

UNIVERSIDAD AUTÓNOMA AGRARIA
“ANTONIO NARRO”
UNIDAD LAGUNA

DIVISIÓN DE CARRERAS AGRONÓMICAS



EFICIENCIA DE LA APLICACIÓN DE LA MICROALGA
(*Chlorella vulgaris*) EN EL TRATAMIENTO SECUNDARIO
DE AGUAS RESIDUALES

POR
MISAEEL VAZQUEZ ORTIZ

TESIS

PRESENTADA COMO REQUISITO PARCIAL PARA
OBTENER EL TÍTULO DE:

INGENIERO EN PROCESOS AMBIENTALES

TORREÓN, COAHUILA, MÉXICO. SEPTIEMBRE DE 2006

UNIVERSIDAD AUTÓNOMA AGRARIA "ANTONIO NARRO"
 UNIDAD LAGUNA
 DIVISIÓN DE CARRERAS GRONOMICAS

EFICIENCIA DE LA APLICACIÓN DE LA MICROALGA (*Chlorella vulgaris*) EN EL TRATAMIENTO SECUNDARIO DE AGUAS RESIDUALES.

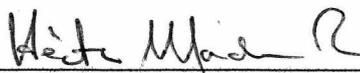
POR

MISAEEL VAZQUEZ ORTIZ

TESIS QUE SE SOMETE A LA CONSIDERACIÓN DEL COMITÉ PARTICULAR DE ASESORIA Y APROBADO, COMO REQUISITO PARCIAL PARA OBTENER EL TITULO DE:
 INGENIERO EN PROCESOS AMBIENTALES

APROBADA POR:

ASESOR PRINCIPAL:



DR. HECTOR MADINAVEITIA RÍOS

ASESOR:



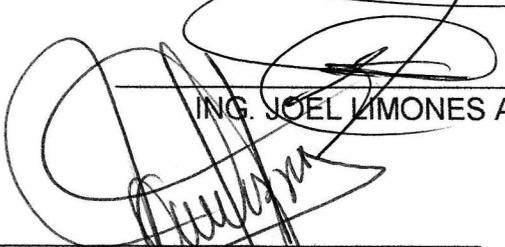
ING. CUAUHTEMOC ESPINO MÉNDEZ

ASESOR:



DR. ALEJANDRO MORENO RESÉNDEZ

ASESOR:



ING. JOEL LIMONES AVITIA

M C. JOSÉ JAIME LOZANO GARCÍA
 COORDINADOR DE LA DIVISION DE CARRERAS AGRONOMICAS



Coordinación de la División
 de Carreras Agronómicas

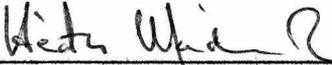
UNIVERSIDAD AUTÓNOMA AGRARIA "ANTONIO NARRO"
UNIDAD LAGUNA
DIVISIÓN DE CARRERAS AGRONÓMICAS.

EFICIENCIA DE LA APLICACIÓN DE LA MICROALGA (*Chlorella vulgaris*) EN EL TRATAMIENTO SECUNDARIO DE AGUAS RESIDUALES.

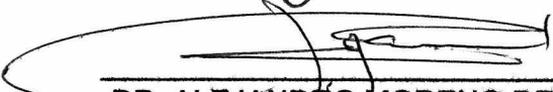
TESIS DEL C. **MISAEAL VÁZQUEZ ORTÍZ** QUE SE SOMETE A LA CONSIDERACIÓN DEL H. JURADO EXAMINADOR COMO REQUISITO PARCIAL PARA OBTENER EL TÍTULO DE:

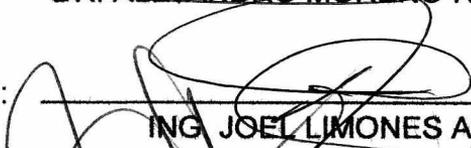
INGENIERO EN PROCESOS AMBIENTALES

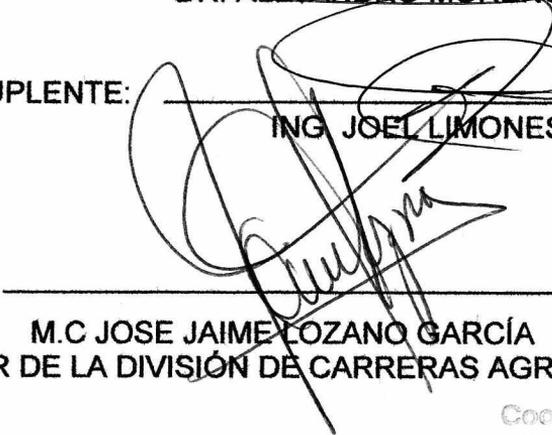
APROBADA POR:

PRESIDENTE: 
DR. HECTOR MADINA VEITIA RÍOS

VOCAL: 
ING. CUAUHTEMOC ESPINO MÉNDEZ

VOCAL: 
DR. ALEJANDRO MORENO RESÉNDEZ

VOCAL SUPLENTE: 
ING. JOEL LIMONES AVITIA


M.C. JOSE JAIME LOZANO GARCÍA
COORDINADOR DE LA DIVISIÓN DE CARRERAS AGRONOMICAS



Coordinación de la División
de Carreras Agronómicas

DEDICATORIAS

A mis padres.

Sr. David Vázquez Niño y Sra. María Antonia Ortiz Antonio. Por la vida que me han dado, su amor y su apoyo incondicional.

A mis hermanos. Iris Abril, Mauricio, Francisco, Rafael y Toñita. Por ser mi razón de ser y existir, por ser mi inspiración para seguir adelante.

Y una niña muy especial (Priscila) por ser mi motivación y mi inspiración para seguir adelante.

A mis abuelitas Francisca, Trinidad y Octaviana por todo su amor.

A mi abuelito Raymundo (†) Q.E.P.D por cuidarme desde el cielo.

A mis tíos, familia Ortiz Antonio por su cariño y sus consejos.

AGRADECIMIENTOS

A DIOS.- Por darme la vida y la fortaleza para seguir adelante en mi vida y por permitirme culminar uno de mis sueños.

A MI ALMA TERRA MATER, Por cobijarme en tu seno y darme las herramientas necesarias para poder prepararme y ser alguien en la vida.

A MIS PADRES. Por su apoyo incondicional, su amor y comprensión. Gracias por estar conmigo en los momentos difíciles.

A MIS HERMANOS. A cada uno de ustedes. Por ser la razón de mi vida y ser mi inspiración para seguir adelante.

A MIS ABUELITAS. Especialmente a mi abuelita Francisca por el amor que me has dado durante toda mi vida.

A MIS ASESORES.

Dr. Héctor Madinaveitia Ríos. Por haberme dado la oportunidad de realizar la investigación con usted y por todo su apoyo para que la investigación fuese posible.

Ing. Cuahutemoc Espino Méndez. Por darme las facilidades para realizar la investigación en la U.T.T por todo su apoyo, sus consejos y su amistad y por gestionar el financiamiento del proyecto.

AL DR. Alejandro Moreno Reséndez. Por ser una gran persona. Por haberme otorgado su amistad, por sus enseñanzas y por sus consejos y principalmente por su paciencia hacia la redacción y presentación de la tesis.

Al Ing. Joel Limones Avitia por sus enseñanzas y por sus sugerencias durante la realización de la investigación.

A mis maestros Dr. Mario García Carrillo y Dr. José Luis Reyes Carrillo. Por su amistad y sus consejos durante mi carrera.

A mi tío Prof. Agustín Ortiz Antonio y Familia. Por todo su apoyo y sus consejos.

A mi tío Sr. Everardo Ortiz y familia. Gracias por su apoyo y por motivarme a seguir adelante.

A mi primo Prof. Jorge Antonio Ortiz. Gracias por tu cariño y por brindarme tu apoyo en varias etapas de mi vida.

A mis tíos Pedro, Agustín y Alfredo y a sus familias por el amor que siempre me han dado.

A la familia Ponce Verdugo. Especialmente a mi tío Felipe, gracias por todo su apoyo.

A mis compañeros de la V Generación de Procesos Ambientales. Gracias por su amistad, por todas las experiencias que viví junto a cada uno de ustedes. Especialmente a mis amigos Maria Isabel Salas Martines y a Luis Felipe Sierra Luna gracias por su amistad.

A mi amigo Luis Alberto Sánchez Castro. Gracias por tu amistad.

A mis amigos de la Narro. Bulmaro, Wilber, James, Gilmar, Ismael, Alberto, Ramón, Rubí, Jonathan, etc y a todos aquellos que por razones de espacio no pueda mencionar en este momento pero que han intervenido de alguna u otra forma en mi vida y que me han extendido su mano en los momentos difíciles. Gracias por todo.

INDICE

TEMA	PÁGINA
INDICE GENERAL.....	i
INDICE DE CUADROS.....	iii
INDICE DE FIGURAS.....	iv
RESUMEN.....	v
I. INTRODUCCION.....	1
OBJETIVO.....	3
Objetivo general.....	3
Objetivos específicos.....	3
Hipótesis.....	3
II. REVISION DE LITERATURA.....	4
2.1 Antecedentes.....	4
2.1.1 Problemática del agua en la comarca lagunera.....	5
2.2 Contaminación del agua.....	6
2.3 El agua residual.....	7
2.3.1 Composición del agua residual.....	8
2.3.2 Descripción de parámetros fisicoquímicos del agua residual.....	10
2.3.2.1 Materia sólida del agua residual.....	10
2.3.2.2 Turbidez.....	11
2.3.3 Componentes del agua residual y sus efectos.....	12
2.4 Eutrofización.....	13
2.5 Medida del contenido de materia orgánica (DBO ₅ y DQO).....	14
2.6 Grasas y aceites.....	15
2.7 Tratamiento de aguas residuales.....	16
2.7.1 Tratamientos primarios, secundarios y terciarios.....	17
2.7.2 Lodos activados.....	18
2.8 Reutilización de las aguas residuales.....	19
2.8.1 Riesgos relacionados con la reutilización de aguas residuales.....	20
2.9 Descripción de las microalgas.....	23
2.9.1 Clasificación taxonómica de la microalga <i>Chlorella vulgaris</i>	24
2.9.2 Aplicación de las microalgas en el tratamiento de aguas residuales.....	24
2.9.3 Mecanismo de interacción entre microalgas y bacterias.....	25
2.9.4 Remoción de nutrientes a través de microalgas.....	26
2.9.5 Eficiencia de la aplicación de microalgas.....	27
2.9.6 Biosorción de metales pesados a través de microalgas.....	28
III. MATERIALES Y METODOS.....	30
3.1 Localización del área de estudio.....	30
3.2 Funcionamiento del sistema.....	30
3.3 Establecimiento del proyecto.....	33

TEMA	PAGINA
3.4 Procedimientos analíticos utilizados.....	34
3.4.1 Determinación de la temperatura.....	34
3.4.2 Determinación del pH.....	36
3.4.3 Determinación de la Conductividad Eléctrica.....	36
3.4.4 Determinación de grasas y aceites.....	37
3.4.5 Determinación de la demanda bioquímica de oxígeno.....	39
3.4.6 Determinación de Sólidos suspendidos totales.....	42
3.4.7 Determinación de metales pesados.....	43
3.4.8 Determinación de Coliformes fecales.....	45
IV. RESULTADOS Y DISCUSIÓN.....	51
V. CONCLUSIONES.....	61
VI. RECOMENDACIONES.....	63
VII. REFERENCIAS.....	64
VIII. APENDICE.....	71

INDICE DE CUADROS

CUADRO		PAGINA
Cuadro 1	Parámetros comúnmente empleados en la caracterización de un agua residual.....	9
cuadro 2	Principales componentes de un agua residual y sus efectos.....	13
cuadro 3	Principales microorganismos transmitidos por el agua y sus efectos a la salud.....	22
cuadro 4	Índice del NMP y límite confiable del 95 % para varias combinaciones de resultados positivos y negativos cuando se usan: 3 tubos con porciones de 10 mL y tres tubos con porciones de 0.1 mL.....	50
cuadro 5	Comportamiento de la Temperatura en los sitios de muestreo antes y después de la aplicación de la microalga <i>Chlorella vulgaris</i>	51
cuadro 6	Comportamiento del pH antes y después de la aplicación de la microalga <i>Chlorella vulgaris</i>	52
cuadro 7	Comportamiento de la Conductividad eléctrica antes y después de la aplicación de la microalga <i>Chlorella vulgaris</i>	53
cuadro 8	Concentración de las grasas y aceites antes y después de la aplicación de la microalga <i>Chlorella</i>	54
cuadro 9	Comportamiento de la demanda bioquímica de Oxígeno antes y después de la aplicación de la microalga <i>Chlorella vulgaris</i>	55
cuadro 10	Concentración de Sólidos suspendidos totales antes y después de la aplicación de la microalga <i>Chlorella vulgaris</i>	57
cuadro 11	Valores promedio de metales pesados en el agua residual tratada durante la aplicación constante de 1 litro de <i>Chlorella vulgaris</i>	57
cuadro 12	Presencia de coliformes fecales después de la aplicación constante de 1 litro de microalgas.....	60

INDICE DE FIGURAS

FIGURA		PAGINA
Figura 1	Distribución de las partículas en el agua residual de acuerdo con su tamaño.....	12
Figura 2	Comportamiento del oxígeno disuelto en un cuerpo de agua.....	15
Figura 3	Procesos de tratamiento biológico utilizados en México.....	17
Figura 4	Principales componentes de un sistema de lodos activados.....	19
Figura 5	Diagrama de flujo de la planta tratadora de aguas residuales de la UTT.....	32
Figura 6	Comportamiento de la temperatura obtenida en los sitios de muestreo antes y después de las microalgas.....	71
Figura 7	Comportamiento del pH antes y después de la aplicación de las microalgas.....	71
Figura 8	Comportamiento de la C.E antes y después de la aplicación de las microalgas.....	72
Figura 9	Comportamiento de las grasas y aceites antes y después de la aplicación de las microalgas.....	72
Figura 10	Comportamiento de la DBO antes y después de la aplicación de las microalgas.....	73
Figura 11	Comportamiento de los Sólidos suspendidos totales antes y después de la aplicación de las microalgas.....	73
Figura 12	Comportamiento de los metales pesados durante la aplicación constante de 1 litro de microalgas.....	74

I. INTRODUCCIÓN

Con el desarrollo de las civilizaciones se han incrementado las áreas de urbanización y diversificación de los procesos industriales, así como el desarrollo agrícola, desafortunadamente, estas actividades han provocado la contaminación del agua, el suelo y el aire provocando que un sinnúmero de elementos químicos, junto a una mayor cantidad de materia orgánica, sean dispuestos en los cursos normales de agua ocasionando que el ambiente se deteriore cada día más en todo el planeta (Jaimes, 2000).

Después de varios años de investigación y desarrollo se ha fortalecido la aplicación de la biotecnología a través del uso microorganismos para consumir y transformar elementos tóxicos, y mediante esto acelerar los procesos de biodegradación de los contaminantes. Las comunidades naturales de microorganismos son increíblemente versátiles, lo que les permite actuar en casi cualquier tipo de ambiente u hábitat, bajo pH y ambiente distintos (Byo-systems, 2005).

Para la eliminación de elementos químicos de los cuerpos de agua existen métodos fisicoquímicos, sin embargo los altos costos asociados con su implementación y desarrollo, los hacen poco factibles de utilizar; además su aplicación involucra nuevos problemas ambientales al generar otras formas de desecho por tal motivo los métodos biológicos son una alternativa frente a estos procesos de descontaminación (Lebsky, 2001).

Los procesos biológicos eliminan los contaminantes presentes en el agua residual de una manera económica, limpia y eficiente. En el proceso de biorremediación basado en microalgas, estos organismos absorben elementos nutritivos y los asimilan, incorporándolos a su biomasa. Este proceso biológico no requiere equipos sofisticados ni costosos y no generan subproductos tóxicos durante su aplicación (Jaimes, 2000).

Las algas tienen la capacidad de resistir, asimilar e incorporar elementos nutritivos para utilizarlo en los procesos de fotosíntesis y respiración, de esta forma el uso de microalgas para remover elementos nutritivos de las aguas residuales es una tecnología conocida, aunque no utilizada frecuentemente. Las microalgas eliminan la mayoría de los contaminantes por absorción celular directa (González y Bashan, 2003).

