

UNIVERSIDAD AUTÓNOMA AGRARIA ANTONIO NARRO
DIVISIÓN DE AGRONOMÍA
DEPARTAMENTO DE BOTÁNICA



Monitoreo de un Biofiltro Anaerobio Empacado con Fibra de *Agave Sisalana*
Recubierta con Pirrol y Anilina para el Tratamiento de Agua Residual del Rastro
TIF 377 de Mayo a Diciembre del 2018

POR:

JUANA DE JESÚS VÁZQUEZ ROQUE

TESIS

Presentada como requisito para obtener el título de:

INGENIERO EN AGROBIOLOGÍA

SALTILLO, COAHUILA 2019.

UNIVERSIDAD AUTÓNOMA AGRARIA ANTONIO NARRO
DIVISIÓN DE AGRONOMÍA
DEPARTAMENTO DE BOTÁNICA

Monitoreo de un Biofiltro Anaerobio Empacado con Fibra de *Agave Sisalana*
Recubierta con Pirrol y Anilina para el Tratamiento de Agua Residual del Rastro
TIF 377 de Mayo a Diciembre del 2018

Por:

JUANA DE JESÚS VÁZQUEZ ROQUE

TESIS

Presentada como requisito parcial para obtener el título de:

INGENIERO EN AGROBIOLOGÍA

Aprobada por el Comité de Asesoría:


Dra. Silvia Yudith Martínez Amador
Asesor Principal Interno


Dr. José Antonio Rodríguez de la Garza
Asesor Principal Externo


M.C. Laura María González Méndez
Coasesor


Dra. Iveth Dalila Antonio Carmona
Coasesor


Dr. José Antonio González Fuentes
Coordinador de la División de Agronomía



Saltillo, Coahuila, México.

Diciembre de 2019

AGRADECIMIENTOS

A Dios por guiarme e instruirme, por ser mi fortaleza a lo largo de mi vida, especialmente en los últimos 5 años.

A la Universidad Autónoma Agraria Antonio Narro mi *alma mater* por abrirme sus puertas y permitirme adquirir nuevos conocimientos.

A la Dra. Silvia Yudith Martínez Amador por el apoyo brindado durante mi tesis y a lo largo de mi carrera.

A la Señora Martha Hernández Rubalcaba por abrirme las puertas de su casa y brindarme apoyo incondicional.

ABREVIATURAS

ARR: Agua residual de rastro.

ARRT: Agua residual de rastro tratada.

SPE: Sustancia polimérica extracelular.

A/M: Alimento/microorganismos.

CF: Coliformes fecales.

CT: Coliformes totales.

EPU: Espuma de poliuretano.

DQO: Demanda química de oxígeno.

SST: Sólidos suspendidos totales.

ST: Sólidos totales.

INDICE GENERAL

Contenido

RESUMEN.....	x
1. INTRODUCCIÓN	x
2. Objetivo general	7
2.1. Objetivos específicos	7
2.2. Hipótesis	7
3. REVISIÓN DE LITERATURA	8
3.2. Usos del agua en México	8
3.3. Contaminación del agua en México	9
3.4. Generación de aguas residuales en México	9
3.5. Características del agua de rastro	10
3.6. Tratamiento biológico de agua residual	11
3.7. Tratamiento aerobio	12
Oxidación.....	12
Síntesis	12
Respiración endógena.....	12
3.8. Tratamiento anaerobio o digestión anaerobia	13
3.9. Etapas de la digestión anaerobia.....	13
3.9.1 Hidrólisis	14
3.9.2. Acidogénesis.....	14
3.9.3 Acetogénesis.....	14
3.9.4 Metanogénesis	15
3.10. TECNOLOGÍA DE LOS PROCESOS ANAEROBIOS	16
3.11. Tipos de reactores anaerobios.....	17
3.12. Reactores de baja carga	17
3.13. Reactores de alta carga	17
3.14. Reactores de biomasa suspendida	18
3.15. Reactores de biomasa adherida (biopelículas)	18

3.16. Reactores anaerobios de película fija.....	19
3.17. SOPORTES	20
3.18. Soportes naturales.....	20
3.19. Soportes sintéticos.....	21
3.20. BIOPELÍCULA	22
3.21. Formación de la biopelícula:.....	23
3.21.1. Se reconocen 5 etapas para el establecimiento de las biopelículas	23
3.22. Ventajas de la biopelícula	24
3.23. Desventajas de la biopelícula.....	25
3.24. Ciclo de vida de las biopelículas.....	25
3.25. Sistema de comunicación entre bacterias.....	26
4. MATERIALES Y MÉTODOS.....	27
4.1 Ubicación del experimento.....	27
4.2. Tipo de agua y lugar de colecta	27
4.3. Material experimental.....	27
4.4 Establecimiento del experimento	28
4.5. Arranque del reactor	28
4.6. Parámetros a monitorear.....	29
4.6.1. pH	29
4.6.2. Temperatura.....	29
4.6.3. Conductividad eléctrica	29
4.6.4. Determinación de demanda química de oxígeno de acuerdo a la Norma Mexicana NMX-AA-030/2-SCFI-2011	30
Reacción.....	30
4.7. Determinación de sólidos totales y sólidos suspendidos totales de acuerdo a la Norma mexicana NMX-AA-034-SCFI-2015	32
4.8. Determinación de coliformes totales y coliformes fecales de acuerdo a la Norma Mexicana NMX-AA-042-SCFI-2015	37
Principio	38
5. RESULTADOS Y DISCUSIÓN	42
5.1. pH.....	42
5.2. Relación de la DQO y la temperatura ambiental	44
5.3. Demanda química de oxígeno (DQO).....	46

5.4. Sólidos totales, sólidos suspendidos totales, coliformes totales y coliformes fecales.....	49
6. CONCLUSIONES.....	52
7. REFERENCIAS.....	53

INDICE DE TABLAS

Tabla 1. Concentraciones promedio de contaminantes en el agua residual de rastro.....	11
Tabla 2. Clasificación de reactores anaerobios de acuerdo al tipo de biomasa	17
Tabla 3. Comparación de la concentración de sólidos totales, sólidos suspendidos totales, coliformes totales y coliformes fecales en el agua residual municipal sin tatar y el agua residual tratada.	51

INDICE DE FIGURAS

Figura 1. Usos del agua en México (INEGI, 2012).....	8
Figura 2. Degradación de la materia orgánica.	13
Figura 3. Etapas del proceso de la digestión anaerobia (Apples <i>et al.</i> , 2018). .	16
Figura 4. Biopelícula soportada en fibra de ixtle (Vázquez-Solano <i>et al.</i> , 2014)21	
Figura 5. Formación de biopelícula bacteriana en la superficie de un compuesto de poliuretano, grafito y polipirrol (Pérez-Rodríguez <i>et al.</i> , 2016).....	22
Figura 6. Etapas del desarrollo de la biopelícula (Balaban <i>et al.</i> , 2007).	24
Figura 7. Representación esquemática de la biopelícula polimicrobiana en formación (Küng, 2011).	26
Figura 8. Reactor de acrílico utilizado en esta investigación.	27
Figura 9. Reactor empacado con <i>Agave sisalana</i> después de la recirculación. 29	
Figura 10. Comportamiento del pH en influente y efluente.	43
Figura 11. Relación del porcentaje de remoción de DQO en función de la temperatura ambiental.	45
Figura 12. Comportamiento de la demanda química de oxígeno	48
Figura 13. Agua residual del rastro sin tratamiento (izquierda) y agua residual del rastro tratada por el biofiltro usado en esta investigación (derecha).	50

RESUMEN

Los biofiltros son estructuras compuestas de microorganismos adheridos a una superficie (soporte) que pueden remover contaminantes del aire o del agua con una gran eficiencia. Diversas investigaciones se han realizado para probar soportes tanto naturales como artificiales con el fin de aumentar la eficiencia de remoción de un biofiltro. En esta investigación, el objetivo fue evaluar la eficiencia de remoción de la demanda química de oxígeno (DQO), coliformes y sólidos de un biofiltro anaerobio empacado con fibra de *Agave sisalana* recubierta con pirrol y anilina, el cual fue utilizado para el tratamiento de agua residual del rastro TIF 377, experimento que fue realizado a temperatura ambiente durante los meses de mayo a diciembre del año 2018. El biofiltro presentó una remoción de la DQO hasta el 98%, una remoción de sólidos totales (ST) de 45.57% y la remoción de sólidos suspendidos totales (SST) del 100%, un 90% de remoción de coliformes totales y fecales, y el pH en el biofiltro se mantuvo en un rango de entre 7 a 8.

Palabras clave: biofiltro, agua residual del rastro, *Agave sisalana*.

Abstract

Biofilters are structures composed of microorganisms attached to a surface (support) that can remove pollutants from the air or water with high efficiency. Several investigations have focused on the assessment of natural and artificial supports in order to increase the removal efficiency of a biofilter. The objective of the present work was to assess the removal efficiency of an anaerobic biofilter in that treated a wastewater from a slaughterhouse (TIF 377). The removal efficiency of the chemical oxygen demand (COD), coliforms and solids were determined. The anaerobic biofilter was packed with *Agave sisalana* fibers. The

fibers were coated with pyrrole and aniline. The wastewater treatments process was carried out at room temperature for 7 months (from May to December 2018). The biofilter showed a 98% COD removal efficiency, 45.57% removal efficiency of total solids (TS), a 100% removal efficiency of total suspended solids (TSS), a 90% removal efficiency of fecal coliforms. The pH in the biofilter was maintained in a range of 7 to 8.

Keywords: biofilter, slaughterhouse wastewater, *Agave sisalana*.

1. INTRODUCCIÓN

La generación de aguas residuales es un problema ambiental causante de daños a la salud humana (Miranda *et al.*, 1996). La calidad del agua se mide en base a sus propiedades físicas, químicas y biológicas (Peters *et al.*, 2009); su estado determina el uso que se le asignará, ya sea como agua potable, para recreación, para la industria o la agricultura, por lo son necesarios estándares de calidad específicos para la asignación de sus usos.

En México las descargas de aguas residuales son un grave problema que afecta el medio ambiente, ya que existen más de 1000 mataderos o rastros municipales, de los cuales solo 25 cuentan con plantas de tratamiento de aguas residuales (Romero *et al.*, 2012).

El tratamiento biológico de las aguas es una alternativa factible para depurar una amplia gama de residuos industriales, el cual minimiza el impacto de los contaminantes sobre el ambiente (Marín *et al.*, 2003). Las aguas residuales de un matadero o rastro pueden ser tratadas por digestión anaerobia, debido a que contienen altas concentraciones de materia orgánica biodegradable, alcalinidad adecuada, nitrógeno, fósforo y micronutrientes que favorecen el crecimiento bacteriano (Romero, 2001).

La composición de las aguas residuales de un matadero o rastro municipal dependen de, la especie que se procesa. Generalmente contienen sangre, contenido ruminal o estomacal, excremento, grasa, proteína, pelos huesos, plumas, pelusas, residuos de carne, alimentos no digeridos por los intestinos, tripas, además de que presentan un pH alto y contienen grandes cantidades de microorganismos patógenos como Salmonella, Shigella, *Vibrio cholerae* y virus, entre otros; los cuales son causa de un gran número de enfermedades como fiebre tifoidea, disentería, cólera, hepatitis, etc., (Signorini *et al.*, 2006).

Un biofiltro para el tratamiento de las aguas residuales es, básicamente, un reactor empacado con un soporte que favorece el crecimiento de microorganismos, los cuales tienen la capacidad de depurar el líquido con alto contenido de contaminantes. Estos microorganismos pueden ser aerobios o anaerobios y se nutren del agua residual (Rodríguez, 2014). En el tratamiento biológico del agua residual del rastro se han utilizado diferentes tipos de soportes. Los materiales que se utilizan como soporte han sido clasificados en naturales y sintéticos, estos últimos son biológicamente inactivos. Se ha reportado el uso de diversos materiales sintéticos como: polipropileno (Naik y Setty, 2012), alcohol polivinílico (Takei *et al.*, 2011), poliuretano (He *et al.*, 2009), poliestireno (Ullah *et al.*, 2010) y poliuretano modificado (Zhou *et al.*, 2010), entre otros.

2. Objetivo general

Monitorear el desempeño de un biofiltro anaerobio empacado con *Agave sisalana* recubierta con pirrol y anilina en el tratamiento de agua residual del rastro tipo TIF 377.

