

UNIVERSIDAD AUTÓNOMA AGRARIA ANTONIO NARRO
DIVISIÓN DE INGENIERÍA



Monitoreo De Un Sistema Secuencial De Biofiltros Anaerobios Empacados Con
Agave sisalana Para El Tratamiento De Agua Residual Del Rastro.

Por:

LUIS RODRIGO CASTILLO RODRÍGUEZ.

TESIS

Presentada como requisito parcial para obtener el título de:

INGENIERO EN BIOTECNOLOGÍA

Saltillo, Coahuila, México.

Febrero 2023

UNIVERSIDAD AUTÓNOMA AGRARIA ANTONIO NARRO
DIVISIÓN DE INGENIERÍA

Monitoreo De Un Sistema Secuencial De Biofiltros Anaerobios Empacados Con
Agave sisalana Para El Tratamiento De Agua Residual Del Rastro.

Por:

LUIS RODRIGO CASTILLO RODRÍGUEZ.

TESIS

Presentada como requisito parcial para obtener el título de:

INGENIERO EN BIOTECNOLOGÍA

Aprobado por el jurado examinador



Dr. Pedro Pérez Rodríguez
Asesor principal



Dra. Silvia Yudith Martínez Amador
Coasesor



Dra. Michelle Ivonne Ramos Robles
Coasesor





M.C. Sergio Sánchez Martínez
Coordinador de la División de Ingeniería

Buenavista, Saltillo Coahuila, México.

Febrero 2023

UNIVERSIDAD AUTÓNOMA AGRARIA ANTONIO NARRO

DIVISIÓN DE INGENIERÍA

Monitoreo De Un Sistema Secuencial De Biofiltros Anaerobios Empacados Con
Agave sisalana Para El Tratamiento De Agua Residual Del Rastro.

Por:

LUIS RODRIGO CASTILLO RODRÍGUEZ.

TESIS

Presentada como requisito parcial para obtener el título de:

INGENIERO EN BIOTECNOLOGÍA

Aprobada por el comité de asesoría



Dra. Silvia Yudith Martínez Amador
Asesor principal interno



Dr. Pedro Pérez Rodríguez
Coasesor



Dra. Michelle Ivonne Ramos Robles
Coasesor

Buenavista, Saltillo Coahuila, México.

Febrero 2023

Derechos de Autor y Declaración de no plagio

Todo material contenido en esta tesis está protegido por la Ley Federal del Derecho de Autor de los Estados Unidos Mexicanos, y pertenece al autor principal quien es el responsable directo y jura bajo protesta de decir verdad que no se incurrió en plagio o conducta académica incorrecta en los siguientes aspectos:

Reproducción de fragmentos o textos sin citar la fuente o autor original (corta y pega); reproducir un texto propio publicado anteriormente sin hacer referencia al documento original (auto plagio); comprar, robar o pedir prestados los datos o la tesis para presentarla como propia; omitir referencias bibliográficas o citar textualmente sin usar comillas; utilizar ideas o razonamientos de un autor sin citarlo; utilizar material digital como imágenes, videos, ilustraciones, gráficas, mapas o datos sin citar al autor original y/o fuente. Así mismo tengo conocimiento de que cualquier uso distinto de estos materiales como el lucro, reproducción, edición o modificación, será perseguido y sancionado por el respectivo titular de los Derechos de Autor. Por lo anterior nos responsabilizamos de las consecuencias de cualquier tipo de plagio en caso de existir y declaramos que este trabajo no ha sido previamente presentado en ninguna otra institución educativa, organización, medio público o privado.

Autor principal



Luis Rodrigo Castillo Rodríguez

Firma y Nombre

Asesor principal



Dra. Silvia Yudith Martínez Aaudier

Firma y Nombre

AGRADECIMIENTOS

A Dios por bendecirme, fortalecerme y guiarme a lo largo de mi vida.

A mi esposa y compañera eterna por sus sacrificios, apoyo y el infinito amor que me ha brindado a lo largo de esta travesía de aprendizaje y quien me ha impulsado a mejorar en cada aspecto de mi ser.

A mi madre y a mis hermanos quienes me han enseñado a hacer lo correcto y me han guiado y apoyado en todas mis decisiones y que se han convertido en no solo mi familia si no mis mejores amigos.

A mi *alma mater* la Universidad Autónoma Agraria Antonio Narro por brindarme estos años de educación de calidad y experiencias inolvidables.

A la Dra. Silvia Yudith Martínez Amador mi maestra, asesor de tesis y amiga por la oportunidad de trabajar en este proyecto y por todo el apoyo, conocimiento y amistad que me ha brindado durante estos años.

A Brayan Amaya Basilio mi compañero de laboratorio y gran amigo por todo el apoyo, las risas y buenos momentos durante estos años juntos.

A mis amigos Diego Parra, Francisco Hernández y Ulises Neri que no solo fueron un fuerte apoyo emocional sino también académico y con quienes pasé muchos buenos momentos.

ABREVIATURAS

ARR: Água residual de rastro.

ARRT: Água residual de rastro tratada.

SPE: Sustancia polimérica extracelular.

DQO: Demanda química de oxígeno.

SST: Sólidos suspendidos totales.

ST: Sólidos totales.

INDICE GENERAL

CONTENIDO	
RESUMEN	9
1. INTRODUCCIÓN	10
2. OBJETIVO GENERAL	12
2.1 Objetivos específicos	12
2.2 Hipótesis	12
3. REVISIÓN DE LITERATURA	12
3.1. Generalidades	12
3.2. Usos del agua en México.....	13
3.3. Contaminación del agua en México	13
3.4. Generación de aguas residuales en México	14
3.5. Características del agua de rastro	15
3.6. Tratamiento biológico de agua residual	16
3.7. Tratamiento aerobio.....	16
Oxidación.....	16
Síntesis.....	¡Error! Marcador no definido.
Respiración endógena.....	17
3.8. Tratamiento o digestión anaerobios.....	17
3.9. Etapas de la digestión anaerobia.....	17
3.9.1 Hidrólisis	18
3.9.2. Acidogénesis	18
3.9.3. Acetogénesis	19
3.10. TECNOLOGÍA DE LOS PROCESOS ANAEROBIOS	20
3.11. Tipos de reactores anaerobios.....	21
3.12. Reactores de baja carga	21
3.13. Reactores de alta carga	21
3.14. Reactores de biomasa suspendida.....	22
3.15. Reactores de biomasa adherida (biopelículas)	22
3.16. Reactores anaerobios de película fija	23

3.17. SOPORTES	23
3.18. Soportes naturales	24
3.19. Soportes sintéticos.....	24
3.20. BIOPELÍCULA	25
3.21. Formación de la biopelícula:	26
3.21.1. Se reconocen 5 etapas para el establecimiento de las biopelículas	26
3.22. Ventajas de la biopelícula	27
3.23. Desventajas de la biopelícula	28
3.24. Ciclo de vida de las biopelículas	28
3.25. Sistema de comunicación entre bacterias	29
4. MATERIALES Y MÉTODOS	30
4.1 Ubicación del experimento.....	30
4.2 Materiales y equipo.....	30
4.3 Metodología.	31
4.4. Parámetros a monitorear.	33
4.4.1. pH	33
4.4.2. Temperatura	33
4.4.3. Determinación de demanda química de oxígeno de acuerdo con la Norma Mexicana NMX-AA-030/2-SCFI-2011.	34
4.4.4 Determinación de sólidos totales y sólidos suspendidos totales de acuerdo con la Norma mexicana NMX-AA-034-SCFI-2015.....	35
5. Resultados y discusión	40
5.1 pH.	40
5.2 Demanda química de oxígeno.	41
5.3 Temperatura	42
5.4 Sólidos totales y sólidos suspendidos totales	43
6. CONCLUSIONES	45
7. REFERENCIAS	46

RESUMEN

Se han realizado diferentes investigaciones para probar una gran variedad de biofiltros naturales, así como artificiales, esto con el fin de aumentar la remoción de materia orgánica contenida en aguas residuales por medio de biofiltros compuestos por microorganismos que se encuentran adheridos a un soporte y que mediante las condiciones adecuadas estos presentan una actividad muy eficiente en la remoción de materia orgánica.

Esta investigación que tiene por objetivo monitorear el desempeño de un sistema secuencial de biofiltros anaerobios empacados con *Agave sisalana* para el tratamiento de agua residual del rastro en los meses de octubre de 2019 a marzo de 2020, donde se obtuvieron resultados de remoción de materia orgánica muy variados.

Se determinó que la eficiencia demanda química de oxígeno fue de hasta un 69.8% cuando la temperatura era mayor a los 25°C, comprobando que este sistema de biofiltros es dependiente de la temperatura, pues presento baja remoción a bajas temperaturas. La eficiencia de remoción de sólidos totales que se presenta en el efluente es del 42%, mientras que la remoción de sólidos suspendidos totales fue del 33.25%.

El pH se mantuvo en un rango de 6.5 a 7.5 dando las condiciones adecuadas para el desempeño de los microorganismos, sin embargo, la actividad de estos se vio afectada por las bajas temperaturas de la temporada afectando también los porcentajes de remoción de los sólidos totales y solidos suspendidos totales. Debido a los resultados se sugiere que se realice un monitoreo más extenso donde se abarquen los meses cálidos (primavera-verano) para verificar si se pueden obtener resultados más estables.

