

UNIVERSIDAD AUTÓNOMA AGRARIA ANTONIO NARRO

DIVISIÓN DE INGENIERÍA

DEPARTAMENTO DE CIENCIAS DEL SUELO



Sistema Bioelectroquímico de Doble Cámara para el Tratamiento de Agua Residual del Rastro

Por:

DEYANIRA TREJO GARNICA

Presentada como Requisito Parcial para Obtener el Título de:

INGENIERO AGRÍCOLA Y AMBIENTAL

Buenavista, Saltillo, Coahuila, México

Diciembre 2023

UNIVERSIDAD AUTÓNOMA AGRARIA ANTONIO NARRO

DIVISIÓN DE INGENIERÍA

DEPARTAMENTO DE CIENCIAS DEL SUELO

Sistema Bioelectroquímico de Doble Cámara para el Tratamiento de Agua Residual del Rastro

Por:

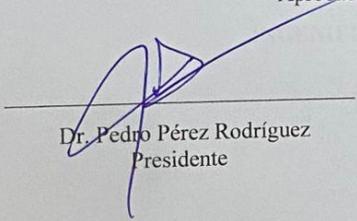
DEYANIRA TREJO GARNICA

Tesis

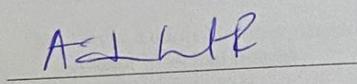
Presentada como requisito parcial para obtener el título de:

INGENIERO AGRÍCOLA AMBIENTAL

Aprobado por el Jurado Examinador

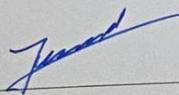

Dr. Pedro Pérez Rodríguez
Presidente


Dra. Silvia Yudith Martínez Amador
Vocal


Dra. Aida Isabel Leal Robles
Vocal


Dr. José Antonio Rodríguez de la Garza
Vocal




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

UNIVERSIDAD AUTÓNOMA AGRARIA ANTONIO NARRO

DIVISIÓN DE INGENIERÍA

DEPARTAMENTO DE CIENCIAS DEL SUELO

Sistema Bioelectroquímico de Doble Cámara para el Tratamiento de Agua Residual del Rastro

Por:

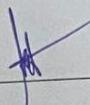
DEYANIRA TREJO GARNICA

Tesis

Presentada como requisito parcial para obtener el título de:

INGENIERO AGRÍCOLA AMBIENTAL

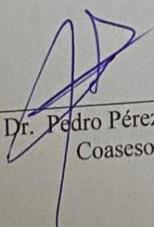
Aprobado por el Comité de Asesoría



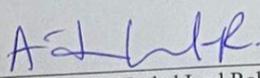
Dra. Silvia Yudith Martínez Amador
Asesor Principal Interno



Dr. José Antonio Rodríguez de la Garza
Asesor Principal Externo



Dr. Pedro Pérez Rodríguez
Coasesor



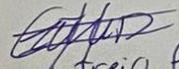
Dra. Aida Isabel Leal Robles
Coasesor

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


Deyanira Trejo Garmica

Nombre y firma

Asesor principal


Dra. Silvia Judith Martínez Amador

Nombre y firma

AGRADECIMIENTOS

A Dios

Por permitirme vivir esta etapa de mi vida, por darme salud, fortaleza y brindarme la oportunidad de disfrutar a mi familia y alcanzar este sueño que tanto anhele, por nunca dejarme sola en los momentos más difíciles, por bendecirme todos los días, por todo lo bueno y lo malo que pase durante la carrera, por guiarme.

A mi Alma Terra Mater

Por abrirme las puertas y darme la oportunidad de formarme como profesional, por hacer realidad mi sueño de terminar mi carrera universitaria, por darme la oportunidad de conocer y convivir con estudiantes y profesores que fueron de mucha ayuda para terminar este gran meta en mi vida

A mi asesora la Dra. Silvia Yudith Martínez Amador

Por asesorarme y apoyarme en todo momento, por todo el conocimiento que me dio durante este tiempo, gracias por ser una gran maestra y amiga, gracias por la confianza y enseñanza que día con día me dio y por darme la oportunidad de trabajar en este proyecto.

A la Q.F. B Brenda Verónica Borrego Limón

Por su gran apoyo tecnocientífico y comprensión, por enseñarme y tenerme paciencia a lo largo de la ejecución de este proyecto de tesis y ayudarme en todo momento mediante su experiencia y conocimiento. Así como también por brindarme su confianza y su gran amistad como amiga.

Al De. José Antonio Rodríguez de la Garza

Por su gran apoyo, experiencia y conocimiento en el diseño y manejo del sistema bioelectroquímico.

DEDICATORIA

A mis padres, Onésimo Trejo Vergara y Paula Garnica Barrera.

Quiero dedicarles mi tesis a mis padres y darles las gracias infinitamente por todo su apoyo durante todos estos años. Sin ellos, no hubiera podido llegar hasta aquí. Siempre estuvieron ahí para mí, incluso en los momentos en que yo no podía estar ahí para mí misma. Me animaron a seguir adelante cuando todo me parecía demasiado difícil, y me ayudaron a levantarme cuando caía. Nunca les podré agradecer lo suficiente por todo lo que hicieron por mí. Gracias por ser mis padres, y por ser mi guía en todos los aspectos de mi vida. Los Amo tanto.

A mis hermanos, a Priscila Claribel Trejo Garnica, Jennifer Paola Trejo Garnica, Ismael Trejo Garnica y Evelyn Trejo Garnica.

Quiero dedicar y agradecer a mis hermanos por acompañarme en este duro camino, por apoyarme desde principio hasta fin por ser tan buenos y admirables y sobre todo por darme tanto amor. Gracias por ser tan increíbles y únicos, por acompañarme en todas mis locuras y por todas las risas que nunca hicieron falta, gracias por estar aquí conmigo en todo momento, los amo tanto.

A mis sobrinos, Cristian R. Trejo y Santiago S. Trejo.

Por ser mi alegría y la alegría de toda la familia, tus risas me hacen crecer y sentirme afortunada de tenerte conmigo, y a Santiago que, aunque aún no te tenemos en nuestros brazos, ya te amamos y te esperamos con muchas ansias y mucho amor y que tu igual que Cristian serán la alegría de todos nuestros días.

A mis abuelitos, Evelia Barrera Portugal, Camerino Garnica Altamirano, Emelia Vergara Vergara y Narciso Trejo Tabaco.

Por siempre estar ahí conmigo, por darme su amor, su confianza y sobre todo por sus buenos consejos para poder alcanzar mis sueños, los amo tanto, un beso hasta el cielo.

A mi novio José Manuel López Munguía

Porque gracias también a él hoy cumplo uno de mis mayores sueños, y tú has sido mi mejor cómplice, mi mayor fan y mi compañero inseparable en este camino. Gracias por tu amor incondicional, por tus abrazos reconfortantes, por tus palabras de aliento y por tus consejos sabios. Gracias por creer en mí, por apoyarme en todo momento y por ser mi razón de ser. Este logro es también tuyo, porque tú me has ayudado a encontrar mi camino, a descubrir mis talentos y a desarrollarlos. Que este trabajo sea una prueba más de nuestro amor, de nuestra confianza y de nuestra capacidad de hacer realidad nuestros sueños. Te amo con todo mi ser.

A mis amigos de la universidad Valeria, Fanny, Esteban, Bladimir, Alexis, Mauro, Pavel, Fernando, y a mis amigas de Tabasco Mariela Vinagre y Erika Martínez,

A todo ellos por Brindarme su amistad incondicional, por estar ahí en las buenas y en las malas, por todos los buenos momentos que hemos pasado, y agradecerles el gran cariño que cada uno de ellos me dio en estos años de mi carrera. A las personas que me ayudaron cuando inicie mi vida de foránea, a mi Prima Claudia y a Abraham por ayudarme en todo momento, Karely y Andrés y familia, por brindarme su cálido hogar y ayudarme en todo momento, así como también a la familia Ramos Colunga, por darme ese amor cálido de familia durante todo este tiempo, ya que ellos también forman parte de mí.

A mis padrinos Lilia Edith y Juan Luis

Por siempre estar ahí conmigo en todo momento, por cuidarme y amarme y hacerme sentir parte de ellos, por ser mis segundos padres a los cuales los amo mucho, este logro también es para ellos, gracias a la familia Zapatero Mariscal por todo.

A Claudia Quintero y Humberto Domínguez

Por darme ese calor de familia y por estar conmigo en todo momento, impulsarme a salir adelante y sobre todo por escucharme, gracias por todo ese amor que nos han dado los amo, gracias a la familia Domínguez Quintero.

INDICE DE CONTENIDO

INDICE DE CONTENIDO	1
ABREVIATURAS	3
INDICE DE FIGURAS	4
INDICE DE TABLAS.....	5
RESUMEN	6
1. INTRODUCCIÓN.....	7
2. OBJETIVOS.....	8
2.1 Objetivo general	8
2.2 Objetivos específicos	8
3. HIPÓTESIS.....	8
4. REVISIÓN DE LITERATURA	9
4.1 Agua residual del rastro	9
4.2 Características químicas y microbiológicas del agua residual del rastro	9
4.3 Tratamiento del agua residual del rastro.....	10
4.3.1 Tratamiento primario:	10
4.3.2 Tratamiento secundario:.....	11
4.3.3 Tratamiento terciario:	11
4.3.4 Floculación:	11
4.3.5 Tratamientos químicos:.....	12
4.3.6 Tratamientos biológicos:.....	12
4.3.7 Los tratamientos físicos:	13
4.3.8 Los procesos anaeróbicos:	13
4.3.9 Biopelículas:.....	13
4.3.10 Desbaste o remoción de sólidos:	14

5.	Reactores anaerobios	14
6.	Digestor anaerobio de flujo ascendente con manto de lodo (UASB).....	14
7.	Lodos activados.....	14
8.	Biofiltros anaerobios.....	15
9.	Filtros percoladores	16
10.	Biorreactores de membrana (BRM).....	16
11.	Sistemas bioelectroquímicos.....	17
12.	El sistema bioelectroquímico (SBE).....	17
13.	Localización geográfica del sitio.....	18
14.	Diseño y construcción de un SBE	19
14.1	Determinación de la demanda química de oxígeno.....	22
14.2	Determinación de la demanda bioquímica de oxígeno.....	31
14.3	Determinación de coliformes totales y fecales.....	38
14.4	Determinación de los huevos de helmintos.....	49
15.	RESULTADOS Y DISCUSIÓN.....	54
16.	CONCLUSIÓN	56
17.	BIBLIOGRAFÍA.....	57

ABREVIATURAS

ARR: Agua residual del rastro

CCM: Celda de combustible microbiano

CDM: Celda de desalinización microbiana

DBO: Demanda bioquímica de oxígeno

DQO: Demanda química de oxígeno

SBE: Sistema bioelectroquímico

TRH: Tiempo de retención hidráulica

INDICE DE FIGURAS

Figura 1. Diseño del SBE	19
Figura 2. Construcción del SBE.....	20
Figura 3. Puesta de la membrana para el desarrollo de la biopelícula microbiana	20
Figura 4. Aireación del SBE	21
Figura 5. Monitoreo del SBE.....	21
Figura 6. Monitoreo del SBE, entrada (influyente) y una salida (efluente)	22
Figura 7. Tubo hach.....	27
Figura 8. Tubos hach, con reactivo	27
Figura 9. Tubos hach con los respectivos reactivos	28
Figura 10. Tubos hach con reactivo y muestra	28
Figura 11. Tubos hach listos	29
Figura 12. Digestor.....	30
Figura 13. Espectrofotómetro	31
Figura 14. Frascos Winkler.....	33
Figura 15. Reactivos para la preparación del AD	34
Figura 16. Preparación de los frascos Winkler	35
Figura 17. Placa de agitación y bureta.....	35
Figura 18. Matraz Erlenmeyer con muestra	36
Figura 19. Titulación con tiosulfato	37
Figura 20. Titulación con tiosulfato terminado.....	37
Figura 21. Tubos de ensaye con CLSS.....	40
Figura 22. Autoclave	41
Figura 23. Tubos de ensaye con medio de cultivo más muestra.....	42
Figura 24. Incubadora.....	42
Figura 25. Tubo positivo de coliformes	43
Figura 26. Tubos de ensaye con medios de cultivo	44
Figura 27. Tubos positivos	45
Figura 28. Tubos de ensaye con medio de cultivo	46
Figura 29. Manómetro de la autoclave	47

Figura 30. Tubos de ensaye con medio de cultivo	47
Figura 31. Incubadora.....	48
Figura 32. Tubo positivo	48
Figura 33. Litro de muestra ARR, SBE y Humedal.....	50
Figura 34. tubos cónicos.....	50
Figura 35. Tubos cónicos con muestra.....	51
Figura 36. Fotografía tomada a 10x, se alcanzan a ver los huevos de helmintos	52
Figura 37. Fotografía tomada a 40x donde se alcanza a ver un solo huevecillo.....	53
Figura 38. Porcentaje de remoción y temperatura ambiente.	54
Figura 39. Porcentaje de coliformes a las distintas diluciones	55

INDICE DE TABLAS.