En base a lo anterior y una vez detectado que la planta tratadora de aguas residuales de la UTT que emplea el proceso de lodos activados con digestión aerobia ha presentado problemas de ineficiencia en cuanto a la calidad del agua residual que se genera, bajo el proceso señalado, se estableció el siguiente objetivo:

Objetivo

Objetivo general

Determinar el efecto que tiene la aplicación de la microalga *Chlorella vulgaris* en el tratamiento secundario de aguas residuales, comparando la calidad del agua residual tratada con los límites máximos permisibles establecidos en la NOM 001 ECOL 96.

Objetivos específicos.

- Determinar si la aplicación de la microalga *Chlorella vulgaris* mejora la eficiencia de la planta tratadora de aguas residuales de la Universidad Tecnológica de Torreón.

- Determinar si la calidad del agua residual tratada en la Universidad Tecnológica de Torreón cumple con los parámetros establecidos en la NOM 001 ECOL 96 para descargarse al ambiente.

Hipótesis

La aplicación de la microalga *Chlorella vulgaris* mejora la eficiencia de una planta tratadora de aguas residuales que utiliza el proceso de lodos activados.

II. REVISIÓN DE LITERATURA

2.1 Antecedentes

La producción de aguas residuales, a escala global, es una consecuencia inevitable de las sociedades contemporáneas. Las aguas residuales representan normalmente un riesgo hacia las poblaciones humanas y el ambiente y deben de tratarse antes de su disposición final (González y Bashan, 2003).

El aumento de la población trae como consecuencia el desarrollo de nuevas ciudades incrementando la contaminación ambiental, impidiendo el control de vertidos de líquidos domésticos e industriales en plantas de tratamiento de aguas residuales. Este origen antropogénico de la contaminación de los cuerpos de agua provoca graves problemas a los seres vivos (Jaimes, 2000).

El desarrollo económico suele implicar la necesidad de disponer de recursos hídricos adicionales para llevar a cabo las actividades industriales, o agrícolas, o para abastecer la demanda correspondiente a las actividades domésticas. Estas circunstancias suelen provocar una disminución en la calidad del agua (Calderón *et al.*, 2002).

En consecuencia, para evitar que se vea afectada la calidad del agua, normalmente es obligatorio antes de descargar las aguas residuales en los cuerpos de agua, eliminar los elementos contaminantes contenidos en estas, pues cuando no se eliminan se provoca una grave contaminación a nivel mundial (Campos, 2004).

2.1.1 Problemática del agua en la Comarca Lagunera.

El problema de la escasez del agua en algunas regiones de México tiende cada día a ser un problema de seguridad nacional. En la región de la Comarca Lagunera este problema se asume como un problema grave (García, 2004).

La región de la Comarca Lagunera, se localiza en una de las zonas de menor precipitación y mayor evapotranspiración de México. El entorno árido de esta región se ve compensado por la presencia de los ríos Nazas y Aguanaval, el agua que corre por estos ríos es empleada tanto en cultivos forrajeros como en el sostenimiento de la ganadería. De esta forma, la economía especializada y altamente tecnificada ha impactado de manera severa la disponibilidad del recurso agua, afectando sobre todo al acuífero principal (Romero, 2004).

La comarca está ubicada en la parte sur del desierto de chihuahuense, el clima es árido y semiárido y en consecuencia, el problema de la disponibilidad del agua es el de mayor importancia (García, 2004).

La problemática que presenta la región Nazas-Aguanaval, es el resultado de una serie de procesos de tipo productivo, tecnológico y social, que han provocado efectos graves para el medio físico y ambiental, particularmente respecto de sus recursos hídricos. La problemática se agrava por la ubicación geográfica de la región, caracterizada por condiciones hidroclimatológicas adversas, propias de zonas áridas y

semiáridas, que limitan aún más la posibilidad de contar con una mayor disponibilidad de agua (Romero, 2004).

2.2 Contaminación del agua.

La contaminación del agua puede definirse como la adición de cualquier sustancia en cantidad suficiente que cause efectos medibles en los seres humanos, en los animales, en la vegetación o en los materiales y que se presente en cantidades que sobrepasen los niveles normales en los que se encuentra en la naturaleza, de manera que resulte inapropiada para usos benéficos (Campos, 2004).

De manera adicional, la contaminación del agua se define como la acción y efecto de introducir materias o formas de energía o inducir condiciones en el agua que, de modo directo o indirecto, impliquen una alteración perjudicial de su calidad en relación con sus usos posteriores o con su función ecológica (Blancas, 2001).

El agua a lo largo de su ciclo natural va adquiriendo una serie de sustancias, ya sea en su contacto con el aire o con el suelo (Blancas 2001). Además, es necesario reconocer que prácticamente todas las actividades humanas tienen el potencial de contaminar el agua. La presencia de contaminantes en el agua puede causar daños a la biota. Los residuos sólidos dispuestos en forma inadecuada son también una fuente de contaminación de las aguas superficiales (Sánchez, 1995).

El agua tiene una composición precisa (H_2O) y, por lo tanto, es fácil identificar los compuestos ajenos a ella. Sin embargo, la definición de cuales son los contaminantes es difícil. La contaminación afecta negativamente las actividades que normalmente se desarrollan cerca o dentro del agua (Jiménez, 2002).

La contaminación de las aguas en nuestro país es originada por la descarga de sustancias orgánicas e inorgánicas. Como parte de los procesos productivos, la industria petroquímica, papelera, textil y química, son las principales industrias que vierten en el agua la mayor parte de los elementos contaminantes como aceites, metales pesados, grasas y fosfatos. Otra parte de esa emanación contaminante proviene de los centros urbanos y de la actividad agropecuaria (Medina, 2002).

2.3 El agua residual.

Desde el punto de vista de las fuentes que generan el agua residual, se puede definir como la combinación de los residuos tanto sólidos como líquidos. La fracción líquida de los mismos es esencialmente el agua que se desprende de la comunidad una vez que ha sido contaminada durante los diferentes usos para los cuales ha sido empleada (Metcalf y Eddy, 1996).

Se le llama aguas residuales a los líquidos procedentes de la actividad humana, que llevan en su composición gran parte de agua, y que generalmente son vertidos a cursos de agua superficiales. Las aguas residuales tienen una composición muy variada debido a la diversidad de

factores que la afectan y a la naturaleza de la población residente (Seoanez, 1995).

Las sustancias contaminantes presentes en el agua residual pueden estar en forma disuelta, en un estado coloidal o en suspensión. En cualquier caso, la mayor parte de los compuestos presentes están constituidos de materia orgánica e inorgánica, elementos nutritivos y microorganismos (Noyola, 2000).

Por otra parte, la ley de Aguas Nacionales (LAN) define a las aguas residuales en su artículo II como las aguas de composición variada provenientes de las descargas de usos municipales, industriales, comerciales, agrícolas, pecuarios, domésticos y en general de cualquier uso. Así mismo establece que hay distintos tipos de agua residual dependiendo de su origen (Campos, 2004).

En relación con la contaminación del agua proveniente de la industria, los desechos industriales pueden contener metales pesados y otras sustancias químicas tóxicas, que no se degradan fácilmente en condiciones naturales ni en las instalaciones convencionales de tratamiento de aguas residuales (Ramalho, 1996).

2.3.1 Composición del agua residual.

El término composición se refiere a la cantidad de constituyentes físicos, químicos y biológicos presentes en el agua residual. En el Cuadro 1 se presentan los principales parámetros comúnmente empleados para

caracterizar un agua residual. Los constituyentes como su cantidad varían con la hora y el día, día de la semana, mes del año y otras condiciones locales inherentes a cada zona, región o país (Metcalf y Eddy, 1996).

Debido a la amplia gama de contaminantes, así como a la cinética química de las sustancias, elementos, materia orgánica y microorganismos que se incorporan en el cuerpo de agua, es indispensable conocer las características del agua antes de seleccionarla como fuente de agua cruda (Barrenechea, 2000).

Cuadro 1. Parámetros comúnmente empleados en la caracterización de un agua residual.

Físicos	Químicos	Biológicos
Sólidos Totales	Materia Orgánica, mg L ⁻¹	Organismos Patógenos
Suspendidos	(DBO) ₅ ^(c)	Coliformes, 100 ⁻¹
Volátiles	(DQO)	Virus, ufc 100 ml ^{-1(b)}
Temperatura	Ph	
Turbiedad UNT ^(a)	Alcalinidad	
	Nitrógeno (orgánico y amoniacal NH ₃ -N, NH ₄ ⁺ -N)	
	Nitritos (NO ₂ -N)	
	Nitratos (NO ₃ -N)	
	Fósforo mg PL ⁻¹ orgánico y reactivo soluble (PO ₄ ⁻³ -P)	

(a) Unidades nefelométricas de turbiedad

(b) (b) unidades formadoras de colonias

(c) DBO₅. Demanda Bioquímica de Oxígeno determinada a los 5 días.

2.3.2 Descripción de parámetros físico-químicos del agua residual.

2.3.2.1 Materia sólida del agua residual.

Sólido es todo residuo que queda después de la evaporación del agua a 103 °C. La prueba de sólidos sedimentables y suspendidos totales evalúa compuestos muy variados. Los sólidos incluyen tanto sales inorgánicas como materia orgánica (Jiménez, 2002). Los residuos sólidos comprenden los sólidos disueltos y en suspensión. Los sólidos en suspensión se dividen a su vez en sedimentables y no sedimentables, dependiendo del número de miligramos de sólido que se depositan a partir de 1 litro de agua residual en una hora (Sánchez, 1995).

El contenido de los sólidos del agua es uno de los parámetros más significativos durante la caracterización de un agua residual, la cantidad, el tamaño y el tipo de los sólidos dependen del agua residual que se esté manejando. Los sólidos en suspensión componen alrededor de un 40 por 100 del total de los sólidos o una concentración de 350 mg L⁻¹ aproximadamente (Kiely, 2003).

Los sólidos suspendidos totales (SST) son los sólidos retenidos al pasar agua a través de un papel filtro con apertura de poro de 0.45 µm. Estos sólidos representan la fracción contaminante susceptible de ser eliminada por sedimentación, floculación o filtración. Lo constituyen partículas inorgánicas (arcillas, arenas, suelos) y orgánicas (fibras de plantas, células de microorganismos, etc.) (Jiménez, 2002).

2.3.2.2 Turbidez.

La turbidez es originada por las partículas en suspensión o coloides que por su tamaño, se encuentran suspendidas dentro de la fase líquida del agua. En la figura 1 se observa la distribución de las partículas presentes en el agua residual de acuerdo con su tamaño de acuerdo a (Barrenechea, 2000).

La remoción de la turbidez es uno de los procesos que más influye en los costos de operación de una planta tratadora de aguas, porque, para llevar a cabo este proceso se requiere usar coagulantes, acondicionadores de pH, etc, (Barrenechea, 2000).

El parámetro de turbidez permite establecer la cantidad de sólidos que permanecen en el cuerpo receptor de aguas. La etapa de tratamiento primario de las aguas residuales, permite la remoción del 80–85% de sólidos suspendidos en la fase líquida. La importancia de conocer la turbiedad permite determinar la cantidad de sólidos que estarán sedimentándose (Domínguez *et al.*, 2004).

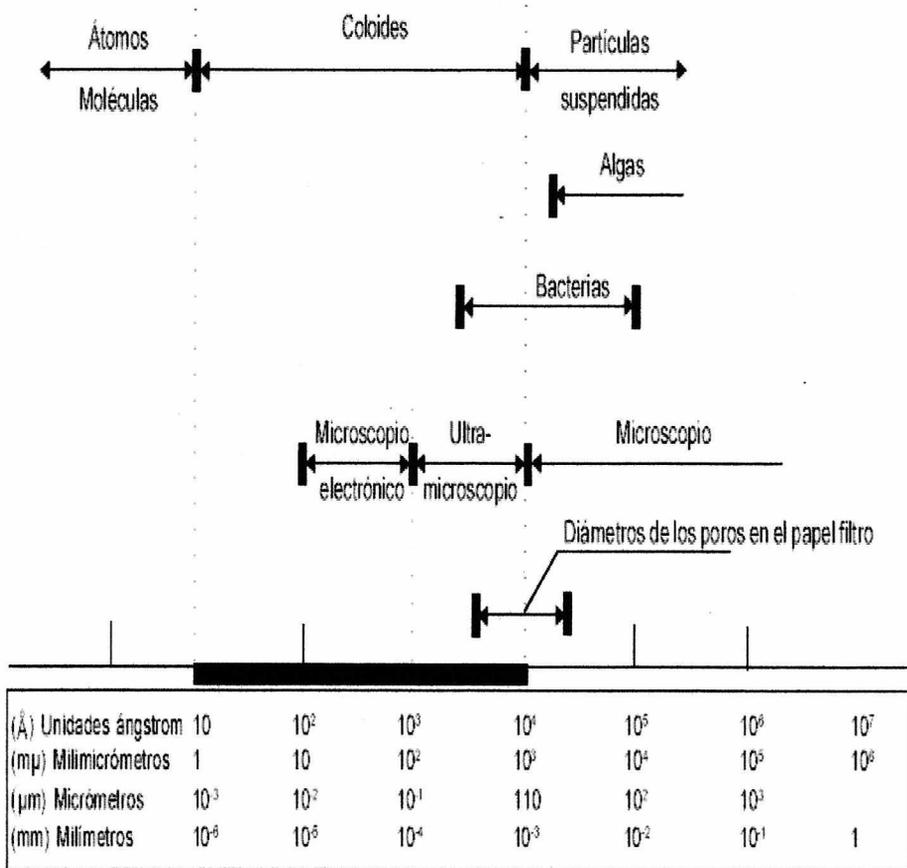


Figura 1. Distribución de las partículas en el agua residual de acuerdo con su tamaño (Barrenechea, 2000).

2.3.3 Componentes del agua residual y sus efectos.

Es importante hacer una distinción entre los diferentes tipos de contaminantes presentes en el agua residual por que la alteración en el agua varía y se van a producir efectos o daños distintos de acuerdo a como se ilustra en el cuadro 2 (Metcalf y Eddy, 1996).

Cuadro 2. Principales componentes de un agua residual y sus efectos sobre el medio receptor (Metcalf y Eddy, 1996).

Componentes	Efecto	Concentración
Sólidos suspendidos	Aumento de la turbidez	Variable
Materia orgánica	Pueden agotar las reservas de oxígeno	Variable
Nutrientes	Agotan los recursos de oxígeno disponible	Cualquier cantidad
Nitratos	Pueden causar metahemoglobina en niños	0,3 mg L ⁻¹
Compuestos inorgánicos	Ecotoxicidad de algunos compuestos, como son los metales pesados	Variable

2.4 Eutrofización.

La eutrofización es un proceso de fertilización excesiva de un cuerpo de agua, debido al transporte de sedimentos y nutrientes, sin embargo, el impacto de las actividades humanas puede acelerar este proceso, alterando los ciclos biogeoquímicos de la naturaleza (Vargas, 1995).

La eutrofización es un problema creciente. Los sistemas de tratamiento basados en algas son capaces de eliminar elementos nutritivos de los cuerpos de agua. En materia de incorporación de aniones por las algas verdes se han desarrollado cultivos de algas capaces de eliminar los nutrientes y permite la recolección completa de la biomasa de una forma tecnológicamente muy sencilla (Aparicio, 2004).

2.5 Medida del contenido de materia orgánica (DBO₅ y DQO).

En la actualidad, el método comúnmente utilizado para estimar las cantidades de materia orgánica en aguas residuales incluye la demanda bioquímica de oxígeno a los cinco días (DBO₅). La DBO₅ es el método usado con mayor frecuencia para determinar la concentración de materia orgánica en el agua residual (Crites y Tchobanoglous, 2000).