1. INTRODUCCIÓN

En México existen oficialmente 1318 rastros o mataderos municipales y solo 33 de ellos cuentan con plantas de tratamiento de aguas residuales (SENASICA, 2021), siendo las causas principales de ello los altos costos de construcción, operación y mantenimiento, entre otros factores (Pérez-Rodríguez, 2015; CONAGUA, 2019).

Las aguas residuales de un rastro municipal son altamente contaminantes debido a su elevada carga orgánica, con una demanda bioquímica de oxígeno (DBO) de 5000-10000 mg/l, por lo que provocan un alto impacto ambiental en cuerpos receptores de agua y en suelo (López-López *et al.*, 2007 Massé & Masse, 2000). Las aguas residuales de los rastros se caracterizan por contener una alta concentración de proteínas grasas, aceites, sólidos suspendidos y otros productos (Rodríguez *et al.* 2002). Además, contienen una gran cantidad de microorganismos patógenos tales como *Salmonella*, *Shigella*, *Vibrio cholerae* y virus, entre muchos otros, los cuales generan un gran número de enfermedades como fiebre tifoidea, disentería, cólera, hepatitis, etc., (Signorini *et al.*, 2006).

Los biofiltros son dispositivos utilizados para la remoción de contaminantes en el agua y su uso evita la contaminación de cuerpos de agua superficiales y subterráneos, causada por verter directamente el agua residual. (Ecotecnologías-UNAM, 2021). Estas estructuras compuestas de microorganismos adheridos a una superficie (soporte) 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 (Vázquez-Roque, 2018).

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 & Rangel, 2006).

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. (Parameswaran, P *et al.*, 2010). Los materiales de soportes naturales más comúnmente utilizados son: ixtle, bambú, luffa, coyonoxtle, caña de azúcar y fibras de coco. El medio orgánico dura aproximadamente 5 años y después puede ser utilizado como mejorador de suelos agrícolas (Garzón-Zúñiga *et al.* 2012).

Estos materiales mencionados se han utilizado en diversos tipos de soporte en la adaptación de un biofiltro, entre los cuales se encuentran las semillas de *Inga edulis* (guama) la cual es una planta nativa de Centroamérica, forma parte de las leguminosas (familia Fabácea) (Flórez & Henao, 2014), la piedra pómez o pumita es una roca ígnea volcánica de baja densidad y muy porosa, cuenta con muchos huecos y cavidades lo que permite que en estas se adhieran a los microorganismos, es decir que allí se van a reproducir (Sarango & Sánchez, 2016), carbón activado a base de cáscara de coco, que es un material extremadamente poroso, con una estructura cristalina reticular similar a la del grafito (Castillo-Rodas, 2020). y las fibras de *Agave sisalana*, también conocido como ixtle.

El *Agave sisalana* ha sido utilizado como base de biofiltros para diversos usos disminuyendo la contaminación comparada con el uso de biofiltros a base de materiales de origen sintético. El *Agave sisalana* ha sido utilizado como base absorbente en derrames de petróleo (Sydenstricker & Amico, 2005), como soporte y base de biofiltro empacado y recubierto con pirrol y anilina (Vázquez-Roque, 2018).

2. OBJETIVO GENERAL

Monitorear un sistema secuencial de biofiltros anaerobios empacados con *Agave sisalana* para el tratamiento de agua residual del rastro de octubre 2019 a marzo del 2020.

2.1 Objetivos específicos

1. Cuantificar la eficiencia de remoción de la demanda química de oxígeno, sólidos totales y sólidos totales disueltos en el tratamiento de agua residual del rastro.
2. Realizar el análisis de los resultados obtenidos con el fin de determinar si el tratamiento es adecuado para una remoción eficaz de materia orgánica.

2.2 Hipótesis

El sistema de biofiltros anaerobios empacados con *Agave sisalana* presentará una remoción estable de entre el 70% y 80% de materia orgánica durante los cinco meses de monitoreo.

3. REVISIÓN DE LITERATURA

3.1. Generalidades

En México existe aproximadamente 0.1% del total de agua dulce disponible a nivel mundial, por lo que se determina que gran parte del territorio nacional este catalogado como una zona semidesértica (CONAGUA, 2019).

México tiene una gran crisis de sobreexplotación de mantos acuíferos: los 653 acuíferos que existen en el país, 115 de ellos se encuentran sobreexplotados (CONAGUA, 2019). Con lo que se 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 (CONAGUA, 2019).

3.2. Usos del agua en México

En México se consume 360 litros de agua por persona por día; del total de agua dulce utilizada, lo que representa 14% (abastecimiento público); 76% se utiliza en la agricultura, el 5% en las termoeléctricas, el 5% en la industria y existen aproximadamente 10.6 millones de mexicanos que no cuentan con agua potable (CONAGUA, 2019).

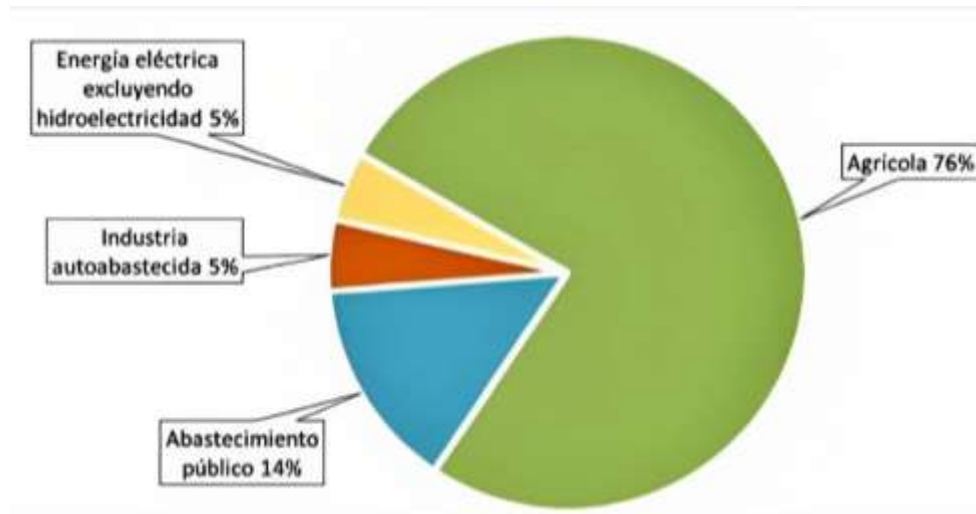


Figura 1. Usos del agua en México (CONAGUA, 2019)

3.3. Contaminación del agua en México

En México el 70% de los lagos, lagunas, ríos, y otros cuerpos de agua presentan cierto grado de contaminación (CONAGUA, 2019)

La contaminación se refiere a la introducción de algún agente, de origen químico, físico o biológico, el cual tendrá algún efecto nocivo en el entorno natural, en la salud y el bienestar de las personas.

La mala calidad del agua de la superficie es un factor limitante para que se pueda aprovechar correctamente, en términos de DBO:

- El 22.7% del total del agua de la superficie se encuentra parcialmente contaminada o fuertemente contaminada.

- El 33.2% del total del agua de la superficie tiene calidad aceptable.
- El 44.1% del total del agua de la superficie tiene calidad buena y excelente.

Oficialmente el 92% de la población en México tiene acceso al servicio público de agua potable, lo que disminuye notoriamente cuando se considera su calidad.

Solamente el 47.5% de las aguas residuales colectadas en México reciben algún tipo de tratamiento, y de eso sólo un porcentaje mucho más bajo (cifra no específica por falta de monitoreo y vigilancia) cumple debidamente con las normas de calidad de las descargas.

Por lo tanto, es necesario que se haga un uso racional del agua en los establecimientos como los rastros y mataderos, y que se use de manera eficiente durante todos y cada uno de los procesos de limpieza que se desarrollen dentro de estos (Bonilla *et al.*, 2007).

3.4. Generación de aguas residuales en México

El origen principal de las descargas de aguas residuales proviene de viviendas, edificios públicos y todo el escurrimiento urbano que se acumula en el drenaje. Dentro de estos concentrados existen contaminantes como el nitrógeno y el fósforo, además de contener compuestos orgánicos que contienen coliformes fecales, entre muchos otros (Jiménez *et al.*, 2010).

Los tipos de descargas que no cuentan con algún tipo de tratamiento como las descargas de origen industrial, agrícola y pecuario, son el origen de la contaminación de aproximadamente 23 millones de litros por día lo cual 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, 2017).

3.5. Características del agua de rastro

En México existen cuatro diferentes establecimientos dedicados a la matanza de animales de abasto: rastros municipales, rastros particulares; establecimientos Tipo Inspección Federal (TIF) y mataderos clandestinos (Borges *et al.*, 2012).

Dentro de las aguas residuales de los rastros se pueden encontrar contenidos sólidos suspendidos, compuestos orgánicos coloidales y disueltos, de los cuales gran parte son biodegradables, como las proteínas y grasas. También tienen un alto contenido de carbono, nitrógeno, fósforo y sales (Castillo *et al.*, 2012), detergentes y desinfectantes procedentes de las operaciones de limpieza, 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	6.8 – 7.8

El volumen total de aguas residuales generado está directamente relacionado con la cantidad de agua que se utiliza. Debido a su alto contenido de contaminantes orgánicos el agua residual de los rastros es considerada como una de las más dañinas (Hamdy & Amal, 2001), pues de acuerdo con la Environmental Protection Agency (EPA), las descargas de aguas residuales que provienen de estos establecimientos al no tener ningún tipo de tratamiento son

los causantes de la contaminación de las aguas superficiales acabando con el oxígeno disuelto de los cuerpos receptores (Borges *et al.*, 2012).