Tabla 1. Promedio de Influyente y Efluente	56
---	----

RESUMEN

Las aguas residuales de los rastros son altamente contaminantes, ricas en grasas, aceites, proteínas y microorganismos patógenos. Por tal motivo es necesario un tratamiento para reducir el impacto negativo en el ambiente y en la salud humana. Los tratamientos biológicos son una opción para este tipo de aguas residuales. Dentro de los tratamientos biológicos se encuentran los sistemas bioelectroquímicos (SBE), los cuales remueven una gran cantidad de materia orgánica y además generan voltaje. El objetivo de este trabajo fue evaluar la remoción de la demanda química de oxígeno (DQO) y de parámetros microbiológicos como la demanda bioquímica o biológica de oxígeno (DBO), coliformes totales y fecales (CT y CF) y huevos de helmintos (HH). Los resultados demuestran que el SBE operado por 85 días a un tiempo de retención hidráulica de 48 horas tuvo una eficiencia de remoción del 58.5, 98.9, 99.9 y 100 para la DQO, DBO, CT-CF y HH, respectivamente. Por lo anterior se puede considerar que el SBE es una buena opción para el tratamiento de agua residual del rastro.

Palabras clave: Bioelectroquímico, Tratamiento, Residual, Rastro, Parámetros.

1. INTRODUCCIÓN

El agua es un recurso natural fundamental para la vida en la Tierra, constituye uno de los compuestos más abundantes de la naturaleza y cubre aproximadamente tres cuartas partes de la superficie terrestre (Castañeda, *et al.*, 2013). Existen diversas investigaciones que tienen como principal objetivo el tratamiento de aguas residuales para disminuir la contaminación y obtener los beneficios ambientales que esto conlleva (Elkhatib *et al.*, 2015).

La composición de las aguas residuales de un rastro o matadero depende, fundamentalmente, de la especie que se procesa (Signorini *et al.*, 2006). Las aguas residuales de los rastros se caracterizan por contener altas concentraciones de proteínas, grasas, aceites, sólidos suspendidos y otros productos de la industria de la carne, así como presentar pH básicos. La disposición efectiva de este tipo de aguas ha tomado gran importancia debido a los requerimientos normativos tan estrictos considerados para la calidad de los efluentes (Rodríguez *et al.*, 2002).

Los sistemas bioelectroquímicos son una tecnología emergente para la generación de energía eléctrica, teniendo como catalizador a microorganismos electrogénicos (Revelo *et al.*, 2013). Los SBE poseen dos compartimentos llamados ánodo y cátodo. En el ánodo se forma la biopelícula microbiana capaz de degradar sustratos energéticos produciendo CO₂, protones (H⁺) y electrones (e⁻); estos últimos son transportados desde el ánodo hasta el cátodo mediante un circuito externo. Los electrones junto con los protones son reducidos a agua en el cátodo, generando energía eléctrica mediante la formación de un gradiente electrónico (Torres-Zamata *et al.*, 2020). En la presente investigación se evaluó la biodegradación de la materia orgánica en un (SBE) que está compuesto de dos cámaras, con 2 electrodos (un ánodo y un cátodo de fieltro de grafito) separados por una membrana de intercambio catiónico.

2. OBJETIVOS

2.1 Objetivo general

Evaluar un sistema bioelectroquímico de doble cámara en el tratamiento de agua residual del rastro mediante la determinación de parámetros microbiológicos.

2.2 Objetivos específicos

1. Determinar la demanda bioquímica o biológica de oxígeno del influente y efluente.
2. Determinar la concentración de coliformes totales y fecales del influente y efluente.

3. HIPÓTESIS

El sistema bioelectroquímico tendrá una alta eficiencia de remoción de la demanda química y bioquímica de oxígeno, así como de los patógenos contenida en el agua del rastro debido a que estos sistemas son altamente eficientes.

4. REVISIÓN DE LITERATURA

4.1 Agua residual del rastro

Uno de los más graves problemas que aquejan al medio ambiente son las descargas de aguas residuales provenientes de los rastros. Estas aguas residuales provienen del sacrificio de animales como bovinos, porcinos, ovinos, caprinos, equinos y aves. De acuerdo con Rodríguez *et al.* (2002), este tipo de agua contiene altas concentraciones de materia orgánica, grasas y proteínas, entre otros. De acuerdo con el sitio 3tres3.com publicado en diciembre del 2022, se cuentan con un total de 1119 rastros, del total 76% son rastros municipales, 14% son rastros privados y un 10% son rastros Tipo Inspección Federal o TIF.

4.2 Características químicas y microbiológicas del agua residual del rastro

Los compuestos químicos y los microorganismos de las aguas residuales del rastro pueden estar presentes de forma natural o ser introducidos por el hombre alterando las concentraciones naturales debido a las actividades industriales, agrícolas o los desechos urbanos y domésticos, afectando la biodiversidad acuática. Los contaminantes microbiológicos de las aguas residuales de rastro pueden ser diversos tipos de géneros de bacterias *Escherichia*, *Salmonella*, *Shigella*, *Vibrio* y *Pseudomonas*, entre otros (Meiramkulova *et al.*, 2021). Los contaminantes químicos que contienen las aguas residuales de los rastros son: los parámetros que son de tipo orgánico, se basan en la disminución de oxígeno, y los de tipo inorgánico, son los que se toman en cuenta por su efecto tóxico. Así como también la materia orgánica que se encuentra formada generalmente por las combinaciones de carbono, hidrógeno y oxígeno, con la presencia, en varias ocasiones, de nitrógeno, unos están presentes en otros elementos como lo es: azufre, fósforo o hierro. Cabe destacar que los principales grupos de sustancias orgánicas presentes en el agua residual son: las proteínas, grasas y aceites e hidratos de carbono. Así como también la Demanda bioquímica de oxígeno (DBO) es utilizada para determinar la cantidad de oxígeno que requieren los organismos en sus procesos metabólicos al consumir u oxidar materia susceptible que se encuentra presente en la muestra líquida, disuelta o en suspensión, del agua residual. Otros de los parámetros químicos es la demanda química de oxígeno (DQO) se utiliza para medir el contenido de materia orgánica tanto de las aguas naturales como de las residuales. Los

sólidos totales son toda la materia sólida de tipo orgánica o inorgánica que pertenece como residuo dentro del agua residual del rastro. También los sólidos disueltos son los componentes de las moléculas orgánicas e inorgánicas las cuales presentan remoción o coagulación y sedimentación. Estos presentan un tamaño de partícula menor a 1,2 μm . Se relacionan con la conductividad eléctrica. Así como también los sólidos suspendidos son el material flotante en las aguas residuales y se acumula en la superficie, por lo que suele ser muy visible. Estos pueden contener y almacenar bacterias y cifras elevadas de metales y pesticidas, la materia inorgánica se origina por el contacto de sustancias específicas con el agua, originadas por el contacto de la misma con las formaciones geológicas o por aguas residuales tratadas o sin tratar. Así también al determinar la conductividad se evalúa la capacidad del agua para conducir corriente eléctrica, lo cual es una medida indirecta de la cantidad de iones en solución (fundamentalmente cloruro, nitrato, sulfato, fosfato, sodio, magnesio y calcio). El potencial de hidrógeno cuantifica si el agua residual es ácida o alcalina y luego poder neutralizar para su posterior adecuación. Este dato da información si el agua puede interferir en la capacidad de reacción de sustancias específicas dentro de ella (Espinosa *et al.*, 2011).

4.3 Tratamiento del agua residual del rastro

El tratamiento de estas aguas tiene como objetivo mejorar su calidad bacteriológica, química y física, así como también tiene el objetivo de ser tratadas por una digestión anaerobia, ya que suelen tener concentraciones de fosfatos, nitrógeno, así como también la adecuada alcalinidad de esta agua y los micronutrientes para el crecimiento bacteriano (Romero *et al.*, 2001).

El agua residual de rastro tiene 3 tratamientos los cuales se clasifican como:

4.3.1 Tratamiento primario:

El tratamiento primario tiene como objetivo remover los contaminantes, sobre todo los contaminantes sólidos suspendidos presentes, así como también tiene como objetivo producir un líquido homogéneo, este tratamiento está constituido por varios procesos secuenciales: físicos o químicos. Este tratamiento también permite eliminar sólidos visibles, así como también, remover grasas y aceites en suspensión, y sólidos sedimentables y sangre para que no obstruya o dificulte los procesos consecuentes.

4.3.2 Tratamiento secundario:

El tratamiento secundario también conocido como tratamiento biológico se encarga de remover las micropartículas que no pudieron ser removidas en el tratamiento primario, estas micropartículas tienen un tamaño menor de las que se llegan a rescatar del primer tratamiento, este busca estabilizar la materia orgánica contaminante, mediante la acción de la biomasa activa, especialmente bacterias.

4.3.3 Tratamiento terciario:

Este tratamiento tiene la finalidad de eliminar la carga orgánica residual y otras sustancias contaminantes no eliminadas en los tratamientos primarios y secundarios, como lo es el fósforo, nitrógeno, nutrientes, compuestos tóxicos y patógenos. Este tipo de tratamiento se utiliza para un acondicionamiento de agua estricto, generalmente para aguas que se utilizarán (Caldera *et al.*, 2010).

4.3.4 Floculación:

La floculación y coagulación es un tratamiento fisicoquímico que se utiliza en el proceso de tratamiento de agua para reducir su turbidez. Este método requiere la eliminación de los flóculos que posteriormente debe ser llevado a la filtración. Se toma en cuenta que los reactivos deben ser dosificados precisamente para no tener materiales extra producidos por las mismas aguas residuales. La floculación está muy ligada a la coagulación dentro del tratamiento de aguas residuales. Ya que las partículas de desecho se han agrupado mediante la coagulación, es entonces que se utilizan agentes floculantes en el tratamiento de aguas residuales para eliminar grumos. Los floculantes son considerados polímeros livianos, pesados y medianos que hacen que los grumos sean desestabilizados de particular y así se puedan aglomerar para caer fuera de la solución, eliminándolos por completo del agua filtrada. Los floculantes suelen venir en varias cargas con densidades, pesos moleculares y formas que han existido desde hace siglos (Degrèmont *et al.*, 2023)

4.3.5 Tratamientos químicos:

Funcionan como un tratamiento eficaz para la disminución de materia inorgánica soluble presente en el agua residual. así como también la eficacia de la precipitación química depende de factores que incluyen la concentración de metales presentes en la solución, el precipitante utilizado y la presencia de otros constituyentes que pueden inhibir la reacción de precipitación, como los cationes monovalentes. La precipitación química implica la adición de un producto químico para alterar el estado físico de los sólidos disueltos y suspendidos y facilitar su eliminación por sedimentación o filtración. (Roa *et al.*, 2014). Cabe mencionar que los tratamientos químicos también se componen como: Los más comunes en las aguas residuales son:

- Orgánicos: carbohidratos, grasas animales, aceites, pesticidas, fenoles, proteínas, contaminantes prioritarios, agentes tensoactivos, compuestos orgánicos volátiles, etc.
- Inorgánicos: alcalinidad, cloruros, metales pesados, nitrógeno, pH, fósforo, contaminantes prioritarios y azufre.
- Gases: sulfuro de hidrógeno, metano y oxígeno.

4.3.6 Tratamientos biológicos:

En este tipo de agua residual de rastro contribuye a incrementar la cantidad de nitrógeno y fósforo en el efluente, lo que tiene implicaciones serias ya que un tratamiento biológico, no remueve totalmente y puede llegar a causar eutrofización. Por este motivo se busca un tratamiento terciario, que puede llevarse a cabo con hidrófitas acuáticas como una alternativa (Rodgers *et al.*, 1978; Benda *et al.*, 1991). También los tratamientos biológicos son los más habituales en las aguas residuales son animales, plantas y microorganismos patógenos. Se solía decir que "la solución a la contaminación es la dilución". Cuando se descargan pequeñas cantidades de aguas residuales en un cuerpo de agua que fluye, se produce un proceso natural de auto purificación de la corriente. Sin embargo, las comunidades densamente pobladas generan cantidades exorbitantes de aguas residuales que la dilución por sí sola no evita la contaminación. Esto hace que sea necesario tratar o purificar aguas hasta cierto punto antes de su eliminación (Rojas *et al.*, 2002).

4.3.7 Los tratamientos físicos:

Son los componentes y parámetros físicos de las aguas residuales son el color, el olor, los sólidos y la temperatura. Cabe destacar que el tratamiento físico es aquel que permite eliminar los sólidos en suspensión presentes en el agua. Los principales procesos fisicoquímicos que pueden ser incluidos en el tratamiento primario son los siguientes: sedimentación, flotación y filtración. Sedimentación: Es un proceso de separación por gravedad que hace que una partícula más densa que el agua tenga una trayectoria descendente, depositándose en el fondo del sedimentador (Hervás-Ramírez *et al.*, 2000).

4.3.8 Los procesos anaeróbicos:

El tratamiento anaeróbico de aguas residuales es un proceso de tratamiento biológico en el que los organismos, especialmente las bacterias descomponen el material orgánico de las aguas residuales en un entorno sin oxígeno. La digestión anaeróbica es un proceso de tratamiento de aguas residuales bien conocido. Para la digestión anaeróbica eficaz de materiales orgánicos se evita la entrada de aire en los tanques donde se lleva a cabo el proceso, dando paso a que, durante la digestión anaeróbica, se produzcan metano y dióxido de carbono, el metano es un biogás, por lo tanto, el proceso de digestión anaeróbica se puede utilizar para producir biogás que se puede utilizar para producir energía. El proceso de tratamiento anaeróbico de aguas residuales se produce a través de cuatro pasos principales: hidrólisis, acidogénesis, acetogénesis y metanogénesis. Todos estos pasos están gobernados por microorganismos anaeróbicos, especialmente bacterias y arqueas (Samanthi, 2017).

