

Área del Conocimiento de Agricultura

Diseño de un Reactor Discontinuo para Cultivo de Consorcios Bacterianos Usados En Biorremediación de Suelos Contaminados por Hidrocarburos.

Trabajo Monográfico para optar al título de
Ingeniero Químico

Elaborado por:

Tutor:

Br. Isleyni Melissa
Morales Pacheco.
Carnet 2014-0292U

Br. Zenyan Johanna
Aguilar Quiñónez.
Carnet 2014-1399U

M.Sc. Sergio Enrique
Álvarez García

Mayo 2025
Managua, Nicaragua

Tabla de contenido

1.Introducción	1
2.Justificación	3
3. Objetivos.....	4
3.1.- Objetivo General	4
3.2.- Objetivos Específicos	4
4. Marco Teórico.....	5
4.1 Los hidrocarburos del petróleo	5
4.1.1 Hidrocarburos como contaminante	5
4.1.2 Diésel	6
4.1.3 Consumo de diésel en Nicaragua	7
4.2 Biorremediación de suelos contaminados por hidrocarburos	7
4.2.1 Tipos de biorremediación	10
4.2.2 Factores que afectan el proceso de biorremediación	10
4.2.3 Ventajas y desventajas de la tecnología de biorremediación	13
4.2.4 Microorganismos en la biorremediación	14
4.3 Ciclo de crecimiento bacteriano	15
4.3.1 Fases del crecimiento bacteriano	15
4.3.2 Adaptabilidad y variabilidad de respuestas microbianas	17
4.3.3 Modelo cinético	18
4.3.4 Modelo matemático a utilizar para encontrar los parámetros de los modelos cinéticos en el proceso de biorremediación	19
4.4 Diseño del reactor	21
4.4.1 Sistema de aireación	23
4.4.2 Sistema de control de temperatura	25
4.4.3 Sistema de agitación	26
4.4.4 Sistemas de intercambio térmico	31
4.4.5 Presión interna	33

5. Metodología.....	34
5.1 Determinación del comportamiento cinético del consorcio microbiano durante su crecimiento utilizando diésel.....	34
5.1.1 Determinación de la concentración de biomasa	34
5.1.2 Determinación de la concentración de hidrocarburos	35
5.2 Modelos cinéticos que describen el proceso de degradación de hidrocarburos en suspensión acuosa	36
5.2.1 Balance de biomasa	37
5.2.2 Balance de sustrato	37
5.2.3 Ajuste del modelo cinético en Berkeley Madonna	37
5.3 Eficiencia de degradación de hidrocarburos en suspensión acuosa por el consorcio microbiano aplicado	38
5.4 Diseño cinético	38
5.4.1 Cálculo del volumen de la cámara de cultivo	38
5.4.2 Cálculo de la altura de la cámara de cultivo	39
5.4.3 Cálculo del volumen de la camisa	39
5.4.4 Cálculo del volumen real de la camisa	39
5.5 Diseño hidráulico.....	39
5.5.1 Calculo de la potencia del agitador	39
5.6 Diseño térmico	40
5.6.1 Calculo del coeficiente total de transferencia de calor	40
5.6.2 Cálculo para determinar el calor necesario para calentar el sustrato	41
5.7 Diseño mecánico.....	41
5.8 Diseño constructivo.....	42
6. Análisis y discusión de resultados	43
6.1 Ajuste de modelos cinéticos microbiano de cada consorcio bacteriano adaptado al consumo de diesel.	43
6.1.1 Composición microbiana de consorcios A, B y C por especies	43
6.1.2 Determinación de la concentración de biomasa	44
6.1.3 Medida de la Concentración de TPH (Hidrocarburos Totales de Petróleo)	45

6.2 Influencia del tipo de consorcio, la concentración del sustrato y la temperatura en el proceso de biodegradación de hidrocarburos in vitro	46
6.2.1 Influencia del tipo de consorcio	46
6.2.2 Influencia de la temperatura	48
6.2.3 Influencia de la concentración de sustrato	49
6.3 Modelo cinético que describe el proceso de biodegradación de hidrocarburos en suspensión acuosa	52
6.4.- Determinación de las dimensiones y configuración geométrica del biorreactor.	57
6.4.1. Diseño del Sistema de Agitación y Mezcla	58
6.4.2 Programa para el Diseño del Sistema de Agitación del Biorreactor Discontinuo de Mezclado Perfecto.	59
6.4.3 Determinación de la Potencia Necesaria para el Sistema de Agitación y Mezcla.	60
6.4.4 Programa de Cálculo de la Potencia Necesaria para el Sistema de Agitación y Mezcla.	60
6.4.5. Diseño del Sistema de Aireación	62
6.5 Diseño del Sistema de Control de pH para el Biorreactor	63
6.6 Dimensiones del Reactor	76
7. Conclusiones	77
8. Recomendaciones	78
9. Bibliografía	79
Anexos	84

Índice de Figuras

Figura 5.1: Fase de crecimiento típica de una población bacteriana	15
Figura 5.2: Diseño del Biorreactor	22 I
Figura 6.2: Curva de calibración D_o vs SV	44
Figura 6.3: Curva de Crecimiento para cada uno de los Consorcios en Estudio.....	45
Figura 6.4: Valores experimentales de la concentración de biomasa e hidrocarburos con el tiempo a una concentración inicial del 1% (v/v) de diésel.....	49
Figura 6.5: Valores experimentales de la concentración de biomasa e hidrocarburos con el tiempo a una concentración inicial del 3% (v/v) de diésel.....	50
Figura 6.5: Valores experimentales de la concentración de biomasa e hidrocarburos con el tiempo a una concentración inicial del 3% (v/v) de diésel.....	51
Figura 6.7: Valores experimentales corregidos de la concentración de biomasa e hidrocarburos con el tiempo a una concentración inicial del 3% (v/v) de diésel.....	51
Figura 6.8: Curvas teóricas y experimentales de concentración de hidrocarburos y biomasa para el modelo de Moser en Berkeley Madonna a una concentración inicial del 1% (v/v) de diésel a una temperatura de 30°C.....	53
Figura 6.9: Curvas teóricas y experimentales de concentración de hidrocarburos y biomasa para el modelo de Monod en Berkeley Madonna a una concentración inicial del 3% (v/v) de diésel a una temperatura de 30°C.....	54

Índice de tablas

Tabla 4.1: Intensidad o Grado de Agitación.....	30
Tabla 5.1: Relación entre DO y SV para la determinación de la concentración de biomasa, gcelulas / L.....	35
Tabla 6.1: Composición de los consorcios A, B y C.....	43
Tabla 6.2: Dimensionamiento del reactor.....	76

1. Introducción

En Nicaragua, el diésel ha sido uno de los hidrocarburos más utilizados en sectores estratégicos como el transporte, la generación de energía y la agricultura. Sin embargo, su manejo inadecuado ha provocado múltiples derrames y filtraciones que han contaminado suelos agrícolas e industriales, generando riesgos ambientales y sanitarios. El diésel está compuesto por una mezcla compleja de hidrocarburos alifáticos y aromáticos, muchos de ellos con toxicidad comprobada, capaces de persistir en el ambiente, alterar la estructura del suelo, y migrar hacia los acuíferos, comprometiendo la calidad del agua subterránea (Gómez & Montalvo, 2016; EPA, 2020).