2.1. Objetivos específicos

1. Cuantificar la eficiencia de remoción de la demanda química de oxígeno, coliformes totales y fecales, sólidos totales y sólidos totales disueltos en el tratamiento de agua residual del rastro.
2. Realizar el análisis de los resultados obtenidos.

2.2. Hipótesis

El biofiltro empacado con *Agave sisalana* polimerizado con pirrol y anilina presentara una remoción estable de materia orgánica durante los siete meses de monitoreo.

3. REVISIÓN DE LITERATURA

3.1. Generalidades

México tiene aproximadamente 0.1% del total de agua dulce disponible a nivel mundial, lo que determina que gran parte del territorio nacional este catalogado como zona semidesértica.

México tiene una crisis de sobreexplotación de acuíferos: CONAGUA informo, que de los 653 acuíferos existentes en el país, 115 se encuentran sobreexplotados (Ruíz *et al.*, 2015). Lo que afirma que en las últimas seis décadas, el agua disponible por cada habitante pasó de 49.4 m³ por habitante al día en el 1950, a 10.9 m³ en el 2013 (Periódicos Asociados en Red, 2014).

3.2. Usos del agua en México

En promedio, cada persona en México consume 360 litros de agua por día; del total de agua dulce utilizada, este sector representa 14% (abastecimiento público); 77% se utiliza en la agricultura, el 5% en las termoeléctricas, el 4% en la industria y aproximadamente el 10.6 millones de mexicanos no cuentan con agua potable (INEGI, 2012)

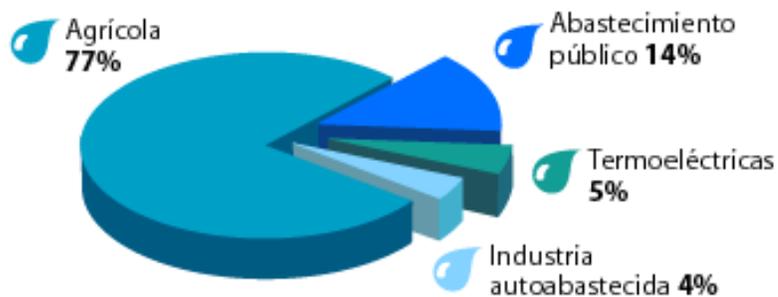


Figura 1. Usos del agua en México (INEGI, 2012)

3.3. Contaminación del agua en México

El 70% de los lagos, lagunas, ríos, y otros cuerpos de agua presentan algún grado de contaminación en México (CONAGUA, 2017)

El término contaminación hace referencia a la introducción de cualquier agente, ya sea químico, físico o biológico, el cual estando presente tiene algún efecto nocivo en el entorno natural, la salud y el bienestar de las personas.

La mala calidad del agua superficial es un factor limitante para su aprovechamiento, en términos de DBO (demanda biológica de oxígeno):

- El 22.7% del total del agua superficial se encuentra contaminada o fuertemente contaminada.
- El 33.2% del total del agua superficial tiene calidad aceptable.
- El 44.1% del total del agua superficial tiene calidad buena y excelente.

Oficialmente el 92.0% de la población mexicana tiene acceso al servicio público de agua potable, este porcentaje disminuye drásticamente cuando se considera su calidad.

En México solamente el 47.5% de las aguas residuales colectadas reciben algún tipo de tratamiento, y sólo un porcentaje mucho más bajo (difícil de precisar por la falta de monitoreo y vigilancia) cumple debidamente con las normas de calidad de las descargas. Constitucionalmente, los municipios tienen la obligación de ofrecer el servicio público de agua potable y de tratar las aguas residuales.

Por lo que es necesario hacer uso racional del agua en los rastros y mataderos, se recomienda usar eficientemente el líquido durante todos y cada uno de los procesos de limpieza que se desarrollen (Bonilla *et al.*, 2007).

3.4. Generación de aguas residuales en México

Las descargas de aguas residuales de origen urbano provienen de viviendas, edificios públicos y de la escorrentía urbana que se colecta en el drenaje. Los

contaminantes principales, son el nitrógeno y fósforo, los compuestos orgánicos, las bacterias coliformes fecales, la materia orgánica, entre muchos otros (Jiménez *et al.*, 2010).

La descarga de aguas residuales domésticas, industriales, agrícolas y pecuarias sin ningún tipo de tratamiento provoca contaminación en los cuerpos de agua receptores disminuyendo la calidad de las aguas superficiales y subterráneas, lo que genera un grave problema ambiental y de salud. El volumen vertido o descargado de las aguas residuales es aproximadamente 23 millones de litros por día. Dicho volumen representa el 0.4% del total de las aguas residuales de origen urbano. De éste 0.4%, el 62.8% no recibe un tratamiento previo a su descarga (COFEPRIS, 2006).

3.5. Características del agua de rastro

Existen en México cuatro diferentes establecimientos dedicados a la matanza de animales de abasto: rastros municipales, rastros particulares; establecimientos Tipo Inspección Federal (TIF) y mataderos clandestinos (Castillo *et al.*, 2001).

Las aguas residuales de los rastros contienen sólidos suspendidos, compuestos orgánicos coloidales y disueltos, de los cuales gran parte son biodegradables, como las proteínas y grasas. Además, contienen una concentración muy alta de carbono, nitrógeno, fósforo y sales (Cuetos *et al.*, 2010), así como detergentes y desinfectantes procedentes de las operaciones de limpieza, así como virus, bacterias y patógenos.

Tabla 1. Concentraciones promedio de contaminantes en el agua residual de rastro (Jarauta, 2005).

Parámetro (Unidad)	Concentración
DBO ₅ (mg/L)	1200 -7000
DQO (mg/L)	4000 - 12000
SST (mg/L)	300 - 2500
Nitrógeno total (mg/L)	200 -750
Grasas y aceites (mg/L)	100 - 600
pH (mg/L)	6.8 – 7.8

El volumen total de aguas residuales generado, está directamente relacionado con la cantidad de agua que se utiliza.

De acuerdo con la EPA el agua residual de los rastros es considerada como una de las más dañinas (Hamdy y Amal, 2001), debido a su alto contenido de contaminantes orgánicos, las descargas de aguas residuales de los rastros, al ser descargadas sin ningún tipo de tratamiento causan impactos graves en las aguas superficiales, acabando con el oxígeno disuelto de los cuerpos receptores (Castillo *et al.*, 2001).

3.6. Tratamiento biológico de agua residual

El tratamiento biológico resulta ser una buena opción de depuración en el tratamiento de las aguas residuales, el tratamiento biológico se basa la capacidad que tienen los microorganismos para convertir la materia orgánica (disuelta o en suspensión) en nuevo tejido celular y diferentes tipos de gases. En el tratamiento biológico de las aguas residuales el oxígeno tiene una función muy importante, ya que la ausencia o presencia del mismo condiciona el tipo de microorganismos que se encargaran de degradar y eliminar la materia orgánica. En función de esto,

los tratamientos pueden ser aerobios (en presencia de oxígeno) o anaerobios (en ausencia de oxígeno) (Mejía-López *et al.*, 2017).

3.7. Tratamiento aerobio

Una parte de la materia orgánica es oxidada por la flora bacteriana, de esta forma obtiene la energía necesaria para el mantenimiento celular. De manera simultánea, otra parte de la materia orgánica se convierte en tejido celular nuevo (síntesis celular), para ello se emplea la energía liberada en la fase de oxidación.

Oxidación

$\text{CHONS} + \text{O}_2 + \text{Bacterias} \rightarrow \text{CO}_2 + \text{H}_2\text{O} + \text{NH}_3 + \text{Otros productos finales} + \text{Energía}$

Síntesis

$\text{CHONS} + \text{O}_2 + \text{Energía Bacterias} \rightarrow \text{C}_5\text{H}_7\text{O}_2\text{N}$

Donde CHONS representa a los elementos que predominan en la materia orgánica de las aguas residuales y $\text{C}_5\text{H}_7\text{O}_2\text{N}$ la composición media de los microorganismos encargados de la biodegradación de la materia orgánica (Hoover y Porges, 1952).

Finalmente, cuando la materia orgánica disponible es consumida, las nuevas células empiezan a consumir su propio tejido celular con la finalidad de obtener energía para el mantenimiento celular. A este proceso se le conoce como respiración endógena.

Respiración endógena

$\text{C}_5\text{H}_7\text{O}_2\text{N} + 5\text{O}_2 \text{ Bacterias} \rightarrow 5\text{O}_2 + 2\text{H}_2\text{O} + \text{NH}_3 + \text{Energía.}$

3.8. Tratamiento anaerobio o digestión anaerobia

Los tratamientos anaerobios han sido ampliamente empleados en el tratamiento de aguas residuales con altas cargas orgánicas. Los procesos aerobios son bastante apropiados para la depuración de aguas residuales de los rastros (Reyes *et al.*, 2009).

En el tratamiento de las aguas residuales con alto contenido de materia orgánica los procesos de tratamiento anaerobios son más ventajosos que los tratamientos aerobios, debido a que más del 90% de la energía disponible es convertida en metano y el 10% de la energía restante es asimilada por las células bacterianas (Malina, 1992).

La digestión anaerobia es un proceso biológico en donde gran parte de la materia orgánica es convertida en biogás, que es una mezcla de dióxido de carbono y metano, con trazas de otros elementos como ácido sulfhídrico, nitrógeno e hidrógeno, gracias a un consorcio de bacterias sensibles o completamente inhibidas por el oxígeno (Moller *et al.*, 2004).

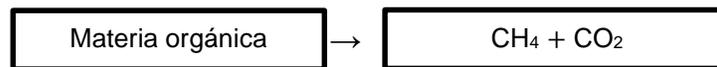


Figura 2. Degradación de la materia orgánica.

3.9. Etapas de la digestión anaerobia

La digestión anaeróbica (D. A.) es un proceso bioquímico que ocurre en el tratamiento anaerobio de las aguas residuales, La D.A. consiste en la degradación de la materia orgánica realizada por un grupo de diferentes microorganismos que transforman los compuestos orgánicos complejos (proteínas, carbohidratos y lípidos) en productos más simples como: Gas carbónico, gas sulfhídrico, metano y amonio (Alcocer y Francia, 2015).

La degradación de la materia orgánica es un proceso bastante complejo, es llevado a cabo en grupos de reacciones en serie y en paralelo, de las que se

tienen en cuenta procesos diferentes de conversión, los cuales se incluyen en las etapas de: Hidrólisis, Acidogénesis, Acetogénesis y Metanogénesis (figura 3).

3.9.1 Hidrólisis

El primer paso de la digestión anaerobia es la transformación por vía enzimática (hidrólisis) de los compuestos orgánicos de alto peso molecular en compuestos que puedan servir como fuente de energía y carbono celular (Metcalf y Eddy, 2003). Los compuestos complejos de la materia orgánica son: proteínas, carbohidratos y lípidos.

Las reacciones de la hidrólisis son llevadas a cabo por bacterias anaerobias facultativas, los géneros que participan más frecuentemente son los miembros de la familia *Enterobacteriaceae*, así como los géneros *Bacillus*, *Peptostreptococcus*, *Propionibacterium*, *Bacteroides*, *Micrococcus* y *Clostridium*.

3.9.2. Acidogénesis

El segundo paso en la digestión anaerobia es la acidogénesis, la cual implica la conversión de los compuestos producidos en la etapa de la hidrólisis en compuestos intermediarios de menor peso molecular (Metcalf y Eddy, 2003).

En esta etapa la materia orgánica es biodegradada a AGV (ácido acético, propiónico y butírico), dióxido de carbono, hidrógeno y alcoholes por una población bacteriana heterogénea. Las bacterias acidogénicas se reproducen rápidamente, su tiempo de duplicación es de 30 minutos como mínimo (Mussati *et al.*, 1999), la reacción preferida por estas bacterias es la que conduce a ácido acético; las otras reacciones son una respuesta de las bacterias a la acumulación de hidrógeno durante las perturbaciones de carga al sistema, lo que a su vez produce ácido butírico, ácido propiónico y etanol.