4.3.9 Biopelículas:

Las biopelículas son aquellas que varían de acuerdo con la naturaleza de las especies, la formación de una biopelícula comienza con la acumulación de nutrientes en una superficie debido a la porosidad del material, a las interacciones electrostáticas, a fenómenos de adsorción y a factores electroquímicos, que permiten un aumento en la concentración de nutrientes que lo conforman así como también del medio ambiente donde se encuentran los microorganismos que tienen como protección contra los agentes dañinos y las variaciones climáticas del medio ambiente. se ha comprobado la importancia del tratamiento residual debido a la alta

concentración de la biomasa adherida a una biopelícula es entre 9 y 10 veces más que la que se produce en un cultivo en estado líquido (Márquez *et al.*, 2017)

4.3.10 Desbaste o remoción de sólidos:

Este proceso de tipo mecánico tiene como prioridad eliminar los sólidos de mayor tamaño que generalmente tienen las partículas que arrastran las aguas. Se utilizan mallas o rejillas para eliminar las partículas grandes que pueden dañar equipos y causar bloqueos de tuberías en etapas posteriores. Se debe tomar en cuenta que las mallas o rejillas deben estar diseñadas de un material anticorrosivo para evitar su desgaste por el masivo paso del agua

5. Reactores anaerobios

Los reactores anaerobios son utilizados para tratar efluentes domésticos o industriales con altas cargas orgánicas. Un sistema de tratamiento anaerobio es aquel que se distingue por la ausencia del oxígeno en sus procesos, con el fin de eliminar la materia orgánica biodegradable, tanto soluble como coloidal, así como también la eliminación de compuestos que tienen nutrientes (N y P). así como también cabe mencionar que el receptor de electrones puede ser el CO₂ o de la misma materia orgánica, obteniendo producto de reducción en el carbono es su estado más reducido CH₄ (Romero *et al.*, 2011)

6. Digestor anaerobio de flujo ascendente con manto de lodo (UASB)

Se basa en la actividad autorregulada de diferentes grupos de bacterias que degradan la materia orgánica y se desarrollan en forma interactiva, formando un lodo biológicamente activo en el reactor. Dichos grupos bacterianos establecen entre sí relaciones simbióticas de alta eficiencia metabólica bajo la forma de gránulos cuya densidad les permite sedimentar en el digestor. La biomasa permanece en el reactor sin necesidad de soporte adicional. La particularidad distintiva de este reactor es la retención de biomasa en su interior sin necesidad de ningún medio de soporte, gracias a la formación de gránulos o "pellets", lo que lo hace más económico y le da ventajas técnicas sobre otros reactores (Bermúdez *et al.*, 2011).

7. Lodos activados.

Los lodos activos es el proceso del efluente salido del tratamiento primario es bombeado a un tanque donde se mezcla con lodo activo que es una suspensión rica en bacterias. Después es pasado a un tanque de sedimentación secundario donde el agua es extraída y parte del lodo es eliminado del fondo, mientras que otra parte es utilizada como inóculo en el efluente primario. Estos lodos son también conocidos como la digestión del tanque de aireación y una característica principal de este método es el reciclaje de una gran cantidad de biomasa para la obtención de un gran número de microorganismos que se usan para oxidar la materia orgánica en un corto tiempo. El lodo secundario y el lodo del tratamiento primario se juntan y posteriormente son digeridos anaeróbicamente para obtener biosólidos. En este proceso la concentración de patógenos se ve reducida gracias a microorganismos antagonistas, así como la adsorción o incorporación en el lodo secundario (Bitton *et al.*, 2011). Los lodos activados en las aguas residuales del rastro tienen la función de algunos procesos biológicos como lo son:

- La materia orgánica biodegradable debe ser eliminada
- En determinados procesos específicos, la eliminación de compuestos de nitrógeno y fósforo a través de la bioquímica.
- Cumplir la normativa legal en referencia a la concentración de DBO y compuestos de nitrógeno y fósforo.
- Evitar la disminución de la cantidad de oxígeno en el cauce, por el gran impacto que se genera sobre la fauna y la flora en el mismo. En aquellos procesos que eliminan compuestos de nitrógeno y fósforo, que puedan evitar la eutrofización del cauce receptor (Sainz-Sastre, 2005).

8. Biofiltros anaerobios

Los biofiltros anaerobios son un proceso de mecanismo en la remoción de la materia orgánica, este proceso se basa en la absorción y asimilación biológica en un soporte, este proceso no requiere recirculación a diferencia de los lodos activados donde ésta es determinante para mantener los microorganismos en el licor mezclado. Sin embargo, ambos procesos dependen de

la oxidación biológica de la materia orgánica presente en el agua residual, produciendo CO₂ y energía, la cual es el sustento y promotor para el crecimiento de la biomasa (Noyola *et al.*, 2000). La biofiltración utiliza procesos físicos, químicos y biológicos a bajas tasas de filtración, lo que permite establecer un equilibrio entre la tasa de deposición de contaminantes y el crecimiento de las poblaciones de microorganismos (Garzón *et al.*, 2004; Viguera *et al.*, 2013), promoviendo la formación de una biopelícula sobre la superficie de un medio filtrante, responsable de retener y degradar los contaminantes del agua y los microorganismos patógenos como coliformes fecales, a través de la acción de microorganismos (Chávez *et al.*, 2004). Así como también Incluye también la remoción de sólidos suspendidos totales (SST) reduciendo la turbidez y favoreciendo la penetración de la luz dentro del agua tratada (Sánchez-Román *et al.*, 2007).

9. Filtros percoladores

Los filtros percoladores crecen los microorganismos sobre la superficie de un soporte en forma de película; se introduce el agua desde la superficie y gotea mientras que el agua se permea a través del medio, tomando en cuenta y suministrando con ellos el oxígeno requerido para el tratamiento. El agua ya tratada es evacuada junto con una proporción considerable de biomasa, por lo cual debe ser transferida a un tanque de sedimento donde todos los sólidos biológicos son separados, y así mismo es necesario que se realice un tratamiento previo a la filtración biológica aerobia para remover grasas, aceites y sólidos suspendidos del agua residual con el fin de impedir que el sistema se obstruya (Banks y Wang, 2005).

10. Biorreactores de membrana (BRM)

Es la retención de la materia suspendida y una fracción de los compuestos solubles, conduce a la obtención de un efluente ante las descargas de del agua residual, tiene también la posibilidad de retener todas las bacterias y los virus y da como resultado un efluente estéril, eliminando así la desinfección posterior y los riesgos, así como también la separación de los microorganismos y el control independiente del tiempo de retención celular (TRC) y del tiempo de resistencia hidráulica (TRH) ya que posibilitan un mejor control del proceso de la membrana (Cicek *et al.*, 2001)

Los biorreactores de membrana no solo retienen la biomasa, sino que también previenen el escape de enzimas exocelulares u occidentes solubles creando así una mezcla biológicamente más activa capaz de degradar un amplio intervalo de fuente orgánicas, estos sistemas eliminan la dificultad de los procesos y problemas asociados con la sedimentación (Buisson *et al.*, 1998)

11. Sistemas bioelectroquímicos.

Una celda de combustible microbiana es un tipo de sistema bioelectroquímico que se encarga de convertir un sustrato biodegradable directamente a electricidad, esto se lleva a cabo cuando se consigue las bacterias, a través de su metabolismo, transfieren electrones desde un donador, tal como la glucosa, a un aceptor de electrones llamado también electrodo, en una celda de combustible microbiana las bacterias no transfieren directamente los electrones, producidos en su espectro terminal, sino que estos son total desviados hacia el electrodo denominado ánodo (Buitron y Perez, 2011).

Las celdas de combustible microbiana son también convertidores bioelectroquímicos renovables que tienen como objetivo en convertir la energía bioquímica en electricidad, así como también las celdas de combustible microbianas permiten que el tratamiento sea simultáneo de las aguas residuales y la recolección de energía a partir de medios orgánicos mixtos mediante el uso de consorcios microbianos como lo es los biocatalizadores. Como también lo es los tratamientos de desechos antropogénicos y las aguas residuales, los sistemas bioelectroquímicos generan electricidad en lugar de consumirla, también los sistemas bioelectroquímicos tienen la capacidad de descomponer los contaminantes tóxicos, una de las ventajas que tienen estas celdas de no sobrecargar el ciclo del carbono más que los combustibles fósiles (López- Tirado, 2020).

12. El sistema bioelectroquímico (SBE)

Cabe destacar que en los últimos años ha evolucionado el uso de microorganismos para cumplir funciones de transformación de energía y remoción de compuestos, permitiendo el desarrollo de los SBE (Trembla *et al.*, 2015). El sistema bioelectroquímico (SBE) es un grupo de nuevas tecnologías que se basan en la capacidad de algunos microorganismos para catalizar reacciones de oxidación en el ánodo y de reducción en el cátodo (Mekawy *et al.*, 2015). Dependiendo del modo de operación del reactor y del producto final que se forma, los SBE pueden clasificarse

en tres grandes grupos: 1) celdas de combustible microbiana (CCM); 2) celdas de electrólisis microbiana (CEM) y 3) celdas de desalinización microbiana (CDM) (Pant *et al.*, 2012). En la práctica realizada en el año 2010 da como resultado un cambio drástico en el valor promedio de DP obtenido, de 51.79 % menos del valor calculado considerando todas los SBE analizados. Este resultado indica que el aumento en volumen de la celda tiene efecto negativo sobre la DP obtenida en el sistema (Oh *et al.*, 2010). Al realizar el escalamiento de los reactores resulta difícil mantener la homogeneidad del sistema, afectando la tasa de transferencia de masa y velocidad de reacción y, por ende, la producción de electricidad. Los reductores (electrones) de la cámara anódica fue similar a la disminución de la concentración de DQO de las aguas residuales. Por lo tanto, como el cálculo de EC para la oxidación de un sustrato orgánico en la cámara anódica se realiza basándose en el porcentaje de remoción de DBO o DQO en la cámara y la corriente eléctrica generada en dicha cámara, se estaría considerando menor materia orgánica disponible para la producción de electricidad y, por lo tanto, una reducción en los valores de EC (Fornero *et al.*, 2010). En el caso de la DQO removida se obtuvo que el 75 % de los datos fueron valores en el rango del 80 al 95 %. De acuerdo con los resultados obtenidos, no es evidente una relación entre la máxima DP generada por los SBE y altos valores de remoción de DQO de las aguas residuales estudiadas. Los datos utilizados para el análisis de este trabajo muestran que, al obtener valores máximos de DP, solo se puede alcanzar el 73.4 % de remoción de DQO y que, en los sistemas que alcanzan valores de remoción de DQO del 95%, la DP obtenida disminuye de manera significativa. Por tales motivos, es importante analizar los procesos llevados a cabo por la ecología microbiana asociada al sistema debido a los bajos valores de EC, en ambos escenarios. El microbioma establecido en el ánodo parece ser un elemento importante para el avance de esta tecnología y, su estudio y entendimiento, resultan claves en los procesos de transferencia de electrones que se llevan a cabo para la producción de energía (Duteanu *et al.*, 2010).

13. Localización geográfica del sitio.

La presente investigación se llevó a cabo en el Laboratorio de Biología del Departamento de Botánica de la Universidad Autónoma Agraria Antonio Narro en Buenavista, Saltillo, Coahuila, México.

14. Diseño y construcción de un SBE

Se diseñó y construyó un sistema bioelectroquímico con doble compartimento de policarbonato con un volumen de trabajo de aproximadamente 2 litros. En la parte anódica y catódica se emplearon electrodos fieltro de grafito. En la parte anódica y catódica se emplearon electrodos fieltro de grafito. La parte anódica y catódica estará separada por una membrana selectiva (CMI-7000). El SBE cuenta con una entrada (influyente) y una salida (efluente), fue operada a temperatura ambiente y con un régimen de alimentación de flujo continuo por medio de una bomba peristáltica, a un tiempo de retención hidráulica de 48 horas (figura 1).