Frente a esta problemática, se han desarrollado diversas tecnologías de remediación de suelos contaminados. Entre ellas, la biorremediación ha destacado por ser una alternativa ambientalmente amigable, al utilizar microorganismos para degradar compuestos orgánicos peligrosos. Esta técnica ha sido aplicada tanto in situ como ex situ, mostrando, en diversas experiencias internacionales, beneficios en términos de reducción de costos y minimización de impactos ambientales cuando se adapta a las condiciones específicas del sitio (Vidali, 2001; Zhao et al., 2019).

En Nicaragua, algunas empresas privadas comenzaron a implementar procesos de biorremediación a partir del año 2005. Sin embargo, muchas de estas experiencias resultaron poco efectivas, debido al uso de métodos empíricos, productos químicos externos y la subutilización del potencial degradador de los microorganismos nativos. Este bajo rendimiento ha sido atribuido, en gran medida, al desconocimiento del comportamiento cinético de los consorcios microbianos del suelo contaminado, así como a la falta de control de variables operativas críticas (Álvarez, 2020).

Con base en ese contexto, en la presente investigación se diseñó un biorreactor discontinuo de mezcla perfecta, destinado al cultivo y reproducción de biomasa microbiana proveniente de suelos contaminados con diésel. El diseño se sustentó en la aplicación de modelos cinéticos, utilizando datos experimentales y simulaciones computacionales para caracterizar el comportamiento de consorcios bacterianos nativos, bajo condiciones aeróbicas. Se establecieron los parámetros cinéticos mediante

el modelo de Monod, y se determinaron las dimensiones geométricas y operativas del biorreactor considerando criterios hidráulicos, térmicos y mecánicos.

Como parte del estudio, se revisaron antecedentes clave para el diseño del sistema. La tesis de Rivera (2010) fue una referencia fundamental al presentar el diseño de un biorreactor batch para bacterias biodegradadoras de petróleo. Fitoria (2021) aportó una comparación detallada de modelos cinéticos aplicados a la degradación de hidrocarburos por consorcios microbianos in vitro, proporcionando herramientas metodológicas valiosas para esta investigación. Asimismo, Hernández (2021) desarrolló una propuesta para la instalación de una planta biorremediadora, incluyendo el diseño de un reactor batch y un análisis de viabilidad técnica y económica. Estos trabajos sirvieron como base conceptual y técnica para el presente estudio.

La investigación se orientó no solo a proponer una solución técnica de remediación, sino también a generar conocimiento aplicado que permita fortalecer futuras iniciativas de saneamiento ambiental en contextos similares. El uso de microorganismos autóctonos cultivados en condiciones controladas busca potenciar la eficiencia del proceso de biorremediación, adaptándolo al entorno nicaragüense y contribuyendo a la gestión sostenible de suelos contaminados.

2. Justificación

La contaminación de los suelos por hidrocarburos derivados del petróleo representa una de las amenazas más persistentes y complejas para los ecosistemas terrestres. Estos contaminantes alteran la estructura, fertilidad y biodiversidad del suelo, además de presentar una alta capacidad de migración hacia cuerpos de agua subterráneos, poniendo en riesgo su calidad y disponibilidad (Vidali, 2001; Atlas & Hazen, 2011). Esta situación agrava la crisis hídrica y representa un riesgo para la salud humana, la seguridad alimentaria y la sostenibilidad ambiental (EPA, 2020).

Ante este panorama, resulta urgente el desarrollo de soluciones biotecnológicas que permitan la recuperación eficiente de suelos contaminados. La biorremediación, basada en el uso de microorganismos capaces de degradar compuestos orgánicos, se presenta como una alternativa efectiva, de bajo costo y ambientalmente amigable (Gómez & Montalvo, 2016).

Este estudio propone el diseño de un biorreactor discontinuo para el cultivo de consorcios bacterianos nativos, adaptados a suelos contaminados con hidrocarburos, utilizando modelos cinéticos y simulación computacional para su dimensionamiento y validación técnica. Esta investigación no solo contribuye a la mitigación de impactos ambientales, sino que también fortalece las capacidades locales para la gestión sostenible del territorio, aportando herramientas para futuras investigaciones y aplicaciones prácticas en distintos contextos de contaminación (Zhao et al., 2019).

3. Objetivos.

3.1.- Objetivo General

- Diseñar un reactor discontinuo para cultivo de consorcios bacterianos usados en biorremediación de suelos contaminados por hidrocarburos.

3.2.- Objetivos Específicos

- Determinar el comportamiento cinético del consorcio bacteriano durante su crecimiento
- Establecer el modelo cinético que rige el proceso de producción del consorcio bacteriano, usando métodos de modelación y simulación de procesos, para obtención de sus parámetros cinéticos.
- Definir las dimensiones geométricas del reactor y sus requerimientos constructivos, conforme su desempeño cinético, hidráulico, térmico y, mecánico.

4. Marco Teórico

4.1 Los hidrocarburos del petróleo

El petróleo es un combustible natural compuesto de varios tipos de hidrocarburos, es decir, de moléculas que contienen básicamente, carbono e hidrógeno. Los hidrocarburos del petróleo pueden dividirse en cuatro categorías de compuestos: los saturados, los aromáticos, las resinas y los asfáltenos. Cada una de las categorías agrupa compuestos con características de solubilidad, volatilidad y toxicidad propias. Desde un punto de vista de biodegradabilidad, los hidrocarburos pueden ordenarse de mayor a menor biodegradabilidad en: alcanos lineales > alcanos ramificados > aromáticos ligeros > alcanos cíclicos > aromáticos pesados > compuestos polares (Olson, Mills, Herbert, & Morris, 1999).

4.1.1 Hidrocarburos como contaminante

Se estima que de 0.08% a 0.46% (más de tres millones de toneladas) de la producción total del petróleo termina formando parte, bajo diversas formas, de la contaminación ambiental (Jacobucci, Vasconcelos, A., & Falconi, 2000). El petróleo contamina el ambiente en las diferentes etapas de su explotación, extracción, transporte y refinado. Existen dos tipos de contaminación: la involuntaria, que ocurre por defectos mecánicos, la corrosión de las tuberías y las fugas durante las etapas de transferencia y la voluntaria, que se da con las prácticas de incineración y los vertidos en suelo y agua (Stelmack, Gray, & Pickard, 1999).

La contaminación del suelo existe principalmente concentrada en los alrededores de las refinadoras, pozos de petróleo, depósitos de petróleo, aeropuertos, bases militares y estaciones gasolineras (Jacobucci, Vasconcelos, A., & Falconi, 2000). La contaminación del suelo con hidrocarburos impide la utilización de este para actividades como la agricultura y la urbanización y adicionalmente pone en riesgo las napas freáticas que en algunos países constituyen la fuente principal de agua potable. He aquí la importancia primordial de remediar estos suelos (Hanson K., Anuranjini, Madhavi, & Anjana, 1997).

