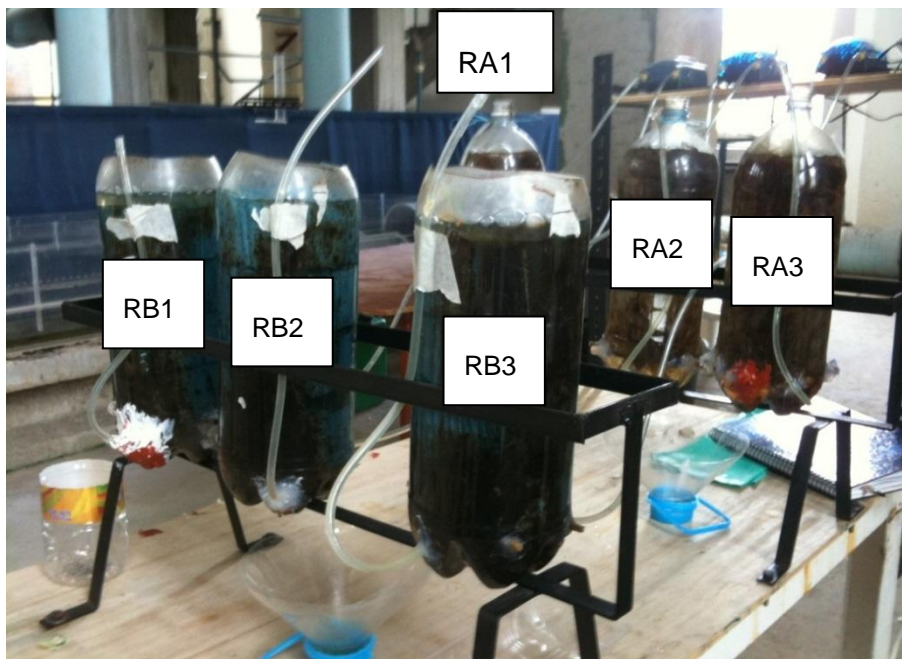
CLASIFICACIÓN Y NOMENCLATURA DE REACTORES

	IDENTIFICACION DEL REACTOR	NOMENCLATURA	MEDIO DE SOPORTE EVALUADO
GRUPO A	REACTOR 1	RA1	PET
	REACTOR 2	RA2	PET
	REACTOR 3	RA3	PET
GRUPO B	REACTOR 4	RB1	PP
	REACTOR 5	RB2	PP
	REACTOR 6	RB3	PP

ELABORADO POR: Byron Lapo C.

La Figura 3.1 muestra los reactores antes mencionados, en funcionamiento:

FIGURA 3-1.

REACTORES

FUENTE Y ELABORADO POR: Byron Lapo C.

En la parte posterior, se muestran los reactores RA1, RA2 y RA3, cuyo material de soporte (A) fue Polipropileno Tereftalato (PET); mientras que, los reactores de la parte delantera, corresponden a los reactores RB1, RB2 y RB3, donde fue evaluado el material de soporte B, de Polipropileno (PP).

El tiempo de corrida de los reactores fue de trescientos treinta días, tiempo en el cual, se estableció cuanta biomasa pudieron adherir los medios de soporte y la eficiencia de remoción máxima lograda en los reactores.

Todos los reactores trabajaron en condiciones aerobias, cuyo suministro de aire fue constante a través de motores de aire tipo pecera. El pH, temperatura y cantidad de luz expuesta no fue modificada durante los experimentos.

El sustrato empleado fue agua residual, proveniente del río Machángara y fortificado con melaza para alcanzar el DQO soluble (DQOs) en el rango de 795 a 1420 mg/L, con el que fueron alimentados progresivamente los modelos durante los ensayos.

Los parámetros: DQO soluble (DQOs) y Sólidos Suspendidos Volátiles (SSV) fueron evaluados constantemente para el estudio de su comportamiento.

Nutrientes como Fósforo Total (P-total) y Nitrógeno total (N-total) fueron analizados en el arranque de los reactores, con el fin de establecer si existía la cantidad necesaria de éstos para el desenvolvimiento normal de las reacciones bioquímicas, dentro del reactor.

3.1.1 MONTAJE EXPERIMENTAL

3.1.1.1 Dimensiones de reactores.

La Tabla 3.2 muestra las características físicas de los reactores vacíos, es decir sin presencia aún del medio de soporte, ni de sustrato.

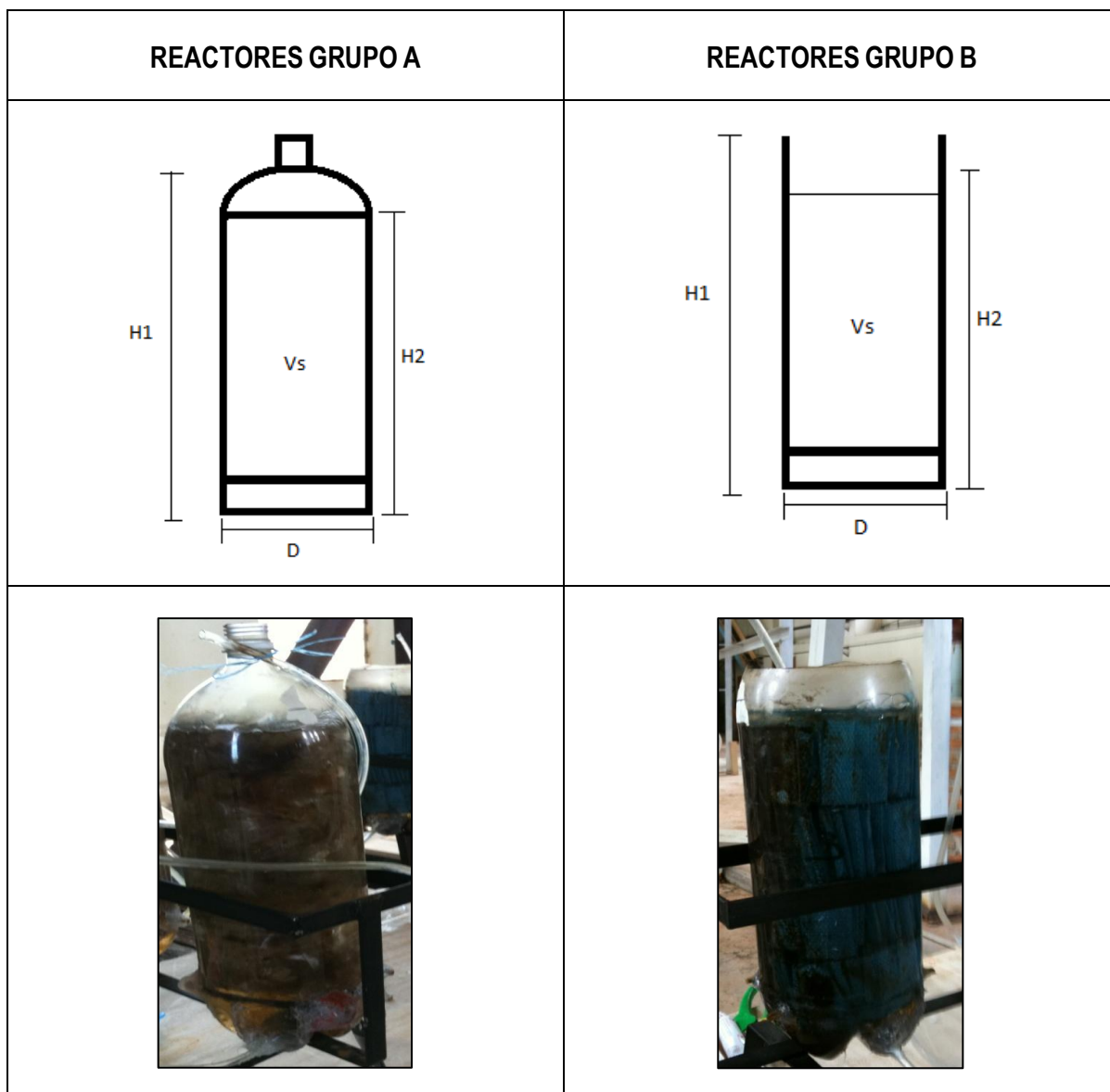
TABLA 3-2
CARACTERÍSTICAS FÍSICAS DE LOS REACTORES

Característica	Identificación en el esquema	GRUPO A	GRUPO B
Altura total del reactor	H1	34,00 cm	29,00 cm
Altura de trabajo	H2	29,50 cm	26,50 cm
Diámetro	D	11 cm	11 cm
Volumen disponible de trabajo	Vt	2.803.48 cm ³	2.521.90 cm ³
Volumen dispuesto al material de soporte	Vs	2.185,76 cm ³	1.995.70 cm ³
Relación altura : diámetro	a:d	3:1	3:1
Aireación:		Difusores tipo pecera	Difusores tipo pecera

ELABORADO POR: Byron Lapo Calderón.

FIGURA 3-2.

MONTAJE EXPERIMENTAL



ELABORADO POR: Byron Lapo Calderón.

La Figura 3.2 muestra un esquema de los reactores montados, así como, una foto de cada uno de ellos.

Por otra parte la Tabla 3.3 muestra las condiciones a las cuales fueron operados los reactores

TABLA 3-3

CONDICIONES O VARIABLES NO MODIFICADAS DE OPERACIÓN

VARIABLE	VALOR/CONDICION
FLUJO DE AIRE	3 litros / minuto
TEMPERATURA	Ambiental Promedio:18°C
pH	No modificado durante la operación. Los valores fluctuaron entre 7.5 – 9.0
INTENSIDAD DE LUZ	Reactores protegidos con lámina de aluminio para que la luz no afecte directamente en el proceso.
MEDIO DE SOPORTE	PET para grupo A de reactores. PP para grupo B de reactores.

ELABORADO POR: Byron Lapo Calderón.

3.2 MEDIOS DE SOPORTE

Los medios de soporte utilizados fueron dos tipos de polímeros sintéticos:

1. Polietileno Tereftalato (PET)
2. Polipropileno (PP)

Estos fueron seleccionados de acuerdo a la disponibilidad en el mercado, y además, porque cumplen con las características enunciadas en la Tabla 3.4.

TABLA 3-4

REQUISITOS DE LOS MEDIOS DE SOPORTE PET Y PP

REQUISITO	FUNCIÓN	OBSERVACIÓN
Alta resistencia	Tiempo de vida útil prolongado del material de soporte.	
Biológica y químicamente inertes	Evitar reacciones de los Microorganismos con el medio de soporte	
Superficie y porosidad alta	Permitir la adherencia de Microorganismos	Mayor adherencia y no colmatación.
Costo económico bajo	Viabilidad del proyecto	Disponibilidad del mercado

ELABORADO POR: Byron Lapo Calderón.