3.6. Tratamiento biológico de agua residual

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

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

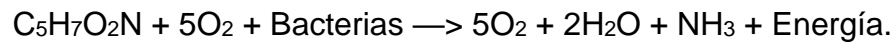
Síntesis

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

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 (Torres, P. 2012).

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 (Ferrer *et al.* 2018)

Respiración endógena



3.8. Tratamiento o digestión anaerobios

El tratamiento anaerobio ha sido ampliamente empleado en el tratamiento de aguas residuales con altas cargas orgánicas. Los procesos anaerobios 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 anaerobios son más ventajosos que los 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 (Reyes *et al.*, 2009).

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, realizado por un consorcio de bacterias sensibles o completamente inhibidas por el oxígeno (Acosta & Abreu, 2005).

3.9. Etapas de la digestión anaerobia

La digestión anaeróbica (DA) es un proceso bioquímico el cual ocurre en el tratamiento anaerobio de aguas residuales, la DA consiste en la degradación de la materia orgánica que es realizada por un grupo de diferentes microorganismos los cuales transforman compuestos orgánicos complejos

(proteínas, carbohidratos y lípidos) en productos más simples como: Gas carbónico, gas sulfhídrico, metano y amonio (Acosta & Abreu, 2005). Esta degradación de materia orgánica es un proceso bastante complejo, pues 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

La hidrólisis es el primer paso de la digestión anaerobia en la cual ocurre una transformación por vía enzimática de los compuestos orgánicos que tienen un alto peso molecular en compuestos que son utilizados como fuente de energía y carbono celular (Corrales *et al.*, 2015). Estos complejos compuestos de la materia orgánica son: proteínas, carbohidratos y lípidos.

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

3.9.2. Acidogénesis

La acidogénesis es el segundo paso en la digestión anaerobia en la cual se involucran los compuestos que fueron transformados en la etapa de la hidrólisis en compuestos intermediarios de menor peso molecular (Metcalf & Eddy, 2003).

Después la materia orgánica es biodegradada a AGV (ácido acético, propiónico y butírico), dióxido de carbono, hidrógeno y alcoholes por una población bacteriana heterogénea. El tiempo para que las bacterias acidogénicas se reproduzcan rápidamente, es de 30 minutos donde su número se duplica como mínimo (Fuentes *et al.*, 2007), la reacción más común realizada por estas bacterias es la producción de ácido acético; las demás reacciones son una respuesta de las bacterias a la acumulación de hidrógeno durante las perturbaciones de carga al sistema, donde se produce ácido butírico, ácido propiónico y etanol.

3.9.3. Acetogénesis

El H₂ y acetato pueden ser metabolizados de manera directa por los microorganismos metanogénicos, sin embargo, otros como el valeriato, butirato, propionato y algunos aminoácidos, necesitan ser transformados en productos más sencillos como: hidrógeno y acetato, por las bacterias acetogénicas. El proceso de la acetogénesis es energéticamente difícil de realizar, por lo que necesita de la ayuda de los microorganismos metanogénicos o de otros microorganismos que consumen hidrógeno, la energía libre en esta reacción depende de la presión del hidrógeno en el medio. Los microorganismos específicos son llamados homoacetogénicos, los cuales consumen CO₂ y H₂, y producen acetato (Aguilera, E., 2017).

Una metanogénesis eficiente es resultado de la oxidación de los productos de fermentación como: el propionato y el butirato en acetato, CO₂ y H₂, 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 última etapa del proceso de digestión anaerobia ocasiona la conversión de bacterias y compuestos intermediarios en productos finales más simples entre los cuales el dióxido de carbono y el metano son los principales. Esta etapa es considerada la más lenta del proceso de degradación anaerobia (Mara & Horan, 2003).

Estas bacterias metanogénicas son anaerobias estrictas y pertenecen al reino *Archaea*, las cuales el producto principal de su metabolismo energético es el metano.

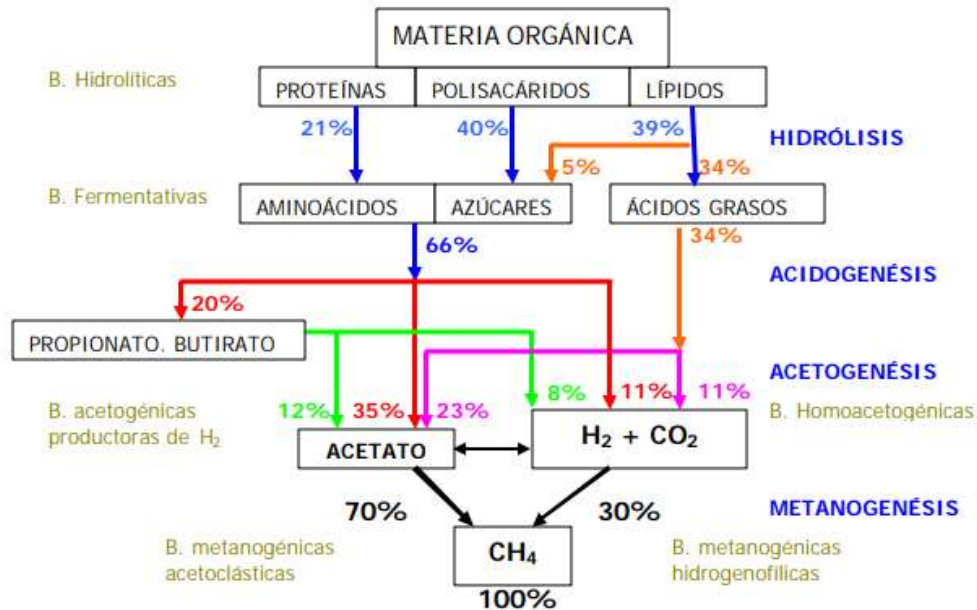


Figura 2. Etapas del proceso de la digestión anaerobia. (Appels, *et al* 2008)

El tratamiento anaerobio ha despertado gran interés en las últimas décadas. Lo que se 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 (Rodicio, J., 2013).

3.10. Tecnología de los procesos anaerobios.

Existen una amplia variedad de tecnologías anaerobias disponibles cuya característica distintiva de los aerobios es la forma de la biomasa pues esta puede encontrarse de forma fija o suspendida dentro del reactor. En la siguiente tabla los distintos tipos de reactores que existen (Chamy *et al.*, 2003).

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

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

3.11. Tipos de reactores anaerobios

Debido a distintos factores como: la naturaleza del agua residual, el caudal, la disponibilidad de espacio, los costes de inversión y operación, no existe un tipo de reactor que se ajuste para todas las situaciones. Por lo cual se han desarrollado una gran variedad de reactores anaerobios, clasificados 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 (Ruíz *et al.*, 2001).

3.13. Reactores de alta carga

La mayor diferencia entre los reactores de baja carga y los reactores de alta carga es que estos pueden retener elevadas concentraciones de biomasa en su interior, y compensar que los microorganismos anaerobios crecen a baja

velocidad, y por lo tanto tienen la capacidad de tratar elevadas cargas orgánicas.

Los reactores de alta carga se dividen en dos grupos, determinados por la forma en que la biomasa es retenida (Nava *et al.*, 2014).

3.14. Reactores de biomasa suspendida

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

3.15. Reactores de biomasa adherida (biopelículas)

En los reactores de biomasa adherida el crecimiento de los microorganismos se desarrolla en el material que se encuentra adherido al reactor, este material inerte puede ser sintético (espumas, plásticos, cerámicas, entre otros) o natural (carbón, rocas, basalto, entre otros). Dentro de los reactores se producen sustancias poliméricas extracelulares (SPE), lo que provoca la adhesión de las bacterias a la superficie del material, permitiendo el crecimiento de la biopelícula. Debido a la alta carga orgánica que se produce dentro de los reactores y la capacidad que tienen de almacenar una alta concentración de biomasa se considera que son los sistemas más eficientes para el tratamiento de aguas residuales. La actividad metabólica que se desarrolla aquí se debe a una alta concentración de nutrientes adheridos a la biopelícula y a la interacción de las diferentes especies microbianas, esto mejora la resistencia a la toxicidad produciendo un efecto protector por la matriz extracelular reduciendo la concentración de sustancias tóxicas en la biopelícula (Cohen, 2001).

3.16. Reactores anaerobios de película fija

El tiempo de retención de sólidos en estos digestores de película fija es mucho más largo, lo que favorece al proceso aumentando su biomasa a una concentración más elevada. Estos reactores fueron desarrollados para operar con flujo ascendente; donde el agua de desecho simplemente fluye a lo largo del tanque de reacción y cuando hace contacto con las células bacterianas provoca las reacciones de degradación de la materia orgánica (López-Martínez, 2005).

En el desarrollo de estos modelos de reactores de película fija también 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 un índice alto de éxito.

3.17. SOPORTES

Un soporte dentro de un reactor debe de tener las características físicas y químicas adecuadas que influirán de manera directa en la adherencia de la biopelícula con el material del reactor, los principales factores son: la 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 & Rangel, 2006).

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 (Romero, *et al.* 2009).

La principal finalidad es permitir la acumulación de grandes cantidades de biomasa y aumentar el tiempo de retención celular, así como actuar como una barrera física que evita que los sólidos sean arrastrados en el efluente y así mejorar el contacto entre los componentes del afluente y los sólidos biológicos en el biofiltro (Álvarez & Mavares, 2012).