4.1.2 Diésel

El diésel o gasóleo derivado del petróleo está compuesto aproximadamente de un 75% de hidrocarburos saturados (principalmente parafinas incluyendo isoparafinas y cicloparafinas) y un 25% de hidrocarburos aromáticos (incluyendo naftalenos y alcalobencenos). La fórmula química general del diésel común es $C_{12}H_{23}$, incluyendo cantidades pequeñas de otros hidrocarburos cuyas fórmulas van desde $C_{10}H_{20}$ a $C_{15}H_{28}$.

Tiene una baja solubilidad en agua, un coeficiente de adsorción elevado y un anillo aromático de alta estabilidad (Van Hamme, Singh, & Ward, 2003). Son los hidrocarburos de alto peso molecular, los que mayor problemática presentan en el medio ambiente, pues son relativamente inmóviles, de baja volatilidad y baja solubilidad en agua (Dorn & Salanitro, 2000). Muchos de ellos son carcinógenos y mutagénicos.

4.1.2.1 Propiedades

Aproximadamente el 86.1 % del diésel es carbono, y cuando se quema se obtiene un poder calorífico de 43.10 MJ/kg contra 43.20 MJ/kg de la gasolina. Sin embargo, debido a la mayor densidad, el gasóleo ofrece una densidad volumétrica energética de 35.86 MJ/L contra los 32.18 MJ/L de la gasolina, lo que supone un 11% más, que podría considerarse notable cuando se compara la eficiencia del motor diésel frente al de ciclo Otto. Las emisiones de CO_2 del diésel son de 73.25 g/MJ, solo ligeramente más bajas que la gasolina, con 73.38 g/MJ.

4.1.2.2 Efectos en la salud

Algunos estudios médicos revelan que la exposición a las emisiones de diésel afecta principalmente el sistema respiratorio, agravando el asma, alergias, bronquitis, y la función pulmonar. El diésel tiene una mayor eficiencia con relación a subproductos del petróleo, ya que contiene una densidad energética mayor que la bencina. También es más económico, al requerir un menor proceso de refinación, pese a ello, es uno de los combustibles más contaminantes.

4.1.3 Consumo de diésel en Nicaragua

De acuerdo con datos oficiales de Nicaragua, en 2018 se han consumido un promedio de 11,741 barriles de diésel por día. Cabe señalar que, de todos los derivados de petróleo, el diésel es el que más se consume, con una participación de 35.86% del total. En total, en el periodo indicado, el sector transporte nacional ha demandado 3.2 millones de barriles de diésel, inferior a los 3.42 millones comparados con el acumulado a septiembre de 2017 (SICA, 2017).

Entre las principales características del mercado local de los derivados del petróleo correspondientes a 2017, se destacaron las siguientes:

- La distribución del mercado de los derivados del petróleo, o sea, la participación de las empresas en el volumen de las ventas de combustibles estuvo encabezada por PUMA con el 37.8%, seguido por DNP con el 30.2%, UNO con el 22.4% y TROPIGAS con el 8.1%.
- El consumo de derivados del petróleo fue 12.79 millones de barriles, de los cuales 2.93 millones de barriles fueron destinados a la generación de electricidad y 9.84 millones de barriles, al consumo final.
- Cuatro combustibles participan con 93.9% en el volumen total de consumo de los derivados del petróleo: diésel, 36.0%; fuel oil, 23.4%; gasolinas, 23.2%; y gas licuado, 11.3%.
- Cuatro sectores participan con el 79.3% en el volumen total de consumo de los derivados del petróleo: estaciones de servicios, 36.1%; energía, 26.3%; comercio, 9.6%; e industria manufacturera, 7.5%.

4.2 Biorremediación de suelos contaminados por hidrocarburos

La biorremediación es una tecnología basada en la utilización de agentes biológicos (microorganismos y plantas), y su potencial degradador para eliminar los contaminantes del medio, mediante su transformación en formas menos tóxicos, y en algunos casos alcanzando la mineralización, producción de CO₂ y el H₂O, así como, fuentes de alimento que sustenta su desarrollo y crecimiento (Solanas, 2009).

La capacidad de biodegradación de los microorganismos depende de las características físicas, químicas y microbiológicas del suelo y de las características químicas del contaminante (Leahy & Cowell, 1990). Con base a la información obtenida de la caracterización del sitio del derrame y conocimiento de las condiciones óptimas de degradación se puede determinar la factibilidad de una técnica de biorremediación para cada sitio específico.

Existe una gran variedad de microorganismos que casi siempre están presentes en los suelos (bacterias, actinomicetos, hongos, algas y protozoos), aunque las densidades de población varían ampliamente. En términos generales, se encuentran del orden de 10^6 - 10^9 bacterias cultivables y en torno a 10^4 - 10^7 hongos cultivables por gramo de suelo, aunque se estima que tan solo un 0.1-1% de los microorganismos totales en el suelo son cultivables. Que un microorganismo sea cultivable quiere decir que mediante el empleo de cualquiera de las técnicas de microbiología clásicas (siembra en placa, método del número más probable, tinciones, etc.) puede ser aislado e identificado.

Generalmente, las poblaciones microbianas presentes en los suelos utilizan cualquier fuente de carbono fácilmente asimilable para su supervivencia y desarrollo, pudiendo llegar a adaptar su metabolismo en función de las condiciones ambientales en las que se encuentren y los parámetros físicoquímicos que presente el suelo.

La respuesta de la microflora edáfica ante disturbios externos que pueden modificar las condiciones ambientales del suelo suele estar representada por cambios en las tasas metabólicas, en la biomasa o en la estructura de las comunidades. Así, en suelos contaminados, las comunidades microbianas presentes suelen estar dominadas por bacterias capaces de sobrevivir a la toxicidad del ambiente, utilizando estos contaminantes para su desarrollo (Rahman, Banat, Tharira, & Thayumanavan, 2002).

Se definen los microorganismos hidrocarburofílicos como aquellos capaces de degradar hidrocarburos, obteniendo de ellos la fuente de carbono y energía necesarios. Estos microorganismos facilitan su difusión hacia la célula produciendo sustancias como carbohidratos, ácidos grasos, enzimas y biosurfactantes, que actúan como un biofilm

alrededor de la molécula de hidrocarburos, para posteriormente romperla en compuestos más sencillos de carbono e hidrógeno.

En suelos contaminados con hidrocarburos, los microorganismos hidrocarburofílicos pueden llegar a representar el 100% de la comunidad microbiana, mientras que, si no existen indicios de contaminación sólo llegan al 0.1% del total. La fracción del total de microorganismos que metabolizan hidrocarburos es altamente variable, de 6 a 82% para hongos terrestres y de 0.1 a 50% para bacterias de tierra (Davis, 1967).