3.2.1 POLIETILENO TEREF TALATO - PET

El material PET empleado como medio de soporte para el grupo de reactores A, procedió de botellas de bebidas gaseosas y no gaseosas de consumo humano, usadas y previamente lavadas. El costo aproximado de una botella al por menor rodea los 0,02 USD. La Figura 3.3 siguiente muestra algunos de los envases que luego fueron recortados y utilizados como material de soporte.

FIGURA 3-3.**BOTELLAS UTILIZADAS PARA EL MATERIAL DE SOPORTE - PET**

FUENTE Y ELABORADO POR: Byron Lapo C.

La carga de material, para estos reactores, se midió como área superficial, expresada en metros cuadrados y el área específica en términos de metros cuadrados de área superficial del medio de soporte por metro cubico ocupado en el reactor, la que fue calculada en base a los datos obtenidos en las mediciones de la longitud de los lados del material de soporte, antes de ser cortado en unidades pequeñas de aproximadamente 1x8 cm. Para el cálculo del área superficial, el área total de las láminas fue multiplicada por dos, esto debido a que el área superficial total cuenta las dos caras del material.

La Figura 3.4 muestra las unidades de material de soporte PET empleadas.

FIGURA 3-4.

MATERIAL DE POLIETILENO TEREFTALATO



FUENTE Y ELABORADO POR: Byron Lapo C.

3.2.2 POLIPROPILENO

El segundo material en estudio provenie de malla o tela de saquillo, la misma que fue cortada en tiras de aproximadamente 85 cm de largo por 5 cm de ancho y usándose aproximadamente 17 a 19 tiras por cada reactor, dispuestos en cuatro pisos o niveles como se puede apreciar en la Figura 3.5.

FIGURA 3-5.**MATERIAL DE POLIPROPILENO**

FUENTE Y ELABORADO POR: Byron Lapo C.

3.3 SUSTRATO

El sustrato empleado fue agua residual doméstica, proveniente en un punto de descarga del alcantarillado al río Machángara de la ciudad de Quito, ésta fue fortificada con melaza en la cantidad necesaria para alcanzar valores de Demanda Química de Oxígeno soluble de entre 795 y 1420 mg/L.

Los valores típicos de DQO soluble del agua residual del río machángara figuran entre 180 y 250 mg/L, éstos fueron verificados antes de realizar las fortificaciones. En todos los casos el agua fue recolectada el día de la fortificación y cargada a los reactores.

La Tabla 3.5 siguiente muestra las características del agua residual y melaza utilizados.

TABLA 3-5

SUSTANCIAS PARA PREPARACIÓN DEL SUSTRATO

ITEM	CARACTERISTICA
AGUA RESIDUAL RIO MACHANGARA	AGUA DE DESCARGA AL RIO MACHANGARA – DQO SOLUBLE PROMEDIO: 200mg/L
MELAZA	DQO promedio = 1.18×10^6 mg/L Densidad= 1,3030 gr/cm ³

ELABORADO POR: Byron Lapo Calderón.

El Anexo 1 muestra el cálculo realizado para la mezcla y obtención de la DQO soluble esperada en el sustrato.

3.4 PARÁMETROS DE CONTROL

3.4.1 DEMANDA QUÍMICA DE OXÍGENO SOLUBLE – DQOs

La Demanda Química de Oxígeno soluble se determinó acorde a APHA 5220D por el método espectrofotométrico. La DQO busca cuantificar el equivalente de oxígeno de la muestra al ser oxidada por $K_2Cr_2O_7$ en presencia de una solución catalizadora de H_2SO_4 y Ag_2SO_4 .

El ensayo consistió en la digestión de 2 mL de muestra previamente filtrada al vacío con papel filtro, con dicromato de potasio (solución digestora) y la solución catalizadora de ácido sulfúrico-sulfato de plata durante 2 horas a 160°C. La

cantidad de oxidante consumido fue determinada en un espectrofotómetro ultravioleta visible HACH DR2800 a 600 nm.

3.4.2 SÓLIDOS SUSPENDIDOS VOLATILES – SSV

3.4.2.1 SSV en el sustrato y reactores

La determinación de sólidos se realizó mediante ensayos de gravimetría acorde a norma APHA 2540 B-E. Primeramente, se llevaron a peso constante cápsulas de porcelana a 550°C durante una hora. Se enfriaron en una estufa a 105°C y en un desecador, y se pesaron (G).

Se procede a filtrar las muestras con membrana millipore 0,4 µm hasta obtener aproximadamente 2 o 3 g de materia solida filtrada, se toma la lectura del volumen para cada muestra (V), luego se seca a 105°C en una estufa durante 24 horas. Se coloca en un desecador para tener la temperatura ambiental y se pesa (peso G1). Posteriormente, se lleva a incineración el residuo seco a 550°C en una mufla durante 15 minutos, después se pasan a un desecador para que las capsulas alcanzaran la temperatura ambiente y se pesaron (G2).

$$\frac{\text{mg Sólidos Suspendidos Volátiles (SSV)}}{\text{Litro}} = \frac{G1 - G2 \times 1000}{\text{Volumen de muestra (ml)}} \quad (3.1)$$

$$\frac{\text{mg Sólidos Suspendidos Fijos (SF)}}{\text{Litro}} = \frac{G2 - G \times 1000}{\text{Volumen de muestra (ml)}} \quad (3.2)$$

Dónde:

G = peso de la cápsula vacía a peso constante.

G1 = peso de la cápsula con el residuo, después de la evaporación, en mg.

G2 = peso de la cápsula con el residuo, después de la calcinación, en mg.

V = volumen de muestra, en mL.

3.4.2.2 SSV inmovilizados SSVi

Los sólidos suspendidos volátiles inmovilizados (SSVi) en el soporte se obtuvieron para evidenciar la formación de la biopelícula en los reactores.

El primer paso corresponde al proceso de lavado del soporte para desprender la biopelícula del mismo, esto fue llevado a cabo con el uso de un baño ultrasonido, en el que se depositaron volúmenes de agua destilada y se procedió a sonificar los materiales de soporte con ayuda de una pinza, este proceso se lo realizó por alrededor de 10 minutos por cada porción de material de soporte, hasta dejar visiblemente limpio el material de soporte. Luego el volumen total correspondiente a cada reactor fue sometido a medición de SSV como lo describe el numeral 3.4.2.1 de éste documento. Los resultados pueden ser expresados como los gramos de SVI por litro de soporte (g SSVi/Ls), o se puede expresar, los mismos, como gramos de SSVi por área de material de soporte (g SSVi/m²)

3.4.3 POTENCIAL HIDROGENO

El pH se determinó mediante el método potenciométrico. Utilizando 20 ml de muestra de afluente y efluente de los reactores. Fue utilizado un potenciómetro marca HACH. Previo a la determinación del pH el potenciómetro se calibró con soluciones de pH 4.0, 7.0 y 10.0.

3.4.4 NITROGENO TOTAL

El nitrógeno total en el sustrato es medido para verificar si existen los nutrientes en la cantidad necesaria y fue llevado a cabo en el Laboratorio acreditado acorde a ISO17025 del Centro de Investigaciones y Control Ambiental (CICAM) de la Escuela Politécnica Nacional, acorde a procedimiento interno basado en la sumatoria de Nitrógeno Kjendahl, Nitritos y Nitratos (reducción por cambio); información proporcionada por éste laboratorio.

3.4.5 FOSFORO TOTAL

El fósforo total fue medido mediante procedimiento interno en el CICAM de la Escuela Politécnica Nacional, el mismo que corresponde al método del ácido vanadomolibdofosfórico. El principio del método se basa en que una disolución diluida de ortofosfatos, el molibdato de amonio reacciona en condiciones ácidas con el vanadato para formar un heteropoliácido, ácido vanadomolibdofosfórico. En la presencia de vanadio, se forma ácido vanadomolibdofosfórico de color amarillo. La longitud de onda a la cual la intensidad del color es medida depende de la detección requerida. La intensidad del color amarillo es directamente proporcional a la concentración de fosfato.

Este resultado es útil para establecer la relación de N:P en el agua sustrato y determinar si existe la cantidad necesaria de este nutriente.

CAPÍTULO 4

RESULTADOS Y DISCUSIONES

4.1 CARACTERÍSTICAS DEL AGUA RESIDUAL – AFLUENTE

La Tabla 4.1 muestra la composición química de los parámetros de control del agua residual proveniente del Río Machángara y agua de sustrato modificada.

TABLA 4-1
COMPOSICIÓN PROMEDIO DEL AGUA DEL RIO MACHÁNGARA Y
SUSTRATO PREPARADO

PARÁMETRO	UNIDAD	VALOR AGUA-SUSTRATO RECOGIDO	VALOR AGUA-SUSTRADO MODIFICADA
DQO Disuelto	mg/L	190	790-1420
SSV	mg/L	135	175
NITROGENO TOTAL	mg/L	45	46
FOSFORO TOTAL	mg/L	9	9
pH	Escala pH	7.5-8.0	7.5-8.0

FUENTE: CICAM, 2013

ELABORADO POR: Byron Lapo C.

Los análisis fueron realizados en el laboratorio del Centro de Investigaciones y Control Ambiental de la Escuela Politécnica Nacional. Además esta agua fue fortificada con melaza para lograr mayor carga de DQO soluble.

El área superficial y superficie específica son dos de los parámetros cuyo conocimiento es relevante dentro de los sistemas de tratamiento de aguas residuales por biopelícula, los cuales se detallan en la Tabla 4.2.

TABLA 4-2

ÁREA SUPERFICIAL Y SUPERFICIE ESPECÍFICA OBTENIDA

REACTOR	AREA SUPERFICIAL (m²)	SUPERFICIE ESPECIFICA (m²/m³)
RA1	1,44	658,08
RA2	1,49	680,98
RA3	1,37	624,80
RB1	1,71	858,10
RB2	1,78	893,97
RB3	1,79	896,78


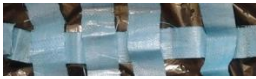
ELABORADO POR: Byron Lapo Calderón.

La Tabla 4.2 muestra el área superficial de los materiales de soporte expresados en metros cuadrados, y el área específica calculada en metros cuadrados sobre metros cúbicos en todos los reactores en experimentación. Como se ve el material de soporte B (Polipropileno) presenta mayor área superficial y mayor superficie específica que el material A (Polietileno Tereftalato).

Por su parte, la Tabla 4.3 muestra los valores promedio para los dos materiales de soporte evaluados.

TABLA 4-3

ÁREA SUPERFICIAL Y SUPERFICIE ESPECÍFICA PROMEDIO

MEDIO DE SOPORTE	AREA SUPERFICIAL (m²)	SUPERFICIE ESPECIFICA (m²/m³)
A – PET 	1,43	654,62 ± 23,72
B –PP 	1,76	882,95 ± 21,57

ELABORADO POR: Byron Lapo Calderón.