3.9.3 Acetogénesis

Mientras algunos productos de la digestión anaerobia pueden ser metabolizados de manera directa por los microorganismos metanogénicos (H_2 y acetato), otros como: valeriato, butirato, propionato, algunos aminoácidos, etc. necesitan ser transformados en productos más sencillos como: hidrógeno y acetato, este

proceso es realizado por las bacterias acetogénicas. Los procesos acetogénicos son energéticamente difíciles de realizar, por lo cual son ayudados por los microorganismos metanogénicos o de otros microorganismos consumidores de hidrógeno, la energía libre en esta reacción depende de la presión del hidrógeno en el medio. Un tipo de microorganismos específicos son llamados homoacetogénicos, los cuales consumen CO_2 y H_2 y producen acetato (Campos *et al.*, 2001).

Una metanogénesis eficiente es resultado de la oxidación de los productos de fermentación como: el propionato y el butirato en acetato, CO_2 y H_2 , la cual es llevada a cabo por un grupo denominado “organismos acetogénicos productores obligados de hidrógeno (OHPA)”, este proceso es conocido como acetogénesis.

3.9.4 Metanogénesis

Esta etapa es la última del proceso de digestión anaerobia, es la conversión bacteriana de los compuestos intermediarios en productos finales más simples (principalmente el dióxido de carbono y el metano). Es considerada la etapa más lenta del proceso de degradación anaerobia (Mara y Horan, 2003).

Las bacterias metanogénicas pertenecen al reino *Archaea*, son anaerobias estrictas, las cuales producen metano como principal producto del metabolismo energético.

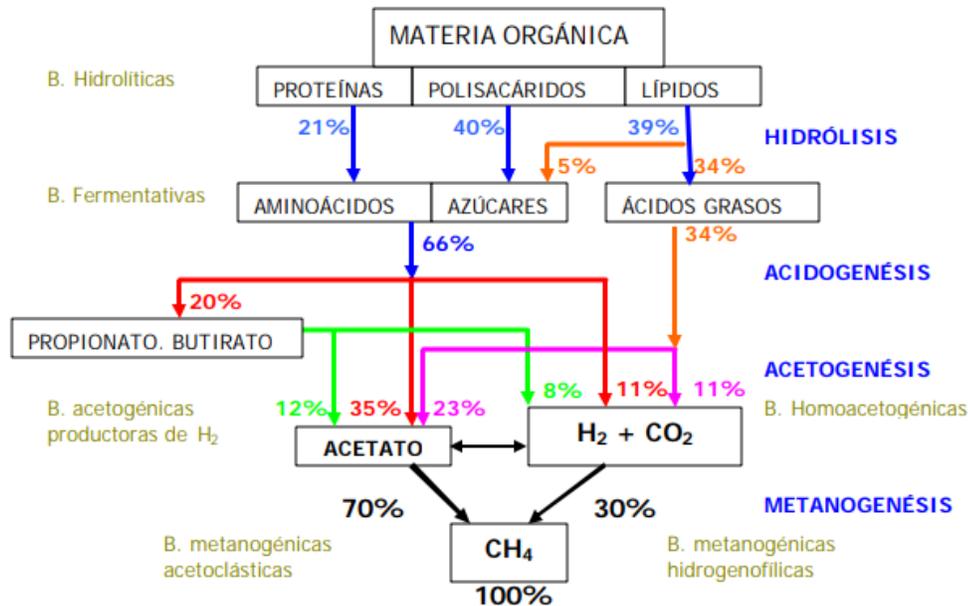


Figura 3. Etapas del proceso de la digestión anaerobia (Apples *et al.*, 2018).

Los tratamientos anaerobios han despertado gran interés en las últimas décadas. Lo que se le atribuye principalmente a dos factores: 1) al reconocimiento de las ventajas de los procesos anaerobios, 2) al mayor entendimiento de la microbiología y bioquímica anaerobia junto con los avances de la ingeniería de procesos (Sarti *et al.*, 2007).

3.10. TECNOLOGÍA DE LOS PROCESOS ANAEROBIOS

En cuanto a las tecnologías anaerobias disponibles, una de las características que permite hacer distinciones entre los reactores anaerobios y aerobios, es la forma en que la biomasa se puede encontrar, ya sea fija o suspendida al interior del reactor. De acuerdo a esta característica se muestran en la siguiente tabla los distintos tipos de reactores que existen (Chamy *et al.*, 2003).

Tabla 2. Clasificación de reactores anaerobios de acuerdo al tipo de biomasa (Chamy *et al.*, 2003).

Biomasa suspendida	Biomasa fija	Biomasa autoinmovilizada
Por lotes	Filtro anaerobio	UASB
RCTA	De lecho suspendido	EGSB
Contacto	Lecho fluidizado	

3.11. Tipos de reactores anaerobios

No existe un tipo de reactor que sea el adecuado para todas las situaciones, debido a la existencia de diversos factores que influyen en el proceso como: la naturaleza del agua residual, el caudal, la disponibilidad de espacio, los costes de inversión y operación, etc. Por esta razón se han desarrollado una variedad muy grande de reactores anaerobios, los cuales se clasifican en dos grandes grupos dependiendo de la velocidad de carga con la que pueden operar.

- 1.- Reactores de baja carga.
- 2.- Reactores de alta carga.

3.12. Reactores de baja carga

El sistema más representativo de los reactores de baja carga, es el reactor de contacto anaerobio, el cual es la versión anaerobia del sistema de fangos activados, debido a que la biomasa forma flóculos que se mantienen suspendidos y se separan del efluente en un decantador externo para ser devueltos al tanque de contacto (Pipyn *et al.*, 1993).

3.13. Reactores de alta carga

La principal diferencia entre los reactores de baja carga y los reactores de alta carga, es que los reactores de alta carga pueden retener elevadas concentraciones de biomasa en su interior, con ello se compensa la baja

velocidad de crecimiento de los microorganismos anaerobios, y por tanto, tienen la capacidad de tratar elevadas cargas orgánicas.

Estos reactores se dividen en dos grupos, dependiendo de la forma en que la biomasa es retenida.

3.14. Reactores de biomasa suspendida

En los reactores de biomasa suspendida los microorganismos se asocian en flóculos, los cuales se encuentran suspendidos en el líquido gracias al mezclado, los cuales presentan un área superficial alta, lo que les permite una buena penetración de nutrientes y oxígeno. Al final del proceso, es utilizado un tanque sedimentador que sirve para separar los microorganismos de la fase líquida y recircular una parte de la biomasa. Un ejemplo de este tipo de reactores es el sistema de lodos activados (Nava *et al.*, 2014).

Estos reactores presentan problemas operativos como la flotación de lodos debido a la presencia en exceso de bacterias filamentosas, como una consecuencia de los bajos niveles de oxígeno disuelto y pH, variaciones de temperatura, deficiencia de nutrientes, tiempos de retención celular altos y de las relaciones bajas de A/M (alimento/microorganismos) (Martins *et al.*, 2004).

El principal representante de los reactores de biomasa suspendida es el reactor anaerobio de lecho de fangos, UASB (Upflow Anaerobic Sludge Blanket).

3.15. Reactores de biomasa adherida (biopelículas)

En estos reactores los microorganismos crecen adheridos a un material inerte, ya sea sintético (espumas, plásticos, cerámicas, entre otros) o natural (principalmente carbón, rocas, basalto, entre otros). En este tipo de reactores las bacterias se adhieren a la superficie del material mediante la producción de sustancias poliméricas extracelulares (SPE) las cuales actúan como pegamento, permitiendo así el crecimiento de la biopelícula. La eficiencia de estos sistemas en el tratamiento de aguas residuales con alta carga orgánica, radica en la capacidad que tienen estos reactores de almacenar una alta concentración de

biomasa; la actividad metabólica es atribuida a la alta concentración de nutrientes adheridos a la biopelícula y a la interacción de las diferentes especies microbianas; presenta mejor resistencia a la toxicidad, esto es por el efecto protector de la matriz extracelular, la que puede reducir la concentración de sustancias tóxicas en la biopelícula (Cohen, 2001).

Los reactores de biomasa adherida presentan ventajas con respecto al sistema de lodos activados (Odegaard *et al.*, 1994):

- 1) El proceso es más compacto debido a la disponibilidad de una mayor área de superficie específica.
- 2) No se requiere de una recirculación de lodos para mantener concentraciones altas de biomasa.
- 3) Se presentan tasas de nitrificación y desnitrificación muy altas, esto es debido a la coexistencia de una actividad metabólica anóxica y aerobia dentro del mismo reactor.

3.16. Reactores anaerobios de película fija

La finalidad de retener el mayor tiempo posible las células bacterianas en el reactor, como es el caso del filtro anaerobio, llevo a desarrollar reactores en los que fuera posible la retención de biomasa, para lo cual es necesario proporcionar un medio de soporte en el que las bacterias puedan fijarse y a su vez puedan desarrollarse grandes colonias sobre la superficie del material de soporte.

En los digestores de película fija el tiempo de retención de sólidos resulta muy prolongado, por lo que el proceso se ve favorecido, al tener una concentración de biomasa más elevada. Los reactores de película fija se han desarrollado, mayormente para operar con flujo ascendente; en los que el agua de desecho simplemente fluye a lo largo del tanque de reacción y el contacto de ella con las células bacterianas provoca las reacciones de degradación de la materia orgánica (Mejía, 1996).

Debido al desarrollo de los modelos de reactores de película fija se ha logrado la aplicación de la digestión anaerobia en el tratamiento de las aguas residuales

industriales con altas concentraciones de materia biodegradable en forma soluble con buen éxito.

3.17. SOPORTES

La selección de un medio de soporte con características físicas y químicas adecuadas influye de manera directa sobre la adherencia de la biopelícula; éstas son porosidad (con la finalidad de permitir un intercambio constante de materiales), estabilidad biológica y química, facilidad de operación y regeneración, superficie específica (una superficie amplia para la adherencia celular), resistencia a solventes, enzimas y a cambios de presión, entre otras (Solano y Rangel, 2006). Los microorganismos se adhieren en la superficie y crean una película biológica.

Las dimensiones del material de soporte dependerán de la naturaleza de las aguas residuales a tratar, para poder garantizar el máximo contacto entre la biopelícula y el contenido de materia orgánica del afluente (Cruz, 2009).

Teniendo como principal finalidad permitir la acumulación de grandes cantidades de biomasa, con un constante aumento de tiempos de retención celular, actúa como una barrera física, la cual evita que los sólidos sean arrastrados en el efluente y mejora el contacto entre los componentes del afluente y los sólidos biológicos que se encuentran contenidos en el biofiltro (Dorado *et al.*, 2010)

3.18. Soportes naturales

Con el desarrollo de nuevos materiales de soporte para los microorganismos, los procesos de biopelículas han recibido mayor atención en el tratamiento de las aguas residuales domésticas e incluso de las aguas residuales industriales. (Zhang *et al.*, 2010). Los materiales de soportes naturales más comúnmente utilizados son: ixtle, bambú, luffa, coyonoxtle, caña de azúcar, fibras de coco y conchas de ostras.

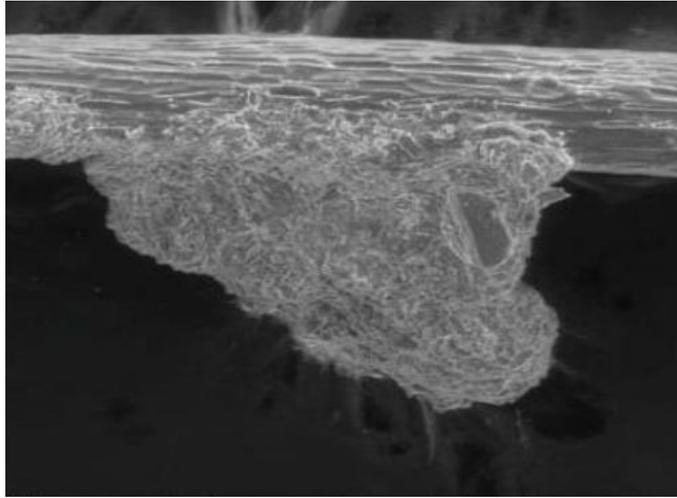


Figura 4. Biopelícula soportada en fibra de ixtle (Vázquez-Solano *et al.*, 2014)

3.19. Soportes sintéticos

Por otra parte, se han empleado un gran número de polímeros sintéticos, entre ellos, espuma de poliuretano, cloruro de polivinilo y polipropileno, los cuales presentan las características mencionadas anteriormente, y cuya implementación ha permitido alcanzar grados diferentes de eficiencia en procesos de tratamientos de las aguas residuales. Existe una gran variedad de polímeros sintéticos, de los cuales muchos constituyen componentes mayoritarios de una grande gama de productos descartables de uso cotidiano, la determinación su capacidad para la inmovilización de biomasa microbiana resulta ser una muy buena estrategia de aprovechamiento alternativo de dichos materiales, optimizando el desempeño de sistemas de tratamientos biológicos de las aguas residuales.