3.18. Soportes naturales

Los materiales de soportes naturales más comúnmente utilizados son: ixtle, bambú, luffa, coyonoxtle, caña de azúcar, fibras de coco y conchas de ostras. Los cuales están siendo utilizados más frecuentemente para el tratamiento de aguas residuales domésticas e industriales, pues con el desarrollo de nuevos materiales de soporte para microorganismos, éstos han recibido mayor atención para su uso en estos procesos (Parameswaran *et al.*, 2010).

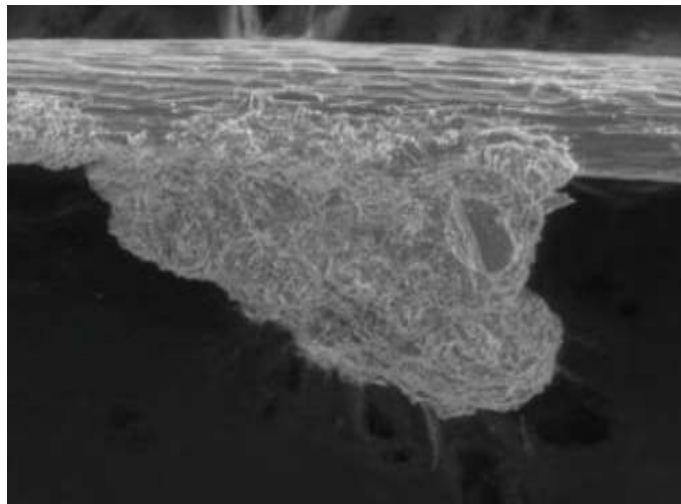


Figura 3. Biopelícula soportada en fibra de ixtle (Vázquez-Solano *et al.*, 2014)

3.19. Soportes sintéticos

Existe un gran número de polímeros, entre ellos, la espuma de poliuretano, el cloruro de polivinilo y el polipropileno, los cuales cuentan con las características adecuadas mencionadas anteriormente y la implementación de estos ha permitido alcanzar mejor eficiencia en el proceso de tratamiento de aguas residuales (Pérez-Rodríguez *et al.*, 2016).

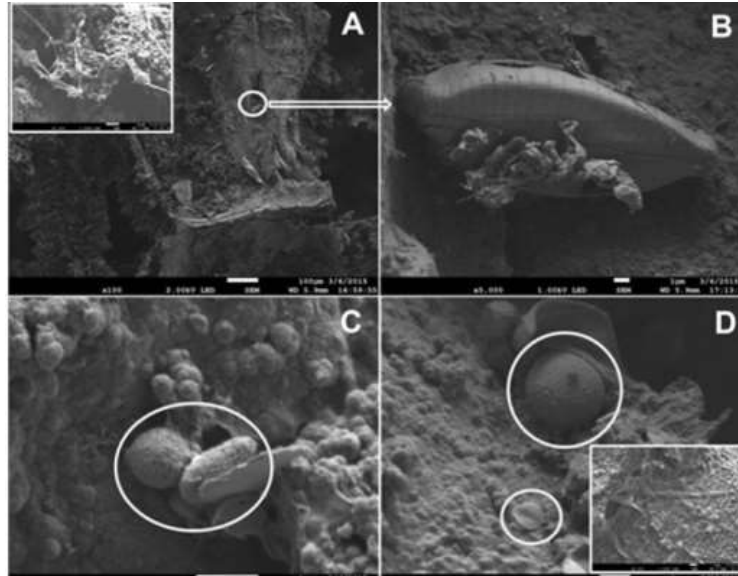


Figura 4. Formación de biopelícula bacteriana en la superficie de un compuesto de poliuretano, grafito y polipirrol.

3.20. BIOPELÍCULA

Una biopelícula es un conglomerado de microorganismos la cual pueden ser de una o varias especies, estos se encuentran contenidos dentro de una matriz extracelular que a su vez están adheridos a superficies bióticas o abióticas (Sánchez *et al.*, 2014). Las biopelículas están compuestas principalmente por polisacáridos, proteínas y algunas veces contienen lípidos, ácidos nucleicos y otros biopolímeros. 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). Estas biopelículas tienden a desarrollarse sobre materiales porosos y son más estables y resistentes (Parameswaran *et al.*, 2010).

Debido a la gran concentración de biomasa que una biopelícula puede llegar a concentrar en comparación con una en cultivo líquido durante los últimos años han llegado a ser de mayor importancia en el tratamiento de aguas residuales (Casey *et al.*, 1999).

3.21. Formación de la biopelícula:

Una biopelícula se forma a partir de un proceso dinámico y complejo en la cual los microorganismos se adhieren a las diferentes superficies que se encuentran influenciadas por diferentes variables que influyen directamente sobre la especie bacteriana, estas variables 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).

La formación de una biopelícula se da cuando las células se adhieren a alguna superficie a través una matriz compleja compuesta por productos de secreción de naturaleza polimérica. En este proceso la matriz facilita la adhesión de las células y de sustancias nutritivas, con lo que se logra una mayor concentración disponible para las células (Robledo-D'Angelo, 2017).

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

- 1) Para que el crecimiento de las bacterias sea el adecuado se debe de tener una superficie por adsorción de materia orgánica lo que ayudará a la interacción entre las bacterias, el sustrato y el medio que las rodea.
- 2) El movimiento de las células y de los nutrientes al sitio de adherencia para que sean acondicionados a la superficie y después ocurra la deposición y la adhesión reversible de las células bacterianas.
- 3) Se inicia el proceso de adhesión bacteriana por medio de atracción electrostática. Este fenómeno que ocurre a través del movimiento browniano, por sedimentación o por medio del movimiento provocado por bacterias flageladas, esto permite el establecimiento de interacciones físicas y electrostáticas entre la superficie bacteriana y el sustrato.
- 4) Durante esta etapa la adhesión de las bacterias es irreversible, debido a la producción de SPE y a la estimulación de proteínas receptoras de la pared bacteriana, también se llevará a cabo el desarrollo de puentes célula-célula donde se unen unas con otras, lo que proporciona estabilidad a la estructura formada en este proceso llamado maduración. Después, en la colonización de la superficie, las bacterias crecen

formando microcolonias, consideradas como las unidades fundamentales de las biopelículas.

- 5) Durante esta etapa la actividad metabólica es alta y existe una gran liberación de células en la biopelícula localizadas en la periferia. Una vez que la biopelícula ha madurado, las células se dispersan a otras regiones. Este proceso de dispersión activo se encuentra regulado por las células adheridas a la biopelícula y esta depende de las condiciones ambientales que se incluyen la disponibilidad de nutrientes, los niveles de oxígeno, el pH y la presencia de algunos compuestos químicos.

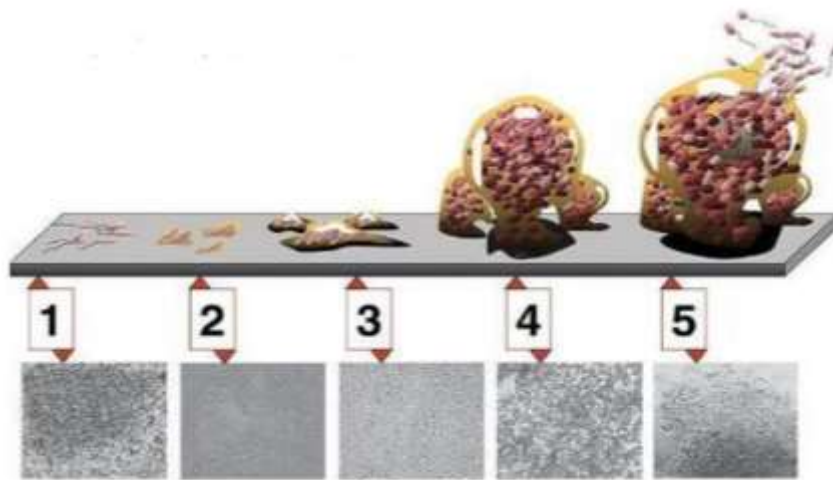


Figura 5. Etapas del desarrollo de la biopelícula (Balaban *et al.*, 2007).

3.22. Ventajas de la biopelícula

El hecho de que las bacterias se agrupen en colonias les brinda protección ante posibles condiciones adversas del medio lo que les da ciertas ventajas sobre los microorganismos suspendidos (Lapo *et al.*, 2014).

- 1) Su permanencia dentro del sistema es mayor;
- 2) Su tasa de crecimiento es mayor;

- 3) Presentan un incremento en su actividad metabólica;
- 4) Presentan una mayor resistencia a la toxicidad

3.23. Desventajas de la biopelícula

Los microorganismos que constituyen una biopelícula son muy difíciles de erradicar, ya que son extremadamente resistentes a los desinfectantes.

Otra de las desventajas que estas bacterias formadoras de biopelículas han desarrollado es la resistencia a los antibióticos debido a varios de los factores que las rodean, por ejemplo, existen varios fenotipos en las bacterias con un amplio de reservorio para la liberación continua de bacterias a los alimentos procesados en contacto con las superficies. Para la industria alimentaria es muy importante la formación de las biopelículas bacterianas ya que afectan de manera directa en la producción y calidad de sus productos, en la heterogeneidad replicativa y 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

El ciclo de vida de las biopelículas bacteriana se representa de la siguiente manera esquemática (figura 6):

1. Adsorción del microorganismo en estado planctónico a la superficie.
2. Unión irreversible mediante la producción de una matriz polimérica.
3. División de microorganismos para la formación de microcolonias.
4. Maduración de la estructura mediante la producción de una matriz robusta protectora.
5. Dispersión de células colonizadoras.