En la Tabla 2.1 de este documento se detallan características de medios de soporte manufacturados o pre-fabricados, que son utilizados en plantas de tratamiento existentes. Se encuentra que las áreas específicas de los mismos figuran entre 402 a 1200 m²/m³. (McQuarrie J. et al. 2011). En el caso de los dos materiales evaluados en la presente investigación, PET y PP, se pueden considerar que los valores promedio aceptables son competitivos en relación con los medios de soporte manufacturados, ya que tienen 654 y 882 m²/m³ respectivamente.

Se nota además que en promedio del material B, evaluado, presenta mejor área específica o mayor disponibilidad de área para el crecimiento de biopelícula. Sin embargo, la medición del área específica de este material fue determinada únicamente tomando en cuenta las dimensiones de las tiras utilizadas, y despreciándose que cada tira está conformada por tiras más pequeñas que

aumentarían el área superficial, y además presentan mayor facilidad para la adherencia de las bacterias dada su mayor rugosidad con respecto al PET.

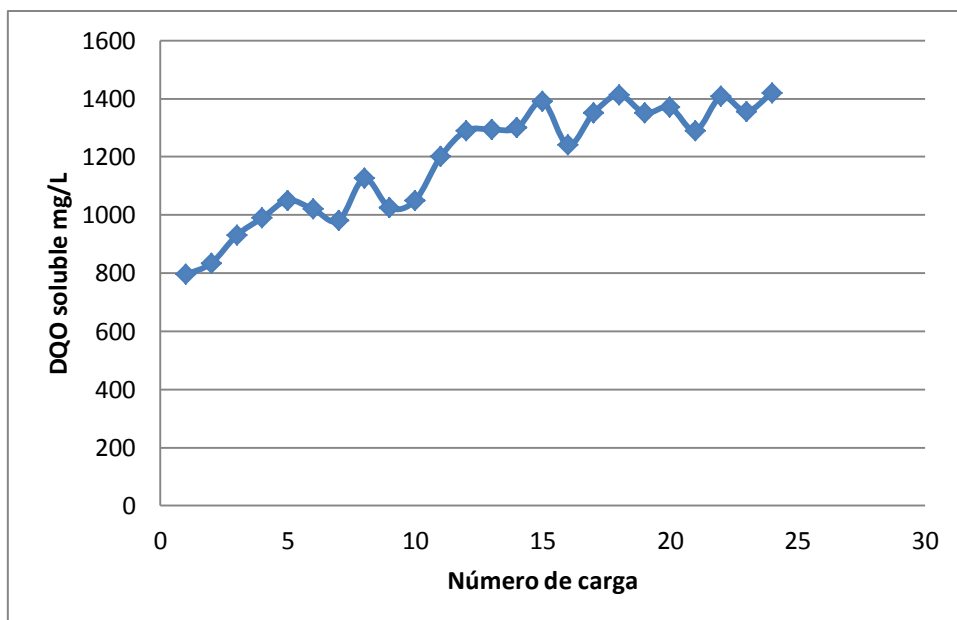
4.2 CARGA TOTAL EN REACTORES

Los reactores fueron operados añadiéndose concentraciones entre 795 y 1420 mg/L de DQOs, lo que representó cargas orgánicas de entre 0,01 y 0,13 gramos de DQOs/m²*día durante el tiempo de experimentación.

La Figura 4.1 muestra las concentraciones de DQO añadidas a los reactores durante los trescientos treinta días de operación.

FIGURA 4-1.

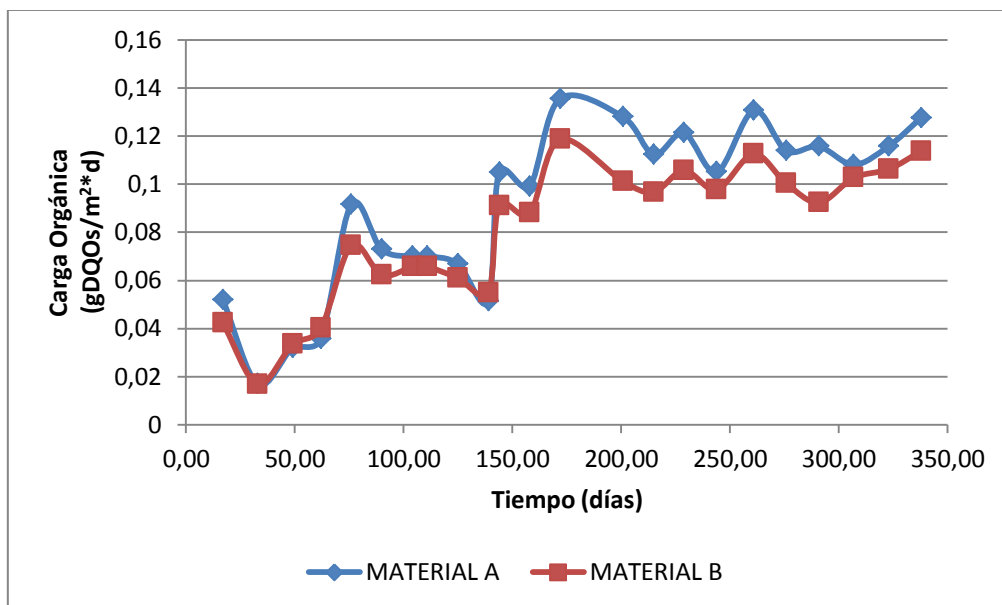
CONCENTRACIÓN DE DQOs SUMINISTRADA A LOS REACTORES



ELABORADO POR: Byron Lapo Calderón.

Por su parte, la Figura 4.2 muestra la carga orgánica suministrada a lo largo de la experimentación.

FIGURA 4-2
CARGA ORGÁNICA SUMINISTRADA



ELABORADO POR: Byron Lapo Calderón.

Ya que uno de los aspectos importantes en los sistemas de biopelícula es el área superficial, la carga orgánica es expresada en términos de área; es decir como gramos de DQOs sobre metros cuadrados de material de soporte por día. En este sentido, durante los primeros 90 días la carga fluctuó entre 0,04 y 0,06 gDQOs/m²*d, sin embargo a esta fase se la considera como la fase de adaptación y crecimiento de la biomasa. Luego de los 90 días las cargas orgánicas fueron incrementándose paulatinamente hasta valores de 0,12 y 0,11 gDQOs/m²*d para los materiales A y B respectivamente.

Por otra parte la Tabla 4.4 muestra las masas totales de DQO suministradas, para cada reactor en estudio, además muestra los volúmenes de sustrato añadidos.

TABLA 4-4

MASA DE DQOs SUMINISTRADA

REACTOR	MASA DE DQOs (g)	VOLUMEN AÑADIDO TOTAL (ml)
RA1	17,00	12009,00
RA2	16,79	11841,00
RA3	16,67	11771,00
RB1	17,37	12396,00
RB2	18,15	12979,00
RB3	18,34	13166,00

ELABORADO POR: Byron Lapo Calderón.

Como se puede notar, los reactores del grupo B, recibieron más masa de DQOs, debido a que en estos reactores fue agregado más volumen de sustrato, esto gracias a que hubo más evaporación que en los del grupo A. El detalle de los volúmenes y cargas añadidas se muestran en el Anexo 2.

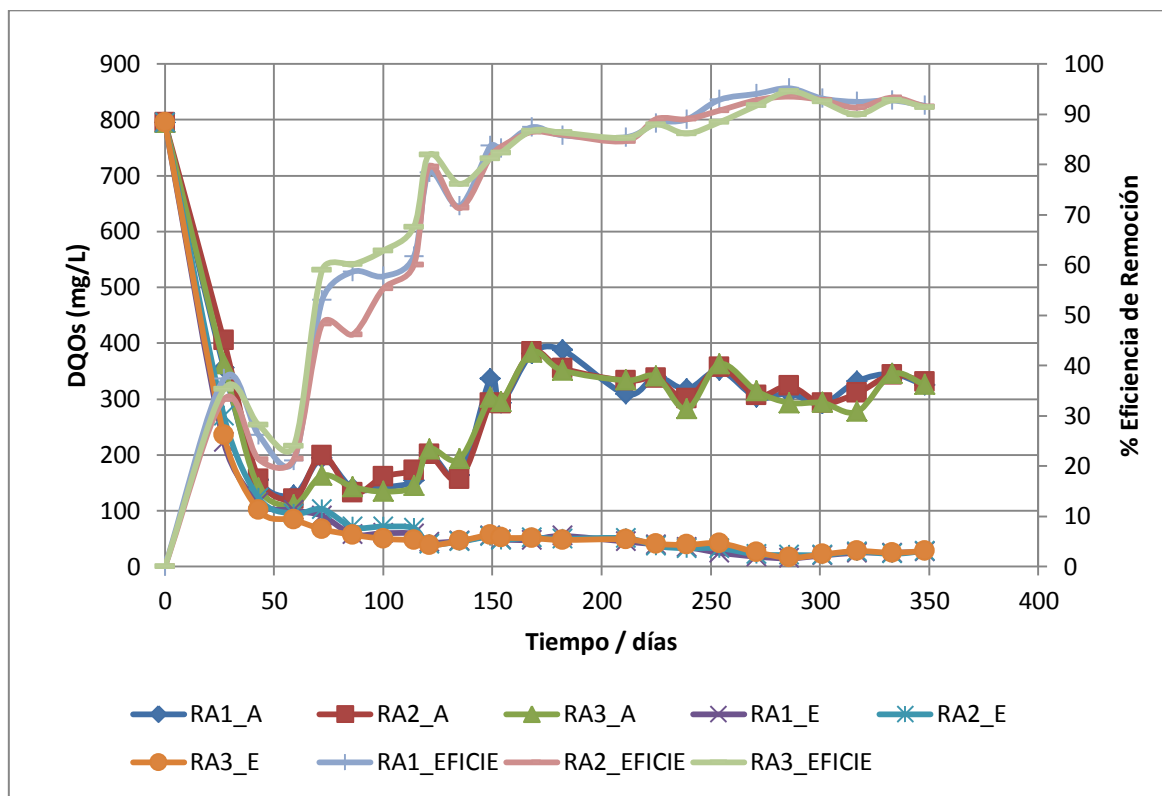
4.1 EFICIENCIA DE REMOCION DE DQO SOLUBLE

4.1.1 EFICIENCIA DE REACTORES GRUPO A –PET

La Figura 4.3 muestra los resultados obtenidos con respecto al grupo A de reactores, donde se estudió el comportamiento de la DQOs cuando se utilizó Polietileno Tereftalato como medio de soporte.

FIGURA 4-3.

REMOCIÓN DE DQO EN REACTORES A – PET



ELABORADO POR: Byron Lapo Calderón.