Entre los principales géneros de microorganismos hidrocarburofílicos se encuentran: *Acinetobacter*, *Bacillus*, *Corynebacterium*, *Pseudomonas*, *Nocardia*, *Vibrio*, *Stenotrophomonas* y *Rhodococcus* (Evans & Fuchs, 1988; Prince, Veradaraj, Flocco & Lessard, 1999). Para comprender mejor esta tecnología es necesario conocer las interacciones bioquímicas y microbiológicas que ocurren en el suelo y que pueden resumirse, según Gothwal (2013), en:

- Los procesos bioquímicos afectan por igual a microorganismos exógenos y endógenos del suelo.
- Los requisitos de crecimiento microbiano son los mismos para los cultivos desarrollados en laboratorio o en campo.
- Un microorganismo añadido a un suelo contaminado no sólo debe pasar la información genética necesaria al reproducirse y ser capaz de expresar esa capacidad *in situ*, sino que debe también tener la capacidad de convertirse en parte de la comunidad microbiana del suelo.
- Entre las limitaciones que resultan de las interacciones con el ecosistema contaminado se incluye la necesidad de aceptar la presencia de otros microorganismos, así como la adaptación a las propiedades físicas y químicas del micro-hábitat en el que se van a desarrollar.

4.2.1 Tipos de biorremediación

Los procesos de biorremediación pueden ser divididos básicamente en tres clases. Primero, en atenuación natural, donde la concentración de contaminantes es reducida por los microorganismos nativos del suelo. Segundo, la bioestimulación, donde se adicionan nutrientes y un aceptor de electrones al sistema para mejorar su efectividad y acelerar la biodegradación. Finalmente, la bioaumentación, en donde se inocula el sistema con uno o varios microorganismos apropiados.

(Ramírez, 2011) en su trabajo expresa que con base a la información obtenida de la caracterización del sitio del derrame y conocimiento de las condiciones óptimas de degradación se puede determinar la factibilidad de una técnica de biorremediación para cada sitio específico.

4.2.2 Factores que afectan el proceso de biorremediación

Como se ha mencionado, la biodegradación de hidrocarburos en suelos depende de una infinidad de factores abióticos que afectan tanto los ratios de crecimiento microbiano como a la actividad enzimática lo que influye directamente en los ratios de biodegradación de hidrocarburos. Según (Romero, 2012) en su tesis modelización de un proceso de biorremediación de suelos contaminados con gasoil, detalla algunos de los factores más importantes que dominan la biodegradación de hidrocarburos, como lo son:

4.2.2.1 Cantidad y estado del hidrocarburo

Concentraciones muy bajas de hidrocarburos son solubles en agua, pero, la mayoría de los derrames de hidrocarburos del petróleo se producen en concentraciones que sobrepasan en gran medida el límite de solubilidad (Atlas, 1991).

El derrame de hidrocarburos en suelos se caracteriza principalmente por el movimiento vertical a lo largo del terreno más que un esparcimiento horizontal (contrario a lo que sucedería en un derrame marino). La infiltración del hidrocarburo en el suelo disminuye las pérdidas por evaporación de los compuestos volátiles lo que puede hacer disminuir la actividad de los microorganismos. Por otro lado, las partículas presentes en el suelo, puede reducir, por absorción, la toxicidad efectiva de los componentes del petróleo, pero

la absorción y adsorción de las sustancias húmicas del suelo probablemente contribuyan a la formación de residuos persistentes (Leahy & Cowell, 1990).

Según Atlas (1991), cuyo estudio está basado principalmente en derrames marinos, la tasa de biodegradación y la cantidad eliminada de hidrocarburo, depende más del tipo de hidrocarburo que de la cantidad de hidrocarburo presente en un emplazamiento contaminado, ya que, es más importante la limitación de nutrientes y oxígeno que, en sí, la cantidad.

Aunque puede suceder que si la cantidad de hidrocarburo es excesiva se produzcan efectos tóxicos sobre las bacterias degradadoras, sobre este tema en la bibliografía, debido a la gran cantidad de factores influyentes en la biodegradación, no se dan concentraciones a partir de las cuales las bacterias queden totalmente inhibidas. En otros estudios (Rahman, et al., 2002; Del'Arco & FranCa, 2001; Hui, et al., 2007) en los que se han realizado ensayos en laboratorio, a diferentes niveles de concentración de hidrocarburo, se observa que la tasa de biodegradación es inversamente proporcional a la concentración.

4.2.2.2 Temperatura

La temperatura tiene influencia en la biodegradación del petróleo debido, por un lado, a su efecto en la naturaleza física y la composición química de los hidrocarburos y, por otro lado, a su efecto en los microorganismos y la composición de las comunidades microbianas (Atlas, 1991; Dibble & Bartha., 1979; Leahy & Cowell, 1990; Rahman, et al., 2002; Pollard, et al., 1994).

(Atlas, 1991) encontró que los efectos de la temperatura difieren, dependiendo de la composición de la mezcla de hidrocarburos. Bajas temperaturas retardan los ratios de volatilización de los hidrocarburos de bajo peso molecular, algunos de los cuales son tóxicos para los microorganismos. La presencia de estos compuestos tóxicos ralentiza el comienzo de la biodegradación a bajas temperaturas. En el estudio realizado por Dibble, & Bartha (1979) muestra que la influencia de la temperatura en los procesos biológicos puede llegar a tener efectos significativos, ya que, conforme aumenta la temperatura, las

tasas de biodegradación también lo hacen, mostrando mejores resultados a 20°C que, a 5°C, pero sin casi haber mejorías cuando la temperatura aumenta de 28 a 37°C.

4.2.2.3 Oxígeno

La mayor parte de hidrocarburos presentes en los productos petrolíferos son degradados en mayor medida y con mayor rapidez de forma aeróbica (O_2 como aceptor final de electrones), ya que, en ausencia de O_2 , y en presencia de aceptores de electrones alternativos (NO_3^- , SO_4^{2-} , CO_2 , Mn^{4+} y Fe^{3+}) los hidrocarburos pueden ser degradados, pero con unas tasas de biodegradación muy inferiores a las aeróbicas (Viñas, 2005; Leahy & Cowell, 1990).

4.2.2.4 Humedad

El exceso de agua en un suelo desplaza el aire residente en los poros del suelo, generándose con mayor facilidad condiciones anaeróbicas, al agotarse el oxígeno disuelto en agua. Dibble & Bartha (1979), describieron un rango de humedad óptimo del 30-90% de saturación en agua para la biodegradación aeróbica de lodos contaminados con crudo de petróleo, ya que, al hacer el estudio en este rango de humedades tuvieron buenos resultados de biodegradación sin encontrar diferencias significativas conforme aumentaban de 30 a 90%.

4.2.2.5 Poblaciones microbianas

Los microorganismos individuales pueden metabolizar solo un rango limitado de sustratos de hidrocarburos. Se requiere un conjunto de poblaciones mezcladas con, sobre todo, extensas capacidades enzimáticas para aumentar la tasa y la extensión de la biodegradación como es el caso del petróleo.