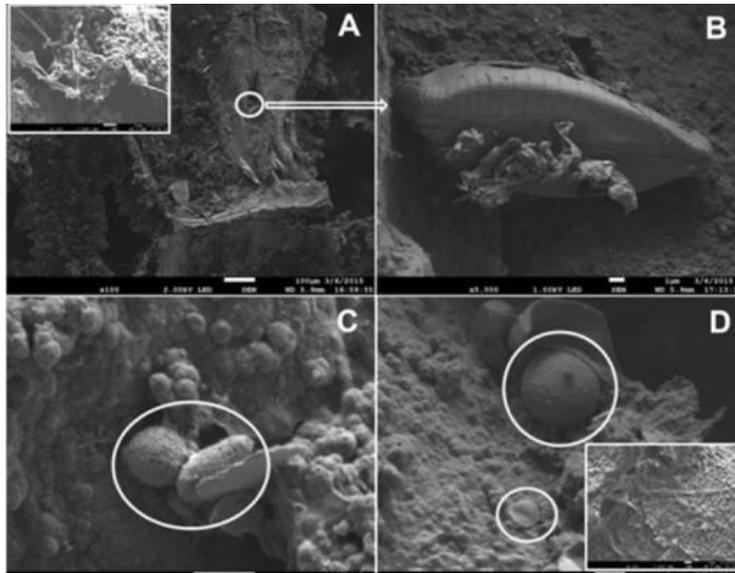


Figura 5. Formación de biopelícula bacteriana en la superficie de un compuesto de poliuretano, grafito y polipirrol (Pérez-Rodríguez *et al.*, 2016)

3.20. BIOPELÍCULA

Las biopelículas son conglomeraciones complejas de microorganismos, las cuales pueden ser de una o varias especies, contenidas dentro de una matriz extracelular, adheridos a superficies abióticas o bióticas (Sánchez *et al.*, 2014). Compuestas principalmente por polisacáridos, proteínas y pueden contener algunas veces lípidos, ácidos nucleicos y otros biopolímeros. En los sistemas de tratamientos basados en biopelículas, los microorganismos tienden a unirse entre sí, a adherirse a distintas superficies sólidas, a reproducirse y a crecer a través de la producción de polisacáridos extracelulares (PEC).

Las biopelículas que tienden a desarrollarse sobre materiales porosos son más estables y resistentes (Cunningham *et al.*, 1990; Iwai y Kitao, 1994).

Las biopelículas han cobrado gran importancia en el tratamiento de las aguas residuales, esto se debe a que la concentración de la biomasa puede llegar a ser hasta diez veces mayor que la concentración en cultivo líquido (Casey *et al.*, 1999).

3.21. Formación de la biopelícula:

La formación de las biopelículas es un proceso dinámico y complejo, la adhesión de los microorganismos a las diferentes superficies se encuentra influenciada por variables diferentes que influyen directamente sobre la especie bacteriana, estas variables son: son: la composición de la superficie celular, la naturaleza de las superficies, la disponibilidad de nutrientes, la hidrodinámica y la comunicación célula a célula (Vanegas *et al.*, 2009).

Las biopelículas se forman cuando las células se adhieren a alguna superficie mediante una matriz compleja, la cual está compuesta por productos de secreción de naturaleza polimérica. La matriz puede facilitar la adhesión de las células, así como la adhesión de sustancias nutritivas, con lo que se logra una mayor concentración disponible para las células (Robledo y Angelo, 2017).

3.21.1. Se reconocen 5 etapas para el establecimiento de las biopelículas

- 1) Acondicionamiento de la superficie por adsorción de materia orgánica. El crecimiento de las bacterias en superficies depende de la interacción entre diferentes factores de la superficie bacteriana y del sustrato, así como del medio ambiente que los rodea.
- 2) Transporte de las células y de los nutrientes al sitio de adherencia. Después del acondicionamiento de la superficie ocurre la deposición y la adhesión reversible de las células bacterianas.
- 3) Inicio del proceso de adhesión bacteriana (todavía reversible), por medio de atracción electrostática. Fenómeno que ocurre pasivamente a través del movimiento browniano, por simple sedimentación o por medio del movimiento activo de bacterias flageladas, lo cual permite el establecimiento de interacciones físicas y electrostáticas entre la superficie bacteriana y el sustrato.
- 4) Crecimiento celular, colonización y adhesión irreversible. Esta etapa consiste en la adhesión irreversible de las bacterias, debido a la producción de SPE (sustancias poliméricas extracelulares) y a la estimulación de proteínas receptoras de la pared bacteriana, así también se lleva a cabo el desarrollo de puentes célula a célula que une a las

células unas con otras, lo que le proporciona estabilidad la estructura formada en el proceso llamado maduración. El siguiente período es la colonización de la superficie, período en el que las bacterias adheridas crecen formando microcolonias, las cuales se consideran como las unidades fundamentales de una biopelícula.

- 5) En esta etapa la biopelícula presenta una actividad metabólica alta y liberación de células localizadas en la periferia. Una vez que la biopelícula ha madurado, las células se dispersan a otras regiones. Inicialmente se pensaba que ese proceso era pasivo y que dependiente de las fuerzas de arrastre del medio, estudios recientes han demostrado que la dispersión es un proceso activo y que este se encuentra estrictamente regulado por las células adheridas. Asimismo, las condiciones ambientales interfieren en la dispersión de la biopelícula entre las que se incluyen la disponibilidad de nutrientes, los niveles de oxígeno, el pH y la presencia de algunos compuestos químicos.

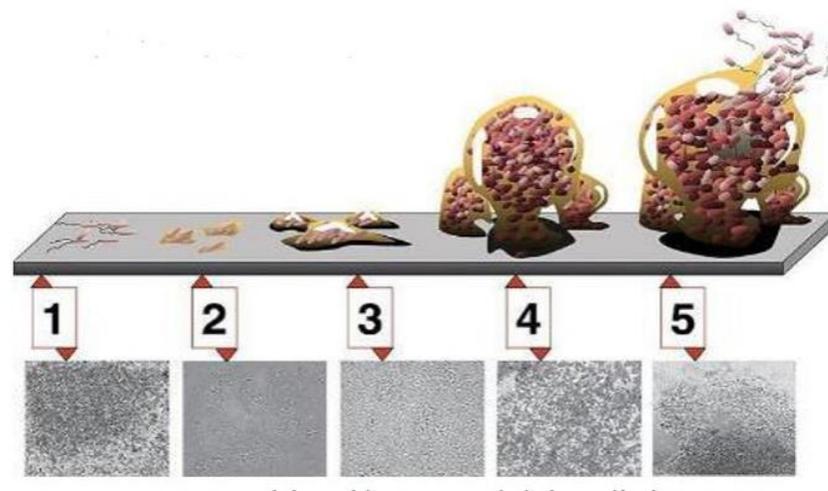


Figura 6. Etapas del desarrollo de la biopelícula (Balaban *et al.*, 2007).

3.22. Ventajas de la biopelícula

La agrupación de las bacterias en colonias les brinda protección ante posibles condiciones adversas del medio. Los microorganismos formadores de

biopelículas poseen ciertas ventajas sobre los microorganismos suspendidos: 1) Su permanencia dentro del sistema es mayor; 2) Su tasa de crecimiento es mayor; 3) Presentan un incremento en su actividad metabólica; y 4) Presentan una mayor resistencia a la toxicidad (Lapo *et al.*, 2015).

3.23. Desventajas de la biopelícula

Dentro de las desventajas de la biopelícula se hace referencia a la industria alimentaria, debido a que los microorganismos que la constituyen son muy difíciles de erradicar, ya que son extremadamente resistentes a los desinfectantes. Por lo anterior las industrias deben implementar programas de limpieza y desinfección para su eliminación.

Las bacterias formadoras de biopelículas han desarrollado resistencia a los antibióticos debido a varios factores, por ejemplo, se ha demostrado que las bacterias muestran varios fenotipos con un amplio de reservorio para la liberación continua de bacterias a los alimentos procesados en contacto con las superficies. La formación de biopelículas bacterianas o “biofilms” afectan de manera directa a la industria alimenticia en la producción y calidad de sus productos, en la heterogeneidad replicativa y 39 metabólica, lo cual interfiere en la acción de los antibióticos, así como en la composición de la biopelícula y en su estructura dificulta la acción de los antibióticos (Vanegas *et al.*, 2009).

3.24. Ciclo de vida de las biopelículas

Se describe el ciclo de vida de las biopelículas bacteriana bajo dos pasos y representa esquemáticamente (figura 5) (Küng *et al.*, 2011):

- Primero. Las bacterias se adhieren reversiblemente a una superficie.
- Segundo. El apego se convierte en permanente y las biopelículas comienzan a crecer. A partir de una biopelícula madura, las bacterias pueden separarse y propagarse para colonizar nuevas superficies.

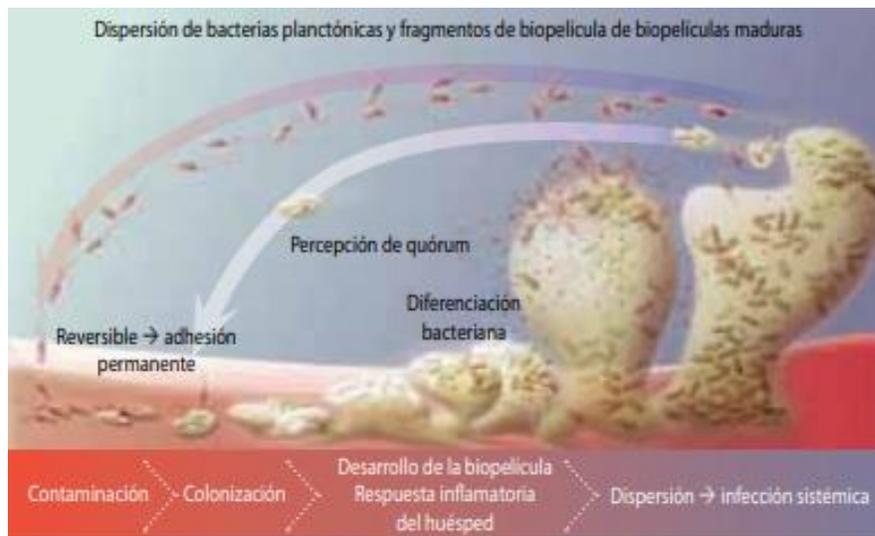


Figura 7. Representación esquemática de la biopelícula polimicrobiana en formación (Küng, 2011).

3.25. Sistema de comunicación entre bacterias

La comunicación celular entre puede ser desencadenada por moléculas pequeñas de señalización, estas se difunden en los espacios intercelulares. El proceso de comunicación bacteriana debido a que cada bacteria unida a una superficie produce una molécula señal que anuncia la presencia de las mismas, de modo que mientras más bacterias se unen, se incrementa la concentración de esta señal. Una vez se logra esto, se inducen fenómenos diferentes para, asumir la diferenciación de la biopelícula (Sarduy y Gonzales, 2016).

El “quorum sensing” se encarga de la regulación de diversas funciones como movilidad, la expresión de factores de virulencia, producción de antibióticos, esporulación, intercambio del material genético, así como el desarrollo de la biopelícula (Sauer *et al.*, 2007).

4. MATERIALES Y MÉTODOS

4.1 Ubicación del experimento

El experimento se realizó en el laboratorio de Biotecnología, perteneciente al Departamento de Botánica de la Universidad Autónoma Agraria Antonio Narro ubicada en Buenavista, Saltillo, Coahuila, México a los 25°21'13" latitud norte, 101°02'01" longitud oeste y una altura de 1758 metros sobre el nivel del mar.

4.2. Tipo de agua y lugar de colecta

Para la experimentación se colectó agua residual proveniente del rastro TIF 377 ubicado en la carretera a Zacatecas km 8.

4.3. Material experimental

Se utilizó un reactor de acrílico con capacidad de 1.8 litros (figura 8), al reactor se le realizaron dos perforaciones una para la entrada (influyente) y otra para la salida (efluente), este fue operado en un régimen de flujo continuo por lo que fue alimentado por medio de una bomba peristáltica.