La DBO₅ corresponde a la cantidad de oxígeno necesario para descomponer la materia orgánica por acción bioquímica aerobia, se expresa en mg L⁻¹. El cálculo de la demanda bioquímica de oxígeno se efectúa mediante la determinación del contenido inicial de oxígeno de una muestra dada y lo que queda después de cinco días en otra muestra semejante, conservada en un frasco cerrado a 20 °C. La diferencia entre los dos contenidos corresponde a la DBO₅ (Barrenechea, 2000). El oxígeno disuelto (OD) y la demanda bioquímica de oxígeno (DBO₅) señalan buena o mala calidad de un cuerpo de agua, o sea, una carga orgánica que implicará un aumento repentino de la DBO₅ y una disminución repentina del OD, esto significa que habrá una proliferación de microorganismos que promoverán la degradación del contaminante, con un elevado consumo de oxígeno, así como se ilustra en la figura 2 (Sánchez, 1995).

Carga contaminante en un cuerpo de agua

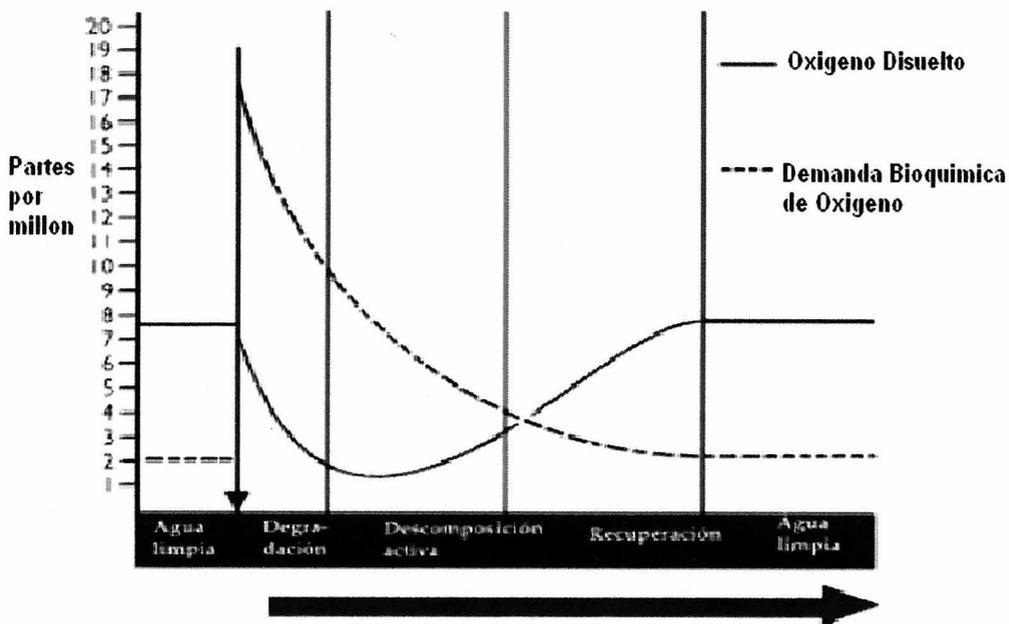


Figura 2. Comportamiento del Oxígeno Disuelto (OD) en un cuerpo de agua.

Por otro lado, la Demanda Química de Oxígeno (DQO) equivale a la cantidad de oxígeno consumido por los cuerpos reductores presentes en el agua sin la intervención de organismos vivos (Barrenechea, 2000).

La DQO es un índice de contaminación del agua que representa, el contenido de compuestos orgánicos muy complejos y difíciles de degradar y la materia orgánica no biodegradable. Por esta razón, este parámetro siempre va a ser mayor que la DBO_5 (Crites y Tchobanoglous, 2000).

2.6 Grasas y aceites.

Las grasas y aceites incluyen el grupo de compuestos orgánicos que consisten en ésteres formados por tres moléculas de ácidos grasos y una molécula del alcohol glicerina de origen animal y vegetal, así como hidrocarburos de petróleo. Las grasas y aceites son más ligeros que el

agua e insolubles en ella. Las grasas son blandas mientras que los aceites son líquidos (Falcón, 1990).

Una de las principales causas de bloqueos de los sistemas de alcantarillado es la acumulación de grasas y aceites en las tuberías. Las grasas y aceites pueden restringir el flujo y causar que las aguas residuales sin tratar ingresen a los hogares. Los problemas con las grasas y aceites son tan comunes que producen un efecto considerable en las tasas de aguas residuales (Falcón, 1990).

2.7 Tratamientos de aguas residuales.

El tratamiento de aguas residuales requiere de especial atención debido a las descargas que se realizan de estas a los cuerpos de agua, lo anterior debido a que las descargas ocasionan serios problemas de contaminación en los sistemas acuáticos que reciben descargas superiores a su capacidad de autodepuración, por lo mencionado anteriormente resulta de gran importancia el cuidado y recuperación del agua debido a su papel en el medio ambiente (Salazar, 2005).

Es necesario conocer los sistemas de tratamiento de aguas residuales que existen, con el fin de poder elegir la alternativa que mejor se adapte al proceso de tratamiento (Seoanez, 1995).

2.7.1 Tratamientos primarios, secundarios y terciarios.

La etapa del tratamiento primario es común en todos los sistemas de tratamiento de aguas residuales. La utilidad de este tratamiento está demostrada al eliminar elementos presentes en las aguas residuales (sólidos flotantes, arenas, grasas, aceites, etc.), que de entrar al proceso de tratamiento, podrían comprometer gravemente su funcionamiento. El tratamiento primario puede incluir: desbaste de sólidos, decantación primaria y lagunaje anaerobio (Noyola, 2000).

El tratamiento secundario suele ser de naturaleza biológica. Tiene como objetivo eliminar la materia orgánica disuelta presente en el agua residual. Para este tratamiento se emplean microorganismos que degradan la materia orgánica del agua residual para transformarla en sustancias más sencillas. (Calderón *et al.*, 2002). En la figura 3 se describen los principales procesos de tratamiento biológicos más utilizados en México.

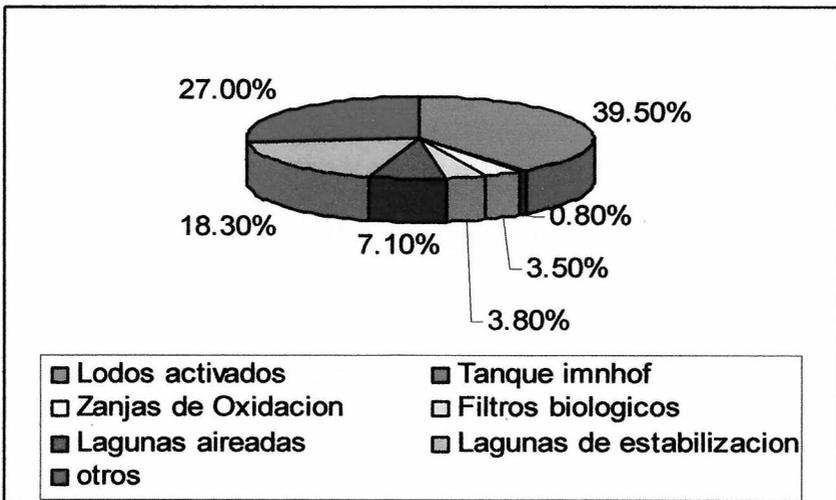


Figura 3. Procesos de tratamiento biológicos utilizados en México. (CNA, 2004).

El tratamiento terciario del agua residual puede ser de naturaleza biológica o físico-química, en este tratamiento se pueden incluir procesos de nitrificación-desnitrificación, procesos de eliminación de fósforo, biodiscos y lechos bacterianos, filtros verdes y sistemas de aplicación al suelo, filtros y ultrafiltración, ozonización y radiación ultravioleta (Calderón *et al.*, 2002).

2.7.2 Lodos activados.

El proceso de lodos activados se originó en Inglaterra y se define como la habilidad del lodo para purificar y estabilizar el contenido orgánico de los desechos en el agua residual a través del uso de sólidos floculados en presencia del aire (Bravo *et al.*; 2003).

El sistema de lodos activados consiste en desarrollar un cultivo bacteriano disperso en forma de floculos en un tanque agitado y aireado, y alimentado con el agua a tratar (Chamy *et al.*, 2003).

El principio básico de los lodos activados se fundamenta en un proceso físico-biológico, la biofloculación y en un aspecto exclusivamente biológico como es el metabolismo bacteriano. La biofloculación es la agregación de partículas en el medio líquido, permitiendo su separación del tanque de tratamiento por decantación (Di Marzio, 2004).

Cada tratamiento de agua residual mediante el proceso de lodos activados puede eliminar los sólidos suspendidos y la materia orgánica, el

agua residual se trata microbiológicamente en esta etapa (Valderrama, 2002).

El sistema de lodos activados está constituido básicamente por tanques de aireación, donde el agua residual es estabilizada biológicamente por una masa de microorganismos que constituyen el *flock* biológico, y que ejercen demanda de oxígeno.

El ambiente aeróbico es mantenido gracias a la utilización de equipos de transferencia de oxígeno mediante difusores de aire o aireadores superficiales. Tal y como se observa en la figura 4 (Mansur *et al.*, 1999).

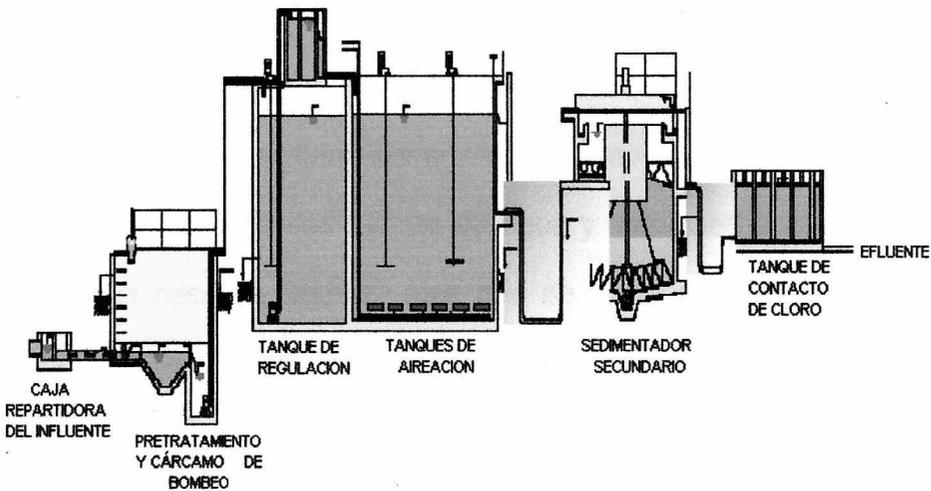


Figura 4. Principales componentes de un sistema de lodos activados (Mansur *et al.*, 1999).

2.8 Reutilización de las aguas residuales.

La escasez de los recursos hídricos en las zonas áridas y semiáridas del mundo constituye un problema dramático para la población asentada en

ellas, pues la escasa pluviometría irregularmente distribuida, está llevando al agotamiento o al deterioro irreversible de los recursos hídricos. En este contexto, la reutilización de las aguas residuales urbanas se perfila como una fuente adicional de agua, merecedora de ser tomada en cuenta en la gestión global de los recursos hídricos (Álvarez *et al.*, 2002).

La presión que ejerce la demanda de agua para consumo humano sobre las fuentes de agua superficiales y subterráneas, han hecho que las aguas residuales municipales se conviertan de un desecho a un recurso valioso para su uso en la agricultura, procesos industriales y en servicios al público como riego de jardines, llenado de lagos, canales recreativos y fuentes de ornato (Sandoval y Colli, 2003).

Actualmente, el reuso de efluentes tratados se ha incrementado en la agricultura ya que tiene como metas promover la agricultura sostenible, preservar las escasas fuentes de agua y mantener la calidad ambiental. Para el caso de México, este tipo de alternativa parece ser atractiva debido a la unión de dos factores: las regiones áridas donde la producción agrícola depende del riego y el bajo costo asociado al tratamiento de aguas residuales. La reutilización de las aguas residuales pueden incluir la recarga de acuíferos (Álvarez *et al.*, 2002).

2.8.1 Riesgos relacionados con la reutilización de aguas residuales.

El problema del reuso de las aguas residuales, es más de índole microbiológico que químico. Los brotes epidémicos en algunas regiones de Latinoamérica han estado siempre asociados a la utilización de agua

residual sin tratar o al riego con efluentes de agua residual sin desinfectar (Sandoval y Colli, 2003).

Los aspectos de salud pública relacionados con el uso del agua residual involucran la supervivencia de bacterias patógenas, virus y protozoarios (Sandoval y Colli, 2003). Estos microorganismos generan altos porcentajes de morbilidad-mortalidad en la población (REDPA, 2000). En el cuadro 3 se observan algunos de los principales microorganismos transmitidos por el agua y sus efectos a la salud.

Recientes brotes de hepatitis A, pueden ser provocados por el reuso de aguas contaminadas (Arango, 2003).

Debido a lo anterior, la Organización Mundial de la Salud ha establecido que para el riego de cualquier cultivo, el agua no debe tener más de 100 coliformes fecales 100 mL⁻¹ (Álvarez *et al.*, 2002).

Las bacterias que se encuentran con mayor frecuencia en el agua son las bacterias entéricas. Los coliformes fecales se han seleccionado como indicadores de contaminación fecal debido a su relación con el grupo tifoide-paratifoide (REPDA, 2000).

En la región del valle del Mezquital Hidalgo, por varios años se ha irrigado con aguas residuales crudas provenientes de la ciudad de México; esto ha recargado los mantos acuíferos, sin embargo análisis específicos realizados al agua subterránea indican que la calidad del agua representa un riesgo potencial hacia la salud e la población (Álvarez *et al.*, 2000).

Cuadro 3. Principales microorganismos transmitidos por el agua y sus efectos a la salud (REDPA, 2000).

Bacterias	Fuente	Periodo de Incubación	Síntomas clínicos
<i>Salmonella typhi</i>	Heces, orina	7-28 días	Fiebre, tos, náusea.
<i>Salmonella sp.</i>	Heces	8-48 horas	Diarrea con sangre.
<i>Shigallea sp.</i>	Heces	1-7 días	Disentería.
<i>Vibrio cholerae</i>	Heces	9-72 horas	Diarrea, deshidratación
<i>Escherichia coli enterotoxigena</i>	Heces	5-48 horas	Diarrea, dolor abdominal, fiebre, náusea.
<i>Yersinia enterocolitica</i>	Heces, orina	1-11 días (24-48 horas)	Dolor abdominal, diarrea, fiebre, vómito.
<i>Campylobacter jejuni</i>	Heces	2-5 días	Diarrea, fiebre, dolor de cabeza.
<i>Aeromonas sp.</i>	Heces	Desconocido	Diarrea, dolor abdominal y colitis.
Virus			
<i>Enterovirus</i>	Heces	3-14 días	(Vómito, diarrea, dolor abdominal y hepatitis, encefalitis.
<i>Astrovirus</i>	Heces	1-4 días	Náusea, vómito, diarrea, dolor abdominal, fiebre.
<i>Virus de la hepatitis</i>	Heces	15-20 días	Perdida de apetito, diarrea y vómito.
<i>Rotavirus</i>	Heces	1-3 días	Gastroenteritis con náusea y vómito.
Protozoos			
<i>Giardia Lamblia</i>	Heces	5-25 días	Puede provocar una diarrea leve.
<i>Entamoeba histolytica</i>	Heces	2-4 semanas	Dolor abdominal, diarrea y sangre.
<i>Cyclospora var. cayetanensis</i>	Heces (oocistos)	Semanas-meses	Diarrea, náuseas, anorexias, dolor abdominal.

2.9 Descripción de las microalgas.

Las algas son plantas fotosintéticas, no vasculares, sin raíces y que tienen estructuras reproductoras simples. Son las responsables de más de la mitad de la actividad fotosintética al pertenecer al llamado fitoplancton (Freile, 2001).

La microalga *Chlorella vulgaris* es un alga verde (clorofita) eucariota, útil en el tratamiento de aguas residuales, donde puede facilitar considerablemente la oxigenación (Rodríguez y Porras 1996; Rost *et al*, 1985).

En la conversión de la energía luminosa en energía química, las microalgas son extraordinariamente eficientes (Carrillo, 2004).