Acorde a la leyenda de la Figura 4.3, las líneas RA1_A, RA2_A y RA3_A corresponden a la concentración de DQOs con la que iniciaba cada nuevo periodo de abastecimiento; en estas se puede apreciar que desde el día 1 al día 50 disminuyó la concentración de DQO desde 795 mg/L a 120 mg/L y luego de esto hasta el día 135 de los experimentos la concentración se mantuvo entre 120 y 200 mg/L aproximadamente, para luego aumentar en rangos entre 300 y 380 mg/L hasta el final de los experimentos.

Por su parte, la concentración de DQOs en los efluentes representada en las líneas RA1_E, RA2_E y RA3_E cayó precipitadamente, desde la concentración inicial de 792 mg/L hasta 101 mg/L desde el día uno hasta el día cuarenta y tres de experimentación. A partir de este día fue bajando paulatinamente y de forma constante hasta alcanzar valores estables de alrededor de 50 mg/L hasta el día doscientos cincuenta y cuatro, luego de eso bajo aún más la concentración de

DQOs a valores entre 26 y 12 mg/L. Cabe mencionar que a pesar de las fluctuaciones de la concentración inicial al cabo de cada toma de muestra o periodo de abastecimiento a los reactores, la concentración de DQOs en el efluente se mantuvo relativamente constante, es decir no afectó las fluctuaciones en la concentración inicial en la remoción de DQO.

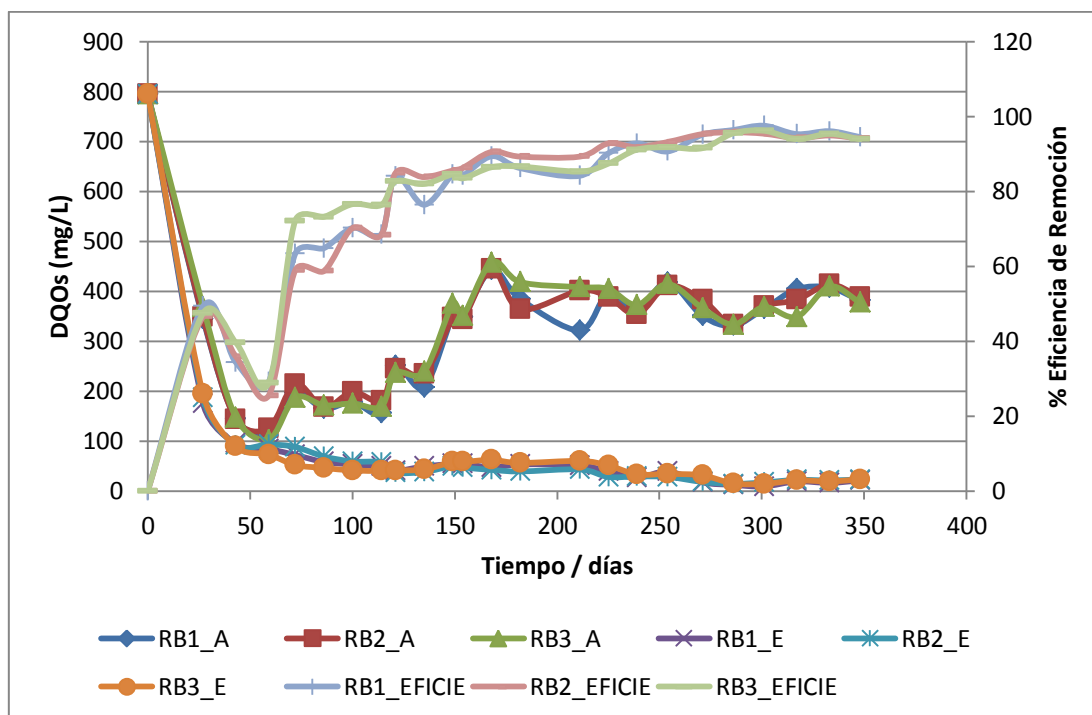
Por otro lado el porcentaje de remoción de DQOs (RA1_EFICIE, RA2_EFICIE y RA3_EFICIE) logró valores alrededor de 80% a partir del día 121, es decir cuatro meses después de iniciados los ensayos; luego de lo cual subió gradualmente sus valores hasta alcanzar un valor máximo de 95%, pero permaneciendo en este rango de entre 80 y 90%, con una ligera caída de 10% el día 135.

4.1.2 EFICIENCIA DE REACTORES GRUPO B –PP

La Figura 4.4 muestra los resultados para el medio de soporte B - Polipropileno

FIGURA 4-4.

REMOCIÓN DE DQO EN REACTORES B - PP



ELABORADO POR: Byron Lapo Calderón.

Las líneas RB1_A, RB2_A y RB3_A representan la concentración de DQOs en mg/L de los reactores del grupo B, donde se observa, al igual que en el caso anterior que la concentración añadida decayó en los primeros cincuenta días y luego fue aumentada paulatinamente hasta el día ciento sesenta y ocho donde se estabilizó entre 320 mg/L y 457 mg/L con una variación de 40 mg/L hasta el final de los ensayos.

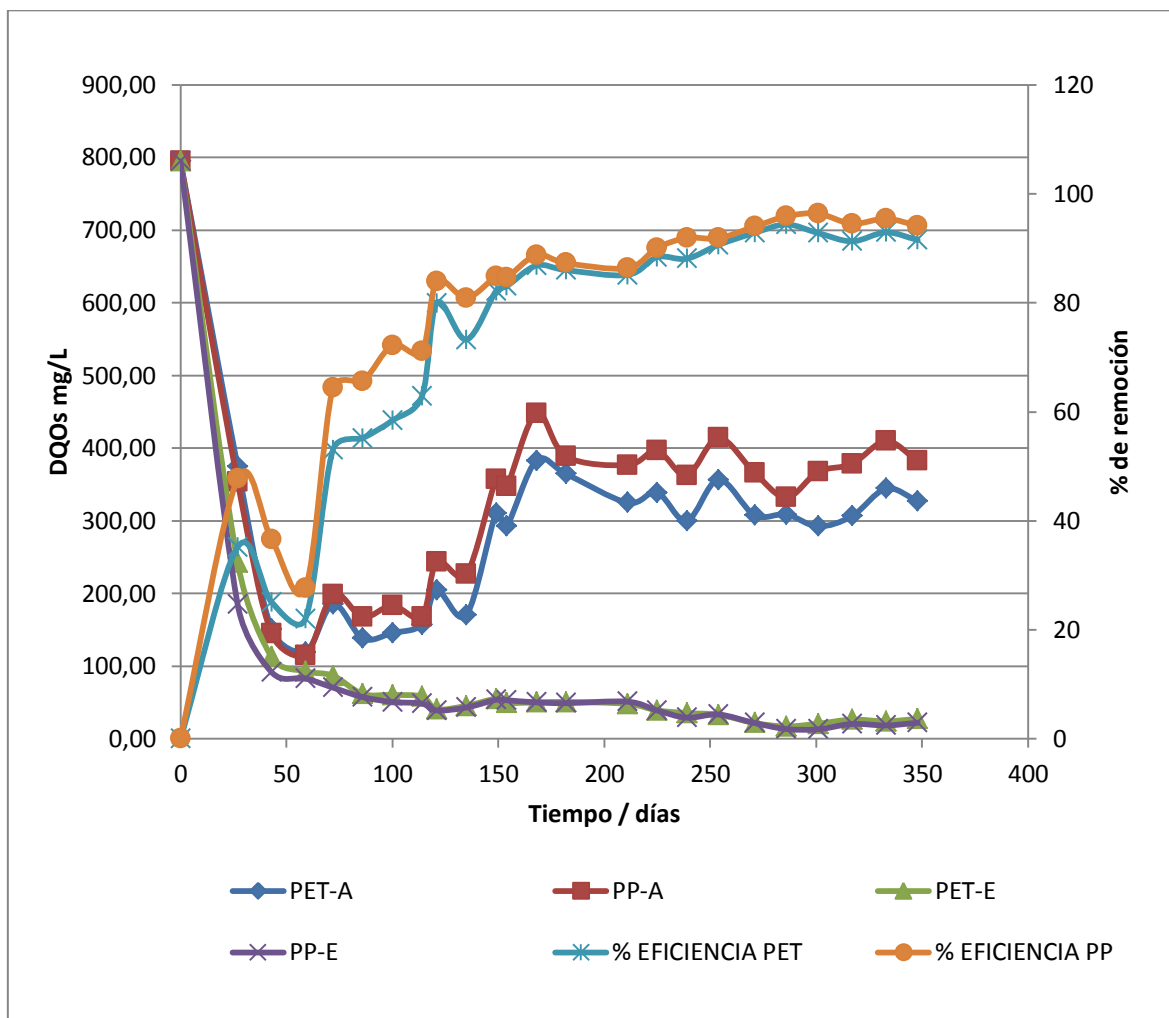
Las concentraciones de DQOs en el efluente decrecieron linealmente desde 792 mg/L a 89 mg/L desde el inicio hasta el día cuarenta y tres, luego de ello fue decreciendo su valor constantemente hasta lograr valores mínimos de 15 mg/L, visto de otro modo alcanzó un 97% de eficiencia de remoción. Las líneas RB1_E, RB2_E, RB3_E representan la concentración del efluente y las líneas RB1_EFICIE, RB2_EFICIE y RB3_EFICIE responden al porcentaje de remoción, vistos en la escala secundaria de la Figura 4.4.

4.1.3 DIFERENCIA DE REMOCION ENTRE GRUPO A Y B

La Figura 4.5 muestra los promedios de remoción de DQOs de los dos medios de soporte evaluados. Las líneas PET-A, PP-A corresponden a la concentración de DQOs en los reactores luego de ser abastecidos, para los materiales de soporte PET y PP, respectivamente. De igual manera, las líneas PET-E y PP-E corresponden a la concentración en el efluente y las líneas % EFICIENCIA PET y %EFICIENCIA PP se han graficado en el eje secundario y representan el porcentaje de remoción de DQO para los dos materiales de soporte evaluados.

FIGURA 4-5.

REMOCIÓN DE DQOS PROMEDIO ENTRE PET Y PP

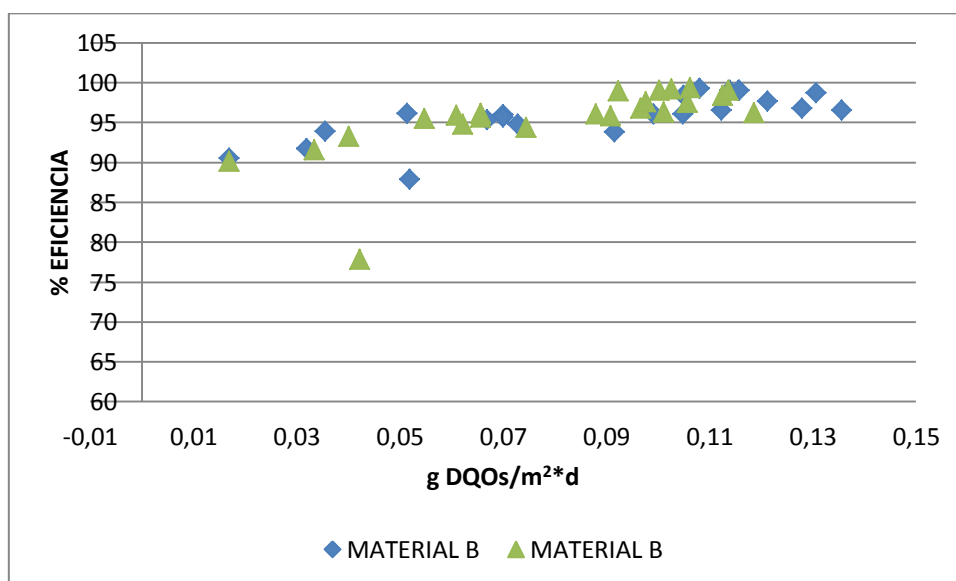


ELABORADO POR: Byron Lapo Calderón.