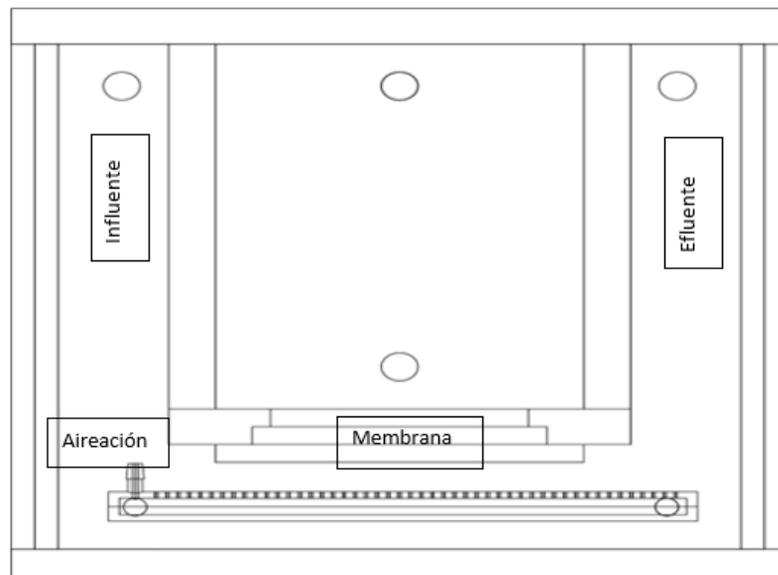


Figura 1. Diseño del SBE

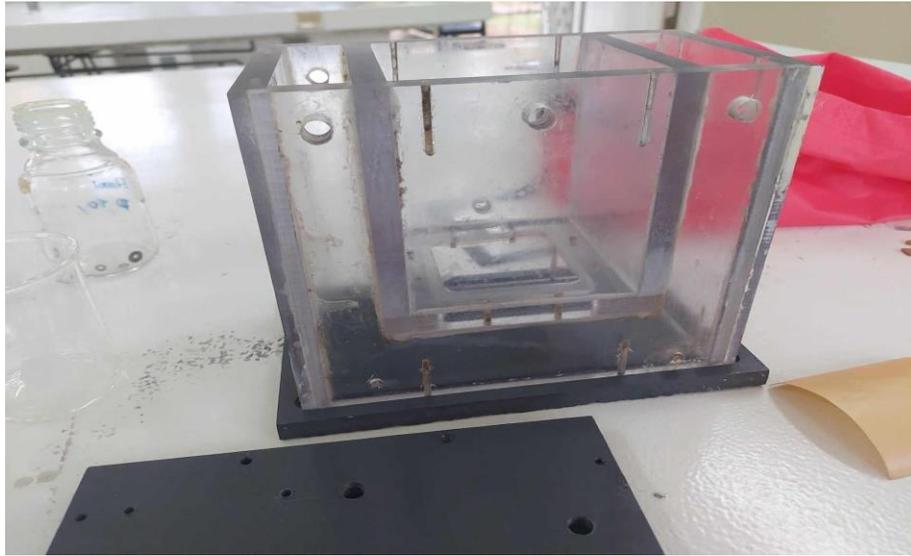


Figura 2. Construcción del SBE

Construido el SBE, los microorganismos anaerobios fueron inoculados en el ánodo y los microorganismos aerobios fueron inoculados en el cátodo, el agua residual del rastro y los electrodos fueron puestos en contacto por 15 días para fomentar el desarrollo de la biopelícula microbiana específica para el tipo de agua residual y la membrana (figura 3).



Figura 3. Puesta de la membrana para el desarrollo de la biopelícula microbiana

Acondicionamiento de los electrodos en ambiente anaerobio (ausencia de oxígeno) y aerobio (presencia de oxígeno) para la formación de los inóculos para el ánodo y cátodo respectivamente.

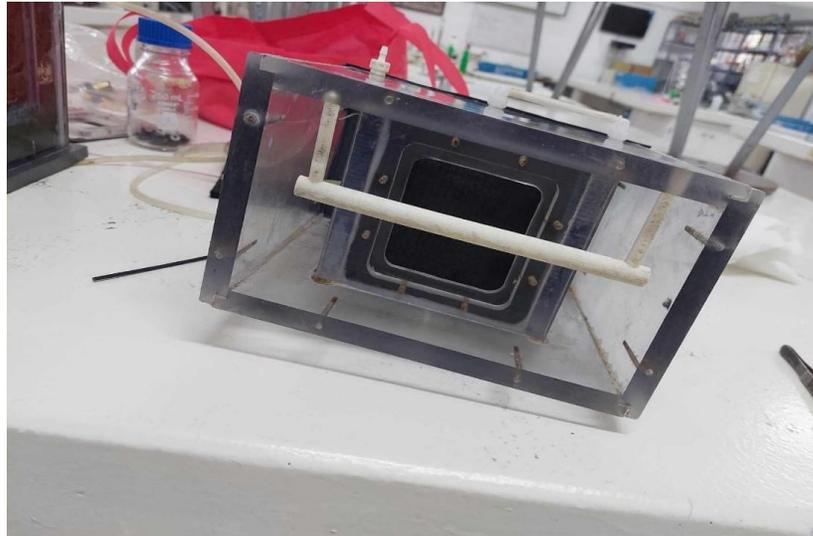


Figura 4. Aireación del SBE

Después del período de formación de la biopelícula, se comenzó a alimentar continuamente el SBE con el agua residual del rastro (influyente) y se estableció un TRH de 48 horas. Tanto el influente como el efluente (agua tratada) se analizaron para conocer el contenido de DQO, pH y conductividad (figura 5).



Figura 5. Monitoreo del SBE



Figura 6. Monitoreo del SBE, entrada (influyente) y una salida (efluente)

14.1 Determinación de la demanda química de oxígeno

Principio del método: las muestras se oxidan mediante digestión con ácido sulfúrico y dicromato de potasio en presencia de sulfato de plata y sulfato de mercurio (II). La plata actúa como catalizador para oxidar la materia orgánica más resistente. El mercurio reduce la interferencia causada por la presencia de iones cloruro. La cantidad de dicromato utilizada en la oxidación de la muestra se determina midiendo la absorbancia del Cromo (III) formado a una longitud de onda de (600 ± 20) nm para un intervalo hasta de 1000 mg/L. Las mediciones de la absorbancia se efectúan en el tubo de digestión, que hace las veces de celda, y son convertidas a un valor de DQO-TS. Se puede utilizar una longitud de onda alternativa de (440 ± 20) nm para un intervalo de calibración de hasta una concentración de masa de 150 mg/L. Para un intervalo de calibración menor, de hasta 50 mg/L, se puede utilizar una longitud de onda alternativa de (348 ± 15) nm. A 348 nm y 440 nm, se mide la absorbancia del Cromo (IV) remanente (NMX-AA-030/2-SCFI-2011).

Reactivos

-Agua, con las siguientes características:

Conductividad máxima 5,0 $\mu\text{S}/\text{cm}$ a 25 °C y pH de 5,0 a 8,0.

-Tubos sellados DQO-TS Siempre que sea posible se recomienda adquirir tubos sellados DQO-TS listos para su uso. Esto minimiza el manejo de productos químicos tóxicos por personal del laboratorio. Los tubos de tipo comercial se pueden comprar para cubrir diferentes intervalos de análisis, (por ejemplo, hasta 50 mg/L, 160 mg/L, 1 000 mg/L o 1 500 mg/L).

Es esencial que los tubos sellados adquiridos contengan sulfato de mercurio (II) para eliminar interferencias debido a cloruros.

-Dicromato de potasio, disolución de referencia certificada ($\text{K}_2\text{Cr}_2\text{O}_7$) = 0,10 mol/L (intervalo de hasta 1000 mg/L de DQO-TS). Disolver ($29,418 \pm 0,005$) g de dicromato de potasio (secado a 105 °C por 2 h \pm 10 min) en aproximadamente 600 ml de agua en un vaso de precipitado.

-Agregar cuidadosamente 160 ml de ácido sulfúrico concentrado con agitación. Dejar enfriar y diluir a 1000 ml en un matraz volumétrico. La disolución es estable al menos por seis meses.

-Ácido sulfúrico

-Ácido sulfúrico concentrado, γ (H_2SO_4) = 1,84 g/ml. 6.4.2 Ácido sulfúrico diluido, c (H_2SO_4) = 4 mol/L. A un vaso que contenga aproximadamente 500 ml de agua añadir cuidadosamente con agitación, (220 ± 10) ml de ácido sulfúrico concentrado Dejar enfriar y diluir a ($1\ 000 \pm 10$) ml en una probeta. Almacenar en un frasco de vidrio. La disolución es estable por doce meses.

-Ácido sulfúrico diluido, (H_2SO_4) = 1,8 mol/L. A un vaso que contenga (180 ± 2) ml de agua, añadir cuidadosamente con agitación, (20 ± 1) ml de ácido sulfúrico concentrado. La disolución es estable por doce meses.

-Disolución de sulfato de mercurio (II), (HgSO_4) 1,35 mol/L. Disolver (80 ± 1) de sulfato de mercurio grado reactivo en (200 ± 2) ml de ácido sulfúrico diluido.

Precaución:

Este reactivo es muy tóxico. Para los peligros asociados (véase Apéndice informativo B).

-La disolución es estable por doce meses.

-Sulfato de plata en ácido sulfúrico, (Ag_2SO_4) = 0,038 5 mol/L. Disolver ($24,0 \pm 0,1$) g de sulfato de plata en 2 L de ácido sulfúrico concentrado Para obtener una disolución satisfactoria, agite la mezcla inicial. Deje reposar una noche y después agite nuevamente con el fin de disolver todo el sulfato de plata. Almacenar en botella de vidrio oscuro protegido de la luz directa del sol. La disolución es estable por doce meses.

-Reactivos premezclados preparados (con un intervalo de DQO-TS de hasta 1000 mg/L). Colocar ($0,50 \pm 0,01$) ml de dicromato de potasio en tubos de digestión individuales. Agregar con cuidado ($0,20 \pm 0,01$) ml de disolución de sulfato de mercurio (II) (véase 6.5), seguido de ($2,50 \pm 0,01$) ml de sulfato de plata. Agitar cuidadosamente y a continuación, tape los tubos. Deje reposar una noche para enfriar. Agitar de nuevo antes de su uso. Este reactivo preparado es estable por un año si se almacena en lugar oscuro a temperatura ambiente. Se puede preparar por anticipado un lote grande de tubos de digestión utilizando los reactivos que se especifican aquí. Tubos sellados que contengan sulfato de mercurio (II), ácido sulfúrico concentrado, dicromato de potasio y sulfato de plata pueden prepararse en el laboratorio, o ser adquiridos comercialmente, si se encuentran disponibles. Estos tubos sellados deben almacenarse en lugar oscuro a temperatura ambiente. Deben de ser estables al menos por un año. Es esencial que los tubos que hayan sobrepasado su fecha de caducidad no sean usados y sean descartados.

-Reactivos para detección espectrofotométrica

-Disolución madre de referencia de concentración de masa de ftalato ácido de potasio (KHP) [$C_6H_4(COOH)(COOK)$], γ (DQO-TS) de 10 000 mg/L. Disolver ($4,251 \pm 0,002$) de ftalato hidrógeno de potasio, previamente secado a (105 ± 5) °C durante 2 h \pm 10 min, en aproximadamente 350 ml de agua (véase 6.1). Diluir con agua a 500 ml en un matraz volumétrico. Almacenar la disolución en refrigeración de 2 °C a 8 °C y preparar nuevas disoluciones cada mes. Una alternativa para el almacenamiento por refrigeración es añadir 2 ml de ácido sulfúrico diluido, antes de diluir a 500 ml, para inhibir la degradación microbológica. Esta disolución, si es almacenada adecuadamente, en un frasco de vidrio ámbar y en refrigeración de 2 °C a 8 °C, puede durar al menos un año. Esta disolución puede adquirirse comercialmente.

-Disoluciones de referencia para calibración instrumental, con valores de concentración de masa γ (DQO-TS) de 200 mg/L, 400 mg/L, 600 mg/L, 800 mg/L y 1 000 mg/L. Diluir, por separado, 20 ml, 40 ml, 60 ml, 80 ml y 100 ml de la disolución madre de referencia de concentración de masa de 10 000 mg/L, con 4 ml de ácido sulfúrico diluido a 1000 ml con agua. Almacenar estas disoluciones de 2 °C a 8 °C y preparar nuevas disoluciones cada mes (cuando aplique). Para un intervalo bajo de concentración de masa [por ejemplo, hasta 150 mg/L (O)], pueden prepararse disoluciones de calibración de 30 mg/L, 60 mg/L, 90 mg/L, 120 mg/L y 150 mg/L. Almacenar estas disoluciones de 2 °C a 8 °C y preparar nuevas disoluciones cada mes (cuando aplique).

Reactivos para detección mediante titulación (que se utilizan para muestras digeridas en tubos sellados, y que presentan color atípico y/o turbiedad).

-Disolución indicadora de sulfato de hierro (II) fenantrolina (ferroína) Dissolver (3,5 ± 0,1) g de sulfato de hierro (II) heptahidratado ($\text{FeSO}_4 \cdot 7\text{H}_2\text{O}$) en 500 ml de agua -Agregar (7,4 ± 0,1) g de 1,10-fenantrolina monohidratada ($\text{C}_{12}\text{H}_8\text{N}_2 \cdot \text{H}_2\text{O}$) y agitar hasta disolver. La disolución es estable por lo menos un mes.

-Disolución de sulfato de amonio y hierro (II) (FAS), $[(\text{NH}_2)_2\text{Fe}(\text{SO}_4)_2 \cdot 6\text{H}_2\text{O}] = 0,075 \text{ mol/L}$. Dissolver (30,0 ± 0,5) g de sulfato de amonio y hierro (II) hexahidratado $(\text{NH}_4)_2\text{Fe}(\text{SO}_4)_2 \cdot 6\text{H}_2\text{O}$ en aproximadamente 200 ml de agua. Agregar cuidadosamente (20,0 ± 0,5) ml de ácido sulfúrico concentrado -Enfriar y diluir con agua a 1000 ml en un matraz volumétrico. Preparar cada semana (cuando aplique) y valorar el día de uso. Diluir (0,5 ± 0,01) ml de 0,1 mol/L de dicromato de potasio a aproximadamente 5 ml con ácido sulfúrico diluido (véase Titular esta disolución con el sulfato de amonio y hierro (II), usando una gota de ferroína como indicador. La concentración de cantidad del sulfato de amonio y hierro (II) c, expresada en moles por litro, está dada por la siguiente expresión:

Equipo y materiales

-Aparatos para la etapa de digestión

-Placas de calentamiento, capaz de mantener una temperatura de (150 ± 5) °C sin causar sobrecalentamiento local a los contenidos de los tubos que están siendo probados.