Figura 8. Reactor de acrílico utilizado en esta investigación.

4.4 Establecimiento del experimento

El reactor fue empacado con 14 gramos de fibra de *Agave sisalana* recubierta con pirrol y anilina. Se le agregaron 500 mililitros de lodo anaerobio recolectado de la planta de tratamiento de agua residual de la UAAAN ubicada a un costado del Jardín Botánico con el fin de formar una biopelícula y 500 ml de agua residual del rastro (ARR) para la inducción de los microorganismos a los sustratos contenidos en esta agua (figura 9). El reactor fue operado en flujo continuo con recirculación por 15 días.



Figura 9. Fase de establecimiento del biofiltro.

4.5. Arranque del reactor

Al pasar los 15 días (8 de Mayo del 2018), el régimen de recirculación fue detenido, y el reactor fue alimentado en forma continua sin recirculación con ARR con lo cual se inició el monitoreo (figura 9).



Figura 9. Reactor empacado con *Agave sisalana* después de la recirculación.

4.6. Parámetros a monitorear

Los parámetros analizados fueron la demanda química de oxígeno (DQO), los sólidos totales suspendidos (STS), los sólidos totales disueltos (STD), las coliformes totales (CT), las coliformes fecales (CF) y pH en el influente y efluente.

4.6.1. pH

El pH se determinó utilizando un potenciómetro de la marca Analytical Instruments modelos 16WTR001-PHT-026 y/o tira indicadora marca FERMONT.

4.6.2. Temperatura

La temperatura (máxima y mínima) fue tomada de la página de Internet AccuWeather.

4.6.3. Conductividad eléctrica

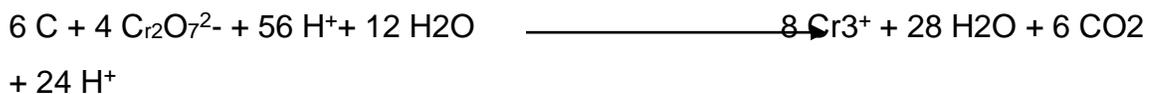
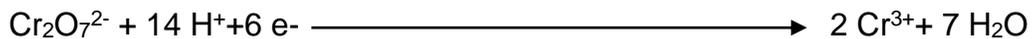
La conductividad eléctrica fue medida con un medidor multiparamétrico Orion Star™ modelo A215.

4.6.4. Determinación de demanda química de oxígeno de acuerdo a la Norma Mexicana NMX-AA-030/2-SCFI-2011

La demanda química de oxígeno es la cantidad de oxígeno necesario para la oxidación de la materia orgánica e inorgánica presentes en una muestra de agua. Se entiende por demanda química de oxígeno (DQO) como la cantidad de materia orgánica e inorgánica en un cuerpo de agua, susceptible de ser oxidada por un oxidante fuerte. Se expresa en mg/L de oxígeno.

La materia orgánica es oxidada por el dicromato de potasio en un medio fuertemente ácido en presencia del catalizador (Ag_2SO_4 y H_2SO_4) La coloración pasa de un color amarillo a verde-azul y se lee a una absorbancia de 600 nm. Esta es la base de las mediciones de los reactores anaerobios las condiciones de los parámetros de operación para los tratamientos de efluentes industriales y urbanos.

Reacción



Amarillo

Verde-azul

Materiales y equipo

- Espectrofotómetro HACH DR/500.
- Digestor HACH DRB/200
- Tubos con tapón de rosca (Hach).
- Micropipetas Labmate Soft 1% 5mL, 100% 1000 uL.
- Centrifuga SOLBAT J600.
- Frascos ámbar de 1 litro.
- Matraces de aforación de 1 litro.
- Dicromato de potasio ($K_2CR_2O_7$).
- Sulfato de plata (Ag_2SO).

Solución Digestora para altas concentraciones (mayores a 75 mg DQO/l)

Secar durante 2 horas a 103°C, 20 g. de $K_2CR_2O_7$ (Dicromato de Potasio). Enfriar en un desecador y pesar 10.216 g. de dicromato, pasar este dicromato a un matraz de aforación de un litro y añadirle 500 ml de agua destilada, adicionar 33.3 g de $HgSO_4$ (sulfato mercúrico), adicionar 167 ml de ácido sulfúrico concentrado lentamente por ser una reacción exotérmica en baño de hielo, por último aforar a 1 litro con agua destilada cuando la mezcla se haya enfriado, en el caso de que no todas las partículas se hayan disueltos, se mezcla con un agitador magnético, para después pasar esta mezcla a un frasco ámbar, ya que puede sufrir una descomposición por la luz. Pesar los reactivos en material de vidrio o plástico.

Solución de sulfato de plata en ácido sulfúrico

Pesar con precisión 15 g de sulfato de plata, pasar este compuesto a un matraz de aforación de 1 litro, aforar a 1 litro con ácido sulfúrico concentrado, dejarlo reposar durante dos días en un lugar seco y oscuro para su completa disolución. Después pasar esta solución a un frasco ámbar.

Procedimiento

1. Centrifugar la muestra problema por 5 minutos a 1500 revoluciones por minuto.
2. En un tubo Hach añadir 3.5 ml de la solución de ácido plata y 1.5 ml de la solución de dicromato de potasio.
3. Agregar 2.5 ml de la muestra problema (ARRT), cerrar bien con el tapón de rosca; es necesario realizar un blanco. (con agua destilada).
4. Agitar lentamente por inversión. Colocar los tubos en el Digestor durante 2 horas a 159°C.
5. Sacar los tubos del digestor y dejar enfriar a temperatura ambiente. Leer la absorbancia en el espectrofotómetro a una longitud de onda de 620 nm

4.7. Determinación de sólidos totales y sólidos suspendidos totales de acuerdo a la Norma mexicana NMX-AA-034-SCFI-2015

Esta norma mexicana establece el método para la medición de sólidos y sales disueltas y aplica para aguas naturales, residuales y residuales tratadas. Es de aplicación nacional.

El principio de este método se basa en la medición cuantitativa de los sólidos y sólidos disueltos así como la cantidad de materia orgánica contenidos en aguas naturales, residuales y residuales tratadas, mediante la evaporación y calcinación de la muestra filtrada o no, en su caso, a temperaturas específicas, en donde los residuos son pesados y sirven de base para el cálculo del contenido de estos.

Sólidos suspendidos totales (SST): Es el material constituido por los sólidos sedimentables, los sólidos suspendidos y coloidales que son retenidos por un filtro de fibra de vidrio con poro de 1,5 μm secado y llevado a masa constante a una temperatura de 105 °C \pm 2 °C.

Sólidos Totales (ST): Es el residuo que permanece en una cápsula después de evaporar y secar una muestra a una temperatura de 105 °C \pm 2 °C.

Equipo

- Horno de secado capaz de mantener una temperatura de $105\text{ }^{\circ}\text{C} \pm 2\text{ }^{\circ}\text{C}$.
- Balanza analítica calibrada, con una resolución de 0,1 mg.
- Mufla eléctrica capaz de mantener una temperatura de $550\text{ }^{\circ}\text{C} \pm 50\text{ }^{\circ}\text{C}$.
- Equipo de filtración al vacío.
- Parrilla de calentamiento.
- Materiales:
- Cápsulas de evaporación (porcelana, níquel o platino), del tamaño acorde al volumen de la muestra.
- Desecador, provisto con un desecante o con control de humedad.
- Filtro de fibra de vidrio. Los filtros deberán ser circulares, con una porosidad de $1.5\text{ }\mu\text{m}$ y del diámetro correspondiente para adaptarse perfectamente en el dispositivo de filtrado.
- Soporte de secado: charola de aluminio o Crisol Gooch.
- Dispositivo de filtración o Crisol Gooch.
- Pinzas para cápsula y/o crisol.
- Probeta.

Reactivos y patrones

Todos los productos químicos usados en este método deben ser grado reactivo, a menos que se indique otro grado.

Cuando se indique agua debe entenderse agua que cumpla con las siguientes características: a) Conductividad máx: $5,0\text{ }\mu\text{S/cm}$ a $25\text{ }^{\circ}\text{C}$, y b) pH: 5,0 a 8,0.

El tiempo máximo de almacenamiento previo al análisis es de 7 días y almacenarlas a una temperatura de $4\text{ }^{\circ}\text{C} \pm 2\text{ }^{\circ}\text{C}$.

Es conveniente que para muestras provenientes de reactores biológicos el análisis se realice dentro de las 24 h posteriores a la toma de muestra para minimizar la interferencia por generación de biomasa.

Al menos recolectar un mínimo de 600 mL de muestra en envases de plástico o vidrio y taparse inmediatamente después de la recolecta. Pueden utilizarse muestras compuestas o simples. Evitar llenar los recipientes completamente (hasta el borde) para permitir eficientemente la homogenización por medio de la agitación.

Procedimiento

Preparación de cápsulas

- Introducir las cápsulas al horno a una temperatura de $105\text{ }^{\circ}\text{C} \pm 2\text{ }^{\circ}\text{C}$, 20 min como mínimo. Únicamente en el caso de la medición de sólidos volátiles, las cápsulas posteriormente se introducen a la mufla a una temperatura de $550\text{ }^{\circ}\text{C} \pm 50\text{ }^{\circ}\text{C}$, durante 20 min como mínimo.
- Después de este tiempo transferirlas al horno. Trasladar la cápsula al desecador y dejar enfriar por 20 min como mínimo.
- Pesar las cápsulas y repetir el ciclo horno-dsecador y hasta obtener una diferencia $\leq 0,0005\text{ g}$ en dos pesadas consecutivas.
- Registrar como m_1 considerando para los cálculos el último valor de la masa.

Preparación de dispositivo de filtración y/o soportes de secado

- Utilizar filtro de fibra de vidrio que adapte al dispositivo de filtración y/o secado y/o charola de aluminio, con la ayuda de unas pinzas colocarlo con la cara rugosa hacia arriba en el dispositivo de secado y/o filtración.
- El soporte de secado con el filtro se introduce al horno a $105\text{ }^{\circ}\text{C} \pm 2\text{ }^{\circ}\text{C}$ durante 20 min como mínimo, después de este tiempo transferirlo a un desecador.
- Pesar el dispositivo de filtración y/o soportes de secado y repetir el ciclo horno desecador hasta obtener una diferencia $\leq 0,0005\text{ g}$ en dos pesadas consecutivas. Registrar como m_2 , considerando para los cálculos el último valor de la masa.

Preparación de la muestra

Las muestras deben estar a temperatura ambiente al realizar el análisis. Agitar las muestras para asegurar la homogeneización.

Medición de sólidos suspendidos totales (SST)

Se recomienda seleccionar el volumen de muestra de acuerdo a las características de esta. Homogeneizar la muestra mediante agitación vigorosa del envase, transferir de forma inmediata y en un solo paso un volumen adecuado de muestra a una probeta.

Filtrar la muestra:

- A través del filtro colocado en el crisol Gooch, o
- A través del filtro que es tomado de la charola de aluminio y colocado en el equipo de filtración con ayuda de unas pinzas.
- Enjuagar la probeta con el volumen suficiente para arrastrar los sólidos y verter en el filtro.
- Calcular el contenido de sólidos suspendidos totales (SST) de las muestras como sigue:

$$SST = \frac{(m_6 - m_2)}{V} 1\,000\,000$$

Dónde:

m_2 : es la masa del soporte de secado con el filtro antes de la filtración, en g.

m_6 : es la masa del soporte de secado con el filtro, en g.

V: es el volumen de muestra, en mL.

Medición de sólidos totales (ST)

- Se recomienda seleccionar el volumen de muestra de tal manera que el residuo seco sobre la cápsula se encuentre en un intervalo de masa de 2,5 mg a 200 mg.
- Transferir la muestra a la cápsula previamente puesta a masa constante y evaporar a sequedad en el horno de secado a $105\text{ °C} \pm 2\text{ °C}$.
- En caso de utilizar placa de calentamiento llevar a casi sequedad sin llegar a ebullición de la muestra y posteriormente pasar al horno de secado a $105\text{ °C} \pm 2\text{ °C}$ para su secado total por una hora.
- Trasladar la cápsula al desecador y dejar enfriar por 20 min como mínimo. Llevar la cápsula a masa constante repitiendo el ciclo horno-desecador, hasta obtener una diferencia $\leq 0,0005\text{ g}$ en dos pesadas consecutivas. Registrar como m_3 , la última masa obtenida.
- Calcular el contenido de sólidos totales de las muestras como sigue:

$$ST = \frac{(m_3 - m_1)}{V} \cdot 1\,000\,000$$

Dónde:

ST: son los sólidos totales, en mg/L.

m_3 : es la masa de la cápsula con el residuo, después de la evaporación, en gramos.

m_1 : es la masa de la cápsula vacía a masa constante, en gramos

V: es el volumen de muestra, en mL.