La utilización de las microalgas dentro de los procesos biotecnológicos es muy diversa. El déficit energético, de alimentos, de agua, de terreno habitable y productivo, aumenta de manera que se hace imprescindible la búsqueda de nuevas fuentes de recursos que permitan disponer de materia prima para el constante desarrollo y preservar la existencia de los seres vivos (Quintana, 1999).

Los cultivos de *Chlorella vulgaris*, poseen en su composición la presencia de clorofila, la que varía según el género, pero en sentido general es el pigmento predominante que les permite realizar las transformaciones energéticas a través de la fotosíntesis.

2.9.1 Clasificación Taxonómica de la microalga *Chlorella vulgaris*.

Reino *Plantae*

Sub-reino *Thalophyta*

Division (Phylum) *Chlorophyta*

Clase *Chlorophyceae*

Orden *Chlorococcales*

Familia *Chloropitae*

Género *Chlorella*

Especie *Vulgaris*

2.9.2 Aplicación de las microalgas en el tratamiento de aguas residuales.

Las microalgas utilizadas en el tratamiento de efluentes pueden ser consideradas como una alternativa de tratamiento terciario, debido a los procesos acoplados de bacterias quienes realizan la degradación de la materia orgánica y microalgas quienes utilizan los compuestos inorgánicos, mejorando así la calidad del efluente (Salazar, 2005).

En este sentido, González y Bashan (2000) han establecido que las microalgas pueden ser utilizadas como agentes de biorremediación de aguas residuales y en biorremoción de metales pesados.

Por lo mencionado anteriormente el tratamiento de las aguas residuales a través de microalgas, ha sido considerado como una alternativa

ambientalmente amigable para remover nutrientes y metales pesados de las fuentes del agua residual (Qiang Hu *et al.*, 2000).

La capacidad de las microalgas para convertir desechos orgánicos al ser la base de la cadena trófica acuática, son los microorganismos apropiados para cerrar el ciclo ecológico con el aprovechamiento de compuestos que la normatividad vigente considera como peligrosos cuando están libres en el ambiente (Contreras, 2003).

Las microalgas transforman algunos de los contaminantes a materiales no peligrosos para que el agua pueda reusarse o descargarse de una forma más segura. La interacción asociativa microalga-bacteria puede alterar (positiva o negativamente) las características de la biorremediación del agua (González y Bashan, 2000).

2.9.3 Mecanismos de interacción entre microalgas y bacterias.

La importancia de la interacción entre bacterias y microalgas, sugiere que las bacterias no solo son recicladoras de la materia orgánica, sino que además tienen la capacidad de absorber elementos nutritivos y hacen circular estas fuentes de carbono mediante diversas interacciones ecológicas. Uno de los organismos con los cuales las bacterias interactúan directamente son las microalgas (Riquelme y Avendaño, 2003).

Las microalgas y bacterias proveen una inoculación conveniente para numerosas aplicaciones ambientales. La microalga *Chlorella vulgaris*

pueden ser utilizada en procesos de biotecnología donde provee de oxígeno al agua residual para el acompañamiento de microorganismos involucrados en la transformación de compuestos (Lebsky *et al.*, 2001).

En ambientes acuáticos, las microalgas están siempre asociadas a bacterias. Sin embargo, no se sabe si tales bacterias son asociativas, promotoras de crecimiento, simbiotes o simplemente coexisten con las microalga, sin embargo, se cree que muchas de estas bacterias son promotoras del crecimiento de microalgas (González y Bashan, 2000).

La asociación simbiótica de las microalgas y las bacterias es un medio efectivo, en ambientes confinados, para aumentar la eliminación de nutrientes de las aguas residuales. Por lo tanto, esta asociación artificial puede servir como herramienta en el desarrollo de nuevos tratamientos de aguas residuales (González y Bashan, 2003).

2.9.4 Remoción de nutrientes a través de microalgas.

La degradación de la materia orgánica produce un exceso de nutrientes en el agua residual, tradicionalmente, estos nutrientes se han tratado químicamente, pero en los años recientes, ha habido un creciente interés en el desarrollo de sistemas biológicos basados en microalgas y bacterias, sistemas que han resultado mas económicos y más “ambientalmente amigables” (Valderrama *et al.*, 2002).

La microalga unicelular de agua dulce *Chlorella vulgaris* utilizada en el tratamiento terciario del agua residual para la remoción de elementos

nutritivos se ha utilizado experimentalmente para la remoción del ión amonio y fósforo del agua residual agroindustrial utilizando biorreactores (Lebsky *et al.*, 2001).

La importancia de estos sistemas se debe a que, la asociación simbiótica de las microalgas y las bacterias es un medio efectivo, en ambientes confinados, para aumentar la eliminación de nutrientes de las aguas residuales. Por lo tanto esta asociación artificial puede servir como herramienta en el desarrollo de nuevos tratamientos de aguas residuales (Gonzalez y Bashan, 2003).

En el proceso de biorremoción de elementos nutritivos como fósforo y nitrógeno, las algas asimilan estos nutrientes incorporándolos a su biomasa (Jaimes, 2000).

La aplicación de la ficobiotecnología utilizando cultivos de microalgas del género *Chlorella*, mejora la calidad del agua removiendo el exceso de compuestos que contienen fósforo y nitrógeno del agua residual, por lo cual es factible suponer que la ficobiotecnología es un proceso eficiente en el proceso de biorremoción (Jaimes, 2000).

2.9.5 Eficiencia de la aplicación de microalgas.

Salazar, (2005) ha establecido que la eficiencia de las microalgas en los diferentes procesos de tratamiento de aguas residuales depende de diversos factores entre los cuales destacan:

- El tipo de efluente a tratar: doméstico, agrícola e industrial.

- Las características de operación: carga orgánica e hidráulica.
- Los contaminantes, que afectan la composición de la biomasa,
- Diferente temperatura e intensidad luminosa, debido a las variaciones estacionarias, así como el fotoperiodo (luz-oscuridad) o luz continua.

Los aspectos a considerar en la eficiencia del proceso de tratamiento son la adecuada combinación de los parámetros anteriormente mencionados, así como el mantenimiento de las microalgas en óptimas condiciones para favorecer la eficiencia de la remoción del proceso (Salazar, 2005).

2.9.6 Biosorción de metales pesados a través de microalgas.

En ciertas descargas de aguas residuales se pueden encontrar concentraciones altas de metales pesados. Debido a su movilidad en los ecosistemas acuáticos y a su toxicidad para el hombre, los metales pesados son los contaminantes inorgánicos más importantes en el ambiente (Salazar, 2005).

La característica primordial de los metales es que pueden conducir al envenenamiento e inactivación de las células vivas (Ferrari, 2004).

Los metales pesados que pudieran mencionarse como tóxicos abarcan al Cd, Zn, Cu, Ag, Pb, Hg, Ni y Cr.

El término biosorción es aplicado cuando se utiliza biomasa viva para concentrar y acumular metales dentro de su estructura mediante mecanismos tales como la adsorción y el intercambio iónico, dentro de

esta biomasa se incluyen a las microalgas y a las bacterias (Cañizares, 2000).

La acumulación de los metales dentro de la estructura de los microorganismos puede deberse a sistemas de absorción dependientes del metabolismo o a sistemas de adsorción sobre la superficie de paredes celulares (Ferrari, 2004).

El genero *Chlorella* ha mostrado la mayor capacidad de remoción de los metales señalados anteriormente (Salazar, 2005).

Por razones económicas durante la remoción de los metales pesados, resulta de particular interés la utilización de la biomasa obtenida de ciertas algas que tienen la capacidad de enlazar metales. Los florecimientos de algas y bacterias fortalecidos por la adición de aguas residuales, disminuye la concentración de metales pesados como el Cu, Cd, Zn, Hg y Fe de los efluentes mineros (Ferrari, 2004).

III. MATERIALES Y MÉTODOS.

3.1 Localización del área de estudio.

El trabajo experimental se realizó en la planta tratadora de aguas residuales de la Universidad Tecnológica de Torreón (UTT) ubicada en el kilómetro 10 de la Carretera Torreón-Matamoros en terrenos del Ejido "El Aguila", perteneciente al Municipio de Torreón, Coahuila. La nomenclatura para esta localidad es la N° 56 del Municipio N° 35. La universidad se localiza a una latitud norte de 25°31'52" y a una longitud oeste de 103°20'15" con una altura sobre el nivel del mar de 1,110 (INEGI, 2003). De manera particular, la planta tratadora de aguas residuales está instalada en el límite oriente y centro del campus de la UTT (Cruz, 2005).

3.2 Funcionamiento del sistema.

Todos los edificios de la UTT están interconectados a una red de drenaje que inicia en la cafetería y termina en el edificio de la biblioteca. Las dos fosas en las cuales se capta el agua residual generada, tienen las siguientes funciones. La primera sirve como captadora de sólidos y mediante decantación el agua residual pasa a la segunda fosa en la cual se precipitan los sólidos suspendidos que logran pasar la primera fosa, de ahí el agua fluye hacia los 4 tanques de tratamiento que tienen una capacidad total de 10,000 litros y una capacidad de tratamiento de 5,000 litros diarios por cada uno de los tanques.

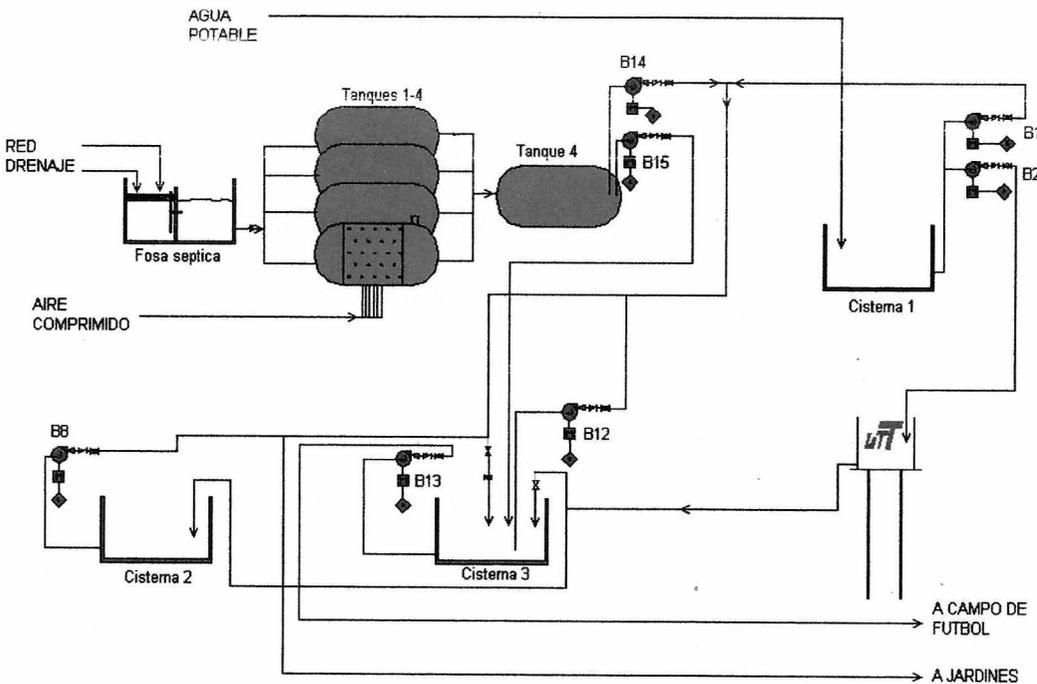
La cantidad de agua residual recibida en la planta generada en los edificios, varía de 8,000 a 18,000 litros diariamente durante 6 días de la semana. El edificio de máximo consumo de agua potable es la cafetería con 5,000 litros diarios aproximadamente y el edificio de mínimo consumo de agua potable es la instalación del área de vinculación, con 1,500 litros diarios aproximadamente.

La planta tratadora de la UTT esta constituida por 4 tanques de tratamiento y uno de almacenamiento de igual capacidad. Cuando el tanque de almacenamiento alcanza un nivel de rebombeo, el líquido fluye en forma automática hacia la cisterna de aireación continua, en la cual permanece durante 24 horas. El agua residual al momento de pasar por los tanques de tratamiento y antes de que llegue al tanque de almacenamiento existe una cámara de cloración, en dicha cámara la cloración se realiza mediante el contacto del agua con pastillas de cloro de 2.5 cm. y 7.5 cm.

En la cisterna de almacenamiento se aplica hipoclorito de calcio a razón de 1.5 kg por cada 2,000 litros tratados de agua residual, para completar el proceso de desinfección. Cuando el agua tratada ha tenido aireación durante 24 horas continuas se activa el riego presurizado hacia las áreas verdes de la universidad. Aquí termina el proceso de tratamiento del agua residual.

La planta tratadora de aguas residuales de la UTT utiliza el proceso de lodos activados con digestión aerobia. En este proceso las aguas residuales que provienen de las instalaciones de la universidad se

introducen a los tanques de tratamiento donde se mantiene un cultivo aerobio en suspensión. La demanda de oxígeno de los microorganismos se abastece a través de un compresor, al mismo tiempo se produce una mezcla de agua residual y microorganismos (principalmente bacterias) en los tanques de tratamiento. En el fondo de la fosa de agua residual son sedimentados los sólidos y los lodos para poder separarse del agua residual. En la figura 5 se observa el diagrama de flujo de la planta tratadora de agua residuales de la UTT para observar el proceso de tratamiento del agua residual que se utiliza en la universidad.



Bx (Bombas)

Figura 5. Diagrama de flujo de la planta tratadora de aguas residuales de la UTT.

3.3 Establecimiento del proyecto.

Para la solución de los diversos problemas existentes en la planta de tratamiento como lo eran los malos olores y la ineficiencia de la planta, se estableció el proyecto con la aplicación de un producto comercial llamado Albisol hecho a base de microalgas y para poder determinar su funcionalidad se realizó el análisis del agua residual tratada para comparar los parámetros con los límites máximos permisibles (LMP) establecidos en la NOM-001-ECOL 96.

El nueve de agosto de 2005 se realizó el muestreo inicial antes de la aplicación de las microalgas, el 10 de agosto se realizó la aplicación de una Dosis de impacto, y posteriormente se aplicaron dosificadamente 700 mL diarios del producto comercial durante 4 días, utilizando 3.30 litros del producto comercial. Después de esta aplicación se realizó el segundo muestreo el día 15 de agosto del mismo año. Esta prueba se realizó con la finalidad de conocer mediante los parámetros establecidos en la Norma 001 ECOL 96 y compararlos con los análisis realizados antes y después de la aplicación del producto comercial, si la aplicación de las microalgas arrojaba resultados positivos reduciendo los límites máximos permisibles establecidos por la Norma 001 ECOL 96 se instalaría el proyecto y de esta forma seguir aplicando el producto comercial de una forma consecutiva. Los primeros dos muestreos los realizó la empresa Oikos Soluciones Ambientales.

Para la determinación del último muestreo primero se aplicó durante cuatro meses previo al 15 de marzo de 2006, 1 litro del producto

comercial dosificando 200 mL diarios, aplicado para 5 días de un modo constante.

El último muestreo se realizó el 15 de Marzo de 2006 para determinar el funcionamiento de la planta tratadora con la aplicación continua en la fosa de agua residual de 1 litro de microalgas. En el muestreo final se tomaron un total de 9 muestras por cada parámetro y las muestras fueron tomadas a las 9, 10 y 11 hrs. del mismo día. El último muestreo fue realizado en el laboratorio de aguas residuales de SIMAS (Sistema Municipal de Agua y Saneamiento de Torreón). Las muestras fueron tomadas en la fosa, en los tanques y en la cisterna.

Se analizaron los parámetros físicos, químicos y biológicos establecidos en la Norma 001 ECOL 96. Dichos parámetros fueron temperatura del agua, pH, conductividad eléctrica, grasas y aceites, demanda bioquímica de oxígeno (DBO), sólidos suspendidos totales; metales pesados y Coliformes fecales.

Estos análisis para todos los parámetros, excepto Metales pesados y Coniformes totales, constaron de una serie total de 15 determinaciones.

3.4 Procedimientos analíticos utilizados

3.4.1 Determinación de Temperatura.

El valor de la temperatura es un criterio de calidad del agua para la protección de la vida acuática. La temperatura es el potencial calorífico referido a un cierto cuerpo. Termómetro es el instrumento que usualmente

se pone en contacto con la sustancia cuya temperatura desea conocerse hasta que se alcance el equilibrio térmico.