Se puede notar que antes del día setenta y dos la alimentación fue la misma para los dos medios de soporte, posteriormente luego de esto se agregó un mayor volumen de sustrato y, por consiguiente, mayor concentración y carga de DQOs a los reactores de PP. Esto se produjo debido a que los reactores del grupo B evaporan más agua que los del grupo A, gracias a que tienen mayor superficie disponible para evaporación en la parte superior del reactor (Figura 3.1). La diferencia de carga fue de 1,33 gramos de DQO más en los reactores B durante todo el periodo de evaluación.

Por su parte, la concentración de DQOs en el efluente se mantuvo con comportamientos similares en ambos casos, aunque, mejores eficiencias de remoción siempre fueron logrados por el material Polipropileno evaluado. A partir del día 86 de experimentación, la eficiencia de remoción alcanzo el 65% para PP y luego de esto, fue mejorando paulatinamente hasta lograr valores máximos de 96%, evidenciándose siempre una mejor remoción en comparación con el material de soporte de Polietileno Tereftalato. La eficiencia de remoción promedio luego del día 121 de estudio fue de 90% para PP y 87% para PET; presentando entonces mejor remoción el material B correspondiente a Polipropileno (malla de saquillo). Acorde a varios autores (Li, 2013, Zhang et al. 1998) las tasas de remoción, en sistemas de biopelícula móvil, se encuentran entre 90-95%, comportamiento similar a los de este trabajo.

FIGURA 4-6
CARGA ORGÁNICA VS. EFICIENCIA DE REMOCIÓN



ELABORADO POR: Byron Lapo Calderón.

La Figura 4.6 muestra la eficiencia de remoción de DQOs encontrada versus las cargas orgánicas aplicadas expresadas en gramos DQO/m²*d. Se aprecia que los porcentajes de remoción se mantuvieron en el rango de 93 a 99 por ciento en la

mayoría de los casos, existiendo dos casos en que las eficiencias fueron menores que el rango mencionado.

Acorde a (Ahmet, 2008) quién reporto que mientras se incrementa la carga orgánica, decrece la eficiencia de remoción (cargas aplicadas de 6, 12, 24, 48 y 96 g DQO/m².d tuvieron remociones de 95,1%, 94,9%, 89,3%, 68,7% y 45,2%). En el caso del presente estudio, la variación de la carga, no evidenció una afección sustancial sobre la eficiencia de remoción, debido a que el rango de cargas aplicadas no tiene mucha diferencia entre sí, y además son bajas en comparación con lo encontrado por (Ahmet, 2008), sin embargo es visible que con cargas alrededor de 0,1 g DQOs/m²*día aplicadas en la presente investigación el sistema funciona con eficiencia mayor al 93%.

Con respecto a que material obtuvo mejores resultados en términos de remoción, los dos presentaron comportamientos similares, no notándose diferencias entre ellos al evaluar la remoción versus las cargas orgánicas suministradas.

4.2 SOLIDOS SUSPENDIDOS VOLATILES.

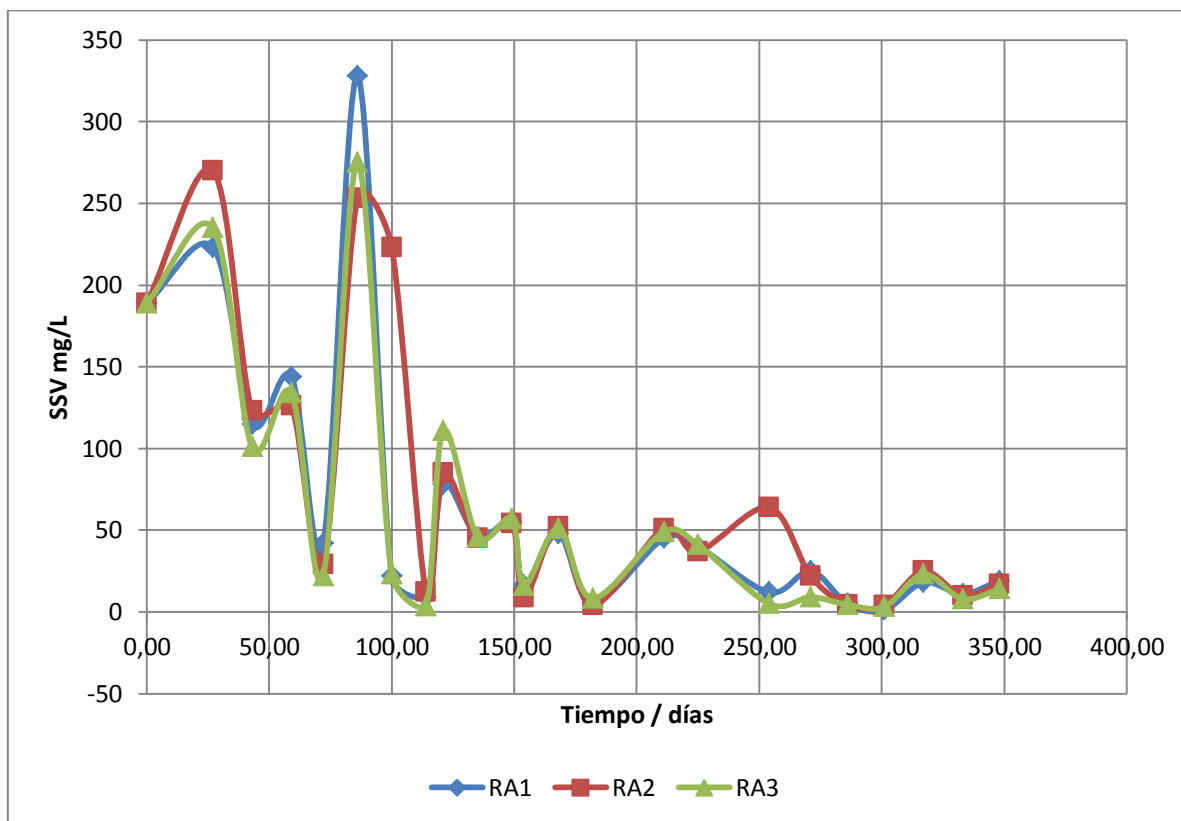
La concentración de SSV, expresada en mg/L, fue medida cada quince días aproximadamente, de una muestra del efluente para comprobar su remoción. Su comportamiento se muestra en las siguientes Figuras 4.7 y 4.8 donde se separa en un principio lo ocurrido en el medio de soporte A y en el medio de soporte B, respectivamente. Luego en la Figura 4.9 se muestra la diferencia promedio entre los dos medios de soporte evaluados.

4.2.1 SSV EN GRUPO A DE REACTORES

La Figura 4.7 muestra en las líneas RA1, RA2 y RA3 el comportamiento de la concentración de SSV evaluada en muestras del efluente durante el tiempo de ensayo. Esto para los tres reactores cuyo material de soporte evaluado fue PET.

FIGURA 4-7

SÓLIDOS SUSPENDIDOS VOLÁTILES – GRUPO A



ELABORADO POR: Byron Lapo Calderón.

Como se aprecia en la Figura 4.7, las concentraciones de SSV en los tres reactores tuvieron comportamientos relativamente similares e irregulares, cuya concentración aumento de 189 a 223, 235 y 270 mg/L durante el primer mes, para los reactores RA1, RA2 y RA3 respectivamente, esto se debe probablemente, a que la biomasa se formó en el licor mixto del reactor. Luego la concentración bajó, en los tres reactores, hasta el día setenta y dos obteniéndose valores de 42, 29 y 22 mg/L de SSV, debido a la adherencia de la biomasa contenida inicialmente en el licor mixto al medio de soporte, para luego subir hasta valores máximos de 328 mg/L debido probablemente al desprendimiento de biomasa de la biopelícula, así como la formación de biomasa en el licor mixto. A continuación se observó que el valor de SSV descendió hasta valores mínimos de 3.5 mg/L, en el día ciento catorce de estudio, es decir casi tres meses después del arranque, luego de ello

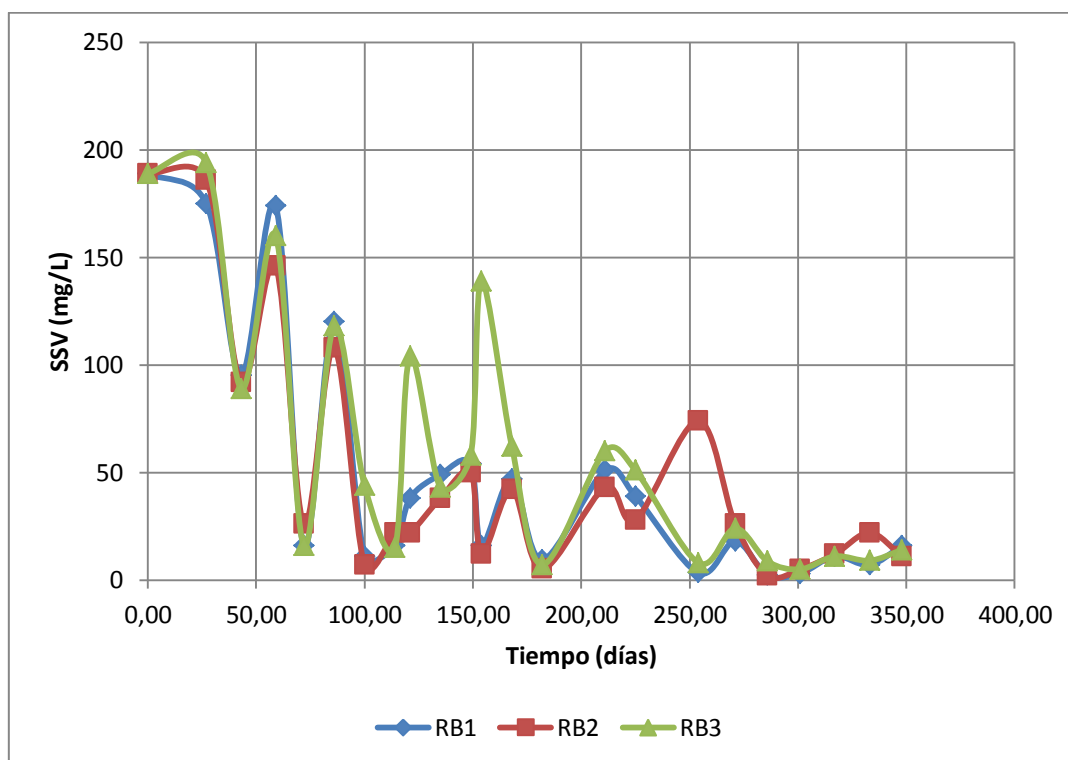
hubo un comportamiento irregular de los SSV variando sus concentraciones entre 120 mg/L y 8,2 mg/L, lo que se explica ya que existen procedimientos de adherencia y desprendimiento de biomasa.