-La placa de calentamiento debe tener capacidad para sostener al menos 10 tubos. Los orificios en la placa de calentamiento deben ser de un diámetro tal que la pared del tubo de vidrio esté en contacto estrecho con la placa de metal. La profundidad en los orificios debe ser tal que pueda ocurrir el calentamiento adecuado de los contenidos.

-Hay placas disponibles que sostienen más de cincuenta tubos. El contenido de los tubos debe alcanzar la temperatura deseada dentro de los 10 min de haber colocado los tubos en la placa precalentada.

-Tubos de digestión, fabricados de vidrio resistente al ácido, capaces de resistir una presión de 600 kPa a 150 °C (longitud de 185 mm, diámetro externo de 14 mm y grosor de pared de 1 mm) o los disponibles comercialmente. Los tubos de vidrio se acoplaron a la placa de calentamiento de manera tal que la pared esté en contacto estrecho con la placa de metal. Antes de usarse deberán ser inspeccionados para asegurar que no están dañados o rotos de alguna manera, y

serán descartados si es detectado cualquier defecto ligero. Los tubos de vidrio se proveerán con tapas adecuadas. Si los tubos de vidrio son usados como celdas para medir la absorbancia, es esencial que la parte externa de los tubos esté escrupulosamente limpia antes de ser colocados en el espectrofotómetro.

-El Apéndice informativo C proporciona alguna información sobre el uso de equipos comerciales pequeños de DQO-TS con base en detección espectrofotométrica.

-Pipeta, capaz de dispensar $(2,00 \pm 0,02)$ ml.

-Aparatos para la medición de la etapa final

-Aparato de detección espectrofotométrica

-Espectrofotómetro, con capacidad de medición a (600 ± 20) nm.

Es altamente recomendable que el espectrofotómetro sea capaz de medir la absorbancia de la muestra digerida directamente del tubo sellado, eliminando así la necesidad de transferir la disolución a una celda separada

-Instalaciones de almacenaje adecuadas, para los tubos sellados de digestión usados. Los tubos sellados de digestión usados y sus contenidos deberán desecharse de acuerdo con los requerimientos nacionales.

-Centrífuga, adecuada para soportar los tubos de digestión

-Aparato para la detección por titulación

-Bureta, por ejemplo, de 10 ml con graduaciones de 0.02 ml, o titulador digital, por ejemplo, con una resolución de 0.02 ml o mejor (para titular muestras digeridas turbias de los tubos sellados).

-Agitador magnético para titulación

-Barra de agitación y recuperador de barra de agitación

Procedimiento:

-Utilizar tubos HACH.



Figura 7. Tubo hach

- Agregar 1.5 ml de $K_2Cr_2O_7$.
- Agregar 3.5 ml de $H_2SO_4-AgSO_4$.



Figura 8. Tubos hach con reactivo

- Tapar bien y mezclar.

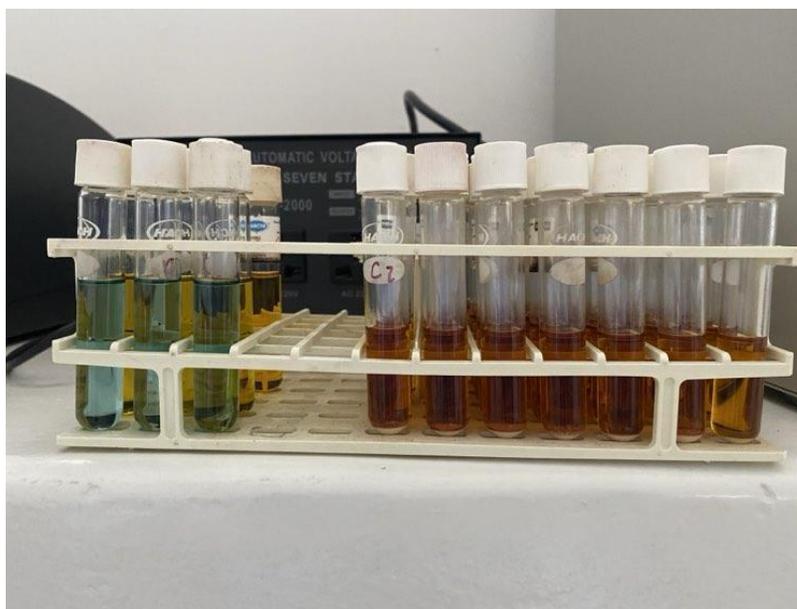


Figura 9. Tubos hac con los respectivos reactivos

-Agregar 2.5 mL de muestra.



Figura 10. Tubos hac con reactivo y muestra

-Realizar dilución 1:10 para agua cruda o muestras muy contaminadas agregando 250 μ L muestra y 2.25 ml H₂O destilada.



Figura 11. Tubos hechos listos

- Tapar bien y mezclar.
- Limpiar los tubos por fuera con papel húmedo.
- Introducir en el digestor por 120 min a 150°C.



Figura 12. Digestor

- Dejar que los tubos se enfríen.
- Si no se leen al momento, guardarlos en lugar oscuro.
- Limpiar los tubos por fuera con papel húmedo.
- Leer absorbancias en el espectrofotómetro a 620 m.



Figura 13. Espectrofotómetro.

-La lectura puede tomarse hasta después de 24 h como máximo.

14.2 **Determinación de la demanda bioquímica de oxígeno**

Principio del método: el método se basa en medir la cantidad de oxígeno que requieren los microorganismos para efectuar la oxidación de la materia orgánica presente en aguas naturales y residuales y se determina por la diferencia entre el oxígeno disuelto inicial y el oxígeno disuelto al cabo de cinco días de incubación a 20°C. Para la determinación de oxígeno disuelto (OD) se puede emplear cualquiera de los dos métodos establecidos en la norma mexicana NMX-AA-012-SCFI (NMX-AA-028-SCFI-2021).

Reactivos

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

Agua: Debe entenderse agua que cumpla con las siguientes características:

a) Resistividad, megohm-cm a 25°C: 0,2 min.;

b) Conductividad, $\mu\text{S}/\text{cm}$ a 25°C : 5,0 máx., y

c) pH: 5,0 a 8,0.

Fosfato monobásico de potasio (K_2HPO_4)

Fosfato dibásico de potasio (K_2HPO_4)

Fosfato dibásico de sodio heptahidratado ($\text{Na}_2\text{HPO}_4 \cdot 7\text{H}_2\text{O}$)

Cloruro de amonio (NH_4Cl)

Sulfato de magnesio heptahidratado ($\text{MgSO}_4 \cdot 7\text{H}_2\text{O}$)

Cloruro de calcio anhidro (CaCl_2)

Cloruro férrico hexahidratado ($\text{FeCl}_3 \cdot 6\text{H}_2\text{O}$)

Ácido sulfúrico concentrado (H_2SO_4)

Hidróxido de sodio (NaOH)

Sulfito de sodio (Na_2SO_3)

Glucosa grado patrón primario ($\text{C}_6\text{H}_{12}\text{O}_6$)

Ácido glutámico grado patrón primario ($\text{C}_5\text{H}_9\text{NO}_4$)

Equipo y materiales

-Equipo de aireación con difusor

Incubadora: controlado por termostato a $20^\circ\text{C} \pm 1^\circ\text{C}$. Eliminar toda la luz para evitar la posibilidad de producción fotosintética de oxígeno disuelto.

-Balanza analítica con precisión de 0,1 mg

-Medidor de oxígeno disuelto

-Material limpieza del material.

-Todo el material usado en la determinación debe ser exclusivo para este procedimiento. Para el lavado del material remojar durante 1 h en una disolución de ácido sulfúrico al 10 % y

enjuagar con agua. Los detergentes con base de amoniacos no deben usarse para la limpieza del material.

-Los contenedores de las muestras deben lavarse con disolución de detergente no iónico, libre de metales, enjuagarse con agua, remojar en ácido toda la noche y volver a enjuagarse con agua libre de metales.

-Para el material de cuarzo, politetrafluoroetileno o material de vidrio debe dejarse remojando de 12 h a 24 h con HNO_3 (1:1), HCl (1:1) o con agua regia (3 partes de HCl concentrado + 1 parte de HNO_3 concentrado) a 70 °C sólo en los casos que presente material adherido, después debe ser enjuagado con agua libre de metales.

En los casos de que el material presente grasas, enjuagar con acetona y/o hexano.

Botellas Winkler de vidrio para incubación con capacidad de 300 ml de aforo total y con boca estrecha, reborde y tapón de vidrio esmerilado, de forma cónica. -Contratapa de politetrafluoroetileno u otro material plástico para botella Winkler -bureta

Procedimiento

-Por muestra usar 1 frasco Winkler para OD_i y otro para OD₅.



Figura 14. Frascos Winkler

- Realizar duplicado de las muestras y del blanco.
- Preparar el Agua de Disolución (AD) necesaria (320 ml/frasco).



Figura 15. Reactivos para la preparación del AD

- Agitar el AD al menos por 1 h.
- Determinar la dilución a utilizar: agua cruda 1% (3 ml), 0.1% (300 L), 0.001% (30 μ l) o 0.0001% (3 μ l) de muestra y para Agua Tratada 10% (30 ml) o 1% (3 ml) de muestra.
- Colocar con una pipeta la muestra en el frasco Winkler.
- Llenar el frasco Winkler con AD hasta donde termina el esmerilado.
- Colocar el tapón del frasco Winkler, sostener bien y mezclar varias veces, eliminar el excedente.
- Frascos para OD5 se meten a incubar por 5 días a 20°C.
- Tanto para OD como para OD5 (después de incubar) añadir a cada frasco Winkler 2 ml de $MnSO_4$, inmediatamente agregar 2 ml de yoduro azida de sodio.

- Colocar el tapón del frasco Winkler, sostener bien y mezclar varias veces, eliminar el excedente.
- Agregar 2 mL de H_2SO_4 .



Figura 16. Preparación de los frascos Winkler.

- Colocar el tapón del frasco Winkler, sostener bien y mezclar varias veces, eliminar el excedente.
- Colocar en una bureta el tiosulfato de sodio para realizar la titulación.



Figura 17. Placa de agitación y bureta.

-Medir 100 mL de la muestra y colocarla en un matraz Erlenmeyer.



Figura 18. Matraz Erlenmeyer con muestra.

-La titulación se lleva a cabo mezclando con agitación magnética.

-Dejar caer un poco de tiosulfato de sodio para aclarar el tono amarillo de la muestra.

-Agregar de 5-10 gotas de indicador de almidón hasta que la solución tome un color azul.



Figura 19. Titulación con tiosulfato.

-Agregar nuevamente tiosulfato de sodio lentamente hasta la desaparición del color azul.



Figura 20. Titulación con tiosulfato terminado

-Detener el flujo del reactivo al primer cambio de coloración y medir el volumen de tiosulfato de sodio gastado en la titulación.

14.3 Determinación de coliformes totales y fecales

Principio del método: se basa en la tecnología del sustrato definido, en donde se emplea un nutriente específico como la principal fuente de carbono para el crecimiento de los organismos de interés acoplado a un indicador y la expresión de enzimas características de estos organismos. El indicador se torna visible después de la hidrolización del sustrato a través de una señal de color y fluorescencia. Esta señal indica que se ha producido la reacción y confirma la presencia de los organismos de interés. El cálculo de sus números más probables (NMP) en la muestra, se lleva a cabo, mediante el uso de tablas de referencia para NMP. Los tubos se examinan a las 24 y 48 horas de incubación ya sea a 35 o 37°C. Cada uno de los que muestran turbidez con producción de gas se resiembró en un medio confirmativo más selectivo y, cuando se busca *E. coli* presuntiva, en un medio en el que se pueda demostrar la producción de indol. Se lleva a cabo la incubación de estos medios confirmativos basta por 48 horas ya sea 35 o 37°C para la detección de organismos coliformes y a 44°C para organismos termotolerantes y *E. coli*. Mediante tablas estadísticas se lleva a cabo el cálculo del número más probable (NMP) de organismos coliformes, organismos coliformes termotolerantes y *E. coli* que pueda estar presente en 100 cm de muestra, a partir de los números de los tubos que dan resultados confirmativos positivos (NMX-AA-186-SCFI-2012).

Reactivos

- Caldo lauril sulfato de sodio
- Caldo lactosa verde brillante bilis
- Caldo EC

Equipos y materiales

- Incubadora para 35 o 37°C
- Incubadora para 44°C

-Autoclave u olla de presión para esterilizar

-Balanza analítica

-Pipetas de 5, 1 y 0.2 ml

-Puntillas para pipeta (estériles)

-Tubos de ensaye

-Campanas Durham (0.5 ml capacidad)

-Gasas y algodón

Procedimiento:

Las muestras empleadas en el análisis, se deben tomar en frascos que se hayan lavado con extremo cuidado y esterilizado.