La medición se realiza directamente en el cuerpo de agua. Los resultados obtenidos se expresan en grados Celsius ($^{\circ}\text{C}$).

Las temperaturas elevadas en el agua son indicadores de actividad biológica, química y física, por lo que es necesario determinar la temperatura como un indicador de la presencia de compuestos y contaminantes en el agua, a través del método de prueba que se establece en la Norma NMX-AA-007-SCFI-2000.

El valor de la temperatura es un criterio de calidad del agua para la protección de la vida acuática. La temperatura es el potencial calorífico referido a un cierto cuerpo. Termómetro es el instrumento que usualmente se pone en contacto con la sustancia cuya temperatura desea conocerse hasta que se alcance el equilibrio térmico. La medición se realiza directamente en el cuerpo de agua. Los resultados obtenidos se expresan en grados Celsius ($^{\circ}\text{C}$).

La temperatura se midió una sola vez en cada uno de los sitios de muestreo que incluye la fosa de agua residual, los tanques de tratamiento y la cisterna de almacenamiento durante el muestreo inicial y en el segundo muestreo. En el muestreo final se midió en los mismos sitios de muestreo pero fue en tres horarios diferentes siendo estos a las 9, 10 y 11 A.M.

3.4.2 Determinación del pH.

El pH en fase acuosa se define como el logaritmo negativo de la actividad del ion hidronio. La determinación del pH se realiza con electrodos. El valor de pH es un parámetro regulado por los límites máximos permisibles (LMP) en descargas de aguas residuales, también es un parámetro de calidad de agua para usos y actividades agrícolas, para contacto primario y para consumo humano. Esta determinación se basa en la norma NMX-AA-008-SCFI-2000.

Para llevar a cabo la determinación del pH, se deben sumergir los electrodos en una porción de la muestra problema durante 1 minuto para acondicionar el electrodo de vidrio; de ser posible, agitar suavemente el electrodo. Retirar los electrodos de la solución, secarlos con papel absorbente, sin enjuagarlos y sin tallar. Registrar las lecturas de pH con dos cifras decimales así como las temperaturas de la muestra.

3.4.3 Determinación de la Conductividad Eléctrica.

La conductividad eléctrica es una expresión de la capacidad de una solución para transportar una corriente eléctrica. Para medir la conductividad se utiliza un dispositivo conocido como conductímetro. Esta determinación se debe de realizar conforme a lo establece la norma NMX-AA-093-SCFI-2000.

Enjuagar la celda de conductividad con porciones de la disolución de prueba, seleccionar el rango adecuado de medición del instrumento, una

ves que se estabiliza la lectura obtenida, anotar el valor de la Conductividad. Reportar los resultados como conductancia específica o conductividad, mS/m a 25 °C. Esta determinación se realizó en un total de 15 veces, los muestreos se realizaron en la fosa, en los tanques y en la cisterna.

3.4.4 Determinación de grasas y aceites.

El contenido de estas sustancias son extraídas con hexano de una muestra de agua residual acidificada tal y como lo establece la norma NMX-AA-093-SCFI-2000. Este método se basa en la adsorción de grasas y aceites en tierra de diatomeas, los cuales son extraídas en un equipo Soxhlet empleando hexano como disolvente.

Una vez terminada la extracción de las grasas y aceites presente en cada una de las muestras se evapora el hexano y se pesa el residuo que ha quedado en el recipiente; siendo este el valor de las grasas y aceites.

Los matraces de extracción Soxhlet se introducen a una estufa B1 Barnstead a una temperatura de 103-105 °C, se enfrían en desecador y se pesan hasta obtener el peso constante de cada uno de los matraces.

Se coloca el material filtrante colocando un papel filtro de fibra de vidrio con tamaño de poro fino #40 marca Whatman en embudo buchner, enseguida se coloca el embudo buchner en un matraz Kitazato de 2,000 mL Pirex® y se agregan 100 mL de la suspensión de tierra de diatomeas-silice sobre el papel filtro, posteriormente se aplica vacío con una bomba

y se lava una vez con 100 mL de agua. Se transfiere el total de la muestra acidificada al embudo Büchner aplicando vacío con la misma bomba hasta que cese el paso de agua. Se debe medir el volumen de la muestra filtrada utilizando una probeta de 1000 mL ya que ese volumen se utiliza para realizar el cálculo de las grasas y aceites que contenía la muestra.

Se transfiere el material filtrante a un cartucho de extracción de celulosa marca Whatman de 33*88 mm. Secar el cartucho en una estufa a 103°C - 105°C por un período de 30 min. Transcurrido este período colocar los cartuchos en el equipo soxhlet.

Adicionar el volumen adecuado de 175 mL de hexano al matraz de extracción previamente puesto a peso constante y preparar el equipo Soxhlet para extraer las grasas y aceites de la muestra de agua residual. Colocar el equipo de extracción sobre la parrilla calentamiento B1 Barnstead Lab Line, controlar la temperatura del reflujo a 80 °C y extraer las grasas y aceites a una velocidad aproximada de 20 ciclos hora⁻¹ durante un período de 4 h.

Una vez terminada la extracción de las grasas y aceites se retira el matraz del equipo Soxhlet para evaporar el disolvente de cada uno de los matraces de extracción en una cámara de gases, libres de disolvente cada uno de los matraces se colocan en el desecador hasta que alcancen la temperatura ambiente. Posteriormente se pesan en una balanza de precisión marca Denver Instrument cada uno de los matraces de extracción utilizados durante la determinación.

Finalmente las grasas y aceites presentes en la muestra de agua residual se calculan usando la siguiente ecuación:

$$GyA(mgL^{-1}) = (A - B) / V$$

Donde: A es el peso final del matraz de extracción (mg); B es el peso inicial del matraz de extracción (mg), y V es el volumen de la muestra de agua residual utilizada en litros. Este procedimiento se utilizo en un total de 15 veces.

3.4.5 Determinación de la Demanda bioquímica de oxígeno.

Inicialmente se toma aproximadamente 1 Litro de muestra de agua residual obtenida del sitio de muestreo. Las muestras para nuestra determinación se obtuvieron de la fosa de agua residual, los tanques de tratamiento y la cisterna de almacenamiento.

La demanda bioquímica de oxígeno (DBO_5) es la estimación de la cantidad de oxígeno que requiere una población microbiana heterogénea para oxidar la materia orgánica de una muestra de agua en un periodo de 5 días. El método se basa en medir el oxígeno consumido por una población microbiana en condiciones en las que se ha inhibido los procesos fotosintéticos de producción de oxígeno, de acuerdo a lo que establece la norma NMX-028-SCFI-2001.

Para realizar la determinación de la DBO_5 inicialmente, se prepara el agua para dilución utilizando vasos de precipitado de aproximadamente 3 Litros. Enseguida se coloca el volumen requerido de agua en el vaso de

precipitado y por cada litro de agua se añade 1 mL de cada una de las siguientes soluciones: solución de sulfato de magnesio, solución de cloruro de calcio, solución de cloruro férrico y solución amortiguadora de fosfatos.

Se debe analizar y almacenar el agua de dilución sembrada para que tenga una calidad adecuada en una habitación oscura a temperatura ambiente. Antes de usar el agua de dilución debe ponerse a una temperatura aproximada de 20 °C. Las muestras de agua residual se saturan con oxígeno con aire filtrado mediante el uso de un aireador con difusor, durante 1 h. Se utiliza una solución de glucosa-ácido glutámico como solución madre de control para estabilizar la tasa de oxidación de la materia orgánica presente en la muestra de agua residual. Se siembra en el agua de dilución añadiendo una población de microorganismos.

Determinar la DBO_5 del material de siembra y de las muestras. A partir de este valor de DBO_5 obtenido y de uno conocido al determinarse al inicio durante la dilución del material de siembra (en el agua de dilución) se determina el consumo de oxígeno disuelto (OD) de la siembra mediante titulación. Se realizan al menos tres diluciones de la siembra por duplicado cuando se obtiene una concentración de oxígeno disuelto (OD) residual mayor de 1 mg L^{-1} .

Se realizan 3 diluciones en frascos tipo Winkler marca Wheaton. Se añade el volumen de muestra deseado que son concentraciones al 1,5 y 10% a frascos Winkler individuales de 300 mL. Se añaden 3 y 15 y 30 mL del material de siembra a los frascos Winkler. Se llenan los frascos

Winkler hasta un 75 % de su capacidad con suficiente agua de dilución. Se determina mediante titulación con azida de sodio el oxígeno disuelto (OD) inicial en cada uno de los frascos de cada una de las diferentes diluciones.

Para cada una de las muestras diluidas se utilizan dos duplicados, ajustar herméticamente el tapón, poner un sello hidráulico con el mismo tapón esmerilado y la contratapa. Los frascos se transfieren a un incubador controlado por termostato marca Sheel Lab a $20^{\circ}\text{C} \pm 1^{\circ}\text{C}$ durante 5 días. Se determina el (OD) inicial mediante titulación utilizando una disolución de yoduro azida de sodio. El oxígeno disuelto (OD) final será la cantidad de mililitros gastados durante la titulación con yoduro azida de sodio.

Determinación del Oxígeno Disuelto (OD) final. El oxígeno disuelto (OD) se determina después de colocar los frascos Winkler que contienen la muestra y los controles en la cámara de incubación durante 5 días. Para la determinación de la Demanda Bioquímica de Oxígeno en una muestra de agua se utiliza la siguiente fórmula:

$$DBO_5(\text{mg} / \text{L}) = \left[(OD_1\text{mg} / \text{L} - OD_5\text{mg} / \text{L}) - \frac{C1(B1 - B2)(Vt)}{C2(Vm)} \right]$$

Donde: B1 es el oxígeno disuelto (OD) del inóculo antes de la incubación, en mg L^{-1} ; B2 es el OD del inóculo después de la incubación, en mgL^{-1} ; C1 es el volumen de inóculo en la muestra; C2 es el volumen de inóculo en el inóculo control; Vt es el volumen total del frasco Winkler, y Vm es el volumen de muestra sembrada. Esta determinación se realizó en un total de 12 muestras.

3.4.6 Determinación de sólidos suspendidos totales.

El principio del método utilizado para la determinación de los sólidos suspendidos totales en una muestra de agua se basa en lo establecido dentro de la norma NMX-AA-004-SCFI-2000. La medición de los sólidos suspendidos totales en cada una de las muestras de agua residual se realiza mediante la evaporación y calcinación de la muestra de agua residual filtrada, en donde los residuos son pesados en una balanza de precisión y sirven de base para el cálculo del contenido de los sólidos suspendidos totales.

Inicialmente se toma un volumen de 250 mL de muestra de agua residual obtenida de los sitios de muestreo en envases de polietileno de aproximadamente 0.5 litros. Se introduce un papel filtro de fibra de vidrio marca Whatman a cada uno de los crisoles. Los Crisoles Gooch se introducen a la mufla a una temperatura de 550 °C, durante 20 minutos. Después de este tiempo los crisoles se transfieren a una estufa Fischer Scientific Modelo 655 F a una temperatura de 103-105 °C aproximadamente 20 minutos se sacan y enfrían a temperatura ambiente dentro de un desecador.

Los crisoles se pesan en una balanza analítica marca Denver Instrument hasta alcanzar el peso constante, el cual se obtiene hasta que no haya variación en el peso de los crisoles. Con una probeta se debe de medir el volumen de la cantidad seleccionada de la muestra de agua residual utilizada.

Se deben de filtrar las muestras de agua residual a través de crisoles Gooch aplicando vacío con una bomba, se debe de lavar el filtro tres veces con 10 mL de agua destilada. Al terminar de filtrar cada una de las muestras se debe de suspender el vacío y se deben de secar los crisoles en la estufa marca Fisher Scientific Modelo 655 F a una temperatura de 103°C a 105°C durante 1 hora aproximadamente. Con la ayuda de unas pinzas sacar el crisol de la estufa eléctrica, dejar enfriar en un desecador de humedad a temperatura ambiente y finalmente se debe determinar en una balanza analítica marca Denver Instrument el peso de cada uno de los crisoles hasta alcanzar un peso constante.

El contenido de sólidos suspendidos totales de las muestras se calcula con la formula:

$$SST = (G4 - G5) * 1000 / V$$

Donde: SST son los sólidos suspendidos totales, en mg L⁻¹; G4 es el peso del crisol; G5 es el peso del crisol con el residuo en mg; V es el volumen de la muestra en mL.

3.4.7 Determinación de Metales pesados.

Los metales pesados fueron analizados únicamente durante el ultimo muestreo después de la aplicación constante de 1 litro de microalgas tales metales fueron Arsénico, Cadmio, Cianuro, Cromo Hexavalente, Mercurio, Níquel, Cobre, Plomo y Zinc, todos estos están establecidos dentro de la norma 001 Ecol 96.

Para las determinaciones se utilizó el método de kit o vial marca Merk que es un método no normado, se realiza por ser más rápido que la espectrofotometría de absorción atómica. En un matraz Kitasato de 500 mL se debe filtrar cada una de las muestras de agua residual utilizando papel filtro de fibra de vidrio marca Whatam. Para realizar la determinación de cada uno de los metales pesados presentes en las muestras de agua residual se utilizan aproximadamente 100 mililitros de la muestra filtrada. Siempre se debe de utilizar un testigo (blanco).

Para determinar la presencia de cobre en la muestra de agua residual se agregan 5 mililitros de la muestra de agua residual en cada tubo de ensaye. Se tiene que diluir la muestra para poder disolver el Cu. Posteriormente al mismo tubo se le agregan 5 gotas de reactivo Cu-1A al tubo de ensaye que contiene la muestra. Al mismo tubo se le añaden 5 gotas de reactivo Cu-2A y disolver. Finalmente los valores para Cu se registran en un fotómetro.

Para determinar la presencia de cromo en cada una de las muestras de agua residual se coloca una microcucharada de indicador de Cromo 1-A a un tubo de ensayo. El tubo de ensayo se deja reposar durante 2 minutos, y pasando este tiempo al mismo tubo se le agregan 6 gotas de reactivo Cr-2A y los tubos se dejan reposar durante un tiempo de 3 minutos. A continuación a cada uno de los tubos de ensayo se les agrega 5 mL de muestra. Finalmente se lee la concentración en mg L^{-1} .

Para la determinación la concentración de Níquel en las muestras de agua residual se utiliza un blanco (testigo) y un tubo de ensayo para cada

una de las muestras. Se agregan 10 mL de muestra a cada uno de los tubos de ensayo, a los mismos tubos se les agregan 2 gotas de reactivo N1-A. La muestra se torna a un color amarillo fuerte. Posteriormente cada uno de los tubos que contienen la muestra se dejan reposar durante 1 minuto. Enseguida agregar 4 gotas de reactivo 2A. Añadir 4 gotas de reactivo Níquel 3A. Leer la concentración del Níquel en el fotómetro después de 5 minutos.

Para la determinación de Arsénico, Cadmio, Cianuro, Mercurio, Plomo y Zinc se coloca una microcucharada de indicador 1A a cada uno de los tubos de ensayo. Posteriormente cada uno de los tubos se dejan reposar durante 3 minutos. A los mismos tubos se les añade 5 gotas de reactivo 2A y se dejan reposar durante un tiempo de 3 minutos. A cada uno de los tubos de ensayo se les agrega 5 mL de la muestra y finalmente cada una se lee en el fotómetro para tomar las lecturas. Estas determinaciones se realizaron únicamente durante el último muestreo después de que se realizó la aplicación constante de 1 litro de microalgas. Para cada uno de los metales se realizaron 9 determinaciones tomándose una muestra en la fosa, otra en los tanques y una en la cisterna de almacenamiento durante los tres horarios de muestreo.

3.4.8 Determinación de Coliformes fecales.

Este método se basa en la inoculación de alícuotas de la muestra, diluida o sin diluir, en una serie de tubos de un medio de cultivo líquido conteniendo lactosa.