4.2.2 SSV EN GRUPO B DE REACTORES

La Figura 4.8 muestra el comportamiento de la biomasa expresada como SSV presente en el licor mixto durante el tiempo de experimentación cuando se utilizó el material de soporte B – PET.

FIGURA 4-8.

SÓLIDOS SUSPENDIDOS VOLÁTILES – GRUPO B



ELABORADO POR: Byron Lapo Calderón.

Las líneas RB1, RB2 y RB3 corresponden a los tres reactores en estudio, se aprecia que las concentraciones de SSV se mantuvieron relativamente constantes

hasta el día 27 de experimentación, después de lo cual se redujo la concentración a valores entre 89 mg/L y 95 mg/L. Al término de dos meses de experimentación la concentración de SSV subió por segunda ocasión a valores entre 146 mg/L y 174 mg/L, para presentar concentraciones irregulares que no superaban los 50 mg/L, con excepción del reactor RB3 que tuvo dos desfases, las cuales fueron probablemente producto del desprendimiento de biomasa o no fijación total de la misma. La variación irregular en la concentración de SSV se debe principalmente, a los fenómenos de adhesión y desprendimiento de la biomasa del medio de soporte, tal como lo reportan varios autores como (Kaplan et. al. 2003, Nazar 2007), entre otros.

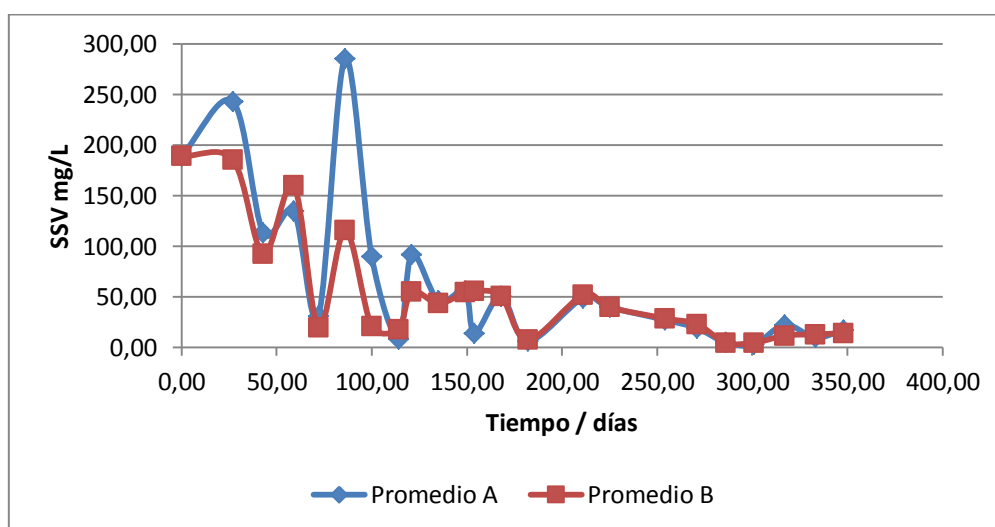
4.2.3 DIFERENCIA DE SSV ENTRE GRUPOS A Y B

La Figura 4.9 muestra la diferencia de remoción de SSV entre los dos medios de soporte evaluados.

En puntos cuadrados se muestra el grupo A correspondiente a PET y en punto de cuadro se muestra el PP.

FIGURA 4-9.

DIFERENCIA DE COMPORTAMIENTO DE SSV ENTRE GRUPO A Y B



ELABORADO POR: Byron Lapo Calderón.

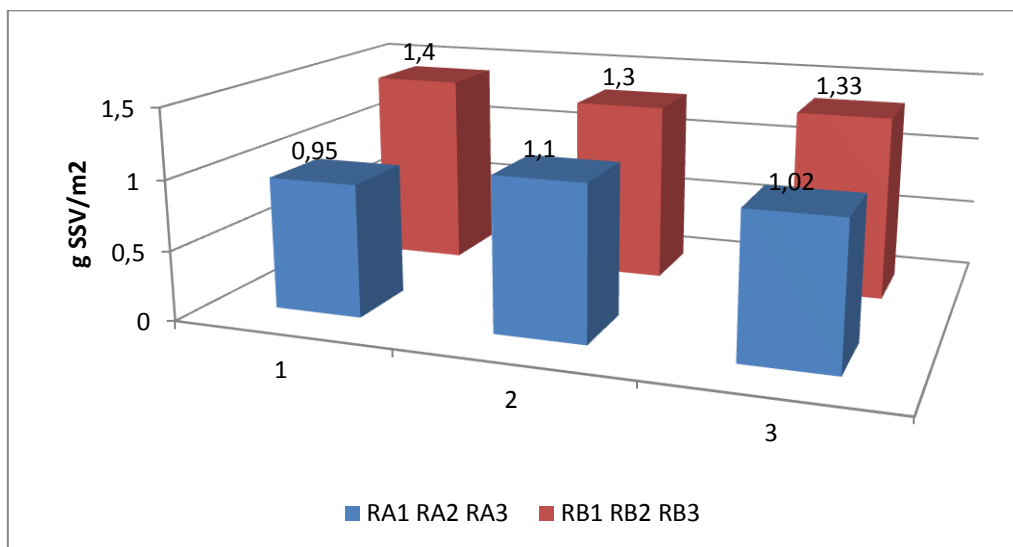
Las concentraciones de SSV promedio para los dos grupos de reactores fueron diferentes en promedio, notándose mayor variación en sus valores en el medio de soporte A, lo que supone que hubo más esfuerzo para el fijamiento de biomasa en este medio de soporte PET. Sin embargo para los dos grupos de reactores estas concentraciones fueron irregulares, y su concentración de SSV se mantuvo por debajo de los 50 mg/L solo a partir del día ciento treinta y cinco de experimentación, y obteniéndose valores mínimos de 2,67 mg/L en los reactores con PET.

Analizando los SSV, mismos que suponen la concentración de biomasa residual en los reactores, se puede apreciar que la biomasa logró retener más rápido el material de soporte B de polipropileno, después de los tres primeros meses de ensayo, luego de ello se estabilizo y/o igualo la remoción de SSV en los dos medios de soporte.

4.3 BIOMASA FORMADA.

La Figura 4.10 muestra la concentración de biomasa adherida a los medios de soporte, expresado en gramos de Solidos Suspendidos Volátiles Inmovilizados* (SSVi) por metro cuadrado de material de soporte en los tres grupos de reactores evaluados.

FIGURA 4-10
BIOMASA ADHERIDA



ELABORADO POR: Byron Lapo Calderón.

En promedio el material de soporte A (Polietileno Tereftalato) presentó 1,023 g SSVi/m², mientras que el material B (Polipropileno) fue de 1,34 g SSVi/m², siendo el material B, el que presentó mayor cantidad de biomasa adherida y, consecuentemente, mejor eficiencia de remoción.

El crecimiento del biofilm en medios plásticos es el resultado de varios procesos, tales como: adsorción, desorción, adherencia, crecimiento bacteriano y desadherencia. (Peyton and Characklis, 1992).

Acorde a (Brinkley, Johnson, & Souza, 2007) para sistemas de lecho móvil (MBBR) se ha encontrado concentraciones de biomasa en el rango de 5 a 25 g TS/m². Otras investigaciones realizadas por diferentes autores donde se han evaluado sistemas tanto de biomasa suspendida en lecho fijo, como en lecho móvil, se reporta que, por ejemplo (Ahmet, 2008) consiguió cargas de biomasa de 9,36 a 13,12 g TSS/m². Estos valores no se pueden comparar directamente con los obtenidos en la presente investigación, ya que el parámetro evaluado

*Corresponde a los sólidos suspendidos volátiles fijados en el medio de soporte

correspondió a SSV y no a TSS, sin embargo la relación SST/SSV es alrededor de 0,4 a 0,7. Al hacer esta comparación, los sistemas evaluados tienen valores parecidos a los de menor rendimiento en los sistemas MBBR.

Acorde a (Senthilnathan & Ganczarczyk, 1990), la concentración de biomasa dentro de un sistema de lodos activados se mantiene en el rango de 700 a 2500 mg/L (expresados en términos de Sólidos Suspendidos Volátiles de licor mixto (SSVLM)), mientras que en biofiltros de goteo, la biomasa adherida esta en rangos de 2000 a 100000 mg/L de SSVLM.

CAPÍTULO 5

CONCLUSIONES Y RECOMENDACIONES

5.1 CONCLUSIONES

- Los dos materiales de soporte evaluados PET y PP propiciaron el crecimiento de biopelícula en los reactores, por lo que pudieron remover la carga orgánica suministrada en lo que respecta a aguas residuales urbanas.

- Al evaluar la remoción versus las cargas orgánicas suministradas para los dos materiales de soporte, los dos presentaron comportamientos similares, no notándose diferencias entre ellos, obteniéndose eficiencias de remoción de entre 93 a 99 por ciento para cargas orgánicas entre 0,05 y 0,14 gDQOs/m²*d

- El material PP (tela de saquillo plástico) presentó mayor fijación de biomasa en relación con el material PET evaluado, siendo este 1,34 g SSVi/m², mientras que para el PP fue de 1,023 g SSVi/m².

- Los reactores con material PET presentaron, al final de los experimentos problemas de atascamiento de biomasa y fue notorio que las burbujas de aire no se movilizaban libremente por el medio del material de soporte.

- Las tasas de remoción, así como la cantidad de biomasa adherida es comparable con otros sistemas evaluados por otros autores y comparativamente aceptable frente a lodos activados.

- Con relación al comportamiento de los SSV promedio para los dos grupos de reactores fueron irregulares y diferentes unas de otras, notándose mayor variación en sus valores en el medio de soporte A constituido por PET. Esto significa que este material tiene mayor volumen de desprendimiento de biomasa, debido probablemente a la dificultad de la biomasa para adherirse a éste.