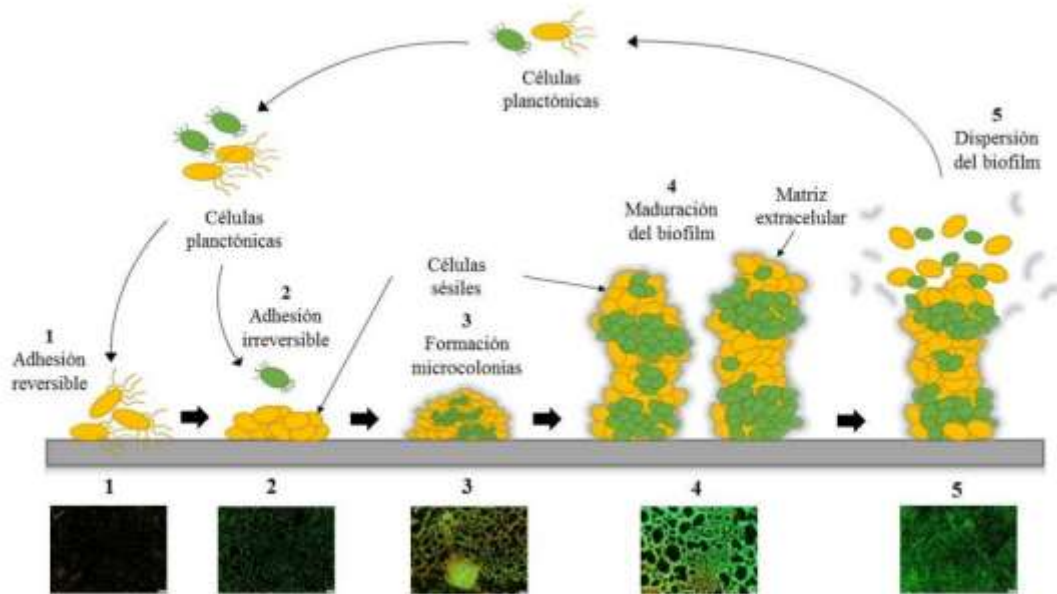


Figura 6. Representación esquemática de la biopelícula polimicrobiana en formación (Ripolles-Avila, 2018).

3.25. Sistema de comunicación entre bacterias

Durante la comunicación celular se desencadenan una serie de señalizaciones ocasionadas por moléculas las cuales se difunden en los espacios intercelulares; en este proceso de comunicación bacteriana cada bacteria unida a una superficie produce una molécula señal que anuncia la presencia de estas, y entre más bacterias se encuentren unidas se aumenta la concentración de esta señal. Cuando este proceso se logra se inducen fenómenos diferentes para, asumir la diferenciación de la biopelícula (Bermúdez & Díaz, 2016).

El “quorum sensing” (comunicación microbiana) es el encargado 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 Biología, 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 Materiales y equipo.

- Dos reactores de acrílico con capacidad de 1.8 litros
- Agua destilada.
- Agua residual de rastro.
- Bomba peristáltica
- Espectrofotómetro HACH DR/500.
- Digestor HACH DRB200
- Medidor multiparamétrico con electrodos de pH y conductividad de sobremesa Orion Star modelo A215
- Tubos con tapón de rosca (Hach).
- Micropipetas Labmate Soft 1% 5mL, 100% 1000 uL.
- Frascos ámbar de 1 litro.
- Matraces de aforación de 1 litro.
- Matraces Erlenmeyer de 250 ml
- Vasos de precipitado de diferentes medidas.
- Dicromato de potasio ($K_2Cr_2O_7$).
- Sulfato de plata (Ag_2SO).

- Acetato de sodio ($C_2H_3NaO_2$).
- Fosfato dipotásico (K_2HPO_4).
- Fosfato monopotásico (KH_2PO_4).
- Sulfato de amonio ($(NH_4)_2SO_4$).
- Sulfato de magnesio ($MgSO_4$).
- Cloruro de calcio ($CaCl_2$).
- Cloruro de cobalto ($CoCl_2 \cdot 6H_2O$).
- Ultrasol micro.

4.3 Metodología.

El reactor de acrílico con capacidad de 1.8 litros (Figura 7), al reactor contaba con dos perforaciones una para la entrada (influyente, parte inferior) y otra para la salida (efluente, parte superior), el cual fue operado en un régimen de flujo continuo (TRH= 41.46 horas o 1.72 días) mediante de una bomba peristáltica. Ambos reactores fueron empacados con 34 gr de fibra de *Agave sisalana*. Se agregó 1 L de medio mineral con fuente de carbono para ayudar al crecimiento bacteriano el cual estaba compuesto de la siguiente manera:

- 1 L de agua destilada
- 5 g de acetato de sódio ($C_2H_3NaO_2$).
- 7 g de fosfato dipotásico (K_2HPO_4).
- 2 g de fosfato monopotásico (KH_2PO_4).
- 1 g sulfato de amonio ($(NH_4)_2SO_4$).
- 100 mg de sulfato de magnesio ($MgSO_4$).
- 20 mg de cloruro de calcio ($CaCl_2$).
- 10 mg de cloruro de cobalto ($CoCl_2 \cdot 6H_2O$).
- 60 mg de Ultrasol micro.

Una vez añadido el medio mineral se añadió el agua residual de rastro al reactor y lodo anaerobio para fomentar la formación de la biopelícula.



Figura 7. Llenado del reactor con fibra de *Agave sisalana* y lodos anaerobios.

Con el fin de mejorar la remoción del agua residual de rastro se optó por agregar un segundo reactor 23 días después con la misma capacidad de retención de agua (1.8 L) el cual contaba con dos perforaciones, una para la entrada (influyente) proveniente del reactor 1 (efluente) y otra para la salida (efluente) los cuales fueron alimentados con una sola bomba peristáltica la cual dio abasto para ambos reactores. El segundo reactor se rellenó con 34 g de fibra de *Agave sisalana* (Figura 8).



Figura 8. Segundo reactor añadido

4.4. Parámetros para monitorear.

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

4.4.1. pH.

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

4.4.2. Temperatura.

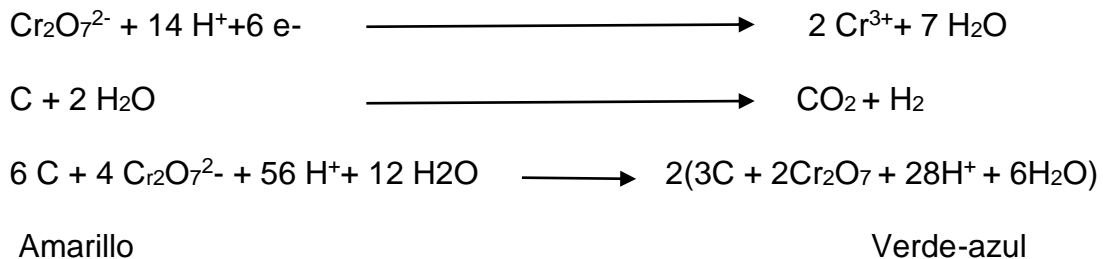
La temperatura (máxima y mínima) fue tomada de la página de Internet AccuWeather.

4.4.3. Determinación de demanda química de oxígeno de acuerdo con 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:



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

Secar durante 2 horas a 103°C , 20 g. de $\text{K}_2\text{Cr}_2\text{O}_7$ (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 de mercurio), 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 disueltas, 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.

4.4.3.2 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. 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.
2. Agregar 2.5 ml de la muestra problema (ARRT), cerrar bien con el tapón de rosca; es necesario realizar un blanco. (con agua destilada).
3. Agitar lentamente por inversión. Colocar los tubos en el digestor durante 2 horas a 159°C.
4. 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.

4.4.4 Determinación de sólidos totales y sólidos suspendidos totales de acuerdo con 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.

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 $105\text{ }^{\circ}\text{C} \pm 2\text{ }^{\circ}\text{C}$.

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

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 μm 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 $\mu\text{S}/\text{cm}$ a 25 °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 °C \pm 2 °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 °C \pm 2 °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 °C \pm 50 °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-desecador y hasta obtener una diferencia $\leq 0,0005$ 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.
- Pesarse 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 con 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:

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

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.

5. Resultados y discusión

5.1 pH.

El pH es un factor importante en los procesos anaerobios ya que los niveles determinarán en gran manera el comportamiento de los microorganismos y ayudara a mantener un alto rendimiento en la remoción de la materia orgánica.

En promedio el pH de influente durante el tiempo de monitoreo fue de 6.5 a 7.5 pero entre los días 69 a 85 este disminuyo hasta 4.01 variación que llevó a la reducción del pH. En la figura 9 se puede observar que, pese al pH bajo del efluente durante el periodo mencionado, el pH se fue amortiguando, ya que solo un día presentó un pH ácido. Castillo Borges *et al.* (2012) reportaron que los valores de pH óptimos para el crecimiento de los microorganismos aerobios se encuentran entre los 6.5 y 8.0. Romero-Ortiz *et al.* (2011) utilizaron hidrófitas y un sistema anaerobio para el tratamiento de agua residual de rastro en su reactor por un periodo de 193 días de observación donde los valores del pH se mantuvieron muy cercanos a la neutralidad de acuerdo con sus resultados. Rodríguez *et al.* (2002) utilizando una bioconversión anaerobia de DQO para tratar el agua de rastro y con un monitoreo de 80 días, donde los resultados de las lecturas de pH fueron en disminución de 7.8 a 6.2 en el caso de sus lecturas de efluente.