En emplazamientos previamente contaminados, en ecosistemas complejos como es el suelo, los microorganismos autóctonos poseen una elevada biodiversidad influida, en gran medida, por la diversidad de las condiciones ambientales y varios factores físicoquímicos y biológicos (Baek, 2004; Volkering, Breure & Rulkens, 1998; Hui, et al., 2007). Es decir, los organismos del propio ecosistema contaminado son los más eficientes para realizar la biodegradación.

4.2.2.6 Nutrientes

El metabolismo microbiano está orientado a la reproducción de los organismos y estos requieren que los constituyentes químicos se encuentren disponibles para su asimilación y sinterización. Los nutrientes, normalmente requeridos, son el fósforo y el nitrógeno, por tanto, las concentraciones asimilables de dichos elementos presentes en el suelo, suelen ser limitantes para un incremento y activación de la población microbiana, mientras que otros nutrientes esenciales como el Ca, Na, Fe y SO ya están presentes en cantidades suficientes (Menn, Easter & Sayle, 2000).

4.2.2.7 Estructura y tipo de suelo

La estructura del suelo puede influenciar en la biodegradación de hidrocarburos debido a que la actividad microbiana varía con el tamaño de los agregados que se forman en el suelo, dado que, existe menor biomasa microbiana en micro agregados (formados principalmente por arcillas) que en macro agregados (Bronick & Lal, 2005). Lo que produciría que el movimiento de carbono orgánico del suelo está principalmente controlado por el volumen de agua que ocupa los poros del suelo.

Siendo la estructura del suelo una propiedad que afecta indirectamente debido a su efecto en el contenido de agua del suelo, cuanto menores son los microporos, el agua no está disponible para ayudar a la actividad microbiana en la descomposición del carbono orgánico (Thomsen., 1999; Dibble & Bartha, 1979).

Por lo que en suelos en los que haya alto contenido de arcillas (que generen micro agregados) queden secuestrados algunos hidrocarburos, asociados a esta estructura, que no pueden ser metabolizados por las bacterias como es el caso de algunos PAHs (Amellal, et al., 2001).

4.2.3 Ventajas y desventajas de la tecnología de biorremediación

Ante la necesidad de desarrollar procesos respetuosos con el medio ambiente, los procesos de biorremediación se presentan como una alternativa sostenible que no genera residuos nocivos (Gothalwal, 2013). Sus características de no toxicidad, en comparación con otros métodos que tienden a formar subproductos de mayor toxicidad

que la de los contaminantes originales, hacen que su popularidad sea grande al percibirse como más respetuosos con el medio ambiente que el resto de las tecnologías.

Sin embargo, el desconocimiento de sus posibilidades de aplicación, en términos de biodegradabilidad, por parte de consultoras y administraciones encargadas de las autorizaciones, es un problema añadido y contribuye a atribuirle dudas en cuanto a su eficacia. Los procesos de biorremediación pueden desarrollarse mediante un gran abanico de técnicas, todas ellas conocidas a nivel internacional, aunque en continuo proceso de estudio y mejora. Este hecho permite acoplarse a distintos episodios de contaminación según las características del entorno.

4.2.4 Microorganismos en la biorremediación

Los microorganismos se adaptan o desarrollan su metabolismo en función de los parámetros fisicoquímicos (pH, temperatura, humedad) así como de los compuestos químicos que se encuentran en su ambiente inmediato. El petróleo y los hidrocarburos se encuentran naturalmente presentes en el suelo, lo que ha permitido a muchos microorganismos acostumbrarse a su presencia y utilizarlos para sobrevivir.

La formación de consorcios microbianos en las tecnologías de biorremediación es de gran importancia, ya que se ha mostrado en estudios tener gran éxito; en su mayoría se han logrado obtener porcentajes de degradación más altos que los obtenidos por una sola especie. La exposición prolongada de los consorcios a los hidrocarburos los hace más eficientes para degradar el contaminante como única fuente de carbono. Las ventajas que se obtienen con un consorcio nativo es que se forma de manera natural y tiene mayor potencial para la degradación.

En el caso de los hidrocarburos, las bacterias gram negativas parecen encontrarse más adaptadas a estas fuentes de carbono (Venosa, Stephen, Macnaughton, Chang, & White, 1999). Diversos estudios permiten hoy en día establecer una lista de 160 géneros de microorganismos que degradan los hidrocarburos (Prince, R; Varadaraj, R; Fiocco, R; Lessard, R, 1999), los consorcios más empleados contienen las especies *Flavobacterium*,

Achromobacter, Rhodococcus, Micrococcus, Bacillus, Corynebacterium, Pseudomonas, Aeromonas, Acinetobacter y en menos ocasiones Mycobacterium, Aspergillus, Fusarium, Penicillium, Rhodotorula y Candida. Las bacterias son más empleadas que los hongos y las levaduras (Balba, Al-Awadhi, & Aldaher, 1998); (Vasudevan & Rajaram, 2001); (Rahman et al., 2001).

4.3 Ciclo de crecimiento bacteriano

En microbiología, la palabra crecimiento se define como un incremento en el número de células o de masa celular por unidad de tiempo de una población microbiana (Madigan, M. T., Martinko, J. M., & Parker, J., 1997). Si un microorganismo es cenocítico, es decir, multinucleado, en el que las divisiones nucleares no se acompañan de divisiones celulares, el crecimiento produce un incremento de tamaño, pero no del número de células.

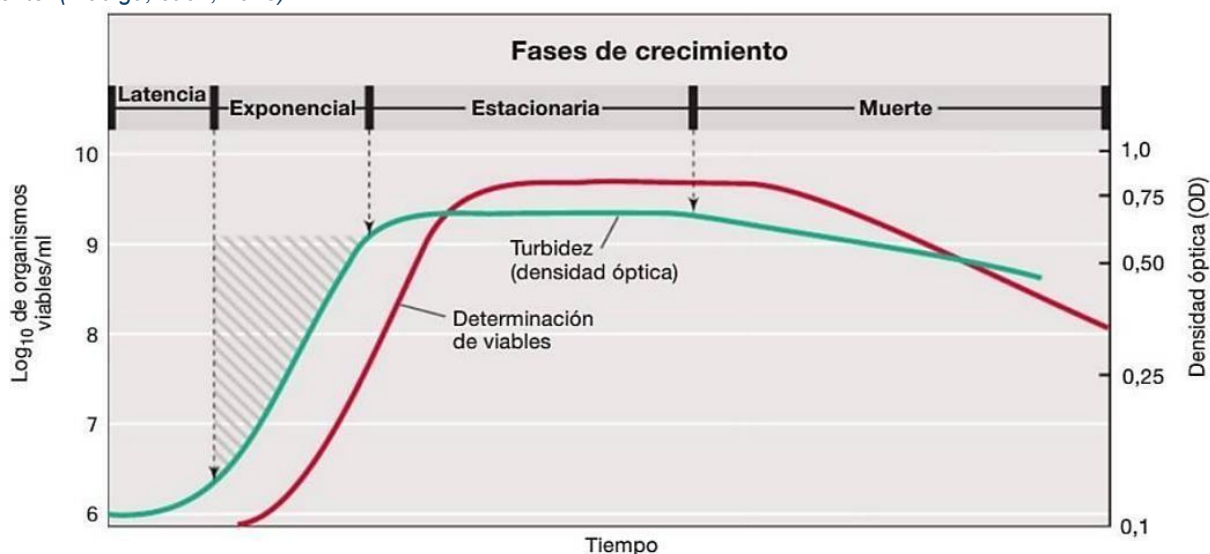
4.3.1 Fases del crecimiento bacteriano

La curva de crecimiento de un cultivo microbiano como la que se muestra en la figura 5.1 puede ser subdividida en cuatro partes distintas denominadas fase de latencia, fase exponencial, fase estacionaria y fase de muerte.