5.2 RECOMENDACIONES

- Realizar estudios a nivel piloto utilizando estos medios de soporte y/o variando el tipo de reactor a reactor de lecho móvil, especialmente para el medio de soporte PET.
- Desarrollar medios de soporte con mejores características para el crecimiento de película biológica.
- Realizar estudios de resistencia para el material de soporte PP y de degradación biológica.
- Estudiar la distribución y/o transferencia de oxígeno dentro del empaquetamiento en el material de soporte, especialmente en los reactores de PET, ya que visiblemente se presentaron problemas de atascamiento cuando la biomasa estaba ya formada.

REFERENCIAS BIBLIOGRAFICAS

- Ahmet, A. (2008). Influence of High Organic Loading Rates on COD Removal and Sludge Production in Moving Bed Biofilm Reactor. *Environmental Engineering Science*.
- Akhtar, N., Iqbal, J., & Iqbal, M. (2004). Removal and recovery of nickel from aqueous solution by loofa immobilized biomass of chlorella sorokiniana characterization studies Use of plant growth- promoting rhizobacteria for the biocontrol of root-rot disease complex of chickpea. *J. Hazard Mater*, 108, 85.
- Ameiva, J. J. (1987). Diseño de una planta piloto para depuración de aguas residuales por el sistema RBC. *Tesis de master de ingeniería Sanitaria y Ambiental*.
- Andreottola G., F. P. (2000). Experimental Comparison Between MBBR and Activated Sludge System for the Treatment of Municipal Wastewater. *Water Sci. Technology*, 375-382.
- Baecheler, J., Zambrano, E., & Urrutia, H. (2001). Estudio de la cinética de crecimiento de biopelículas bacterianas aplicadas en el tratamiento de riles. *XIV Congreso de Ingeniería Sanitaria y Ambiental AIDIS*. Santiago.
- Barceló, O., Gonzales, S., & Maldonado, L. (s.f.). Tratamiento de agua residual municipal utilizando Biopelículas en suspensión.
- Bassler., W. M. (2005). QUORUM SENSING: Cell-to-Cell Communication in Bacteria.,. *Annual Review of Cell and Developmental Biology*, Vol. 21, 319-346.
- Benetton, D. (2007). Biocomplexity and Bioelectrochemical Influence of Gasoline Pipelines Biofilms, in Carbon Steel Deterioration: A Transmission Lines and Transfer Functions Approach. *Tesis de Doctorado*,.
- Brinkley, J., Johnson, C., & Souza, R. (2007). *Moving Bed Biofilm Reactor Technology - A full scale installation for treatment of pharmaceutical wastewater*. North Carolina.
- C.J, B. (1999). Cell separation flocculation. En *Encyclopedia of Bioprocess Technology*. New York: Wiley.
- Careaga, J. (1993). *Manejo y Reciclaje de los residuos de envase y embalaje*.

- Chan Y., C. M. (2009). A review on anaerobic-aerobic treatment of industrial and municipal wastewater. *Chemical Engineering*, 1-18.
- Chen I, C. F. (2000). Specificity of Microbial Activities in the Reductive Dechlorination of Chlorinated Benzenes. *Wat. Environ. Res.* 72, 675-679.
- Chen, C. C. (1992). In press. Bioaccumulation and diminution of arsenico and lead in a freshwater food web. *Environ Sci. Technol.*
- Chen, J., McCarty, D., Slack, D., & Rundle, H. (2000). Full scale studies of a simplified airded filter (BAF) for organics and nitrogen removal. *Water Science and Technology*, 1-4.
- Christensen, B., & Characklis, W. G. (1990). Physical and chemical propierties of biofilms. *Wiley and Sons*, 93 - 130.
- Codd, G. (1987). Immobilized micro-algae and cyanobacteria. *Phycol. Soc. Newslett*, 24, 1-5.
- Cohen, Y. (2001). Biofiltration - the treatment of fluid by microorganism immobilized into the filter bedding material. 77, 257 - 274.
- Cohen, Y. (2001). Biofiltration - the treatment of fluids by microorganisms immobilized into the filter bedding material: a review. *Bioresource Technology*, 77: 257-274.
- Cortez, S. (2008). Rotating biological contactors: A review on main factors affecting performance. *Environmental Science Biotechnology*, 155-172.
- Costerton, J. W.-S. (1995). Microbial biofilms. *Annu. Rev. Microbiol.*, 711-745.
- Couto A, A. M. (2005). Molecular, anatomical, and functional organitation of the *Drasophila* olfactory system. *Curr Biol*, 1535-1547.
- Couto, S., & Toca, J. (2006). Industrial and Biotechnological aplication of lacasses. A review. *Biotechnology Advances*, 24, 500 - 513.
- Degremont. (1979). *Manual Tecnico del Agua*. Bilbao: Grafo.
- Diaz, H. M. (2000). *reactores químicos*. Obtenido de <http://hamd.galeon.com>
- Domínguez-Bello MG, B. B. (2002). Short report: socioeconomic and seasonal variations of *Helicobacter pylori* infection in patients in Venezuela. . *Am. J. Trop. Med. Hyg.* , 66: 49-51.
- Doronina N, I. E. (2005). *Methylophilus quaylei* sp noviembre, una nueva bacteria aeróbica obligatoriamente methylotrophic. . *Syst. Appl. Microbiol* 28 (4): , 303-309.

- E. Ronzano Llodra, J. L. (2007). *Tratamiento biológica de las aguas residuales*. Bilbao: Ediciones Díaz de Santos.
- Fasce, L. (2002). Comportamiento mecánico de polipropileno modificado con una poliolefina elastomérica. *Asociación Argentina de Materiales*.
- Feng, L., Ahuoying, W., & Xin, Y. (2013). Quorum sensing in water and wastewater treatment biofilms. *Journal of Environmental Biology*, 437-444.
- Forbes BA, S. D. (2002). *Diagnostic Microbiology*. . Louis, Missouri. Mosby.
- García, M. R. (1997). Inmovilización de biomasa anaerobia termofílica en soportes porosos. *Ingeniería del agua*. 4 (3), 11-16.
- Hall-Stoodley L, C. J. (s.f.). Bacterial biofilms: From the natural natural environments to infectious diseases. 2(95-108).
- Harrison, J. (2005). Biofilms,. *American Scientist*,, 508.
- Henze Mogens, L. M. (2008). *Biological Wastewater Treatment - Principles, modelling and design*. Londres: IWA Publishing.
- Hinton, S. y. (1996). Cierre para" oxígeno Utilización de filtro percolador Las biopelículas . *J. Environ. Eng.* , 122 (4), 336-336.
- Husham, I., He, Q., Wisam, A.-R., & Yang, Q. (2012). Improvements in Biofilm Processes for Wastewater Treatment. *Pakistan Journal of Nutrition*, 708-734.
- James P. McQuarrie, J. P. (2011). Moving Bed Biofilm Reactor Technology: Process Applications, Design, and Performance. *Water Environment Research*, 560-575.
- Jimenez, G. (2008). Inmovilización Microbiana. Técnicas y Usos en el tratamiento de Residuos Tóxicos. *Vol. 2*(No 1).
- Joklik WK, W. H. (1994). Zinsser Microbiología. *BsAs. Panamericana* . 20^a ed.
- Jones, H., Roth, I., & Sanders, W. (1969). Electron microscopic study of a slime layer. *Bacteriol*, 316.
- Karel, S. L. (1985). The Immobilization of whole cells Engineering Principles. *Chemical Engineering Science*, 1321-1354.
- Karel, S., Libicki, S., Robertson, C. (1985). The immobilization of whole cells engineering principles. *Chemical Engineering Science*(40), 1321 - 1354.
- Kolot, F. (1988). *Immobilized Microbial Systems: Principles, Techniques and Industrial Applications*. New York: Krieger.

- Kourkoutas, Y. B. (2004). Immobilization technologies and support materials suitable in alcohol beverages production: a review. *Food Microbiology*, 21 : 377-397.
- Kourkoutas, Y. B. (2004). Immobilization technologies and support materials suitable in alcohol beverages production. *Food Microbiology*. 21 , 377-397.
- Lazarova, V., & Manem, J. (1995). Biofilm characterization and activity analysis in water and wastewater treatment. *Water Resources*, 2227-2245.
- Lewandowski, Z. A. (1993). NMR and microelectrode studies of hydrodynamics and Kinetics on biofilms. *Biotechnol. Prog.* 9, 40-45.
- Li, A. (13 de Octubre de 2013). *Biological wastewater treatment - Selecting the process*. Recuperado el 21 de Marzo de 2014, de www.che.com: www.che.com
- Livingston, L. M. (1995). *Biotechnol. Bioeng.* 47(1).
- Madigan, M., Martinko, J., & Parker, J. (1997). *Biology of Microorganisms*. Englewood Cliffs: Prentice-Hall.
- Manaham, S. E. (2007). *Introducción a la Química Ambiental*. Mexico DF: Ediciones Reverte.
- Marrie, T. C. (1984). Escaneo y microscopía electrónica de transmisión de in situ a la colonización bacteriana de los catéteres intravenosos e intraarterial. *J. Clin. Microbiol.* , 687-693.
- Matson, J., & Characklis, W. (1976). Difusión en agregados microbianos. *Investigación del Agua* 10, , 877-885.
- Maurer, I. (1969). A test for stability and long-term effectiveness in disinfectants. *Pharm. J.* 203, 529-534.
- McCarty, P. (1975). Stoichiometry of biological reactions. *Prog. Wat. Tech*, 157-172.
- McLean, R., Costerton, J., & Caldwell, D. (1994). Biofilms, naturally occurring communities of immobilized cells. *Immobilized Biosystems*.
- Moreno, I. (2008). Microalgae immobilization: Current techniques and uses. *Bioresource technology.*, 3949-3964.
- Moreno-Garrido, I. (2008). Microalgae immobilization: Current techniques and uses. *Bioresource Technology*, 3949-3964.
- Nazar, J. (2007.). Biofilms bacterianos. *Rev. Otorrinolaringol. Cir. Cabeza Cuello.*, 67: 61-72.