Los tubos se examinan a las 24 y 48 horas de incubación ya sea a una temperatura de 35-37 °C. Cada uno de los tubos que muestren turbidez con producción de gas se resiembrar en un medio selectivo para confirmación.

a) Siembra de muestras.

- Se abre el frasco cuidando de no contaminar la boca o el interior del frasco, se toma una pipeta del pipetero teniendo la precaución de no contaminar la parte de la pipeta que se va a introducir al contenedor de la muestra.

- Con una pipeta automática o un bulbo de sección automático, pipetear los volúmenes de muestra requeridos para inocular las series de tubos de medio de cultivo.

Cada tubo de ensaye debe contener un tubo de fermentación invertido (tipo Durham).

El análisis consiste en la inoculación de al menos 3 series de tres tubos de Caldo Lauril Triptosa cada una.

- Serie N° 1: Esta formado por tres tubos con 10 mL de caldo Lauril Triptosa de concentración doble marcados como 10. Se succionan 10 mL de la muestra, se destapa el primero de los tres tubos y se descarga en su interior el contenido de la pipeta, se vuelve a colocar el tapón y se repite el procedimiento con los otros dos tubos usando la misma pipeta.

- Serie N° 2: Esta formado por tres tubos con 10 mL de caldo lauril triptosa de concentración simple marcados como uno. Tomando otra pipeta se succiona 1 mL de la muestra y se toman volúmenes de 1 mL en cada uno de los tubos de esta serie y se descarta la pipeta utilizada.

- Serie N° 3. Esta formado por tres tubos con 10 mL de caldo lauril triptosa de concentración simple marcados como 0.1. Tomando otra pipeta se succiona 0.1 mL de la muestra y se descarga en su interior el contenido de la pipeta y se repite el procedimiento con los otros dos tubos.

Se siembran los testigos del agua destilada: el día que se usa el lote del medio de cultivo se toma un frasco y se analiza junto con las muestras el testigo de agua destilada se siembra en diluciones de 10, 1 y 0.1 mL.

Incluir un tubo de dilución y un tubo de cada uno de los medios de cultivo usados como blancos. Los tubos de cultivo inoculados con las muestras y controles se llevan a incubar a 35-37 °C revisando el desarrollo microbiano a las 24 y 48 horas.

b) Procedimiento para la revisión de la siembra:

- Se revisan los tubos buscando el desarrollo bacteriano y la producción de gas agitando suavemente los tubos.
- Los tubos con crecimiento positivo se separan identificando cada uno de los tubos con el número de la canastilla (que nos hace referencia al número de la muestra) y la dilución a la que pertenecen estos tubos pasaran a la siguiente etapa: la resiembra.
- Los tubos con crecimiento negativo a las 48 horas se separan para su posterior esterilización y lavado.
- Se registran los resultados de la siembra anotando el número de tubos positivos de cada dilución sembrada y cuales se van a resembrar.

c) Procedimiento para la realización de la resiembra:

- Para iniciar esta prueba se deben tener ya preincubados los tubos de caldo verde brillante (CVB) y de medio EC en cantidad suficientes para la resiembra de los tubos positivos.
- Siguiendo el orden de los tubos positivos se acomoda el tubo de cada medio junto al tubo positivo y se marcan con la misma leyenda para su identificación.
- Se queman las asas bacteriológicas con anterioridad.
- Se retira el tapón del primer tubo positivo y con el asa estéril se toma una asada del cultivo, se retira el asa del tubo tratando de no derramar la muestra y se vuelve a tapar el tubo inmediatamente. Se abre el tubo de CVB para descargar el contenido del asa dando una agitación leve y se vuelve a tapar.
- Colocar el tubo en su lugar correspondiente, el asa ya utilizada se vuelve a quemar y se retira para su enfriamiento.
- Se destapa el mismo tubo positivo y con un asa estéril ya fría se toma una asada del cultivo. Al retirar el asa del tubo se vuelve a tapar el tubo inmediatamente.
- Se abre el tubo de EC para descargar el contenido del asa dando una agitación leve y se vuelve a tapar.
- Estos pasos se repiten para cada tubo positivo. Al terminar la siembra todos los tubos positivos se proceden a acomodar en una gradilla aparte de los tubos del CVB guardando el mismo orden y luego se llevan a incubar a 35-37 °C por 24 y 48 horas.

- Los tubos de caldo EC se acomodan en otra gradilla guardando el mismo orden y luego se llevan a incubar a 44 °C por 24 horas. Se deben colocar de cada medio tres tubos que sirvan como blanco control positivo y control negativo.
- Los tubos positivos ya desocupados se esterilizan y se lavan.

Procedimiento para la realización de la siembra:

Se retiran las gradillas de CVB de la incubadora y se revisan los tubos buscando turbiedad y producción de gas.

Se anota la cantidad de tubos positivos y negativos de cada una de las series de dilución.

Se seleccionan las mejores tres diluciones consecutivas y con su combinación de tubos positivos se forma un código.

Tomando este código se entra a la Tabla N° 1 y se obtiene en índice el NMP 100 mL⁻¹ de coniformes fecales.

Cálculos:

Si la combinación de tubos positivos se toman de la serie de diluciones de 10, 1 y 0.1 mL, o subsecuentes el índice obtenido de la tabla se debe multiplicar por su factor de dilución para calcular el resultado final del análisis y poder reportarlo como NMP 100 mL⁻¹ de Coliformes fecales.

Cuadro 4. Índice del NMP y limite confiable de 95 % para varias combinaciones de resultados positivos y negativos cuando se usan: 3 tubos con porciones de 10 mL y 3 tubos con porciones de 1 mL y 3 tubos con porciones de 0.1 mL.

No. de tubos con reacciones positivas			Índice del NMP 100 mL	Limite confiable del 95 %	
3 tubos con 10 mL	3 tubos con 1 mL	3 tubos con 0.1 mL		Interior	Superior
0	0	0	< 3		
0	0	1	3	< 0.5	9
0	1	0	3	< 0.5	13
1	0	0	4	< 0.5	20
1	0	1	7	1	21
1	1	0	7	1	23
1	1	1	11	3	36
1	2	0	11	3	36
2	0	0	9	1	36
2	0	1	14	3	37
2	1	0	15	3	44
2	1	1	20	7	89
2	2	0	21	4	47
2	2	1	28	10	150
3	0	0	23	4	120
3	0	1	39	7	130
3	0	2	64	15	380
3	1	0	43	7	210
3	1	1	75	14	230
3	1	2	120	30	280
3	2	0	93	15	380
3	2	1	150	30	440
3	2	2	210	35	470
3	3	0	240	36	1,300
3	3	1	460	71	2,400
3	3	2	1,100	150	4,800
3	3	3	2,400		

IV. RESULTADOS Y DISCUSIÓN

Las determinaciones de temperatura, pH y conductividad eléctrica se realizaron directamente en el sitio de muestreo que para este caso fueron la fosa de agua residual, los tanques de tratamiento y la cisterna de almacenamiento.

Cuadro 5. Comportamiento de la temperatura en los sitios de muestreo antes y después de la aplicación de la microalga *Chlorella vulgaris*.

Sitios de muestreo	Concentración inicial *	Aplicación de la dosis de impacto*	Aplicación constante (\bar{x})**
Fosa	27 °C	27 °C	21.8 °C
Tanques	28 °C	28 °C	29 °C
Cisterna	28 °C	29 °C	23 °C
Promedio	28 °C	28 °C	27 °C

* UTT Agosto de 2005

** UTT Marzo de 2006

En el cuadro 5 se presentan los valores de la temperatura obtenidos en cada uno de los sitios de muestreo antes y después de la aplicación de la microalga. Como se puede apreciar, la temperatura presentó comportamientos similares, aunque los valores promedio fueron iguales con valores de 28 °C, únicamente fue menor durante la aplicación constante. Durante la aplicación constante existió un comportamiento similar a los dos sitios de muestreo anteriores la única diferencia fue en la cisterna de almacenamiento donde la temperatura disminuyó hasta 23 °C. Al comparar el valor promedio de la temperatura obtenida durante la aplicación constante de 1 litro de microalgas en relación a la obtenida en

los muestreos anteriores se observó una mínima diferencia de 1 °C con respecto a la concentración inicial y a la aplicación de la dosis de impacto.

Cuadro 6. Comportamiento del pH antes y después de la aplicación de la microalga *Chlorella vulgaris*.

Sitios de muestreo	Antes de la aplicación *	Aplicación de la dosis de impacto*	Aplicación constante (\bar{x})**
Fosa	7.2	7.8	7.7
Tanque	7.7	8.3	7.86
Cisterna	7.2	8.2	7.80
Media	7.36	8.1	7.78

* UTT Agosto de 2005

** UTT Marzo de 2006

El valor promedio del pH inicial con un valor de 7.36 fue menor en relación al obtenido durante la aplicación de las microalgas. La aplicación de la dosis de impacto incrementó los valores de pH siendo la concentración más elevada en el tanque de tratamiento con un valor de 8.3. Con la aplicación constante de 1 litro de microalgas el pH disminuyó en relación con los valores obtenidos con la aplicación de la dosis de impacto. Durante la aplicación constante se obtuvo un valor promedio de 7.78 que sigue siendo menor en relación a la media del pH obtenido durante la aplicación de la dosis de impacto. El pH se elevó tendiendo a la alcalinidad durante la aplicación de la dosis de impacto, mientras que sin la aplicación el pH se mantuvo cerca de lo neutro, lo que significa que esto pudiera favorecer el desarrollo de microorganismos independientemente de la aplicación del producto (Cuadro 6).

Cuadro 7. Comportamiento de la Conductividad Eléctrica antes y después de la aplicación de la microalga *Chlorella vulgaris*.

Sitios de muestreo	Antes de la aplicación	Dosis de impacto	Aplicación constante	*L.M.P Internacional
Fosa	2150 mSm ⁻¹	1750 mSm ⁻¹	3010 mSm ⁻¹	2000 mSm ⁻¹
Tanque	2150 mSm ⁻¹	2350 mSm ⁻¹	2923 mSm ⁻¹	2000 mSm ⁻¹
Cisterna	960 mSm ⁻¹	740 mSm ⁻¹	2923 mSm ⁻¹	2000 mSm ⁻¹
Media	1753 mSm ⁻¹	1613 mSm ⁻¹	2952 mSm ⁻¹	2000 mSm ⁻¹

* Limite Máximo Permissible.

Al analizar el comportamiento de la conductividad eléctrica se puede observar en el cuadro 7 que antes de la aplicación de la microalga *Chlorella vulgaris* la concentración de la conductividad presentó un valor promedio de 1753 mSm⁻¹. Durante la aplicación de la dosis de impacto fue cuando más se disminuyó la concentración de la conductividad eléctrica obteniéndose un valor de 1613 mSm⁻¹. En la fosa se determinó la conductividad más baja en relación a todas las demás con un valor de 740 mSm⁻¹. Antes de la aplicación y durante la aplicación constante de 1 litro se obtuvo un comportamiento similar. Durante la aplicación constante fue cuando más se elevó el comportamiento de la conductividad. La norma permisible internacional para la conductividad eléctrica es de 2000 mSm⁻¹ con la aplicación de la microalga no es posible considerar confiables estos datos por que hubo problemas en la operatividad del proyecto y únicamente se cumpliría con la aplicación de la dosis de impacto.

Cuadro 8. Concentración de grasas y aceites antes y después de la aplicación de la microalga *Chlorella vulgaris*.

Sitios de muestreo	de Antes de aplicación* (mg L ⁻¹)	de la Aplicación de la dosis impacto*	de la Aplicación de constante (\bar{x})**
Fosa	237.0 mg L ⁻¹	37 mg L ⁻¹	47.48 mg L ⁻¹
Tanque	39 mg L ⁻¹	68 mg L ⁻¹	52.46 mg L ⁻¹
Cisterna	16 mg L ⁻¹	5 mg L ⁻¹	17.71 mg L ⁻¹
Promedio	97.33 mg L ⁻¹	36.6 mg L ⁻¹	39.21 mg L ⁻¹

* UTT Agosto de 2005

** UTT Marzo de 2006

Al analizar el comportamiento de las grasas y aceites se pudo observar una concentración mayor antes de la aplicación de la microalga. El valor más elevado se determinó en la fosa de agua residual con una concentración de 237.0 mg L⁻¹. La NOM 001 Ecol 96 establece un límite máximo permisible de 15 mg L⁻¹ para grasas y aceites, con el valor anterior se sobrepasa dicho límite y por lo tanto no se cumple con lo que establece la norma. Antes de la aplicación de las microalgas se obtuvo un valor promedio de 97.33 mg L⁻¹ esta media es mayor en relación a la obtenida con la aplicación de la dosis de impacto y a la obtenida durante la aplicación constante de 1 litro. El valor promedio obtenido durante la aplicación de la dosis de impacto fue de 36.6 mg L⁻¹ este valor sigue estando fuera del límite que establece la normatividad. La concentración media de los valores determinados durante la aplicación constante de 1 litro también fueron elevados. El valor promedio obtenido durante la aplicación constante de 1 litro de microalgas fue de 39.21 mg L⁻¹ que sigue estando fuera de lo que establece la normatividad (Cuadro 8).

Aunque en la mayoría de los datos obtenidos sólo uno esta dentro de los límites de la NOM que fue el valor de la cisterna con 5 mg L⁻¹ durante la aplicación de la dosis de impacto. En términos generales hubo una disminución de la concentración de grasas y aceites con la aplicación de la microalga.

Cuadro 9. Comportamiento de la demanda bioquímica de oxígeno (DBO) antes y después de la aplicación de la microalga *Chlorella vulgaris*.

Sitios de muestreo	Antes de la aplicación*	Aplicación de la dosis de impacto*	Aplicación constante (\bar{x})**
Fosa	140 mg L ⁻¹	72 mg L ⁻¹	350.33 mg L ⁻¹
Tanques	150 mg L ⁻¹	70 mg L ⁻¹	152.33 mg L ⁻¹
Cisterna	39 mg L ⁻¹	14 mg L ⁻¹	36.6 mg L ⁻¹
Promedio	109.6 mg L ⁻¹	52 mg L ⁻¹	179.75 mg L ⁻¹

* UTT Agosto de 2005

** UTT Marzo de 2006

El valor promedio obtenido antes de la aplicación de las microalgas fue de 109.6 mg L⁻¹ durante la aplicación de la dosis de impacto dicho valor disminuyó a un valor promedio de 52 mg L⁻¹. Con este valor si se cumple con el limite establecido en la normatividad para la (DBO) que es de 150 mg L⁻¹. Durante la aplicación constante de 1 litro de microalgas la concentración de los valores de la demanda bioquímica de oxígeno incrementaron. Al final durante la aplicación constante de 1 litro de microalgas se obtuvo una concentración media de 179.75 mg L⁻¹ este limite sigue estando fuera de lo establecido en la normatividad y es el único que no cumple con lo establecido por la norma (Cuadro 9).

Cuadro 10. Concentración de los sólidos suspendidos totales antes y después de la aplicación de la microalga *Chlorella vulgaris*.

Sitios de muestreo	de	Antes de la aplicación*	Aplicación de la dosis de impacto*	Aplicación constante (\bar{x})**
Fosa		103.33 mg L ⁻¹	73.00 mg L ⁻¹	298.66 mg L ⁻¹
Tanque		40 mg L ⁻¹	32.00 mg L ⁻¹	105.33 mg L ⁻¹
Cisterna		12 mg L ⁻¹	17.0 mg L ⁻¹	40 mg L ⁻¹
Promedio		51.7 mg L ⁻¹	40.6 mg L ⁻¹	147.9 mg L ⁻¹

* UTT Agosto de 2005.

** UTT Marzo de 2006.

Al analizar el contenido de sólidos suspendidos totales se puede observar que antes de la aplicación de las microalgas se obtuvo un valor promedio de 51.7 mg L⁻¹. Para sólidos suspendidos totales se establece un límite de 150 mg L⁻¹, por lo tanto estos valores se encuentran dentro de lo que establece la norma. Al aplicar la dosis de impacto la concentración de sólidos suspendidos totales disminuyó en relación al valor promedio obtenido durante la concentración inicial a un valor de 40.6 mg L⁻¹, aquí también se cumple el límite máximo permisible. Durante la aplicación constante de 1 litro de microalgas el valor obtenido en la fosa sobrepasa el límite máximo permisible con una concentración de 298.66 mg L⁻¹, en los tanques dicha concentración disminuyó a una concentración de 105.33 mg L⁻¹ el valor más bajo se obtuvo en la cisterna de almacenamiento con un valor de 40 mg L⁻¹ y es el único que cumple con el límite máximo permisible. Al final se obtuvo un valor promedio de 147.9

mg L⁻¹ este valor se encuentra al limite de lo que establece la normatividad (Cuadro 10).