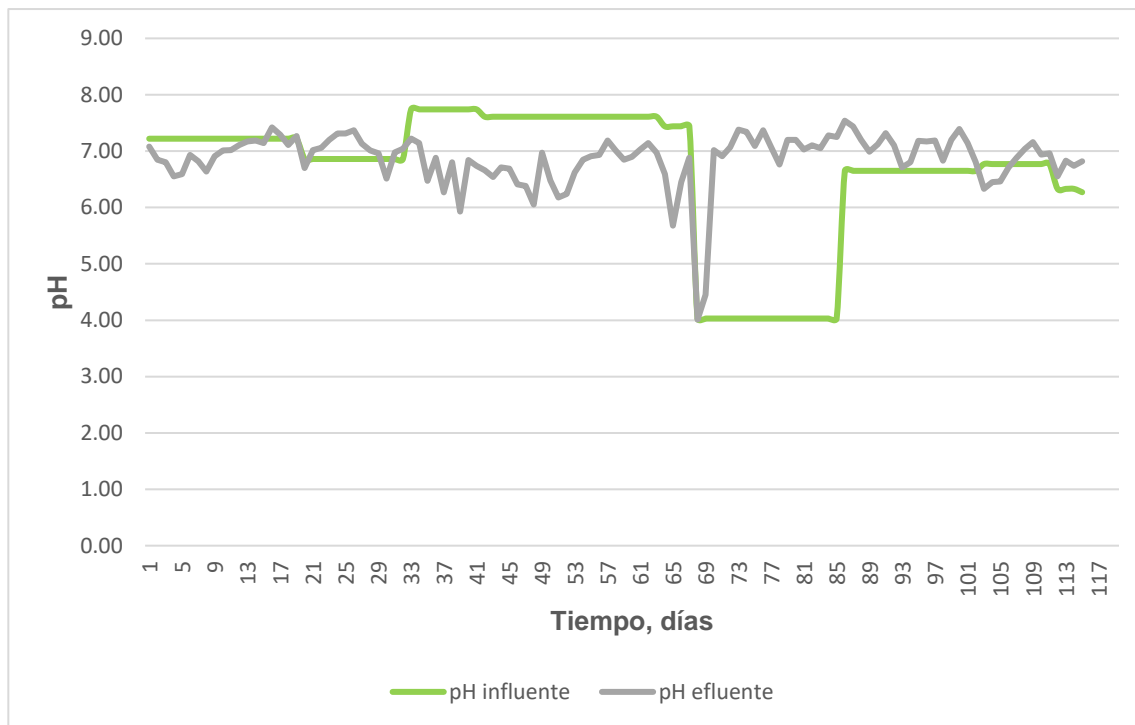


Figura 9. Comportamiento del pH durante los días de monitoreo.

5.2 Demanda química de oxígeno.

En la siguiente gráfica (Figura 10) se observa el comportamiento del DQO de acuerdo con los resultados de la muestra efluente donde durante el monitoreo el cual se llevó a cabo durante 115 días. Durante los primeros 22 días el tratamiento consistió en un único biofiltro por el cual el porcentaje de remoción durante los primeros días fue muy bajo, sin embargo, al agregar el segundo el segundo reactor la remoción de la materia orgánica paso de un máximo de 52.9% de remoción hasta un 69.8% con un TRH de 42.66 h (1.77 días). Rodríguez, *et al.*, (2002) utilizando un digestor anaerobio para la remoción de la DQO contenida en el agua residual de rastro, con el cual obtuvieron resultados del 78% de eficiencia de remoción de la DQO. López *et al.*, (2008) utilizando un filtro anaerobio y un SBR para tratamiento de agua residual de rastro porcentajes de remoción de DQO en proceso anaerobio del 60 al 80 %, sin embargo, el TRH fue menor a 20 hrs. Gutiérrez-Sarabia *et al.*, (2004),

obtuvieron una eficiencia de remoción de la DQO del 89% para efluentes de matadero tratados un sistema consistente de un tanque de sedimentación, una laguna anaerobia y un humedal construido como tratamiento terciario, de ese porcentaje el humedal obtuvo una eficiencia de remoción de 73.97%. Odong *et al.*, (2015), detectaron una remoción del 60% de la DQO mediante un humedal con la especie de planta *Cyperus papyrus*. como tratamiento terciario para agua residual de matadero a un TRH de 28.03 h (1.16 días).

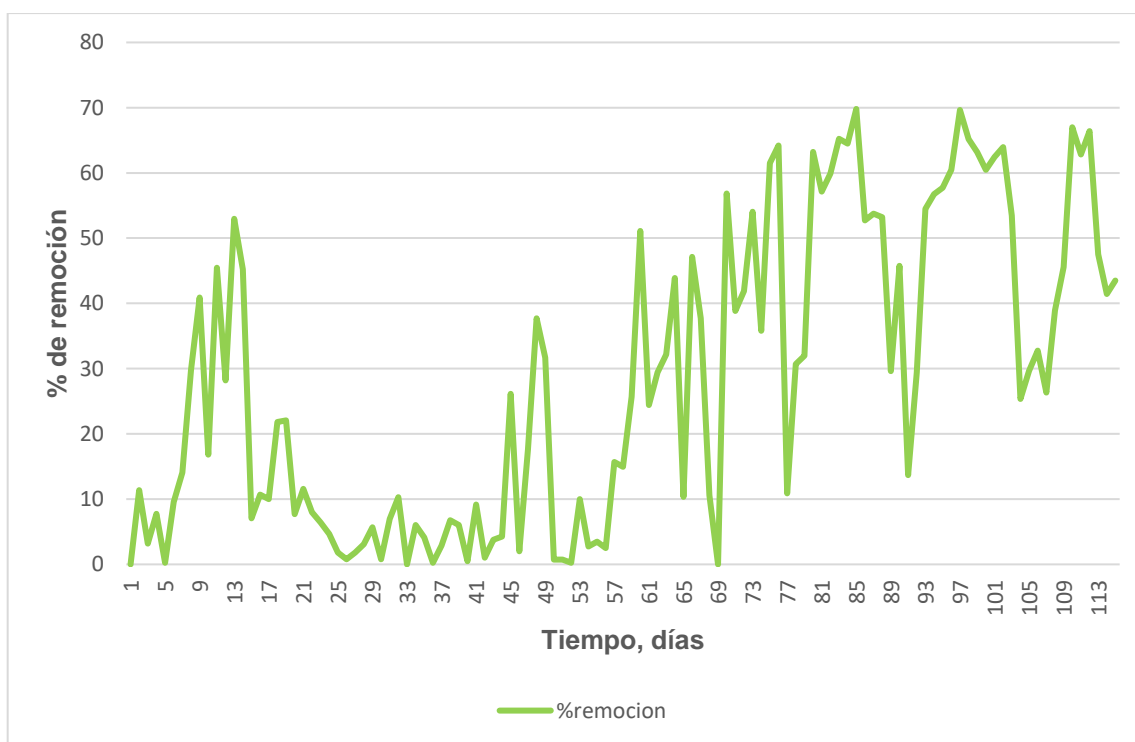


Figura 10. Porcentaje de remoción de materia orgánica

5.3 Temperatura

De acuerdo con la siguiente gráfica (Figura 11) se puede observar la relación entre la temperatura y la remoción de la demanda química de oxígeno resultante durante los 115 días de monitoreo. La remoción no fue totalmente dependiente de la temperatura ambiental, ya que de acuerdo con las mínimas y máximas percibidas durante el monitoreo el comportamiento de los

microorganismos se mantuvo muy independiente en el porcentaje de remoción de la materia, pues incluso con temperaturas por debajo de los 0°C se obtuvieron porcentajes de remoción mayores al 60%. Vázquez-Roque (2018) menciona que en el monitoreo realizado con un biofiltro anaerobio empacado con fibra de *Agave sisalana* recubierta con pirrol y anilina para el tratamiento de agua residual del rastro, el porcentaje de remoción se mantuvo por arriba del 70% independientemente de la temperatura ambiental.