- Odegaard H., B. R. (1999). The development of the moving bed biofilm process from idea to commercial product. *Eur. Wat Manage*, 36.
- Odegaard, H., Gisvold, & Strickland, J. (2000). The influence of carrier size and shape in the moving bed biofilm process. *Water Science Technology*, 383-391.
- Oga, T., Suthersan, S., & Ganczarczyk, J. (1991). Some properties of aerobic biofilms. *Environmental Technology*, 431-440.
- O'Reilly KT, C. R. (1989). Cinética de degradación de p-cresol por un inmovilizado *Pseudomonas* sp. . *Appl Environ Microbiol.* , 866-870.
- Orozco Jaramillo, A. (2005). *Bioingeniería de aguas residuales - Teoría y Diseño*. Bogotá: Comunicación SIN ESQUEMAS.
- Osa, J. E. (1997). Wastewater treatment with biomembrane reactors. . *Int. Conf. on Advanced Wastewater Treatment Process*,, 1-11.
- Paolini, A. (1986). "Effect of biomass on oxygen transfer. *J. WPCF*, 58 (4), 306 - 311. .
- Piciooreanu, C., Loosdrecht, V., & Heijnen, J. (1999). Mathematical Modelling of biofilm structure with an hybrid differential-discret cellular automation approach. *Water Sci Technology*.
- Ramalho. (1996). *Tratamiento de Aguas Residuales*. Barcelona: Reverte.
- Rittmann, B. (1982). Comparative performance of biofilm reactor types. *Biotechnology and Bioengineering*, 1341-1370.
- Robinson, P., Mak, A., & Trevan, M. (1986). Immobilized algae: a review. *Process Biochem*, 122-126.
- Saenz, P. (1988). An improved pseudo-analytical solution of steady-state biofilms. *Biotechnol Bioeng*, 379.
- Senthilnathan, P., & Ganczarczyk, J. (1990). Application of biomass carriers in activated sludge process. *Wastewater Treatment by Immobilized Cells*.
- Sombatsompop K., V. C. (2006). Evaluation of bio fouling phenomenon in suspended and attached growth membrane bioreactor systems. *Desalination*, 138-149.
- Tampion, J., & Tampion, M. (1987). *Immobilized Cells: Principles y Aplicación*. Cambridge: Cambridge University Press.
- Urrutia, I. S. (1995). Nitrate removal from water by *Scenedesmus obliquus* immobilized in polymeric foams. *Enzyme Microbiology Technology*. 17, 200–205.

Wanner, J. (1994). Activated sludge bulking and foaming control. *Technomic publication*, 32.

Waters, C., & Bassler, B. (2005). Quorum sensing: Cell-to-cell communication in bacteria.

Wiesmann, U., Choi, S., & Dombrowski, E. M. (2007). *Fundamentals of Biological Wastewater Treatment*. Wiley.

Yamaguchi, T. I. (1999). An immobilized cell system in polyurethane foam for the lipophilic micro-alga *Prototheca zopfii*. *Process Biochemical*. 34, 167–171.

ANEXOS

ANEXO # 1:
PREPARACIÓN DEL SUSTRATO

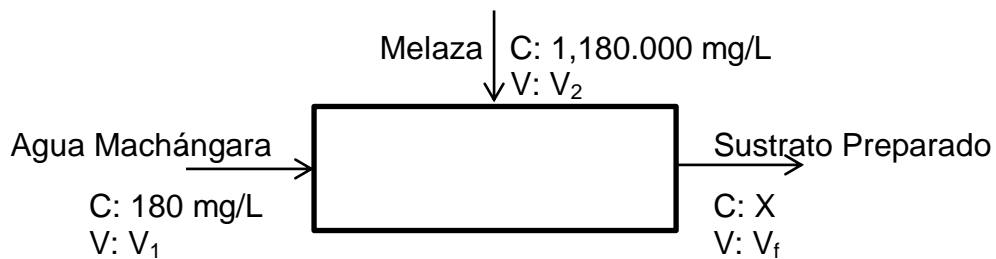
Datos:

DQO melaza = 1,180.000 mg/L

Densidad de melaza = 1,3030 g/ml

DQOs promedio de agua del río Machángara = 180 mg/L

Balance:



$$V_f = V_1 + V_2$$

$$180(V_1) + 1,180.000(V_2) = X V_f$$

Se da un valor para X, según el requerimiento, V_1 es conocido y V_2 se calcula.

Luego esta cantidad en mililitros se la transforma a masa, valiéndose de la densidad, ya que es más fácil y exacto tomar una masa de melaza que medir su volumen, dada la pequeña cantidad requerida.

ANEXO 2:
DQO AÑADIDA A LOS REACTORES

VOLUMEN UTIL DE REACTORES (ml)

A 2803,48

B 2521,9

DIA 1	19 DE AGOSTO 2011
Concentración de DQO inicial (mg/L)=	795
Reactor	CARGA DE DQO SOLUBLE (g)
RA1	2,23
RA2	2,23
RA3	2,23
RB1	2,23
RB2	2,23
RB3	2,23

DIA 27		DIA 43	
05-sep-11		21-sep-11	
DQO: 834		DQO: 930	
VOLUMEN AÑADIDO (ml)	DQO AÑADIDA (g)	VOLUMEN AÑADIDO	DQO AÑADIDA
610,00	0,51	140,00	0,13
670,00	0,56	116,00	0,11
600,00	0,50	134,00	0,12
650,00	0,54	150,00	0,14
630,00	0,53	155,00	0,14
690,00	0,58	175,00	0,16

DIA 59		DIA 72	
07-oct-11		20-oct-11	
DQO: 990		DQO: 1050	
VOLUMEN AÑADIDO	DQO AÑADIDA	VOLUMEN AÑADIDO	DQO AÑADIDA
85,00	0,08	300,00	0,32
81,00	0,08	285,00	0,30
82,00	0,08	275,00	0,29
96,00	0,10	320,00	0,34
89,00	0,09	330,00	0,35
81,00	0,08	340,00	0,36

DIA: 114		DIA 121	
01-dic-11		08-dic-11	
DQO: 1125		DQO: 1025	
VOLUMEN AÑADIDO	DQO AÑADIDA	VOLUMEN AÑADIDO	DQO AÑADIDA
250,00	0,28	455,00	0,47
275,00	0,31	455,00	0,47
255,00	0,29	490,00	0,50
250,00	0,28	540,00	0,55
290,00	0,33	530,00	0,54
300,00	0,34	500,00	0,51

DIA: 86		DIA 100	
03-nov-11		17-nov-11	
DQO: 1020		DQO: 980	
VOLUMEN AÑADIDO	DQO AÑADIDA	VOLUMEN AÑADIDO	DQO AÑADIDA
240,00	0,24	250,00	0,25
180,00	0,18	275,00	0,27
250,00	0,26	255,00	0,25
280,00	0,29	340,00	0,33
260,00	0,27	380,00	0,37
325,00	0,33	360,00	0,35

DIA: 135		DIA: 149	
22-dic-11		05-ene-12	
DQO: 1050		DQO: 1200	
VOLUMEN AÑADIDO	DQO AÑADIDA	VOLUMEN AÑADIDO	DQO AÑADIDA
326,00	0,34	690,00	0,83
312,00	0,33	583,00	0,70
410,00	0,43	603,00	0,72
400,00	0,42	650,00	0,78
490,00	0,51	650,00	0,78
490,00	0,51	700,00	0,84

DIA: 154		DIA: 168	
19-ene-12		02-feb-12	
DQO: 1290		DQO: 1294	
VOLUMEN AÑADIDO	DQO AÑADIDA	VOLUMEN AÑADIDO	DQO AÑADIDA
550,00	0,71	750,00	0,97
550,00	0,71	750,00	0,97
550,00	0,71	750,00	0,97
600,00	0,77	800,00	1,04
600,00	0,77	810,00	1,05
600,00	0,77	810,00	1,05

DIA: 225		DIA: 239	
15-mar-12		29-mar-12	
DQO: 1240		DQO: 1350	
VOLUMEN AÑADIDO	DQO AÑADIDA	VOLUMEN AÑADIDO	DQO AÑADIDA
700,00	0,87	603,00	0,81
700,00	0,87	569,00	0,77
700,00	0,87	502,00	0,68
750,00	0,93	640,00	0,86
750,00	0,93	620,00	0,84
750,00	0,93	650,00	0,88

DIA: 182		DIA: 211	
16-feb-12		01-mar-12	
DQO: 1299		DQO: 1390	
VOLUMEN AÑADIDO	DQO AÑADIDA	VOLUMEN AÑADIDO	DQO AÑADIDA
750,00	0,97	550,00	0,76
685,00	0,89	590,00	0,82
680,00	0,88	595,00	0,83
670,00	0,87	510,00	0,71
650,00	0,84	670,00	0,93
735,00	0,95	660,00	0,92

DIA: 254		DIA: 271	
13-abr-12		30-abr-12	
DQO: 1100		DQO: 1351	
VOLUMEN AÑADIDO	DQO AÑADIDA	VOLUMEN AÑADIDO	DQO AÑADIDA
850,00	0,94	600,00	0,81
850,00	0,94	600,00	0,81
850,00	0,94	610,00	0,82
900,00	0,99	630,00	0,85
900,00	0,99	690,00	0,93
900,00	0,99	640,00	0,86

DIA: 286		DIA: 301	
15-may-12		30-may-12	
DQO: 1250		DQO: 1290	
VOLUMEN AÑADIDO	DQO AÑADIDA	VOLUMEN AÑADIDO	DQO AÑADIDA
670,00	0,84	600,00	0,77
690,00	0,86	600,00	0,77
630,00	0,79	600,00	0,77
650,00	0,81	700,00	0,90
650,00	0,81	700,00	0,90
650,00	0,81	700,00	0,90

DIA: 317		DIA: 333	
15-jun-12		01-jul-12	
DQO: 1407		DQO: 1405	
VOLUMEN AÑADIDO	DQO AÑADIDA	VOLUMEN AÑADIDO	DQO AÑADIDA
640,00	0,90	650,00	0,91
600,00	0,84	650,00	0,91
530,00	0,75	650,00	0,91
710,00	1,00	710,00	1,00
670,00	0,94	715,00	1,00
610,00	0,86	710,00	1,00

ANEXO 3
REGISTRO FOTOGRÁFICO DE EQUIPOS UTILIZADOS

FOTO # 1



**EQUIPO DE FILTRACION A VACIO,
UTILIZADO PARA DETERMINACION DE DQO**

FOTO # 2



EQUIPO DIGESTOR DQO

FOTO # 3

**EQUIPO ESPECTROFOTOMETRO
UTILIZADO PARA DETERMINACION DE DQO**

FOTO # 4**ESTUFA****FOTO # 4****DESECADOR Y BALAZA**

ANEXO 4
MATERIALES PARA EL MONTAJE DE LOS MODELOS

Material	Especificación	Cantidad	Uso principal
Botellas plásticas de PET.	Volumen: 3 Litros	6	Recipiente reactor
Motor aireador tipo pecera.	Tipo pecera externo	3	Suministrador de aire a reactores
Difusores de aire		6	
Mangueras para suministro de aire a los reactores de 1/8 de diámetro.	1/8 pulgada de plástico		
Conexiones eléctricas.	110V	2	Suministro de corriente a aireadores
Probeta plástica	Volumen: 1000 ml.	1	Medición de volumen de carga
Tijeras.			
Recipientes.	Volumen: 5 Galones	1	Recolección sustrato
	Volumen: 5 Galones abierto	2	Preparación y fortificación sustrato
	Volumen: 0,25 Litros	8	Recolección de muestra
Vestimenta adecuada			
Papel aluminio			
Otros como tijeras, silicona, válvulas manuales			