4.8. Determinación de coliformes totales y coliformes fecales de acuerdo a la Norma Mexicana NMX-AA-042-SCFI-2015

La presencia y el grado de contaminación fecal es un factor importante en la evaluación de la calidad de un cuerpo de agua. Examinar muestras de agua para detectar presencia de organismos del grupo de las bacterias coliformes (los cuales normalmente habitan el intestino humano y de otros animales de sangre caliente), provee un indicador de contaminación. Ya que la habilidad de algunos organismos miembros del grupo de las bacterias coliformes de sobrevivir en el agua es limitada, su cantidad puede también ser utilizada para estimar el grado de contaminación fecal reciente.

La presente norma mexicana especifica el método enumeración en agua de organismos coliformes, organismos coliformes fecales (termotolerantes) y *Escherichia coli* (*E. coli*) mediante cultivo en un medio líquido contenido en tubos múltiples y cálculo de su número más probable en la muestra, en aguas naturales, residuales y residuales tratadas. Es de aplicación nacional.

Organismos coliformes totales (CT): Organismos aerobios o anaerobios facultativos capaces de crecer a 35 °C en un medio líquido de lactosa, con producción de ácido y gas en un período de 48 h.

Escherichia coli (*E. coli*): organismos coliformes fecales (termotolerantes), los cuales además producen indol a partir de triptófano en un lapso de 24 h a 44,5 °C ± 0,2 °C.

Principio

Inoculación de alícuotas de muestra, diluida o no diluida, en una serie de tubos en medio líquido selectivo conteniendo lactosa. Examen de los tubos después de 24 h y de 48 h incubados a 35 °C ± 0,5 °C. Subcultivo de cada tubo que muestre turbidez y producción de gas en un medio confirmativo más selectivo y, cuando se busca *E. coli* se subcultiva en un medio donde pueda ser demostrada la formación de indol. Incubación de estos medios confirmativos por un periodo de 24 h a 48 h ± 3 h ya sea a 35 °C ± 0,5 °C para la enumeración de organismos coliformes y de 44,5 °C ± 0,2 °C por 22 h a 26 h para organismos coliformes termotolerantes y *E. coli*. Mediante tablas estadísticas, cálculo del número más probable (NMP) de organismos coliformes, organismos coliformes termotolerantes y *E. coli* expresadas como contenidas en 100 mL de la muestra a partir del número de tubos positivos en los resultados confirmativos.

Diluyente, medios de cultivo y reactivos

Materiales básicos

Usar ingredientes de calidad uniforme y sustancias químicas de grado analítico para la preparación de los medios de cultivo y reactivos, seguir. Usar medios completamente deshidratados y seguir estrictamente las instrucciones del fabricante.

El agua para la preparación de medios de cultivo y disoluciones, debe ser destilada o desionizada libre de sustancias que puedan inhibir el crecimiento, con conductividad ≤5 µS/cm.

Medios de cultivo para prueba presuntiva

- Usar uno de los siguientes medios de cultivo:
- Caldo lauril triptosa (lactosa) o caldo lauril sulfato de sodio.

Medios de cultivo para prueba confirmativa

- Caldo lactosa bilis verde brillante para coliformes totales y coliformes fecales.
- Caldo EC para coliformes fecales termotolerantes.

Equipo y materiales

- Horno para esterilización por calor seco con temperatura de 170 °C a 175 °C durante 2 h ó 180 °C durante 1 h.
- Autoclave que alcance y mantenga una temperatura de al menos 121 °C o una presión manométrica de 103 kPa, durante 15 min.
- Incubadora o baño de agua con termostato controlado de 35 °C ± 0,5 °C.
- Incubadora o baño de agua con termostato controlado de 44,5 °C ± 0,2 °C.
- Medidor de pH.
- Frascos de vidrio o bolsas estériles para muestreo.
- Pipetas graduadas estériles.
- Cajas Petri.
- Tubos de fermentación (campanas Durham).
- Tubos de vidrio con tapón.
- Asas bacteriológicas.

Procedimiento

- Prueba presuntiva: antes del examen, mezclar la muestra agitándola vigorosamente para lograr una distribución uniforme de los

microorganismos dependiendo de la naturaleza del agua y el contenido bacteriano esperado, hacer las diluciones necesarias en esta etapa.

- Para preparar la muestra, realizar diluciones e inocular alícuotas en el medio presuntivo. Para alícuotas superiores o iguales a 10 mL, usar tubos conteniendo medio de cultivo de doble concentración.
- Utilizar series que constan de por lo menos 3 diluciones: 10 mL, 1,0 mL y 0,1 mL de muestra. Cada serie debe contar con 3 o 5 tubos.
- Incubación de los tubos: incubar los tubos inoculados de 24 h a 48 h \pm 3 h a 35 °C \pm 0,5 °C.
- Revisión de los tubos en cultivo presuntivo: examinar los tubos de cultivo a las 24 h de incubación y registrar como reacción positiva aquellos que muestren turbidez y formación de gas en el interior del tubo invertido (tubo de Durham). Continuar la incubación por 24 h \pm 3 h en aquellos tubos que no presenten estos cambios y examinar nuevamente.
- Pruebas confirmativas: la formación de gas y turbidez son resultados presuntivos de coliformes y es necesario realizar pruebas confirmativas, resembrar cada uno de los tubos con reacción positiva a tubos con caldos para prueba confirmativas según sea la determinación para coliformes totales, coliformes fecales termotolerantes y/o E. coli.
- Organismos coliformes totales: para confirmar la presencia de organismos coliformes, incubar los tubos con caldo lactosa bilis verde brillante resembrados a 35 °C \pm 0,5 °C y examinar la producción de gas en un periodo de 24 h a 48 h \pm 3 h.
- Organismos coliformes fecales (termotolerantes) y E. coli.: para confirmar la presencia de organismos coliformes fecales (termotolerantes), incubar los tubos con caldo EC o con caldo lactosa bilis verde brillante resembrados a una temperatura de 44,5 °C \pm 0,2 °C por 24 h \pm 2 h y examinar la producción de gas.
- Para confirmar la presencia de E. coli, incubar los tubos de agua triptonada o agua peptonada resembrados, a 44,5 °C \pm 0,2 °C por 24 h \pm 2 h. Después del periodo de incubación adicionar de 0,2 mL a 0,3 mL de reactivo de

Kovac o su equivalente, a todos los tubos resembrados; el desarrollo de una coloración roja en la parte superior del tubo después de una agitación suave, denota la producción de indol, característica de la presencia de E. coli, para enumerar el NMP/100 mL de E. coli se toma en cuenta la serie de tubos utilizada para expresión de resultados.

Expresión de resultados

Con el número de tubos de las pruebas confirmativas que hayan dado reacciones positivas, calcule el número más probable de organismos coliformes, organismos coliformes termotolerantes y E. coli en 100 mL de muestra, refiriéndose a las tablas estadísticas del NMP. En caso de que en la prueba presuntiva no muestre turbidez y producción de gas reportar el valor mínimo expresado en tablas correspondiente al número de tubos empleados.

Cuando se utilicen diluciones diferentes a las establecidas en las tablas, se aplicará la siguiente fórmula:

$$\frac{\text{NMP}}{100} \text{ mL} = \frac{10}{V} \times F \left(\frac{\text{NMP}}{100} \text{ mL} \right)$$

Dónde:

F= Valor de tablas NMP /ML, este se obtendrá de la combinación de tubos positivos y negativos donde se tengan todos los tubos positivos en una misma dilución y las 2 diluciones posteriores a esa combinación.

V= volumen mayor de muestra

10= factor de dilución.

5. RESULTADOS Y DISCUSIÓN

5.1. pH

En la figura 8 se muestra el comportamiento del pH en el agua residual del rastro sin tratar (influyente) y el agua tratada (efluente). Se observa que el pH del influyente fue estable la mayor parte del tiempo (generalmente 8). El pH en el efluente se mantuvo entre 7 y 8. Guinea *et al.*, (2000), reportó que un pH de 6.9 a 8 es considerado como óptimo para el crecimiento de los microorganismos y Chacón-Carrera (2018), menciona que la actividad biológica de los microorganismos es óptima en un rango de 6.0 a 8.0 (lo que implica una mayor remoción de materia orgánica. La neutralidad del pH es importante en el tratamiento, ayuda a evitar efectos negativos, como acidificación y formación de espumas, los cuales afectan la digestión anaerobia. El pH es un factor muy importante, ya que ayuda a mantener un rendimiento alto en la remoción de materia orgánica. En los procesos anaerobios, el ácido carbónico y los ácidos volátiles son los principales factores que afectan el pH. Cuando toda la alcalinidad del medio no es suficiente para la neutralización de los ácidos volátiles puede ocurrir una caída de pH (Cajigas-Cerón *et al.*, 2005).

Es importante conocer el pH del agua tratada, sin importar cuál será su uso, ya que se pueden determinar efectos tóxicos si es que existen, además es un parámetro que permite saber si el agua produce efectos en el ambiente y en los diferentes grupos de organismos (Bridgewater, 2007).

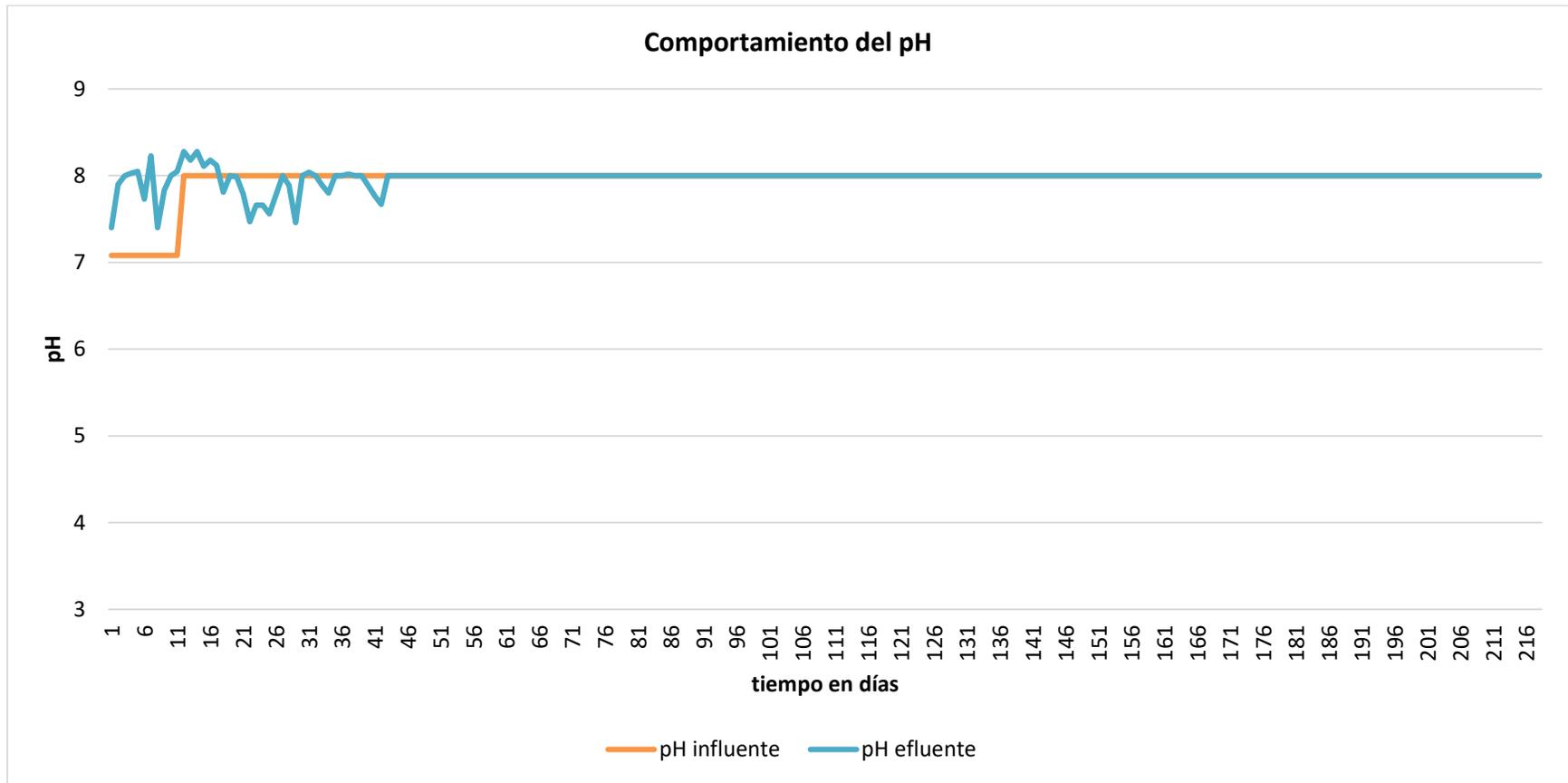


Figura 10. Comportamiento del pH en influente y efluente.