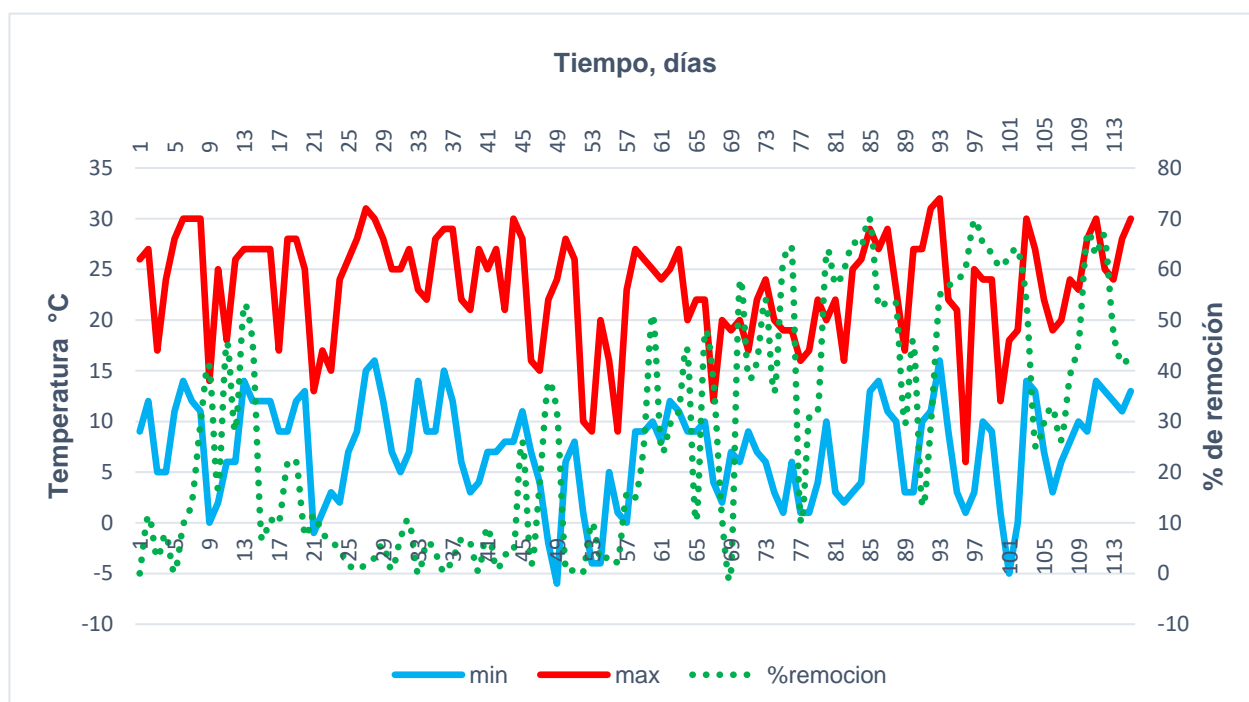


Figura 11. Relación del porcentaje de remoción de DQO en función de la temperatura máxima y mínima.

5.4 Sólidos totales y sólidos suspendidos totales

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 266 mg/L y los sólidos suspendidos totales 40 mg/L. La eficiencia de remoción de sólidos totales que

se presentó en esta investigación fue del 42%, mientras que la remoción de sólidos suspendidos totales fue del 33.25%. De acuerdo con el estudio de Vázquez-Roque (2018) los resultados de los sólidos totales y sólidos suspendidos totales influente alcanzan los 1942 mg/L y los sólidos suspendidos totales 257 mg/L detectando una disminución a 885 mg/L y los sólidos suspendidos totales 0 mg/L en el efluente con lo cual se logró una eficacia de remoción del 100% de los STS.

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 pueden tener como límite máximo de SST 20mg/L para uso con contacto directo, por lo que, de acuerdo con los resultados obtenidos en esta investigación, este parámetro está por debajo del límite permitido.

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

Muestra	ST mg/L	SST mg/L
Influente	266.66	40
Efluente	113.33	13.33
% de remocion	42.49%	33.25%

5.5 Calidad del agua

Utilizando tiras Hach Aquacheck se realizaron mediciones de muestras de agua del efluente para determinar los nitritos, nitratos, fosfatos, cloros libres, dureza, alcalinidad parámetros de calidad concentrados en la muestra del efluente de

acuerdo con los límites máximos permisibles. La tabla 4 muestra los resultados obtenidos. De acuerdo con la NOM-127-SSA1-2017 todos los parámetros están dentro del rango aceptable por esta NOM a excepción de los fosfatos los cuales exceden el límite máximo permisible el cual es de 0.5 mg/L.

Tabla 4. Resultados obtenidos de la muestra efluente para mediar la calidad del agua.

FECHA	Nitratos/ Nitritos	Fosfatos	Cloros totales	FCL *	Dureza	Alcalinidad
30/08/2019	0/0	36ppm	0	0	-	-
07/02/2020	2/0.3	30ppm	0	0	25/425	240
07/03/2020	2/0.3	30ppm	0	0	25/425	240

(*) Cloros libres

6. CONCLUSIONES

El sistema secuencial de biofiltros utilizados durante un periodo de 115 días de monitoreo para el tratamiento del agua residual del rastro es dependiente de la temperatura.

La remoción de materia orgánica, de los sólidos totales y sólidos totales suspendidos mostró una variación la mayor parte de los días en los cuales se realizó el monitoreo (meses de otoño-invierno), por lo que se tendría que realizar un monitoreo más completo incluyendo los meses cálidos (primavera-verano) para conocer el comportamiento de estos parámetros a temperaturas más altas.

Por tal motivo se rechaza la hipótesis planteada: el sistema de biofiltros anaerobios empacados con *Agave sisalana* presentará una remoción estable de materia orgánica durante los meses de monitoreo.

7. REFERENCIAS

1. Acosta, Y. L., & Abreu, M. C. O. (2005). La digestión anaerobia. Aspectos teóricos. Parte I. *IC/DCA*. Sobre los derivados de la caña de azúcar, 39(1), 35-48.
2. Aguilera, E. A. R. (2017). Generación de biogás mediante el proceso de digestión anaerobia, a partir del aprovechamiento de sustratos orgánicos. *Revista científica de FAREM-Estelí*, (24), 60-81.
3. Álvarez, M., & Mavares, D. (2012). Construcción de reactor biopelícula con soportes móviles y membranas para el tratamiento de aguas residuales. *Revista digital de investigación y postgrado*, 2(2), 143-152.
4. Anunciado, T. R, Sydenstricker, THD & Amico, SC (2005). Investigación experimental de varias fibras vegetales como materiales absorbentes para derrames de petróleo. *Boletín de contaminación marina*, 50 (11), 1340-1346.
5. Appels, L., Baeyens, J., Degreève, J. & Dewil, R. (2008). Principios y potencial de la digestión anaerobia de lodos activados de residuos. *Progreso en la ciencia de la energía y la combustión*, 34 (6), 755-781.
6. Balaban, N., Cirioni, O., Giacometti, A., Ghiselli, R., Braunstein, JB, Silvestri, C., Farinati, A. E. & Scalise, G. (2007). Tratamiento de la infección por biopelícula de *Staphylococcus aureus* mediante el inhibidor de detección de quórum RIP. *Agentes antimicrobianos y quimioterapia*, 51 (6), 2226-2229.
7. Bermúdez, L. S., & Díaz, M. E. G. (2016). La biopelícula: una nueva concepción de la placa dentobacteriana. *Medicentro*, 20(3), 167-175.
8. Bonilla, M. N., Gómez, S. E. S., Maldonado, C. C., & Torres, R. C. S. (2013). Calidad del agua residual no entubada vertida por dos parques industriales en la ciudad de Puebla, México. *RIDE Revista Iberoamericana para la Investigación y el desarrollo educativo*, 4(7), 1-36.
9. Borges, E. R. C., Rojas, A. B., Novelo, R. I. M., Rodríguez, J. H. O., & Canul, R. P. (2012). Remoción de materia orgánica en aguas residuales de rastro por el proceso de Contactor Biológico Rotacional. *Ingeniería*, 16(2), 83-91.
10. Castillo Borges, E.R., Bolio Rojas, A.; Méndez, R., Osorio, J.H., Pat Canul, R. Remoción de materia orgánica en aguas residuales de rastro por el proceso de contactor biológico rotacional. *Ingeniería*, vol. 16, núm. 2, mayo-agosto, 2012, pp. 83-91.
11. Castillo Rodas, D. L. (2020). Sistema de biofiltro con materiales orgánicos para restablecer la calidad del aire interior. Colombia: Universidad la gran Colombia. Tesis de licenciatura.

12. Chamy, R.; Carrera, J.; Jeison, D., & Ruiz, G. 2003. Avances en Biotecnología ambiental: Tratamiento de residuos líquidos y sólidos. Volumen 2. Ediciones Universitarias, Valparaíso, Chile.
13. COFEPRIS (2017). Calidad del agua de uso y consumo humano, disponible en: <https://www.gob.mx/cofepris/acciones-y-programas/proyecto-agua-de-calidad-bacteriologica>
14. Cohen, Y. (2001). Biofiltración: el tratamiento de fluidos por microorganismos inmovilizados en el material de lecho del filtro: una revisión. Tecnología de biorecursos, 77 (3), 257-274.
15. CONAGUA (2019) Manual de agua potable, alcantarillado y saneamiento. Introducción al tratamiento de aguas residuales municipales. Comisión Nacional del Agua en México. Pp. 118-120. Disponible en: <https://files.conagua.gob.mx/conagua/mapas/SGAPDS-1-15-Libro.25pdf>
16. Corrales, L. C., Antolinez Romero, D. M., Bohórquez Macías, J. A., & Corredor Vargas, A. M. (2015). Bacterias anaerobias: procesos que realizan y contribuyen a la sostenibilidad de la vida en el planeta. *Nova*, 13(24), 55-81.
17. Diario Oficial de la Federación (2020). 6.2. Uso ineficiente del agua que afecta a la población y a los sectores productivos. Distribución de volúmenes de agua concesionados para usos consuntivos en México, 2017. Disponible en: https://www.dof.gob.mx/nota_detalle.php?codigo=5609188&fecha=30/12/2020#gsc.tab=0
18. Ferrer Polo, J., Seco Torrecillas, A., & Robles Martínez, Á. (2018). *Tratamientos biológicos de aguas residuales*. Editorial Universitat Politècnica de València. Valencia, España. Colección académica (4° ed.), Pp. 2-5.
19. Flórez Arango, A., & Henao Henao, M. (2014). Almacenamiento optimizado en la *Inga edulis*. Línea de investigación en morfología experimental. Universidad Pontificia Bolivariana.
20. Fuentes, M., Scenna, N. J., Aguirre, P. A., & Mussati, M. C. (2007). Anaerobic digestion of carbohydrate and protein-based wastewaters in fluidized bed bioreactors. *Latin American applied research*, 37(4), 235-242.
21. Garzón Zúñiga, M.A., Buelna, G. & Moeller Chávez, G.E. Biofiltration on organic media, a new sustainable technology for wastewater treatment in small communities and industries. *Water technology and Sciences* (in Spanish). Vol. III, No 3, July-September 2012, pp. 153-161.