Siempre que sea posible, llenar el frasco a 2/3 partes de su capacidad; una cantidad menor sería insuficiente, si fuera mayor, disminuiría el espacio de aire disponible, necesario para homogeneizar la muestra. Las muestras deben ser representativas del agua en el estudio y asimismo no deben contaminarse en forma alguna (al menos 100 ml). El material se prepara al menos un día antes de la prueba, y la muestra debe ser fresca (no más de 2 horas).

a) *Pruebas presuntivas*

Preparación del medio e inoculación

1. Realizar diluciones seriadas de 10^1 hasta 10^6 , las cuales se realizan por triplicado (3x).
2. Marcar los tubos con la dilución y la muestra correspondiente.
3. Agregar 22.5 ml de caldo lauril sulfato de sodio (CLSS) a cada tubo de ensaye (22 ml directo con una pipeta, y 0.5 ml en la campana de Durham).
4. Llenar la campana de Durham e introducirla al tubo de ensayo rápidamente por inversión cuidando que no queden burbujas en el proceso.

5. Colocar correctamente los tapones de plástico en la boca de los tubos de ensayo.

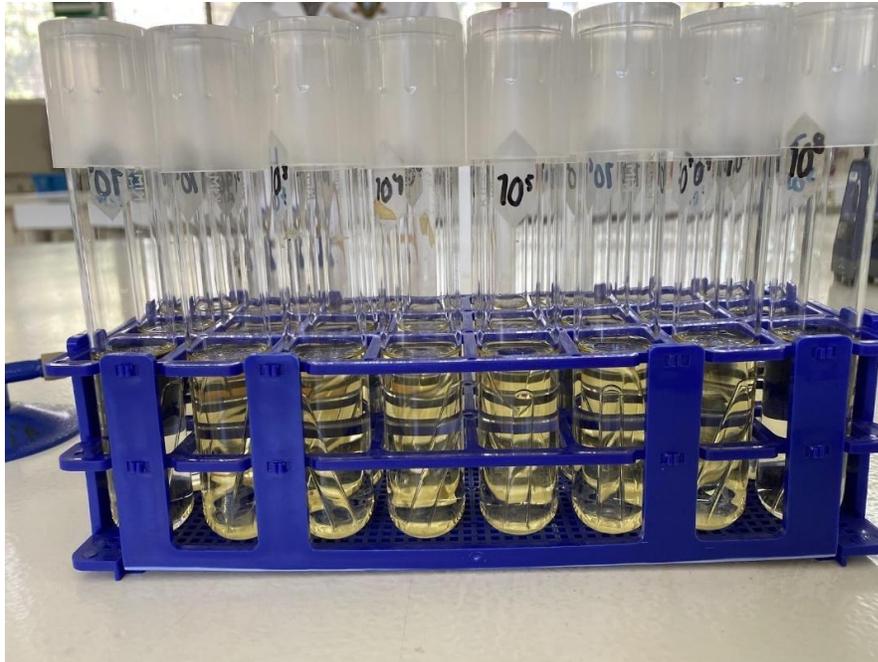


Figura 21. Tubos de ensaye con CLSS.

6. Esterilizar los tubos de ensaye con el medio de cultivo por 15 min a 121°C/15 Ib.



Figura 22. Autoclave.

7. Esterilizar el área a trabajar y agregar a cada tubo de ensayo correspondiente a la dilución 10^1 2.5 ml de muestra (3x). Tapar nuevamente los tubos al finalizar este paso.
8. Mezclar cada tubo en el vórtex para homogeneizar la muestra con el caldo de cultivo.
9. Tomar 2.5 ml de los tubos de la dilución 10^1 y vaciarlo en el tubo correspondiente de la dilución 10^2 .
10. Mezclar cada tubo en el vórtex para homogeneizar la muestra con el caldo de cultivo.
11. Realizar los pasos 9 y 10 a fin de que se realicen las diluciones seriadas hasta 10^6 .



Figura 23. Tubos de ensaye con medio de cultivo más muestra.

12. Incubar los tubos de ensayo a 35°C 1 por 24 a 48 h.



Figura 24. Incubadora.

13. Observar los resultados, los tubos positivos deben tener turbio el caldo de cultivo y observarse producción de gas en la campana de Durham (desplazamiento de líquido - vacío).



Figura 25. Tubo positivo de coliformes.

14. Guardar los tubos positivos y desechar los tubos negativos.

b) Prueba confirmatoria coliformes totales

1. Solo se trabajará en este punto con los tubos que resultaron positivos en la prueba presuntiva.



Figura 26. Tubos de ensayo con medios de cultivo.

2. Marcar los tubos con la dilución y la muestra correspondiente.
3. Agregar 24.75 ml de caldo bilis verde brillante (CBVB) a cada tubo de ensayo (24.25 ml directo con una pipeta, y 0.5 ml en la campana de Durham).
4. Llenar la campana de Durham e introducirla al tubo de ensayo rápidamente por inversión cuidando que no queden burbujas en el proceso.
5. Colocar correctamente los tapones de plástico en la boca de los tubos de ensayo.
6. Esterilizar los tubos de ensayo con el medio de cultivo por 15 min a 121°C/15 Ibp.
7. Esterilizar el área a trabajar y agregar a cada tubo de ensayo con la dilución correspondiente 0.25 ml (250µl) de muestra. Tapar nuevamente los tubos al finalizar este paso.
8. Mezclar cada tubo en el vórtex para homogeneizar la muestra con el caldo de cultivo.
9. Incubar los tubos de ensayo a 35°C ± 1 por 24-48 h ± 3.
10. Observar los resultados, los tubos positivos deben tener turbio el caldo de cultivo y observarse producción de gas en la campana de Durham (desplazamiento de líquido - vacío).



Figura 27. Tubos positivos.

11. Analizar los resultados y compararlos con el índice del NMP y límite confiable del 95% para varias combinaciones de resultados positivos y negativos cuando se usan 3 tubos.

c) Prueba confirmatoria coliformes fecales

1. Solo se trabajará en este punto con los tubos que resultaron positivos en la prueba presuntiva.



Figura 28. Tubos de ensaye con medio de cultivo.

2. Marcar los tubos con la dilución y la muestra correspondiente.
3. Agregar 24.75 ml de Caldo EC (CEC) a cada tubo de ensaye (24.25 ml directo con una pipeta, y 0.5 ml en la campana de Durham).
4. Llenar la campana de Durham e introducirla al tubo de ensayo rápidamente por inversión cuidando que no queden burbujas en el proceso.
5. Colocar correctamente los tapones de plástico en la boca de los tubos de ensaye.
6. Esterilizar los tubos de ensaye con el medio de cultivo por 15 min a 121°C/15 Ibp.



Figura 29. Manómetro de la autoclave.

7. Esterilizar el área a trabajar y agregar a cada tubo de ensaye con la dilución correspondiente 0.25 ml (250 μ L) de muestra. Tapar nuevamente los tubos al finalizar este paso.

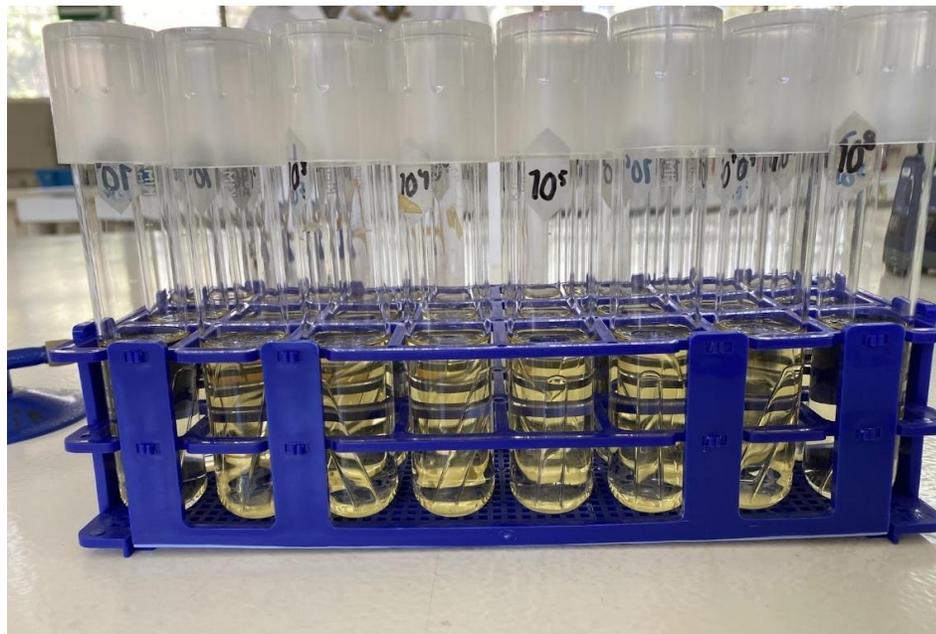


Figura 30. Tubos de ensaye con medio de cultivo.

8. Mezclar cada tubo en el vórtex para homogeneizar la muestra con el caldo de cultivo.

9. Incubar los tubos de ensayo a $35^{\circ}\text{C} \pm 1$ por $24\text{-}48\text{ h} \pm 3.4$



Figura 31. Incubadora.

10. Observar los resultados, los tubos positivos deben tener turbio el caldo de cultivo y observarse producción de gas en la campana de Durham (desplazamiento de líquido - vacío)



Figura 32. Tubo positivo.

11. Analizar los resultados y compararlos con la Tabla 17.4 Índice del NMP y límite confiable del 95% para varias combinaciones de resultados positivos y negativos cuando se usan 3 tubos.

14.4 Determinación de los huevos de helmintos

Método modificado de Bailenger

Principio:

Este método de análisis se basa en la diferencia de densidades entre los huevos de helmintos, las demás sustancias presentes en las aguas residuales, y procesos de sedimentación, flotación, decantación y la técnica bifásica para recuperar los huevos de helminto y efectuar el conteo.

Reactivos

-Solución de sulfato de zinc al 33%

-Éter (o acetato de etilo)

-Buffer acetoacético pH 4.5 (15 g de acetato de sodio trihidratado; 3.6 m de ácido acético glacial; aforar a 1 litro con agua destilada).

-Solución de detergente (1 ml Tritón X-100 o Tween 80, aforado a 1 litro con agua de la llave).

Equipo y materiales

-Centrífuga capaz de generar 1,000 g.

-Tubos cónicos para centrífuga de 15 y 50 ml.

-Pipetas Pasteur.

-Cámara McMaster.

-Agitador o vórtex para tubos (no es esencial).

-Probetas graduadas de 10 y 50 ml; o pipeta graduada de 10 ml

Procedimiento:

1. Recolectar la muestra (V litros), usualmente 1 litro para agua residual cruda o parcialmente tratada, y 10 litros para efluentes con tratamiento final (Nota 1). Permite

que la muestra sedimente por espacio de 1 a 2 horas, dependiendo del tamaño del contenedor. Se recomienda un recipiente de abertura ancha, de paredes rectas, para la sedimentación, ya que se puede remover más fácilmente el sobrenadante y permite el enjuagado del contenedor

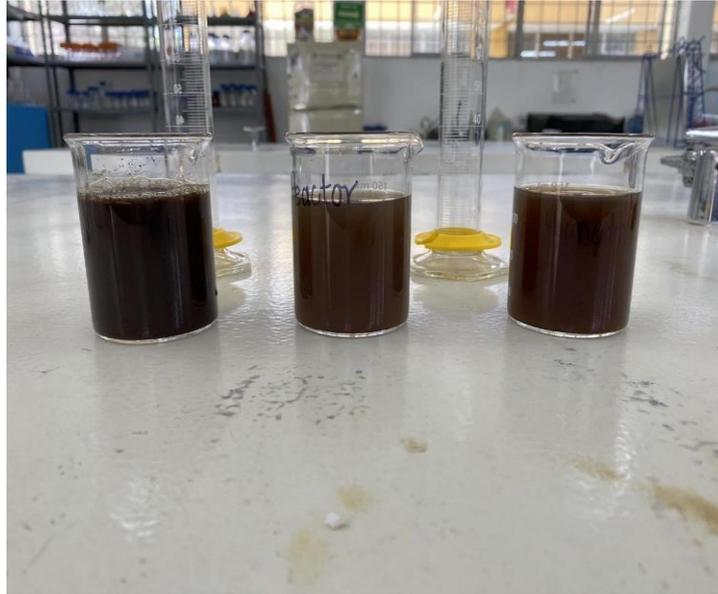


Figura 33. Litro de muestra ARR, SBE y Humedal.

2. Remover el 90% del sobrenadante empleando una bomba de succión o sifón.
3. Transfiera con cuidado el sedimento a uno o más tubos cónicos de centrífuga, dependiendo del volumen, y centrifugue a 1,000 g por 15 min. Recuerde enjuagar el contenedor muy bien con la solución de detergente, y agregue el agua de enjuagado al sedimento.



Figura 34. Tubos cónicos.

4. Remueva el sobrenadante. Si se ha empleado más de un tubo cónico en el paso 4, transfiera todos los sedimentos a un tubo (enjuague muy bien con la solución de detergente para asegurar que no se quede sedimento alguno) y centrifugue nuevamente a 1000 g por 15 min.