5.2. Relación de la DQO y la temperatura ambiental

La presencia de materia orgánica y la temperatura son fundamentalmente importantes para el metabolismo de las bacterias, siendo la temperatura un factor condicionante en las interacciones biológicas y de supervivencia que desarrollan las bacterias (Corrales *et al.*, 2015). La velocidad con la que se degrada la materia orgánica es superior en rangos termofílicos que, en los mesofílicos, presentando un grado mayor de eficacia en dicha remoción y en la destrucción de patógenos, lo cual es de especial importancia si se pretende dar uso al producto del tratamiento (REC, 2016). Esta regla generalmente aplica al tratamiento biológico convencional.

En la figura 12 se puede observar la relación entre la temperatura y la remoción de la demanda química de oxígeno resultante de esta investigación. La remoción no fue totalmente dependiente de la temperatura ambiental, ya que en la mayoría de los días calientes como fríos la remoción se mantuvo por arriba del 70% y muy pocos días inferior a este porcentaje. Del día 131 al 161 se observa una caída del porcentaje de remoción, pero después de estos días a pesar de que la temperatura máxima y mínima fueron más bajas se detectó un incremento en la remoción de la DQO, estos 31 días pudieron servir para que los microorganismos se aclimataran a la temperatura fría y mejoraran su desempeño. Espinoza y Rodríguez *et al.*, (2012), mencionan que las temperaturas influyen significativamente en la velocidad de degradación de la materia orgánica y Krishnaraj *et al.*, (2019), concluye que la variación de temperatura durante la etapa de operación es uno de los principales obstáculos en el proceso.

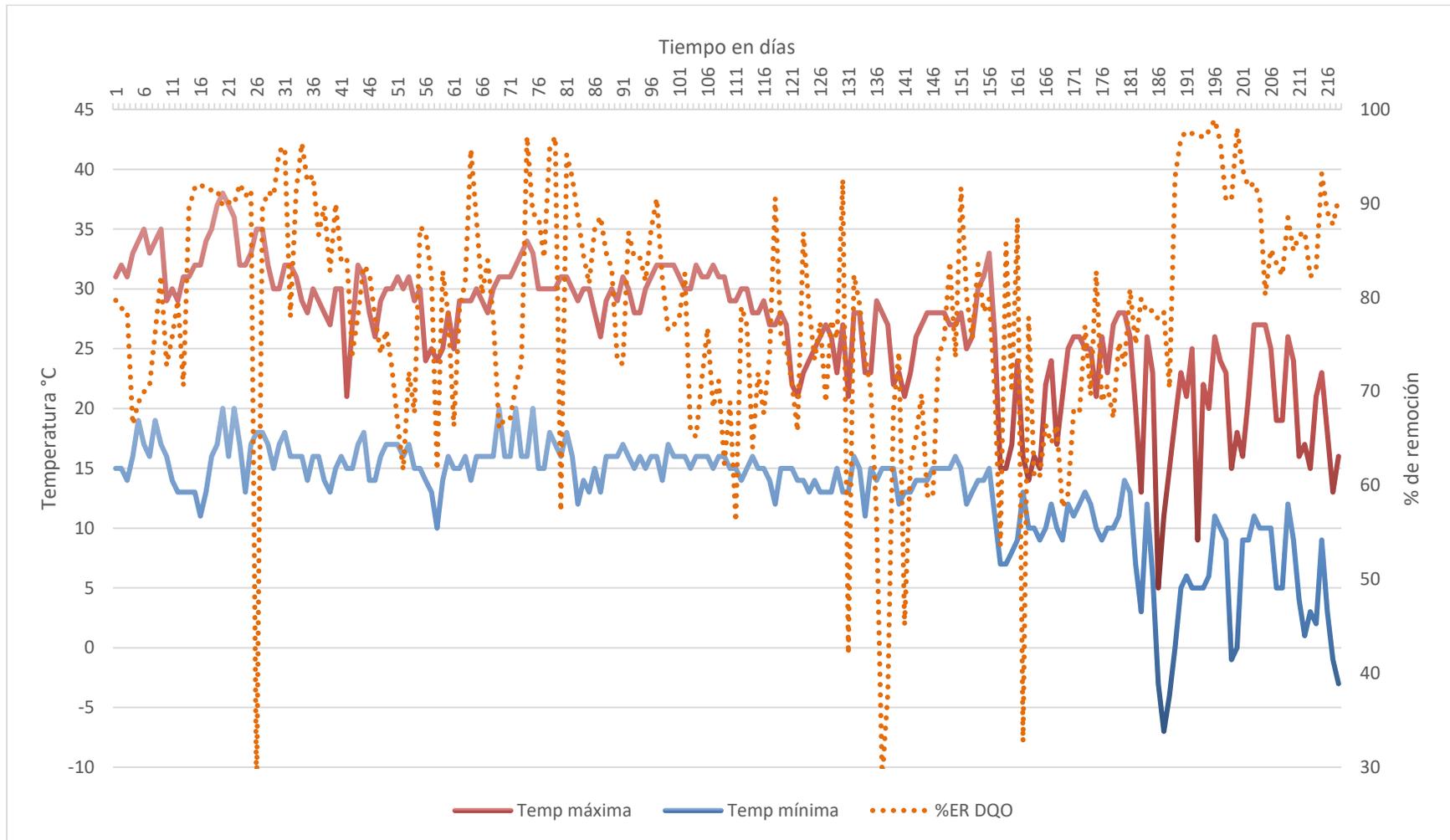


Figura 11. Relación del porcentaje de remoción de DQO en función de la temperatura ambiental.

5.3. Demanda química de oxígeno (DQO)

En la figura 10 se presenta el comportamiento de la DQO del agua residual sin tratar (influyente) y el agua residual tratada (efluente). Se observa que los mg/L de DQO en el agua residual sin tratar son variables durante los meses de monitoreo, los primeros treinta días se encuentra en un rango de 1100 mg/L, durante los días cuarenta a cuarenta y cinco hubo una baja en la concentración de DQO paso de 1100 mg/L a 900 mg/L manteniéndose así hasta los cien días de monitoreo, posteriormente los mg/L de DQO volvieron a bajar a partir del día cien y hasta el día ciento cincuenta manteniéndose en un rango de 886 mg/L, del día ciento cincuenta al ciento noventa los mg/L de DQO subieron nuevamente llegando a los 1000 mg/L, por último hacía los días doscientos a doscientos veinte los mg/L de DQO alcanzaron una concentración de 1700 mg/L. Estas variaciones son a causa del número y tipo de animales sacrificados durante la colecta. Según Signorini *et al.*, (2006) la composición de las aguas residuales de un rastro o matadero dependen fundamentalmente, de la especie que se procesa.

En cuanto a la remoción de la DQO se observa que el efluente se mantuvo en un rango de 100 a 300 mg/L. La remoción de la DQO durante los primeros días fue superior al 26% y después se llegaron a alcanzar remociones hasta del 98%. Existen diferentes factores que afectan la capacidad de un biorreactor para degradar la materia orgánica presente en el mismo, entre los más destacados se encuentran la diversidad de los microorganismos y la densidad poblacional adherida al soporte utilizado. Estos resultados son similares a los que obtuvo López *et al.*, (2008), quienes obtuvieron una remoción del 94% de la materia orgánica utilizando una dosis de 5mg^{-1} de polimérico aniónico como auxiliar de floculación en aguas residuales de matadero, en otro estudio reportaron una remoción (de la materia orgánica) de un 50 a 81%, utilizando un filtro anaerobio. En otro estudio Chu y Wang (2011) utilizaron un biorreactor de lecho móvil relleno con espuma de poliuretano grado industrial como soporte (PU) para tratar una muestra de agua residual sintética, logrando una remoción del 72% de la materia orgánica. Muñoz *et al.*, (2016) obtuvo una remoción de la materia orgánica del

85% utilizando un reactor de flujo horizontal con polietilentereftalato (PET) en el tratamiento de agua residual

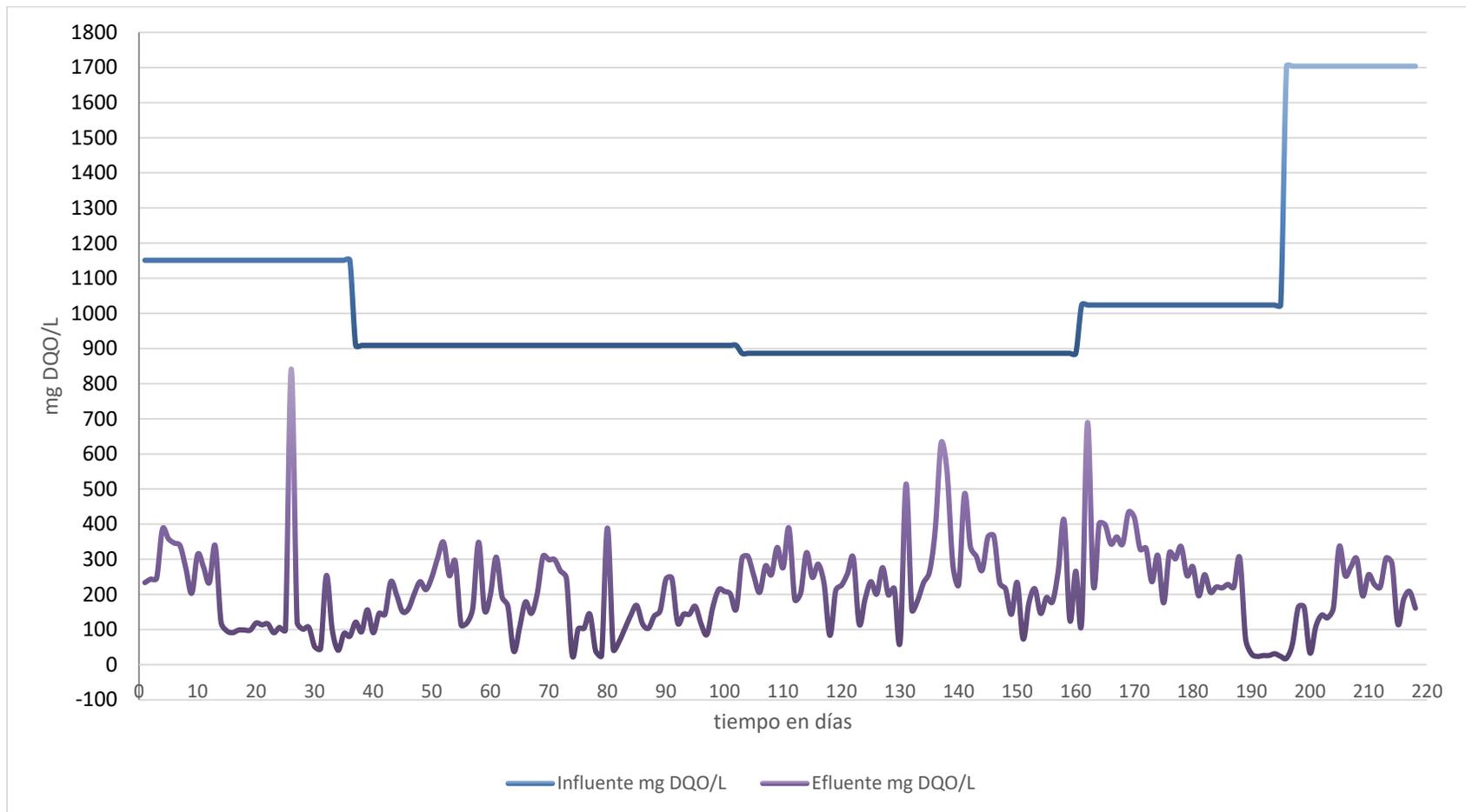


Figura 12. Comportamiento de la demanda química de oxígeno

5.4. Sólidos totales, sólidos suspendidos totales, coliformes totales y coliformes fecales.

En la tabla 3 se muestran los sólidos totales y sólidos suspendidos totales, tanto del efluente como del influente. Se puede observar que en el agua residual sin tratar los sólidos totales alcanzan los 1942 mg/L y los sólidos suspendidos totales 257 mg/L. Estos resultados concuerdan con los de Jarauta (2005), donde reporta 300 a 2500 mg/L de SST como máximos en el agua residual de rastro. La eficiencia de remoción de sólidos totales que se presenta en el efluente es del 45.57%, mientras que la remoción de sólidos suspendidos totales fue del 100%.