Figura 5.1

Fase de Crecimiento Típica de una Población Bacteriana

Fuente: (Madiga, et al., 2015)



Nota: Fuente: (Madiga, et al., 2015)

4.3.1.1 Fase de Latencia

Es el periodo de ajuste que las células experimentan al ser transferidas de un medio al otro antes de iniciar su crecimiento.

4.3.1.2 Fase exponencial o logarítmica

Es aquella durante la cual los microorganismos crecen y se dividen hasta el nivel máximo posible, en función de su potencial genético, tipo de medio y las condiciones en que crece. En este periodo hay una relación lineal entre el logaritmo del número de células (o cualquier otra propiedad medible de la población) y el tiempo. Los microorganismos se dividen y duplican en número en intervalos regulares. Como cada célula se divide en un momento ligeramente diferente del resto, la curva de crecimiento aumenta suavemente, en lugar de realizar discretos saltos.

4.3.1.3 Fase estacionaria

Es resultado del agotamiento de los nutrientes disponibles o del efecto de acumulación de productos tóxicos de metabolismo que tienen como consecuencia la disminución de la velocidad del crecimiento. La transición entre la fase exponencial y la fase estacionaria se caracteriza por un crecimiento desequilibrado, durante el cual los diversos componentes celulares son sintetizados a diferentes velocidades.

4.3.1.4 Fase de muerte

Es consecuencia de diversos factores; uno importante es el agotamiento de las reservas celulares de energía. Al igual que el crecimiento, la muerte también asume una función exponencial que puede ser representada por una disminución lineal del número de las células viables a lo largo del tiempo (Madigan, M. T., Martinko, J. M., & Parker, J., 1997).

4.3.2 Adaptabilidad y variabilidad de respuestas microbianas

El proceso de adaptación de los microorganismos a las condiciones del medio en que se encuentran depende de varios factores como es el caso de la composición del medio mismo o del estado fisiológico de la cepa, entre otros. Por eso, la variabilidad de las respuestas microbianas influye de manera distinta en la predicción de la cinética de los microorganismos. Dichas respuestas de los microorganismos a las condiciones de crecimiento pueden ser evidenciadas a través de sus parámetros de crecimiento como son el tiempo de latencia, tiempo de generación y la velocidad de crecimiento.

4.3.2.1 Tiempo de latencia

Durante la fase de latencia las células se adaptan a su nuevo entorno induciendo o reprimiendo la síntesis y actividad de determinadas enzimas, iniciando la replicación de su material genético, y, en el caso de las esporas, diferenciándose en células vegetativas (Montville, 2000). Comúnmente, la fase transitoria que sigue a la inoculación del microorganismo en un medio de cultivo del laboratorio en condiciones ambientales constantes puede definirse como la fase de latencia inicial.

La duración de la fase de latencia se ve afectada por factores como la identidad y el fenotipo de la bacteria, el tamaño del inóculo, la historia fisiológica de la población y por los cambios en el medio fisicoquímico, tales como la temperatura, el pH, la actividad de agua y la disponibilidad de nutrientes. La duración del tiempo de latencia suele ser estimado erróneamente. Esto es usualmente atribuido al efecto de la historia previa de las células.

4.3.2.2 Tiempo de generación

El tiempo de generación es el tiempo necesario para duplicar la población bacteriana. Según (R. Y. Stanier, 1989) se define como el tiempo requerido para que todos los componentes del cultivo aumenten en un factor de 2. Durante este período de generación el número de células y la masa celular se duplica. El tiempo de generación está directamente relacionado con la velocidad de crecimiento exponencial, que se define

como la pendiente de la curva de crecimiento logarítmico en la fase de crecimiento exponencial.

El tiempo de generación es útil como indicador del estado fisiológico de una población celular, y es usado con frecuencia para comprobar el efecto negativo o positivo de un determinado tratamiento sobre un cultivo bacteriano (Madigan, M. T., Martinko, J. M., & Parker, J., 1997).

4.3.2.3 Velocidad de crecimiento

El crecimiento se define como un incremento en el número de células microbianas en una población, lo cual también puede ser medido como un incremento en masa microbiana. En este contexto, la velocidad de crecimiento se define como el cambio en número de células o masa celular por unidad de tiempo.

Un cultivo microbiano creciendo en equilibrio imita una reacción auto catalítica de primer orden, es decir, la velocidad del aumento de bacterias en un tiempo dado es proporcional al número o masa de bacterias presentes durante ese tiempo. La tasa del crecimiento exponencial se ve influenciada por las condiciones ambientales (temperatura, composición del medio), así como características genéticas del microorganismo (Madigan, M. T., Martinko, J. M., & Parker, J., 1997).

4.3.3 Modelo cinético

Hay muchas leyes para la velocidad de crecimiento celular, sin embargo, (Nielsen & Villadsen, 1994) dan como definición de modelo cinético para la descripción de un proceso microbiano lo siguiente: “La correlación verbal o matemática entre velocidades y concentración de reactantes/productos, los cuales son insertados en balances de materia y permiten la predicción del grado de conversión de sustratos y el rendimiento de productos individuales en otras condiciones de operación”.

4.3.3.1 Modelo de Monod

Monod fue el primero en investigar el efecto de la concentración de sustrato sobre la rapidez de crecimiento, y encontró que la velocidad específica de crecimiento de las

células durante las fases de crecimiento y desaceleración depende de la concentración de nutrientes existentes en el medio, se denomina sustrato limitante y es la fuente de carbono (Monod, 1949).

$$\frac{dX}{dt} = \frac{\mu_{max} * C}{K_s + C} * X \quad (4.1)$$

Donde:

- $\frac{dX}{dt}$ Es la velocidad de crecimiento de la célula (g/L*h):
- μ_{max} es la velocidad máxima de crecimiento (h⁻¹);
- K_s es un parámetro que representa la concentración de sustrato a la mitad de su velocidad máxima (g/L);
- X es la concentración de células (g/L);
- C es la concentración de sustrato (g/L).