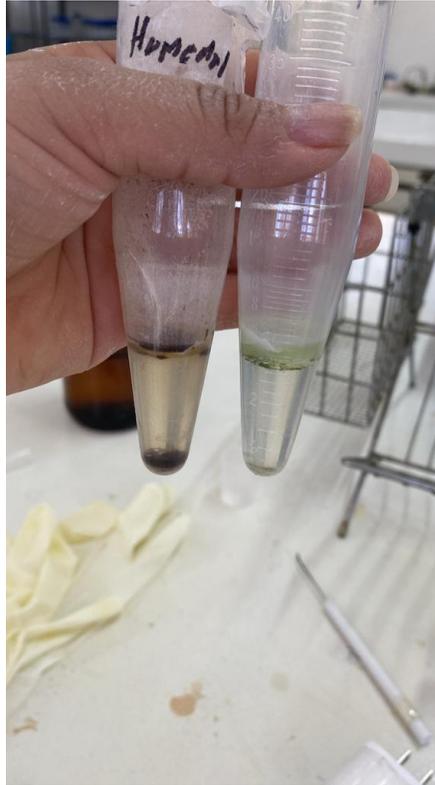


Figura 35. Tubos cónicos con muestra.

5. Suspenda el pellet en un volumen igual de buffer acetoacético (ej., si el volumen del pellet es de 2 ml, agregar 2 ml de buffer) Si el pellet es menor a 2 ml, agregue buffer hasta un volumen final de 4 ml para asegurar que, después de la extracción con acetato de etilo (pasos 7 y 8), hay suficiente volumen de buffer sobre el pellet para permitir que la capa de acetato de etilo sea vaciada sin re-suspensión del pellet.
6. Agregue 2 volúmenes de acetato de etilo o éter (ejemplo 4 ml), y mezcle la solución en un vórtex. La muestra puede ser agitada a mano, también, esto es aceptable si no se tiene un vórtex disponible.
7. Centrifugue la muestra a 1000 g por 15 min. La muestra se separará en 3 fases distintas. Toda la muestra “pesada”, no grasosa, incluyendo los huevos de helminto,

larvas y protozoos, estarán en la capa inferior. Encima de esto, estará el buffer, que deberá ser claro. Las grasas y otro material se mueven en el acetato de etilo o éter y se forma un tapón oscuro y espeso en el fondo del vial.

8. Anote el volumen del pellet que contiene los huevos de helmintos, y vacíe el resto del sobrenadante en un solo movimiento.
9. Resuspende el pellet en 5 volúmenes de solución de sulfato de zinc. Anote el volumen final del producto (X ml). Mezcle bien. Se requiere un mínimo de 1.5 ml para llenar una cámara McMaster doble (sin burbujas).
10. Rápidamente tome muestra con una pipeta Pasteur y transfiera a una cámara McMaster.
11. Deje la cámara en reposo en una superficie plana por 5 minutos antes de trabajar. Esto permite que los huevos de helminto floten.
12. Coloque la cámara en el microscopio bajo 10x o 40x. cuente los huevos de helminto que se encuentren dentro de la cuadrícula en la cámara completa.

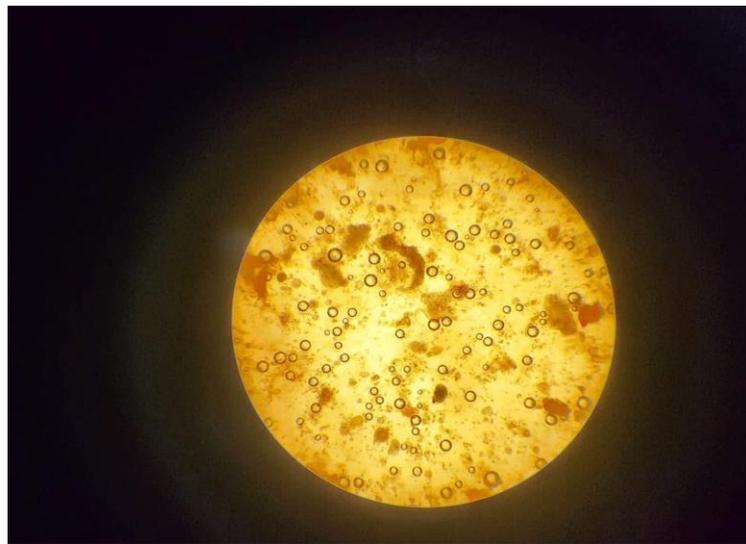


Figura 36. fotografía tomada a 10x, se alcanzan a ver los huevos de helmintos.

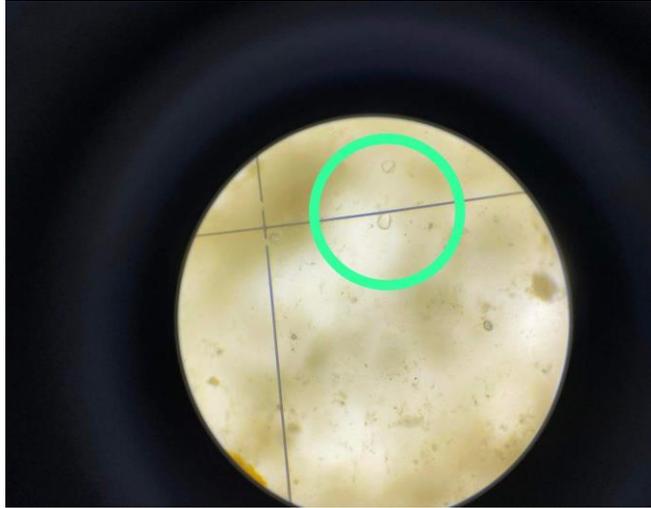


Figura 37. Fotografía tomada a 40x donde se alcanza a ver un solo huevecillo.

13. Calcule el número de huevos de helminto por litro de la siguiente forma:

$$N = AX/PV$$

N= número de huevos de helminto.

A= número de huevos de helminto contabilizados en la cámara o el promedio de estos.

X= volumen del producto final (ml)

P= volumen de la cámara McMaster (0.3 ml) [si se usa cámara sencilla, 0.15ml]

V= volumen original de la muestra (litros)

Nota 1: tamaño de muestra. Tomar en cuenta el volumen de la muestra para hacer los cálculos (10 L).

Nota 2: tiempos de sedimentación. A 20°C, las velocidades de sedimentación de los huevos de helminto encontrados más comúnmente son: *Ascaris lumbricoides* 20 mm/min; *Trichuris trichiura* 16 mm/min; otros 6 mm/min.

Nota 3: buffer acetoacético. Al controlar el pH, se optimiza la concentración de los huevecillos.

15. RESULTADOS Y DISCUSIÓN

Demanda química de oxígeno

El monitoreo del SBE fue realizado durante 85 días a un TRH de 48 horas. El agua residual del rastro recolectada durante ese periodo contenía un promedio de 7.2 g/l de DQO. Los resultados del tratamiento mostraron en promedio un porcentaje de eficiencia de remoción de la DQO (ERDQO) del 58.5%. No se observó correlación entre la temperatura y el %ERDQO, la temperatura promedio máxima fue de 23.9°C y la temperatura mínima promedio fue de 12.5°C (como se muestra en la figura 40). Resultados similares obtuvieron Pérez-Rodríguez *et al.*, (2018) al trabajar con un SBE de doble compartimento o cámara en el tratamiento de agua residual municipal a 3 diferentes TRH 24, 48 y 72 h detectaron una remoción de la DQO de 45, 46.2 y 50%. Mientras que Condori-Pacheco *et al.*, (2019) evaluaron la biodegradación de la materia orgánica en términos de eficiencia de remoción a partir del agua residual doméstica utilizando una CCM, obteniendo un %ERDQO mayor al 70 % (tanto para DQO como DBO₅).

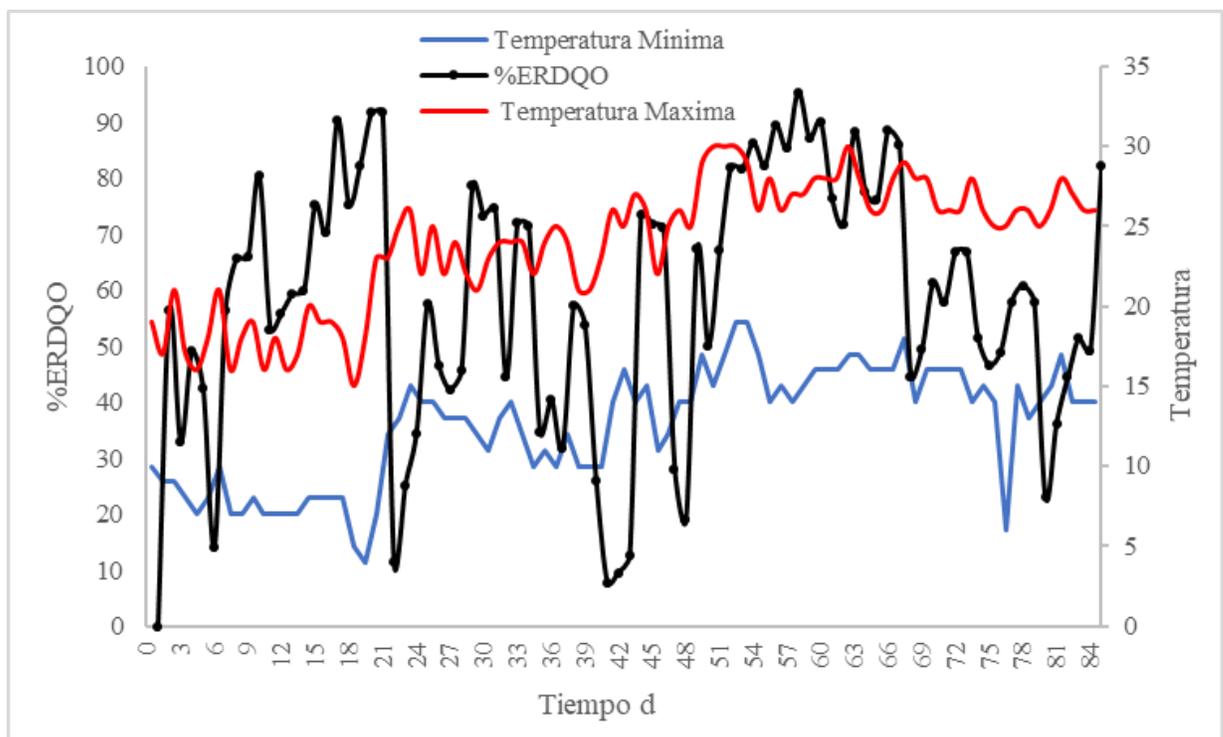


Figura 38. Porcentaje de remoción y temperatura ambiente.

Parámetros microbiológicos: demanda bioquímica de oxígeno, coliformes totales y fecales y huevos de helmintos

Los parámetros microbiológicos se representaron de la siguiente manera, la DBO₅ promedio del efluente obtenido del SBE durante los 85 días de monitoreo fue de 0.024 g DBO/L mientras que el promedio del agua residual rastro (influyente) tuvo un promedio 2.228 g DBO/L, obteniendo una remoción promedio de la DBO de 98.9% (tabla 1).

Los resultados de la concentración de coliformes totales y fecales del influente y efluente fue mayor a 2400 NMP/100 mL (realizando una dilución hasta 10³). Por lo anterior se decidió realizar diluciones hasta 10⁸ tanto en el influente como en el efluente. En el influente la concentración de coliformes totales dio positivo hasta 10⁸, mientras que la concentración de estas en el efluente dio positivo hasta 10⁴. El SBE removió un 99.99% de coliformes totales y fecales (figura 39)

Coliformes			
Para poder calcular las el porcentaje de la remoción en las coliformes, se realizó la siguiente operación, las coliformes totales y fecales dieron positivo hasta 10 ⁴ para lo cual se realizó lo siguiente.			
10 ⁸ igual a 100, 000 000 10 ⁷ igual a 10, 000 000 10 ⁶ igual a 1, 000 000 10 ⁵ igual a 100, 000 10 ⁴ igual a 10, 000 10 ³ igual a 1, 000	<table border="1"><tr><td>Ejemplo</td></tr><tr><td>$10^4 = 10\ 000 \times 100 = 10\ 000\ 000 / 100\ 000\ 000 = 0.1 - 100 = 99.9\%$</td></tr></table>	Ejemplo	$10^4 = 10\ 000 \times 100 = 10\ 000\ 000 / 100\ 000\ 000 = 0.1 - 100 = 99.9\%$
Ejemplo			
$10^4 = 10\ 000 \times 100 = 10\ 000\ 000 / 100\ 000\ 000 = 0.1 - 100 = 99.9\%$			

Figura 39. Porcentaje de coliformes a las distintas diluciones

Larraín *et al.* (2019) mencionan que en un SBE a un TRH de 24 h en el tratamiento de agua residual municipal no se llega al 100% de remoción de coliformes, aunque esto también depende del tiempo que es un factor muy importante en la electrólisis empleada en dicho proceso ya que mientras más tiempo tenga el proceso mayor será la remoción de microorganismos. Mientras que Araujo *et al.* (2017), demostraron que la eficiencia del tratamiento SBE reduce la

concentración de coliformes totales y coliformes fecales en un 100% al tratar agua residual del rastro a un TRH de 25 h.

La remoción de huevos de helmintos H/L durante en el SBE fue del 100%, ya que la concentración del influente dio un promedio de 2866.66 H/L y en el efluente de 0 H/L (Tabla 1).