Heidrich *et al.*, 2014, mencionan que cuando se trabaja con agua con contenidos altos de sólidos y partículas potencialmente indigeribles biológicamente, el flujo del agua se puede alterar a través del reactor, lo que causa anomalías en la remoción de DQO. Las variaciones presentadas en la DQO pueden ser causadas debido a que el agua utilizada en este estudio contenía altas concentraciones de sólidos.

De acuerdo con la NOM-003-ECOL-1997, los límites máximos permisibles de contaminantes para las aguas residuales tratadas que se reúsen en servicios al público puede tener como límite máximo de SST 20mg/L para uso con contacto directo, por lo que de acuerdo a los resultados obtenidos en esta investigación, este parámetro está por debajo del límite permitido (tabla 3).

En la figura 13 se puede observar que el agua residual tratada tiene una coloración mucho menos intensa y con menor presencia de sólidos



Figura 13. Agua residual del rastro sin tratamiento (izquierda) y agua residual del rastro tratada por el biofiltro usado en esta investigación (derecha).

En la tabla 3 se muestran los resultados de las coliformes totales y fecales, En el agua sin tratar se realizó la determinación y se obtuvo un NMP de 1×10^9 para coliformes totales (CT) y el mismo resultado para coliformes fecales (CF), una cantidad mucho mayor que la que reportan Łuczkiwicz *et al.*, (2010) donde el influente presentaba 4.8×10^6 coliformes fecales, esto quiere decir que con el agua residual del rastro con la que se trabajó se encuentran aproximadamente diez mil millones de coliformes totales y fecales. En el efluente fueron detectadas 1×10^7 coliformes totales, por lo tanto, hay una remoción del 90%, y 1×10^8 coliformes fecales, es decir una remoción del 90%. Pese a la remoción determinada en el efluente, las coliformes totales y fecales siguen estando muy por arriba de los límites máximos permisibles de la según la Norma Oficial Mexicana NOM-003-ECOL-1997 establece que el limite permisible de coliformes fecales es de 1000 NMP/100 mL por lo cual en la tabla 3, se presentan como mayores a 2400 NMP/100 ml, indicando que estas aguas residuales no cumplen con los límites para ser reutilizadas. McCord *et al.*, (2019), por medio de un sistema de digestión anaerobia sencillo reporta en el agua tratada un NMP de $3.27 \times 10^5/100$ mL de

coliformes fecales, una cifra muy baja en comparación con la obtenida en este monitoreo.

Tabla 3. Comparación de la concentración de sólidos totales, sólidos suspendidos totales, coliformes totales y coliformes fecales en el agua residual municipal sin tatar y el agua residual tratada.

Tipo de agua	ST mg/L	SST mg/L	Coliformes totales NMP/100 mL	Coliformes fecales NMP/100 mL
Influente	1942	257	>2400	>2400
Efluente	885	0	>2400	>2400
Porcentaje de remoción	45.57%	100%	0%	0%

6. CONCLUSIONES

El biofiltro anaerobio utilizado en esta investigación para el tratamiento de agua residual del rastro como ventajas demostró que su desempeño no es dependiente de la temperatura, que presenta una alta remoción de la materia orgánica y de los sólidos totales suspendidos y sólidos totales y que mantiene un pH cercano a la neutralidad. La desventaja si es que el efluente se quisiera reúsar, es que no cumple con los límites máximos permisibles de coliformes totales y fecales a pesar de una remoción del 90% de estos dos parámetros.

7. REFERENCIAS

- Arhoun, B., García, F., & Rodríguez, M. (2017). Digestión y codigestión anaerobia de residuos agrícolas, ganaderos y lodos de depuradora. *Publicaciones y Divulgación Científica. Universidad de Málaga*.
- Cajigas-Cerón, Á. A., Vidal, A. P., & Lozada, P. T. (2005). Importancia del pH y la alcalinidad en el tratamiento anaerobio de las aguas residuales del proceso de extracción de almidón de yuca. *Scientia et technica*, 11(27), 243-248.
- Carmona, M. (2017). Estadística del agua en México. México: InDesign e Illustrator CC.
- Castillo, E., Bolio, A., Méndez, R., Osorio J., & Pat, R. (2012). Slaughterhouse wastewater organic matter removal by Rotating Biological Contactor process. *Ingeniería*. pp. 83-91.
- Chaux, G., & Zambrano, N. (2011). Wastewater treatment by anaerobic reactors of vertical parallel plates in acrylic. *Biotecnología en el sector agropecuario y agroindustrial*. 9 (2), 159-169.
- Corrales, L. C., Romero, D. M. A., Macías, J. A. B., & Vargas, A. M. C. (2015). *Bacterias anaerobias: procesos que realizan y contribuyen a la sostenibilidad de la vida en el planeta*. Nova, 13(24), 55-82.
- Díaz-Báez, M., Espitia, S., & Molina, F. (2002) Digestión Anaerobia una Aproximación a la Tecnología. UNIBIBLIOS. Bogotá, Colombia.
- Díaz-Báez, M., Espitia, S., & Molina, F. (2002) *Digestión anaerobia, una aproximación a la tecnología*. (1^{ra} ed.). Bogotá: ISBN.
- Díez, V., Salazar, G., & Espinosa, J. (2011). Tratamiento de aguas residuales de matadero con elevado contenido en sangre mediante la combinación de procesos anaerobio de película fija y aerobio de membrana. 99-112.

- Gil, M., Soto, A., Usma, J., & Gutiérrez, O. (2012). Contaminantes emergentes en aguas, efectos y posibles tratamientos. *Producción + Limpia*. 7 (2), 52-73.
- González, M., & López, F. (2008). Membrane-attached biofilm reactor behavior under different flow rate conditions in the treatment of a synthetic wastewater. *Revista Mexicana de la Ingeniería Química*. 7 (3), 183-193.
- Gottschalk, G. (2012). Bacterial metabolism. *Springer Science & Business Media*.
- Grady Jr, C. L., Daigger, G. T., Love, N. G., & Filipe, C. D. (2011). *Biological wastewater treatment*. CRC press.
- Guerrero García Rojas, H. R. (2012). El agua en México: consecuencias de las políticas de intervención en el sector. Fondo de Cultura Económica.
- Jiménez C., Durán, J. M., Méndez C., Jiménez C., Torregrosa, m., & Aboites, L. (2010.). *El Agua en México: cauces y encauces*.
- Lezama, J. L., & Graizbord, B. (2012). Los grandes problemas de México. Medio ambiente. T-IV. El Colegio de Mexico AC.
- López, C., Zambrano, L. Ortega, R., Guzmán, M. Pérez, R., Sandoval, R., Hatch, G., Pineda, N., Pacheco-Vega, R., & Caldera, A. (2017). *El agua en México*. (. 1^{ra} ed.). México: FES.
- Lopez-Vazquez, C. M., Méndez, G. B., Carrillo, F. C., & García, H. H. (Eds.). (2017). Tratamiento biológico de aguas residuales: principios, modelación y diseño. IWA Publishing.
- Mandujano, P. (2001). Digestión anaerobia de sólidos en alta concentración. Madrid, España.
- Márquez, M., & Martínez, S. (2011). *Reactores anaerobios de flujo ascendente (RAFA´s o UASB)*. México: S. Ed.

- Martínez, L., Martínez, M., López, J., Miranda, A., & Ballester, E. (2011). Estado actual del uso de biopelículas y bioflóculos en el cultivo de camarón. México: ISNN.
- Morales, FD., Méndez, R., & Tamayo. M. (2009). Treatment of slaughterhouse wastewater using moringa oleifera lam seeds as coagulant. *Tropical and Subtropical Agroecosystems*. (10) 523-529.
- Muñoz, T., & Reyes, R. (2013). Evaluation of the removal efficiency of organic matter and nitrogen in a trickling filter with new packing. *Revista Mexicana de Ingeniería Química*. 12 (3), 575-583.
- Nava, L., Gasperín, R., & Durán, A. (2014). Biodegradation of toxic compounds from oil refinery wastewater: comparison of two batch reactors with suspended and attached biomass. *Revista internacional de contaminación ambiental*. México: ISSN.
- Nodal, E. (2001). Procesos biológicos aplicados al tratamiento del agua residual. *Ingeniería hidráulica y ambienta*. 22 (4), 52 – 56.
- Osorio Robles, F., Rojo, J. C. T., & Bas, M. S. (2011). Tratamiento de aguas para la eliminación de microorganismos y agentes contaminantes.: Aplicación de procesos industriales a la reutilización de aguas residuales. Ediciones Díaz de Santos.
- Padilla, E. (2010). Evaluación de un filtro anaerobio de flujo ascendente para tratar agua residual del rastro.
- Parras, R. (2015). Anaerobic digestion: biotechnological mechanisms in waste water treatments and their application in food industry. *Producción + Limpia*. 10 (2).
- Perevochtchikova, M. (2010). Nueva cultura del agua en México: avances, limitaciones y retos. *Revista Latinoamericana de Recursos Naturales* 6 (2), 77-92.

- Phillips, P., Wolcott RD., Fletcher, J., & Schuttlz, GS. (2010). Biofilms Made Easy. *Wounds International*. 1 (3), 1-5.
- Rodríguez, J., Pedraza, F., & Garza, G. (S.F) Tratamiento de la aguas residuales del rastro municipal de la ciudad de Saltillo Coahuila utilizando un reactor anaerobio UASB con un soporte de bauxita en la parte superior. Disponible en: <http://www.bvsde.paho.org/bvsaidis/mexico11/ar-7.pdf>
- Rodríguez, J., Sosa, G., & Garza, Y. (2002). Bioconversión anaerobia como una alternativa para la remoción de DQO contenido en aguas residuales del rastro municipal de la ciudad de Saltillo, Coahuila, México. *Journal of the mexican chemical society*. 46 (2), 185 – 188.
- Romero, L., Ramírez, F., Álvarez, C., & Miranda, M. (2011). Use of hydrophytes and an anaerobic system for wastewater treatment from slaughterhouses. *Polibotánica*.
- Rosenkranz, F., Chamy, R., & Lema, J. (2013). Estudio del comportamiento de reactores de tipo ASBR frente a compuestos de difícil degradación y/o efectos negativos.
- Sánchez, R., Ríos, L., Rodríguez, J., & Garza, Y., (2011). Tratamiento de agua residual municipal en reactores con biopelículas aerobias. *Cienciacierta*. (26).
- Sarduy, L., & González, M. (2016). Biofilm: a new conception of dentobacterial plaque. *Medicentro Electronica*. 20 (3).
- Schmidt, S., & Hatch, G. (2012). El agua en México. México: Foreign Affairs Latinoamérica.
- Signorini, M. (2008). El consumo del recurso agua en rastros y una solución n para su optimización. México: Disponible en: <http://www.imbrium.com.mx/manuales/agua%20en%20rastros.pdf>

Signorini, M., Civit, S., Bonilla, M., Cervantes, M., Calderón, M., Pérez, A., Espejel, M., & Almaza, C. (2006). Evaluación de riesgos de los rastros y mataderos municipales. 3-58.

Zamorano, M., & Hontoria, E. (2001). Depuración de aguas con filtros inundados. Utilización de nuevos maeriales. *Ingeniería del agua*. 8 (2), 225-227.