Este modelo se simplifica en las siguientes condiciones particulares:

$$K, \ll C. \frac{dX}{dt} = \mu_{max} * X \quad (4.2)$$

$$K, \gg C. \frac{dX}{dt} = \frac{\mu_{max}}{K_s} * X * C \quad (4.3)$$

Monod asumió que un único sustrato esencial es el factor limitante del crecimiento microbiano además que la ecuación no se puede aplicar a niveles bajos de sustrato y no toma en cuenta cambios de sustrato en las fases de latencia, estacionaria y de muerte. Si el crecimiento se ve inhibido por concentraciones altas de producto se deben añadir otros términos para tener en cuenta estos efectos (Monod, 1949).

4.3.4 Modelo matemático a utilizar para encontrar los parámetros de los modelos cinéticos en el proceso de biorremediación

4.3.4.1 Método de Runge-Kutta de Cuarto Orden-Berkeley Madonna

Se utiliza el ajustador de curvas (Curve Fitter) de Berkeley Madonna que este puede encontrar automáticamente los valores de uno o más parámetros en el modelo que minimizan la desviación entre la salida de su modelo y un conjunto de datos. Cuando se

completa el ajuste, Berkeley Madonna deja los parámetros establecidos en los valores que dan el mejor ajuste. Luego ejecuta el modelo y traza la variable de ajuste y el conjunto de datos en una ventana de gráfico.

Mientras el ajuste de la curva está en progreso, Berkeley Madonna muestra la desviación RMS entre los datos y la mejor ejecución hasta el momento. La desviación es la raíz cuadrada de las diferencias entre los puntos de datos individuales en el conjunto de datos y los puntos correspondientes en la ejecución. Cuando se complete la operación de ajuste de la curva, Berkeley Madonna informa la desviación del valor cuadrático medio (RMS) del mejor ajuste en un cuadro de diálogo en el gráfico.

Berkeley Madonna proporciona tres métodos de integración de tamaño de paso fijo para el ajuste de curvas y resolución de las ecuaciones diferenciales: el método de Euler, RungeKutta 2 y Runge-Kutta 4. Estos métodos escalonan el modelo en incrementos de DT. El número de pasos (sin incluir el paso de inicialización) es igual a: (STOPTIME – STARTTIME)/DT. El algoritmo que utiliza el programa es el método clásico RK de cuarto orden:

$$y_{i+1} = y_i + \frac{1}{6}(k_1 + 2k_2 + 2k_3 + k_4) * h \quad (4.4)$$

Donde:

$$k_1 = f(x_i, y_i) \quad (5.5)$$

$$k_2 = f\left(x_i + \frac{1}{2}h, y_i + \frac{1}{2}k_1h\right) \quad (5.6) \quad k_2 = f\left(x_i + \frac{1}{2}h, y_i + \frac{1}{2}k_1h\right)$$

$$k_3 = f\left(x_i + \frac{1}{2}h, y_i + \frac{1}{2}k_2h\right) \quad (4.7)$$

$$k_4 = f(x_i + h, y_i + k_3h) \quad (4.8)$$

Es decir, se desarrolla primero las pendientes para todas las variables en el valor inicial. Esas pendientes (un conjunto de las k_1) se utilizarán después para realizar predicciones de la variable dependiente en el punto medio del intervalo. Tales valores del punto medio se utilizan, a su vez, para calcular un conjunto de pendientes en el punto medio (las k_2).

Esas nuevas pendientes se vuelven a usar en el punto de inicio para efectuar otro conjunto de predicciones del punto medio que lleven a nuevas predicciones de la pendiente en el punto medio (las k_3). Éstas después se emplearán para realizar predicciones al final del intervalo que se usarán para desarrollar pendientes al final del intervalo (las k_4). Por último, las k se combinan en un conjunto de funciones incrementadas [como en la ecuación (5.4)] y se llevan de nuevo al inicio para hacer la predicción final.

4.4 Diseño del reactor

“El diseño de biorreactores es una tarea de ingeniería bastante compleja. Los microorganismos o células son capaces de realizar su función deseada con gran eficiencia bajo condiciones óptimas. Las condiciones ambientales de un biorreactor tales como flujo de gases (por ejemplo, oxígeno, nitrógeno, dióxido de carbono, etc.), temperatura, pH, oxígeno disuelto y velocidad de agitación o circulación, deben ser cuidadosamente monitoreadas y controladas.

La misma propagación celular puede afectar la esterilidad y eficiencia del biorreactor, especialmente en los intercambiadores de calor. Para evitar esto, el biorreactor debe ser fácilmente limpiable y con acabados lo más sanitario posible.”³ Los biorreactores industriales usualmente emplean bacterias u otros organismos simples que pueden resistir la fuerza de agitación. También son fáciles de mantener ya que requieren sólo soluciones simples de nutrientes y pueden crecer a grandes velocidades.

El biorreactor está provisto de un sistema de agitación, además se requiere de un sistema que inyecte aire en el cultivo.

El aire se inyecta por la parte inferior del tanque y es distribuido por una corona que posee pequeños orificios espaciados regularmente.

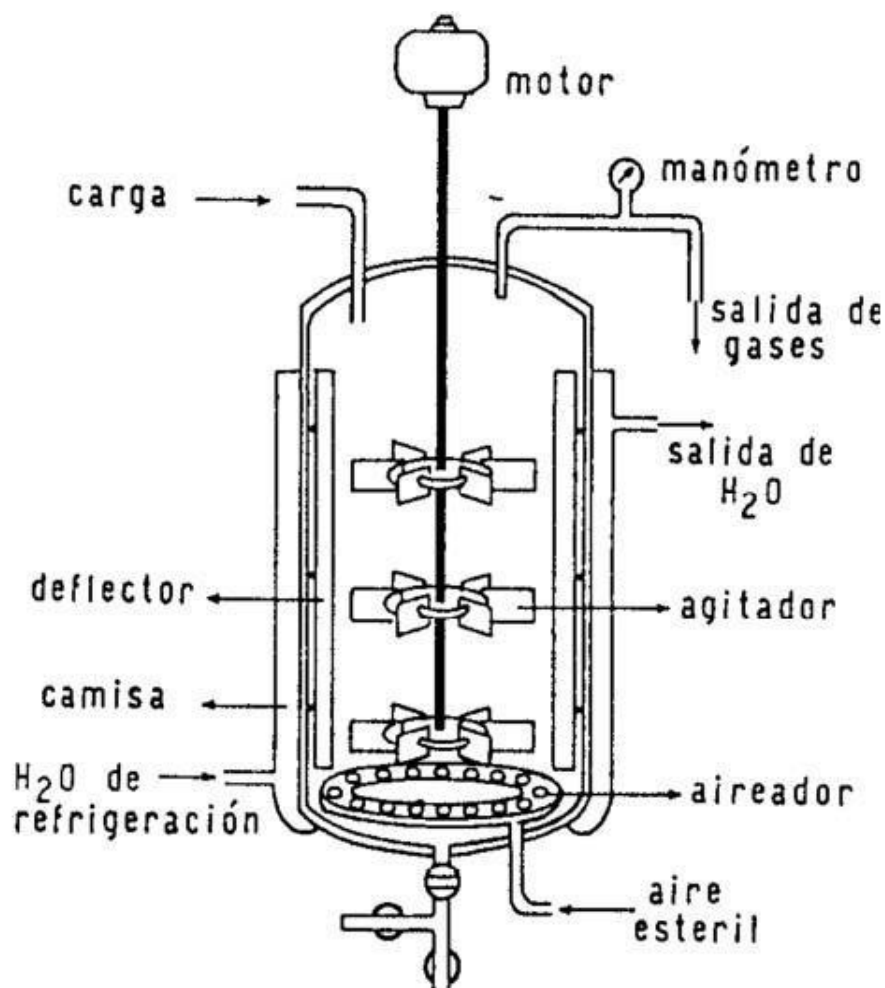
El sistema de agitación se completa con cuatro o seis deflectores que tienen por finalidad cortar o romper el movimiento circular que imprimen las turbinas al líquido, generando de este modo mayor turbulencia y mejor mezclado.