22. Gutiérrez Sarabia, A., Fernández Villagómez, G., Martínez Pereda, P., Rinderknecht Seijas, N., & Poggi Varaldo, HM (2004). Tratamiento de aguas residuales de matadero en un sistema a gran escala con humedales construidos. *Water Environment Research*, 76 (4), 334-343.
23. Hamdy, S. & Amal, M. (2001). Treatment of Slaughterhouse Waste. Sixth International Water Technology Conference, IWTC 2001, Alexandria, Egypt. Pp. 269-275.
24. Hinojosa, B. A., Olivera, D. S., & Sanchez Q. O. Importancia y uso de una planta de tratamiento de aguas residuales del TMMP (2018) pp 6-17. Proyecto productivo, San Agustín de Cajas, Huancayo, Perú.
25. Jarauta Rovira, L. (2005). Digestión anaerobia para el tratamiento de residuos orgánicos: estudio de las necesidades para la implantación en Perú. (Escuela técnica superior de ingeniería industrial. Distrito de Lima Perú.)
26. Lapo Calderón, B. G. (2014). Estudio de medios de soporte para crecimiento bacteriano aplicado al tratamiento biológico aerobio de aguas residuales (Master's thesis, Quito, 2014.).
27. López, A., De la Barrera, J., Vallejo, R., & Barahona, C. (2008). Estudio comparativo entre un proceso fisicoquímico y uno biológico para tratar agua residual de rastro. *Interciencia*, 33(7), 490-495.
28. López Martínez, F. A. (2005). Actividad microbiana de un reactor anaerobio de película fija que depura aguas residuales de matadero (Doctoral dissertation, Universidad de Burgos).
29. López López, A., Barrera Fraire, J., Vallejo Rodríguez, R. & Barahona Argueta, Carlos. (2008). Estudio comparativo entre un proceso fisicoquímico y uno biológico para tratar agua residual de rastro. *Interciencia*, 33(7), 490-496.
30. Mara, D. & Horan, NJ (Eds.). (2003). Manual de microbiología del agua y las aguas residuales. Elsevier.
31. Martínez Orgániz, Á., Garza Ramos, U., Sampedro Rosas, M. L., González-González, J., Nava-Faustino, G., & Toribio Jiménez, J. (2020). Patotipos y resistencia a antibióticos de *Escherichia coli* en agua residual. *Revista internacional de contaminación ambiental*, 36(4), 957-966.
32. Masse, O. & Masse, L. (2000). Tratamiento de aguas residuales de mataderos en reactores por lotes de secuenciación anaeróbica en reactores por lotes de secuenciación anaeróbica. *Ingeniería agrícola canadiense*, 42 (3), 131.

33. Mejía López, A., Cabrera, M., & Carrillo, Y. (2017). Remoción de contaminantes orgánicos presentes en agua residual doméstica mediante prototipo a escala de laboratorio. La granja. Revista de ciencias de la vida, 26(2), 64-71.
34. Metcalf & Eddy, Inc. (2005). Wastewater engineering: treatment and reuse. 4th ed. McGrawHill. New York
35. Nava Urrego, LM, Gasperín Sánchez, R., & Durán Moreno, A. (2014). Comparación de un reactor de biomasa suspendida y un reactor de biomasa adherida para la biodegradación de compuestos tóxicos presentes en aguas residuales de refinerías de petróleo. Revista internacional de contaminación ambiental, 30 (1), 101-112.
36. Norma Mexicana NMX-AA-030-SCFI-2001. Determinación de la demanda química de oxígeno en aguas naturales, residuales y residuales tratadas.
37. Norma Mexicana NOM-127-SSA1-2017. Agua para uso y consumo humano. Límites permisibles de la calidad del agua.
38. Odong, R., Kansime, F., Omara, J. & Kyambadde, J. (2015). Tratamiento terciario de aguas residuales de matadero en un humedal artificial de flujo subsuperficial horizontal en condiciones tropicales. Revista Internacional de Medio Ambiente y Gestión de Residuos, 15 (3), 257-270.
39. Parameswaran, P., Zhang, H., Torres, CI, Rittmann, BE & Krajmalnik-Brown, R. (2010). Estructura de la comunidad microbiana en un ánodo de biopelícula alimentado con un sustrato fermentable: la importancia de los captadores de hidrógeno. Biotecnología y bioingeniería, 105 (1), 69-78.
40. Pérez Rodríguez, S. (2015). Diagnóstico de las Plantas de Tratamiento de agua Residuales Municipales mayores a 100 l/sy Determinación de Estrategias y Criterios para mantener en Operación la Infraestructura de Tratamiento. México. UNAM. Tesis de licenciatura.
41. Reyes Pantoja, M., (2009). Tratamiento de Aguas Residuales Provenientes de Rastros Mediante un Sistema de Biodegradación Anaerobia-Aerobia. Tesis para Obtener el Grado de Maestría en Ingeniería Ambiental-Agua. Pp. 22-51.
42. Ripollés Ávila, C., Hascoët, AS, Guerrero-Navarro, AE, & Rodríguez-Jerez, JJ (2018). Establecimiento de condiciones de incubación para optimizar la formación in vitro de biopelículas maduras de *Listeria monocytogenes* en superficies en contacto con alimentos. Control de Alimentos, 92, 240-248.
43. Robledo D'Angelo, O. (2017). Biopelículas fototróficas, ¿qué longitudes de onda lumínica favorecen su desarrollo y diversidad? Ejemplo de enseñanza de fundamentos de ecología microbiana desde una práctica sencilla de

laboratorio escolar. Revista eureka sobre enseñanza y divulgación de las ciencias, 14(3), 647-652.

44. Rodicio Lerma, J. M. (2013). Estudio del comportamiento de reactores anaerobios de tipo ASBR frente a compuestos de difícil degradación y/o efectores negativos. Pontificia Universidad Católica Valparaíso. España. Tesis de doctorado en Biotecnología.
45. Romero Aguilar, M., Colín Cruz, A., Sánchez-Salinas, E., & Ortíz-Hernández, M. L. (2009). Tratamiento de aguas residuales por un sistema piloto de humedales artificiales: evaluación de la remoción de la carga orgánica. Revista internacional de contaminación ambiental, 25(3), 157-167.
46. Rodríguez, J., Sosa, G. J., & 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. J. Mex. Chem. Soc, 2, 185-188.
47. Sauer, K., Rickard, AH & Davies, DG (2007). Biopelículas y biocomplejidad. Microbe-American Society for Microbiology, 2 (7), 347.
48. Sarango Araujo, O. P., & Sánchez Ramírez, J. A. (2016). Diseño y construcción de 2 biofiltros con Eichhornia Crassipes y Lemna Minor para la evaluación de la degradación de contaminantes en aguas residuales de la extractora Río Manso EXA SA "Planta la Comuna", Quinindé (Bachelor's thesis, Escuela Superior Politécnica de Chimborazo).
49. 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. Pp 3-58.
50. Solano, J., & Rangel, M. (2006). Evaluación operacional de un sistema a escala laboratorio de biopelícula anaerobia soportada para el tratamiento de aguas residuales domésticas (tesis de pregrado). Universidad Industrial de Santander, Bucaramanga, Colombia.
51. Torres Lozada, P. (2012). Perspectivas del tratamiento anaerobio de aguas residuales domésticas en países en desarrollo. Revista EIA, (18), 115-129.
52. Unidad de Ecotecnologías de la UNAM (2021) Biofiltros. Disponible en: <https://ecotec.unam.mx/ecoteca/biofiltro#:~:text=Resumen%3A,verter%20directamente%20el%20agua%20residual>.
53. Vanegas, M., Correa, N., Morales, A., Martínez, A., Rúgeles, L., & Jiménez, F. (2009). Resistencia a antibióticos de bacterias aisladas de biopelículas en una planta de alimentos. Revista MVZ Córdoba, 14(2), 1677-1683.

54. Vázquez Roque, J.J. (2018) 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. Tesis de pregrado, Universidad Autónoma Agraria Antonio Narro.
55. Vázquez Solano, A. L., Amador Hernández, J., Colunga Urbina, E., Ríos González, L., Garza García, Y., & de la Garza Rodríguez, I. M. (2014). Biorremoción de cromo (VI) con biopelículas soportadas en fibra de ixtle en reactores batch. *Revista iberoamericana de ciencias*, 1(7), 31-37.
56. Velásquez Orta, SB, Yu, E., Katuri, KP, Head, IM, Curtis, T. P. & Scott, K. (2011). Evaluación de las tasas de hidrólisis y fermentación en celdas de combustible microbianas. *Microbiología aplicada y biotecnología*, 90, 789-798.