Cuadro 11. Valores promedio de metales pesados en el agua residual tratada durante la aplicación constante de 1 litro de *Chlorella vulgaris*. UTT, Marzo de 2006.

ELEMENTO	SITIOS DE MUESTREO			
	Fosa	Tanque	Cisterna	L.M.P
Arsénico	0.02	0.02	0.019	0.4
Cadmio	0.08	0.094	0.067	0.4
Cianuros	0.013	0.012	0.01	3.0
Cromo	0.4	0.3	0.4	1.5
Mercurio	0	0	0	0.02
Níquel	1.4	1.4	1.07	4.00
Cobre	0.56	0.7	0.53	4.00
Plomo	0	0.03	0.06	1
Zinc	0.17	0.18	0.17	20

Al analizar los valores promedio de la concentración de los metales pesados durante la aplicación constante de 1 litro de microalgas, el arsénico permanece constante en la fosa y en los tanques de tratamiento con 0.02 mg L⁻¹, la única variación se presentó en la cisterna de almacenamiento con una concentración de 0.019 mg L⁻¹. Para el arsénico se establece un límite máximo permisible de 0.4 mg L⁻¹, por lo tanto el agua residual cumple con este parámetro.

La concentración media del cadmio fue variable en los tres sitios de muestreo, en la fosa se determinó una concentración de 0.08 mg L⁻¹, en los tanques dicha concentración se incrementa a un valor de 0.094 y en la cisterna de almacenamiento se da la concentración más baja con un

valor de 0.067. La NOM establece un límite máximo permisible para cadmio de 0.4 mg L^{-1} por lo tanto el agua residual cumple con este parámetro.

La concentración media de cianuro fue muy similar en la fosa de agua residual con un valor de 0.013 mg L^{-1} y en los tanques de tratamiento fue de 0.012 , la concentración más baja fue en la cisterna de almacenamiento con un valor de 0.01 mg L^{-1} . La norma establece un límite máximo permisible para cianuros de 3.0 mg L^{-1} por lo tanto el agua residual cumple con este parámetro.

En lo que se refiere a la concentración media de cromo existió un comportamiento muy similar en la fosa y en los tanques de tratamiento con valores de 0.4 mg L^{-1} , en la cisterna de almacenamiento la concentración disminuyó. La concentración media de cromo en la fosa de agua residual fue de 0.4 mg L^{-1} , en los tanques de tratamiento esa concentración disminuyó a 0.3 mg L^{-1} , finalmente en la cisterna de almacenamiento la concentración vuelve a ser de 0.4 mg L^{-1} . Por lo tanto se puede observar que la concentración de cromo tuvo poca variación. La norma establece un límite máximo permisible para cromo de 1.5 mg L^{-1} , por lo tanto se cumple con lo establecido en la normatividad.

La concentración de mercurio no fue detectada en los tres sitios de muestro, por lo tanto es de 0 mg L^{-1} . Para mercurio se establece un límite de 0.002 por lo tanto se cumple con este parámetro (Cuadro 11).

La concentración media de níquel en la fosa y en los tanques de tratamiento fue constante con un valor de 1.4 mg L^{-1} , esa concentración disminuyó en la cisterna de almacenamiento a una concentración de 1.07 mg L^{-1} . La norma establece un límite para níquel de 4.00 mg L^{-1} , por lo tanto el agua residual cumple con este parámetro.

La concentración de cobre tuvo comportamientos similares en la fosa y en la cisterna de almacenamiento con valores de 0.56 y 0.53 mg L^{-1} respectivamente, la concentración más alta fue en los tanques de tratamiento con una concentración media de 0.7 mg L^{-1} . La norma establece un límite para cobre de 4.00 mg L^{-1} por lo tanto se cumple con lo que establece la normatividad.

Al analizar la concentración de plomo se pudo observar que en la fosa de agua residual no fue detectada por lo tanto existe una concentración de 0 mg L^{-1} , en los tanques de tratamiento dicha concentración se incrementó a una concentración de 0.3 mg L^{-1} , la concentración más elevada se dio en la cisterna de almacenamiento con una concentración media de 0.06 mg L^{-1} . La norma establece un límite para plomo de 1 mg L^{-1} por lo tanto este parámetro cumple con lo establecido por la normatividad.

Al analizar la concentración media de zinc se pudo observar la misma concentración en la fosa de agua residual y en la cisterna de almacenamiento con valores de 0.17 mg L^{-1} , la concentración media más elevada se dio en los tanques de tratamiento con una concentración media de 0.18 mg L^{-1} (cuadro 11). Para zinc se establece un límite de 20.00 mg L^{-1} por lo tanto se cumple con este límite.

Cuadro 12. Presencia de Coliformes fecales después de la aplicación constante de 1 litro de *Chlorella vulgaris*. UTT Marzo de 2006.

Sitios de muestreo	HORARIOS DE MUESTREO			L.M.P NMP100 mL ⁻¹	Observaciones
	9	10	11		
Fosa	11E+6*	11E+6*	11 E+6*	<250**	Incremento 4.58 E+6
Tanque	11E+6*	11 E+6*	11 E+6*	<250**	Incremento 4.58 E+6
Cisterna	11E+6*	11E+6*	11 E+6*	<250**	Incremento 4.58 E+6

* 11×10^6

** NMP Número de microorganismos presentes en 100 mL.

El numero de Coliformes fecales se elevó con respecto a los análisis realizados en años anteriores y se sobrepasa el limite máximo permisible para coliformes fecales que es de 250 NMP 100 mL⁻¹, debido a que se suspendió la aplicación de cloro y el hipoclorito de calcio (Cuadro 10). Como se puede ver no hubo efecto en la disminución de Coniformes totales al aplicar la microalga, esto se pudo deber a la falta de aplicación del cloro y el hipoclorito de calcio.

V. CONCLUSIONES.

La temperatura tuvo poca variación antes y después de la aplicación de la microalga por lo tanto se puede decir que no influyó significativamente en el desarrollo del tratamiento del agua residual.

El pH se incrementó con la aplicación de la dosis de impacto y la aplicación constante a un valor alcalino, lo cual es posible que afecte el buen funcionamiento del producto, ya que este funciona mejor a pH neutro.

Con la aplicación constante de la microalga, la conductividad eléctrica (CE) sobrepasó el límite máximo permisible internacional, lo cual puede perjudicar el buen funcionamiento del tratamiento.

La aplicación de la dosis de impacto disminuyó la concentración de grasas y aceites con una concentración media de 36.6 mg L^{-1} , los valores estuvieron fuera de lo que establece la norma únicamente se cumplió en la cisterna de agua residual con una concentración de 5 mg L^{-1} .

La demanda bioquímica de oxígeno (DBO) disminuyó durante la aplicación de la dosis de impacto cumpliendo con lo establecido por la normatividad. Los valores más altos se determinaron durante la aplicación constante de 1 litro de microalgas sobrepasando el límite máximo permisible. Las concentraciones obtenidas en la cisterna de almacenamiento son las únicas que cumplen con el límite máximo permisible.

La concentración de sólidos suspendidos totales fue alta, durante la aplicación constante de la microalga.

La concentración más baja se obtuvo durante la aplicación de la dosis de impacto cumpliéndose con el límite máximo permisible para sólidos suspendidos totales.

La concentración de cada uno de los metales pesados determinados estuvieron por debajo del límite que establece la norma.

El número de coliformes fecales sobrepasó el límite máximo permisible establecido en la norma oficial mexicana debido a que se suspendió la aplicación del cloro y el hipoclorito de calcio $\text{Ca}(\text{OCl})_2$.

VI. RECOMENDACIONES

Establecer las condiciones necesarias en la planta tratadora de aguas residuales de la UTT para que las microalgas puedan desarrollarse y realizar sus funciones de una forma adecuada.

Proporcionar una aireación adecuada y continua mediante un compresor de mayor capacidad para que las bacterias realicen una mejor degradación.

Mantener un bajo contenido de sólidos suspendidos totales de la fosa de agua residual y retirarlos a tiempo ya que este parámetro es el que provoca la ineficiencia de la planta interfiriendo en los demás parámetros de calidad del agua establecidos por la norma 01.

Dar un mantenimiento adecuado al pretratamiento principalmente a las trampas de grasas.

Continuar con la aplicación del cloro y el hipoclorito de calcio $\text{Ca}(\text{OCl})_2$, para disminuir la concentración de los Coliformes fecales.

Para futuras investigaciones establecer diferentes horarios de muestreo para comprender mejor la dinámica del comportamiento de la planta tratadora en base a las cargas que se generan en el interior de la universidad.

VII. REFERENCIAS

- 1.- Álvarez, B.D., S.M Contreras y H.M Poggi. 2002. Sistemas de tratamiento de aguas residuales por aplicación al suelo. CINVESTAV. Departamento de Biotecnología y Bioingeniería. Avance y Perspectiva 21:333-340.
- 2.- Aparicio, P. J. 2004. Eliminación de Nitrógeno y Fósforo del agua por algas dulceacuícolas. VII reunión sobre aspectos agronómicos y medioambientales del metabolismo del Nitrógeno. Centro de Investigaciones biológicas y medioambientales de Madrid. pp. 1-15.
- 3.- Arango, J. E. 2003. "Evaluación ambiental del sistema TOHÁ en la remoción de *Salmonella* en aguas servidas domésticas". Tesis de Maestría en Gestión y Planificación Ambiental. Universidad de Chile. pp. 1-92.
- 4.- Barrenechea, M. A. 2000. Manual sobre aspectos fisicoquímicos de la calidad del agua. Vol I. pp. 3-55.
- 5.- Byo-systems. 2005. Comercializadora de Productos Biogénicos, (CPB)., S.A de C.V. Manual Técnico. ALBISOL. Biorremediador Ecológico. Disponible en: www.cpb.com.mx.
- 6.- Blancas, C. y E. Hervas. 2001. Contaminación de las aguas por nitratos y efectos sobre la salud. Manual divulgativo de salud ambiental. pp. 5- 73.
- 7.- Bravo, M. A. Moreno., C. Hernández., J. Yeomans y S. Okumoto. 2003. Implementación y monitoreo de la etapa inicial del sistema de tratamiento de aguas residuales del laboratorio de procesamiento de alimentos de la universidad EARTH Costa Rica. pp. 94-102.2
- 8.- Calderón, C. F. Pozo y M.B Arreortúa. 2002. Serie autodidáctica de la medición de la calidad del agua. Identificación y descripción de los sistemas secundarios de aguas residuales. CNA-IMTA. pp. 1-28.

- 9.- Campos, M. 2004. Problemática actual de la contaminación de las aguas continentales. CODHEM. pp. 130-148.
- 10.- Cañizares, V. 2000. Biosorción de metales pesados mediante el uso de biomasa microbiana. Departamento de Biotecnología y Bioingeniería del Centro de Estudios Avanzados del IPN. Revista Latinoamericana de Microbiología. 42:131-143.
- 11.- Carrillo, L. 2004. Energía de Biomasa. Conversión biológica de la energía solar. Fotosíntesis. pp. 1-18.
- 12.- Chamy, R. J. Carrera, D. Jeison y G. Ruiz. 2003. Avances en Biotecnología Ambiental: Tratamiento de Residuos Líquidos y Sólidos. Ediciones Universitarias de Valparaíso. Archivos de Ingeniería Bioquímica. Vol. II. pp. 9-26.
- 13.- Contreras, C. 2003. Avances en el diseño conceptual de fotobiorreactores para el cultivo de microalgas. INVERCIENCIA. Vol. I 28 (8). CINVESTAV-IPN. México. pp. 450-456.
- 14.- CNA, 2004. Estadísticas del agua en México. SUIBA. Sistema Unificado de Información Básica del Agua (SUIBA). pp. 68-80
- 15.- Crites, R. y Tchobanoglous, G. 2000. Sistemas de manejo de aguas residuales para núcleos pequeños y descentralizados. 1ª Edición. Editorial McGraw-Hill. Bogota, Colombia. pp. 2-3, 21-25, 34, 44, 50-52.
- 16.- Cruz, S. 2005. Calidad del agua residual tratada en la Universidad Tecnológica de Torreón para el riego de áreas recreativas. Tesis de Licenciatura. UAAAN U-L.
- 17.- Di Marzio, W. 2004. Microbiología de lodos activados: una herramienta retrospectiva y predictiva de la depuración de efluentes. Rev. Agua Latinoamericana. pp. 16-17.
- 18.- Domínguez, A. T. Kretschmar y F. Núñez. 2004. Velocidades de sedimentación en aguas pluviales de Cd. Juárez, Chihuahua, México.

Departamento de Ingeniería Civil y Ambiental de la Universidad Autónoma de Cd. Juárez, Revista Mexicana de Ciencias Geológicas, v. 21, núm. 3. pp. 412-420.

19.- Falcón, C. 1990. Manual sobre tratamiento de aguas negras. Editorial Limusa-Noriega. México D.F pp. 15-25.

20.- Ferrari, S.G., G. C. Guzmán., P. G Silva., L. E Alcaraz., H. J. Silva y D. M González. 2004. Captación de cadmio por biomasa libre o inmovilizada de *nostoc minutum* (cianobacteria filamentosa). Acta Toxicologica Argentina Vol. 12 (1). pp. 19-22.

21.- Freile, P. Y. 2001. Algas en la "botica". Departamento de Recursos del Mar de la Unidad Mérida del CINVESTAV. Rev. Avance y Perspectiva 20:283-292.

22.- García, L. 2004. El manejo del agua en La Laguna, México. Instituto de Desarrollo del Campo. pp. 1-6.

23.- González, L. E., and Y. Bashan. 2000. Increased growth of the Microalga *Chlorella vulgaris* when coimmobilized and Cocultured in Alginate Beads with the Plant-Growth-Promoting Bacterium *Azospirillum brasilense*. Applied and environmental microbiology, 66:4 1527–1531.

24.- González, L.E y Bashan, Y. 2003 Bacterias promotoras de crecimiento de microalgas: una nueva aproximación en el tratamiento de aguas residuales. Revista colombiana de biotecnología. Vol. V No.2:85-90.

25. INEGI, 2003. Perfil municipal. Ubicación geográfica y datos generales de Torreón Coahuila. pp. 2-19.

26.- Jaimes, M. N. 2000. Evaluación de la remoción de fósforo y nitrógeno de aguas residuales por el alga *Chlorella spp*. Microbiología.

Universidad de Pamplona. Departamento de Biología. Rev. Clon pp. 41-46.

27.- Jiménez, B.E. 2002. La contaminación ambiental en México: Causas, efectos y tecnología apropiada. 1ª Edición. Editorial Limusa-Noriega. México. pp. 33-43, 108-113, 117-158.

28. Kiely, G. 1999. Ingeniería Ambiental. Fundamentos, entornos, tecnologías y sistemas de gestión. 1ª Edición. Editorial McGraw-Hill. México, D.F. pp. 690 – 694, 702 – 705, 709 – 719.

29.- Lebsky, V.K., L.E González y Y. Bashan. 2001. Ultrastructure of interaction in alginate beads between the microalga *Chlorella vulgaris* with its natural associative bacterium *Phyllobacterium myrsinacearum* and with the plant growth promoting bacterium *Azospirillum brasilense*. Rev. Can. J. Microbiol. Vol 47: pp. 1–8.

30.- Mansur, M., M. Boamorte., A. Bona y L.H P. 1999. Evaluación de un sistema de reactor UASB y lodos activados, en el tratamiento de residuos líquidos domésticos. Instituto de Saneamiento Ambiental (ISAM) Universidad Católica de Paraná. pp. 46-59.