Tabla 1. Promedio de Influyente y Efluente

Muestra	DBO g/L	Coliformes totales	Coliformes Fecales	Huevos de helmintos H/L
INFLUENTE	2.228	≥2400	≥2400	2866,66 H/L
EFLUENTE	24	≥2400	≥2400	0

16. CONCLUSIÓN

Los resultados obtenidos en el trabajo de tesis muestran el potencial del tratamiento de aguas residuales con alto contenido de materia orgánica mediante un sistema bioelectroquímico. Se acepta la hipótesis ya que el sistema bioelectroquímico tuvo una alta eficiencia de remoción de la demanda química y bioquímica de oxígeno, así como de los patógenos contenidos en el agua del rastro debido a que estos sistemas son altamente eficientes.

17. BIBLIOGRAFÍA

3tres3.com. (2002). México: Rastros TIF participan con más del 50% del beneficio total de porcinos. https://www.3tres3.com/es-mx/ultima-hora/mexico-rastros-tif-participan-con-mas-del-50-del-beneficio-porcino_14381/

Araujo, C. (2017). Remoción de coliformes totales y fecales en lodos por procesos electroquímicos, planta de tratamiento de aguas residuales – lima 2017. [Tesis Pregrado, Universidad Cesar Vallejo]. Repositorio UCV. <https://repositorio.ucv.edu.pe/handle/20.500.12692/3485>

Banks, C. J. and Wang, Z. (2005) Treatment of meat wastes. In: Wang, L.K., Hung, Y-T., Lo, H.H., Yapijakis, C. (eds.) Waste treatment in the food processing industry. CRC Press. Boca Raton, Estados Unidos. p. 67-100.

Benda, F. y J. Kouba. (1991). "Chemical Speciation and Bioavailability of Cu (II). Study of ionic Copper (II) and Bis (glycinate) Copper (II) accumulation by *Lemna* Species". *Bull. Environ. Contam. Toxicol.*, 46: 466-472.

Bermúdez, R. C., Rodríguez, S., Martínez, M. de la C., Terry A. I. (2011). Ventajas del empleo de reactores UASB en el tratamiento de residuales líquidos para la obtención de biogás. Aqualimpia.com, Recuperado el 22 de febrero de 2011, de <http://www.aqualimpia.com/PDF/UASB%20Ventajas.pdf>

Bitton, G., 2011. Wastewater Microbiology, fourth Edition Wiley-Liss, New York.

Buisson, H., Cote, P., Praderie, M., Paillard, H. (1998). The use of immersed membranes for upgrading wastewater treatment plants. *Water Science and Technology*, 37(9):89-95.

Buitrón, G., & Perez, J. (2011). Producción de electricidad en celdas de combustible microbianas utilizando agua residual: efecto Distancia entre electrodos. *Tip.revista Especializada en Ciencias Químico Biológicas*, 14(1):5.

Caldera, Y., Gutiérrez, E., Luengo, M., Chávez, J., & Ruesga, L. (2010). Evaluación del sistema de tratamiento de aguas residuales de industria avícola. *Revista Científica*, 20(4), 409-416.

Castañeda, A.A. & Flores, H.E. (2013). Tratamiento de aguas residuales domésticas mediante plantas macrófitas típicas en Los Altos de Jalisco, México. *Paakat: Revista de Tecnología y Sociedad* (5), 13.

Chávez, C. H., Mora, Z. A., Cabra, J. A., Carmona, Y., Revah, S., & Gnecco, G. (2004). Biofiltración de ácido sulfhídrico (H₂S), utilizando bagazo de caña de azúcar y piedra pómez como material de soporte. *Ingeniería y Competitividad*, 5(2), 7-15.

Cicek, N., Macomber, J., Davel, J., Suidan, M.T., Audic, J., Genestet, P. (2001). Effect of solids retention time on the performance and biological characteristics of a membrane biorreactor. *Water Science and Technology*, 43(11):43-50

Degrèmont. Coagulación y floculación del agua. CIDTA, s/f. Consultado el 2 de enero del 2023.

Duțeanu, N. M., Ghangrekar, M. M., Erable, B., & Scott, K. (2010). Microbial fuel cells—an option for wastewater treatment. *Environmental Engineering and Management Journal*, 9(8), 1069-1087.

Espinosa, J. (2011). Tratamiento de aguas residuales de matadero con elevado contenido en sangre mediante la combinación de procesos anaerobio de película fija (BAPF) y aerobio de

membrana (MBR). Trabajo de graduación de Ing. Química. España: Universidad de Burgos, Facultad de Ingeniería Química, 379 p.

Estrucplan. (2009). Ingeniería De Tratamiento De Aguas {Residuales: Línea De Fangos. <https://estrucplan.com.ar/ingenieria-de-tratamiento-de-aguas-residuales-linea-de-fongos/>

Fornero, J., Rosenbaum, M., Angenent, L. (2010). Electric power generation from municipal, food and animal wastewaters using microbial fuel cells. *Electroanalysis*. 22:832-843.

Garzón-Zúñiga, M.A. (2004). La biofiltración sobre cama de turba, un tratamiento eficiente para diferentes tipos de agua residual industrial. XXIX Congreso interamericano de Ingeniería Sanitaria y Ambiental. San Juan, Puerto Rico. Agosto.

Hervás-Ramírez, L. (2000). Técnicas de prevención de la generación de suelos contaminados (Vol. 1). Consejería de Medio Ambiente Junta de Andalucía. Congreso interamericano de Ingeniería Sanitaria y Ambiental. San Juan, Puerto Rico. 1069-1087.

López- Tirado., N. (2020) Análisis del efecto de las condiciones termo-hidráulicas de un sistema bio-electroquímico para generación de potencia eléctrica a partir de la degradación de azúcares. Obtenido de: <https://repositorioinstitucional.buap.mx/bitstream/handle/20.500.12371/11629/11772020T.pdf?sequence=1>

Márquez, B. F. (2017). Reúso de aguas residuales tratadas con un reactor de biopelículas multietapas. iAgua. <https://www.iagua.es/blogs/bettysfarias-marquez/reuso-aguas-residuales-tratadas-reactor-biopeliculasmultietapas>

Meiramkulova, K., Temirbekova, A., Saspugayeva, G., Kydyrbekova, A., Devrishov, D., Tulegenova, Z., & Mkilima, T. (2021). Performance of a combined treatment approach on the elimination of microbes from poultry slaughterhouse wastewater. *Sustainability*, 13(6), 3467. <https://doi.org/10.3390/su13063467>

Mekawy, A., Srikanth, S., Vanbroekhoven, K., De Wever, H., Pant, D. (2014). Bioelectrocatalytic valorization of dark fermentation effluents by acetate oxidizing bacteria in bioelectrochemical systems (BES). *Journal of Power Sources*. 262:183-191

NMX-AA-005-SCFI-2013. Análisis de agua – medición de grasas y aceites recuperables en aguas naturales, residuales y residuales tratadas – método de prueba.
<https://www.gob.mx/cms/uploads/attachment/file/166764/nmx-aa-005-scfi-2013.pdf>

NMX-AA-026-SCFI-2010. Análisis de agua - medición de nitrógeno total Kjeldahl en aguas naturales, residuales y residuales tratadas - método de prueba.
<https://www.gob.mx/cms/uploads/attachment/file/166772/NMX-AA-026-SCFI-2010.pdf>

NMX-AA-028-SCFI-2021. Análisis de agua-medición de demanda bioquímica de oxígeno (dbo5) en aguas naturales, residuales y residuales tratadas-dilución y método de siembra-método de prueba.
https://www.dof.gob.mx/nota_detalle.php?codigo=5669720&fecha=26/10/2022&print=true#:~:text=Esta%20Norma%20Mexicana%20es%20de,naturales%2C%20residuales%20y%20residuales%20tratadas.

NMX-AA-029-SCFI-2001. Análisis de aguas - determinación de fósforo total en aguas naturales, residuales y residuales tratadas - método de prueba.
<https://www.gob.mx/cms/uploads/attachment/file/166773/NMX-AA-029-SCFI-2001.pdf>

NMX-AA-030/2-SCFI-2011. Análisis de agua - determinación de la demanda química de oxígeno en aguas naturales, residuales y residuales tratadas - método de prueba - parte 2 - determinación del índice de la demanda química de oxígeno – método de tubo sellado a pequeña escala. <https://www.gob.mx/cms/uploads/attachment/file/166775/NMX-AA-030-2-SCFI-2011.pdf>

NMX-AA-034-SCFI-2015. Análisis de agua - medición de sólidos y sales disueltas en aguas naturales, residuales y residuales tratadas – método de prueba.
http://legismex.mty.itesm.mx/normas/aa/aa034-2016_04.pdf

NMX-AA-074-SCFI-2014. Análisis de agua – medición del ion sulfato en aguas naturales, residuales y residuales tratadas – método de prueba.
<https://www.gob.mx/cms/uploads/attachment/file/166149/nmx-aa-074-scfi-2014.pdf>

NMX-AA-099-SCFI-2006. Análisis de agua – determinación de nitrógeno de nitritos en aguas naturales y residuales – métodos de prueba.
<https://biblioteca.semarnat.gob.mx/janium/Documentos/Ciga/agenda/PPD1/DO3046.pdf>

NMX-AA-113-SCFI-2012. Análisis de agua – medición del número de huevos de helminto en aguas residuales y residuales tratadas por observación microscópica - método de prueba.
<https://www.gob.mx/cms/uploads/attachment/file/166809/NMX-AA-113-SCFI-2012.pdf>

NMX-AA-186-SCFI-2021. Análisis de agua – enumeración de *Escherichia coli*, bacterias coliformes totales y bacterias coliformes fecales. Método del número más probable (NMP) “enzima-sustrato”.
<https://biblioteca.semarnat.gob.mx/janium/Documentos/Ciga/agenda/PPD1/NMX-AA-186-SCFI-2021.pdf>

Noyola, A., Vega, E., Ramos, J., & Calderón, C. (2000). Alternativas de tratamientos de aguas residuales. 3ª edición - México: *IMTA*. p 416.

Oh, S., Kim, J., Premier, G., Lee, T., Kim, C., Sloan, W. (2010). Sustainable wastewater treatment: How might microbial fuel cells contribute. *Biotechnology Advances*. 28:871- 881

Pant, D., Singh, A., Van Bogaert, G., Irving Olsen, S., Singh Nigam, P., Diels, L., Vanbroekhoven, K. (2012). Bioelectrochemical systems (BES) for sustainable energy production and product recovery from organic wastes and industrial wastewaters. *RSC Advances*. 2:1248-1263

Pérez-Rodríguez, P., Martínez-Amador, S. Y., Valdez-Aguilar, L. A., Benavides-Mendoza, A., Rodríguez-de la Garza, J. A., & Ovando-Medina, V. M. (2018). Diseño y evaluación de un sistema secuencial bioelectroquímico para el tratamiento de agua residual municipal y generación de voltaje. *Revista Mexicana de Ingeniería Química*, 17(1), 145-154.

Rodgers Jr, J. H., Cherry, D. S., & Guthrie, R. K. (1978). Cycling of elements in duckweed (*Lemna perpusilla*) in an ash settling basin and swamp drainage system. *Water Research*, 12(10), 765-770.

- Rojas, R. (2002). Sistemas de tratamiento de aguas residuales. Gestión integral de tratamiento de aguas residuales, 1(1), pp. 8-15.
- Romero, J., 2001. *Tratamiento de aguas residuales*. Escuela Colombiana de Ingeniería. Colombia. 1232 pp.
- Romero-Ortiz, L., Ramírez-Vives, F., Álvarez-Silva, C., & Miranda-Arce, M. G. (2011). Uso de hidrófitas y un sistema anaerobio para el tratamiento de agua residual de rastro. *Polibotánica*, (31), 157-167.
- Romero-Ortiz, L., Ramírez-Vives, F., Álvarez-Silva, C., & Miranda-Arce, M. G. (2011). Uso de hidrófitas y un sistema anaerobio para el tratamiento de agua residual de rastro. *Polibotánica*, (31), 157-167.
- Sainz Sastre, J. A. (2005). Tecnologías para la sostenibilidad Colección EOI medio ambiente. Madrid: EOI Escuela de Organización Industrial.
- Samanthi, S. (2017). Difference between aerobic and anaerobic wastewater treatment. compare the difference between similar terms. <https://www.differencebetween.com/difference-between-aerobic-and-vsanaerobic-wastewater-treatment/>
- Sánchez-Román, R. M., Soares, A., De Matos, A. T., Sediya, G. C., DeSouza, O. Munteer, A. H. (2007). Domestic wastewater disinfection using solar radiation for agricultural reuse. *Transactions of the ASABE*, 50(1), 65-711
- Sena, R., Tambosi, J., Genena, A., Moreira, R., H., Schröder and José, H. (2009). Treatment of meat industry wastewater using dissolved air flotation and advanced oxidation processes monitored by GC-MS and LC-MS. *Chemical Engineering Journal* 152: 151-157
- Sims, J. R., & Jackson, G. D. (1971). Rapid analysis of soil nitrate with chromotropic acid. *Soil Science Society of America Journal*, 35(4), 603-606
- Tremblay, P., Zhang, T. (2015). Electrifying microbes for the production of chemicals. *Frontiers in Microbiology*. 6:1-10.

Viguera-Cortés, J. M., Villanueva-Fierro, I., Garzón-Zúñiga, M. A., de Jesús Nívar-Cháidez, J., Chaires-Hernández, I., & Hernández-Rodríguez, C. Domestic wastewater disinfection using solar radiation for agricultural reuse. *Transactions of the ASABE*, 50(1), 65-711.