31.- Medina, P. N.A. 2002. Estudio Hidrobiológico de la Cuenca del río armería para las predicciones de un desarrollo sustentable. Universidad de Colima. Tesis de maestría en ciencias medicas. pp. 1-108.

32.- Metcalf y Eddy. 1996. Ingeniería de aguas residuales. Tratamiento, vertido y reutilización. Editorial McGraw-Hill. México D.F.

33.- Norma Oficial Mexicana (NMX-AA-042-SCFI-2005). Determinación del número más probable (NMP) de coliformes fecales (termotolerantes). pp. 1-21

34.- Norma Oficial Mexicana (NMX-AA-093-SCFI-2000). Determinación de la conductividad eléctrica. Método de prueba. pp. 1-22

- 35.- Norma oficial Mexicana (NMX-AA-007-SCFI-2000). Análisis de agua - determinación de la temperatura en aguas naturales, residuales y residuales tratadas. pp. 1- 23.
- 36.- Norma oficial Mexicana (NMX-AA-008-SCFI-2000). Análisis de agua - determinación del pH. pp. 1-30.
- 37.- Norma oficial Mexicana (NMX-AA-028-SCFI-2000). Análisis de agua. Determinación de la demanda bioquímica de oxígeno en aguas naturales, residuales (DBO₅) y residuales tratadas. pp. 1-24.
- 38.- Norma oficial Mexicana (NMX-AA-034-SCFI-2001). Análisis de agua. Determinación de Sólidos suspendidos Totales en aguas naturales, residuales y residuales tratadas. pp. 1-13.
- 39.- Norma Oficial Mexicana (NMX-AA-005-SCFI-2000). Análisis de agua. Determinación de grasas y aceites recuperables en aguas naturales, residuales y residuales tratadas. pp. 1-16.
- 40.- Noyola, A. 2000. Manual de alternativas de tratamiento de aguas residuales. Instituto Mexicano de Tecnología del Agua (IMTA). pp. 57-71.
- 41.- Pacheco J., y A. Cabrera, 2003. Fuentes principales de nitrógeno de nitratos en el medio ambiente con relación al agua subterránea y su efecto sobre los seres vivos. Ingeniería Ambiental FIUADY. Vol. 7-2. pp. 47-54.
- 42.- Qiang Hu., P. Westerhoff., and W. Vermaas. 2000. Removal of Nitrate from Groundwater by Cyanobacteria: Quantitative Assessment of Factors Influencing Nitrate Uptake. Arizona State University. Rev. Applied and Environmental Microbiology, Vol. 66, No. 1. pp. 133-139.
- 43.- Quintana, M., L. Hernández., H. Morris y M. Fernández. 1999. Contenido de algunas vitaminas en cultivos de Microalga *Chlorella* sp. Centro de investigaciones en Energía Solar. Revista Cubana de Alimentación y Nutrición. pp. 9-13.

- 44.- Ramalho, R.S. 1996. Tratamiento de aguas residuales. 1ª Edición. Editorial Reverté. Barcelona, España. pp. 27 – 71.
- 45.- REPDA. (Red Iberoamericana de Potabilización y Depuración del Agua). 2000. Indicadores de Contaminación Fecal en aguas. Agua potable para comunidades rurales, reuso y tratamientos avanzados de aguas residuales domésticas. Vol. 20. pp. 224-229.
- 46.- Reynolds, K. A. 2002. Tratamiento de Aguas Residuales en Latinoamérica. Identificación del Problema. Rev. De la llave agua Latinoamericana. Vol 1. pp. 1-4.
- 47.- Riquelme, C.E y Avendaño, R. E. 2003. Interacción bacteria-microalga en el ambiente marino y uso potencial en acuicultura. Ecología Microbiana. Revista Chilena de Historia Natural. Vol. 76. pp. 725-736.
- 48.- Rodríguez, C. y M. C. Porras, 1996. Botánica Sistemática. Compilación. 1ª Edición. Imprenta Universitaria. UACH. Chapingo México. pp. 69-73.
- 49.- Romero, L. 2004. Los recursos de uso común en un área de transición global: retos, riesgos y oportunidades. Conflicto y negociación sobre el agua, una mirada sobre el caso Comarca Lagunera. CIESAS. Programa Noroeste. pp. 1-25.
- 50.- Rost, C.K, Walstein, J. y Reed, Y. 1985. Botánica. Introducción a la biología vegetal. 1ª Edición. Editorial Limusa-Noriega. México D.F. pp. 261-263.
- 51.- Salazar, M. 2005. Aplicación e importancia de las microalgas en el tratamiento de aguas residuales. Microbiología Ambiental y Tratamiento de Aguas Residuales. Dpto. de Biotecnología UAM-I. pp. 64-70.
- 52.- Sánchez, L. E. 1995. Control de la contaminación de las aguas. II Curso internacional de aspectos geológicos de protección ambiental.

Ingeniería de Minas de la Universidad Politécnica de Sao Paulo. Vol. I
Capítulo 17. pp. 265-281.

53.- Sandoval L. y J. Colli. 2003. Tratamiento integral de agua residual municipal, su desinfección y reuso en la agricultura. Instituto Mexicano de Tecnología del Agua (IMTA). pp. 1-8.

54.- Seoanez, C.M. 1995. Aguas residuales Urbanas. 1ª Edición. Editorial Mundi-Prensa. Madrid-España. pp. 131-132.

55.- Valderrama, L.T., C.M Del Campo and C.M Rodríguez. 2002. Treatment of recalcitrant wastewater from ethanol and citric acid production using the microalga *Chlorella vulgaris* and the macrophyte *Lemna minuscula*. Water Research. Vol. 36 pp. 4185-4192.

56.- Vargas, J. 1995. Modelación de calidad de aguas del lago Villarrica y aproximación al problema hidrodinámico. Dpto. de Ingeniería Civil de la universidad de concepción. VI Jornadas del CONAPHI-CHILE. pp. 1-12.

VIII. APENDICE

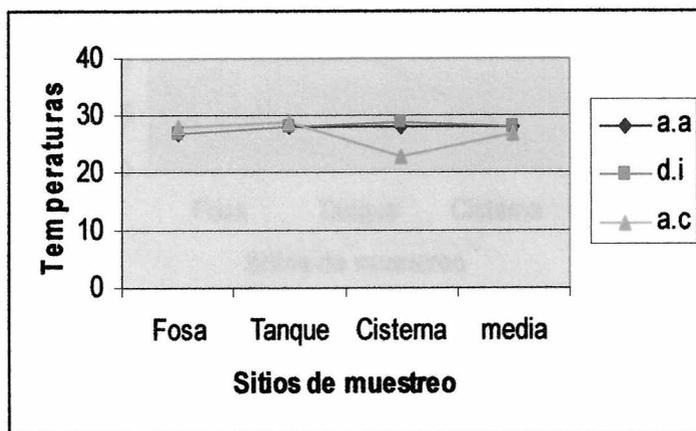


Figura 6. Comportamiento de la temperatura obtenida en los sitios de muestreo antes y después de la aplicación de las microalgas.

CORRELACIÓN

Antes de la aplicación	$y = -0.25x^2 + 1.55x + 25.75$	R2 = 0.9333
Dosis de impacto	$y = -0.5x^2 + 2.9x + 24.5$	R2 = 0.9
Aplicación constante	$y = 0.75x^2 - 4.65x + 32.75$	R2 = 0.3036

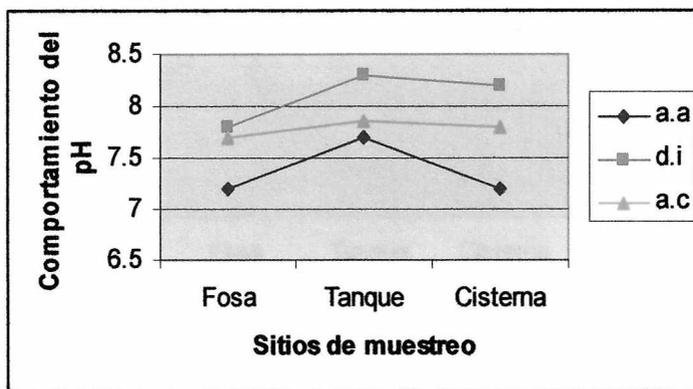


Figura 7. Comportamiento del pH antes y después de la aplicación de las microalgas.

CORRELACIÓN

Antes de la aplicación	$y = -0.085x^2 + 0.423x + 6.945$	R2 = 0.1735
Dosis de impacto	$y = -0.15x^2 + 0.83x + 7.15$	R2 = 0.8714
Aplicación constante	$y = -0.045x^2 + 0.243x + 7.515$	R2 = 0.742

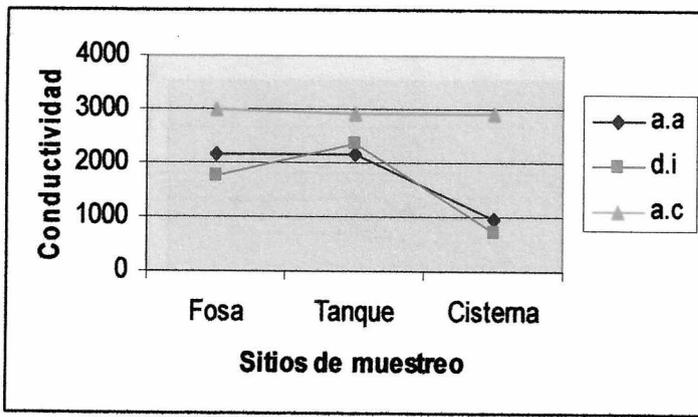


Figura 8. Comportamiento de la conductividad eléctrica antes y después de la aplicación de las microalgas.

CORRELACIÓN

Antes de la aplicación	$y = -595x^2 + 1785x + 960$	R2 = 1
Dosis de impacto	$y = -1105x^2 + 3915x - 1060$	R2 = 1
Aplicación constante	$y = 43.332x^2 - 216.66x + 3183.3$	R2 = 1

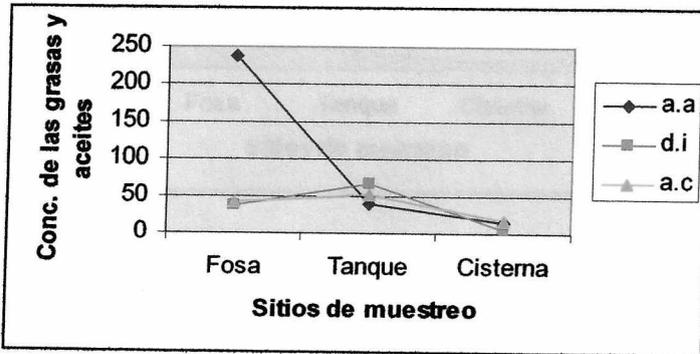


Figura 9. Comportamiento de las grasas y aceites antes y después de la aplicación de las microalgas.

CORRELACIÓN

Antes de la aplicación	$y = 87.5x^2 - 460.5x + 610$	R2 = 1
Dosis de impacto	$y = -19.863x^2 + 64.57x + 2.7733$	R2 = 1
Aplicación constante	$y = -19.863x^2 + 64.57x$	R2 = 1

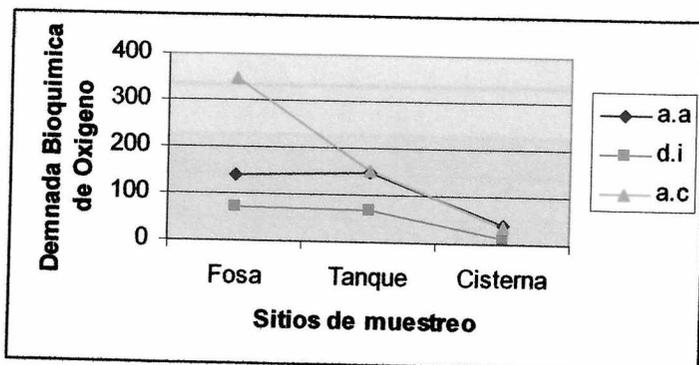


Figura 10. Comportamiento de la Demanda Bioquímica de Oxígeno antes y después de la aplicación de las microalgas.

CORRELACIÓN

Antes de la aplicación	$y = -60.5x^2 + 191.5x + 9$	$R^2 = 1$
Dosis de impacto	$y = -27x^2 + 79x + 20$	$R^2 = 1$
Aplicación constante	$y = 41.165x^2 - 321.5x + 630.66$	$R^2 = 1$

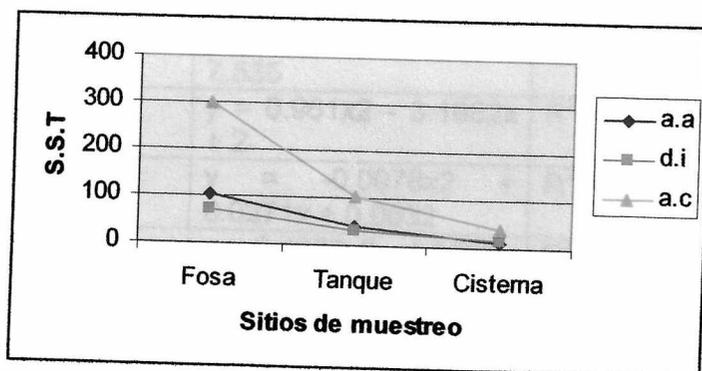


Figura 11. Comportamiento de los sólidos suspendidos totales antes y después de la aplicación de las microalgas.

CORRELACIÓN

Antes de la aplicación	$y = 17.665x^2 - 116.33x + 201.99$	$R^2 = 1$
Dosis de impacto	$y = 13x^2 - 80x + 140$	$R^2 = 1$
Aplicación constante	$y = 64x^2 - 385.33x + 619.99$	$R^2 = 1$

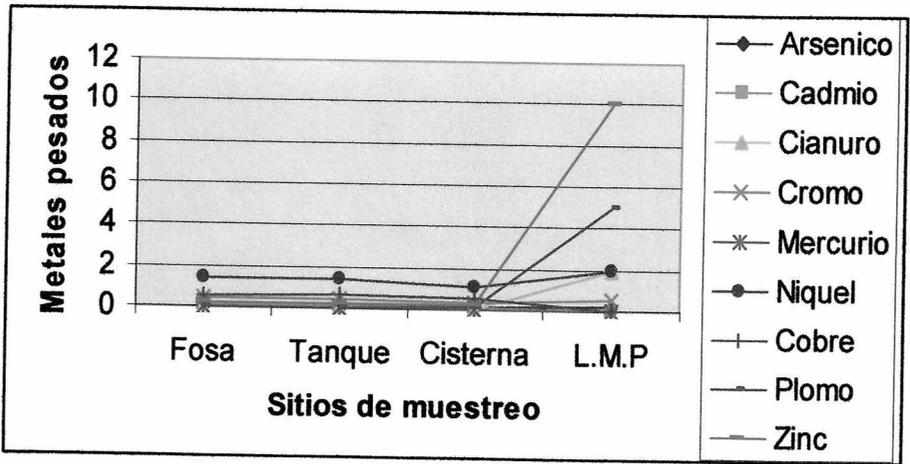


Figura 12. Comportamiento de los metales pesados durante la aplicación constante de 1 litro de microalgas.

CORRELACIÓN

Elemento	Correlación	R ²
Cromo	$y = 2.455x^2 - 9.327x + 7.535$	R ² = 0.9329
Arsénico	$y = 0.961x^2 - 3.1952x + 2$	R ² = 0.9159
Cadmio	$y = -0.0078x^2 + 0.0271x + 0.0632$	R ² = 0.9996
Cianuro	$y = 0.4978x^2 - 1.8929x + 1.5078$	R ² = 0.933
Cromo	$y = -0.1662x^2 + 0.6477x + 0.0763$	R ² = 0.9996
Mercurio	$y = -0.1662x^2 + 0.6477x + 0.0763$	R ² = 0.9996
Niquel	$y = 0.2325x^2 - 1.0155x + 2.2625$	R ² = 0.7195
Cobre	$y = -0.1662x^2 + 0.6477x + 0.0763$	R ² = 0.9996
Plomo	$y = 0.0275x^2 - 0.0765x + 0.0675$	R ² = 0.9979
Zinc	$y = 0.0425x^2 - 0.1955x + 0.5775$	R ² = 0.4193