El tanque está rodeado por una camisa por la que circula agua, lo que permite controlar la temperatura.

Componentes básicos para el diseño del reactor:

- El recipiente debe ser esterilizable, resistente a la corrosión, construido con materiales que no sean tóxicos (acero inoxidable).
- Entrada/salida de aire o gases
- Entrada del medio de cultivo y salida del producto obtenido
- Alimentación del inóculo
- Panel de control
- Sistemas de agitación mecánica

Figura 5.2: Diseño del Biorreactor 1



4.4.1 Sistema de aireación

El sistema de aireación externamente comprende las líneas de entrada F_i y salida de aire F_e internamente debe optimizar la transferencia de gases nutrientes (aire) hacia el medio líquido. Un sistema de aireación consta de cuatro partes mecánicas: fuente de aire; tubería y filtros de entrada; boquilla y difusor de aire; tubería y filtros de salida. Y tres partes de control: control de flujo aire; control de presión de aire; control de difusión de oxígeno disuelto.

Fuente de Aire: Dado que el sistema de aireación, en su conjunto, depende de la correcta elección del dispositivo que suministrará la fuente de aire, se siguen dos opciones:

Compresor de Aire

Su principal característica es que opera con alta presión y bajo caudal de aire; por eso, cuando operan, es de manera continua o, cuando se requiere capacidad, debe haber un tanque de almacenamiento a alta presión como parte del sistema. Una segunda e importante característica es que produce un alto nivel de ruido $\approx 80\text{dB}$ y una tercera es que, si el compresor es de tipo pistón debe lubricarse con aceite, por lo que, esta característica se incluye en el diseño como: auto lubricado (oilless) o no lubricado (oil lubricated).

Existen dos tipos de diseño constructivo para compresores de aire:

- a. El Compresor de Diafragma: Está diseñado para un trabajo de operación continua; su presión operación es moderada $\approx 60\text{psia}$ y como su nombre lo indica, utiliza un diafragma o fuelle para impulsar y comprimir el aire. El compresor de diafragma resulta adecuado para oxigenar volúmenes medianos de cultivos o microorganismos aeróbicos.
- b. El Compresor de Pistón: Es más utilizado comercialmente, no obstante, para cultivos celulares sensibles (células de membrana plasmática), no es recomendable, por cuanto, su presión de operación es muy alta (80psia o más) para estos cultivos y puede causar daño celular severo o la lisis de las células; y porque, el pistón debe

lubricarse con aceite y esto ocasiona que se filtre en pequeñas cantidades a la corriente de aire.

Soplador Regenerativo

Se caracteriza por funcionar como si fuera una bomba centrífuga de succión y desplazamiento de aire por lo que, opera con presión negativa (vacío) en la succión y presión positiva (compresión) en el desplazamiento. Aunque su rango de acción es pequeño: $\pm 20''\text{H}_2\text{O}$ a $\pm 40''\text{H}_2\text{O}$ en cuanto a las presiones de operación, su capacidad de desplazamiento de aire es muy alta 30cfm - 50cfm o 1000 L/min - 1500 L/min por lo que, puede movilizar grandes volúmenes de aire. Tubería - Línea de Aire: esta debe ser de acero inoxidable.

Filtros de las Líneas de Aire: Para sistemas pequeños de diámetros de tubería estándar, se utilizan filtros en línea con la tubería; estos son de membrana microporo que filtran el 99,99% de los contaminantes. Para sistemas mayores (industriales) debe diseñarse un método de esterilizar in situ la línea de aire; generalmente se hace calentando fuertemente la línea de aire y luego enfriarla.

Las membranas microporo que filtran el aire tienen un punto de burbuja que es la presión de agua máxima que pueden soportar antes de romperse (recuerde que el sistema tiene un medio líquido) y un flujo máximo el cual es el máximo caudal que puede soportar la membrana antes de su ruptura.

Difusor de Aire: Los cultivos aeróbicos requieren que la corriente de aire estéril que se difunda en la forma de miles de pequeñas burbujas, desde el difusor de aire, hacia el volumen del líquido; esta acción se realiza mediante un plato o domo cilíndrico de acero inoxidable finamente perforado.

Alternativamente y si el sistema es pequeño o mediano en escala, se puede utilizar un difusor de material cerámico poroso el cual, tiene la ventaja de que, provee una cama más fina de burbujas (de menor diámetro) y mayor área de transferencia (volumen de burbujas).

4.4.2 Sistema de control de temperatura

Mantiene estable y dentro de un rango óptimo requerido por el cultivo para su máximo crecimiento, la temperatura interna del sistema. Un sistema de control de temperatura consta de:

Dos sistemas de Intercambio Térmico

- Intercambiador de Calor: Dispositivo de intercambio térmico que genera calor o absorbe el calor excedente. El intercambiador de calor de caso y tubos es el más usado y se define por su área de transferencia de calor; a mayor área de transferencia de calor, mayor capacidad de absorber calor.
- Serpentín: Medio físico por el cual el calor es absorbido o transmitido al fluido. El tubo del serpentín debe ser de acero inoxidable 304 o 316 (preferiblemente) y se recomienda que sea delgado para una mejor transferencia de calor.

Un Sistema de Control

- Controlador de Temperatura: sistema que ordena y regula la acción del motor que controla las servo válvulas que regulan el flujo de líquido frío o caliente.
- Un Sistema de Medición: Sensor de Temperatura: sonda (termocupla) que mide la temperatura.
- Un Servo Control: Servo Controlador de Temperatura: controla la temperatura a la que debe abrir o cerrar la válvula solenoide.

Un Sistema Regulador de Paso de Flujo

- Válvula Solenoide: Servo mecanismo actuador que regula el flujo (paso) de líquido por la tubería o línea de paso (abre o cierra el flujo del líquido).

Un sistema de Conducción de Fluido

- Tuberías de Conducción de Agua: el agua es fluido térmico por excelencia para la transferencia de calor por conducción a través de las paredes metálicas de la tubería. Éstas deben ser de acero inoxidable.

Nota: Las tuberías deben anclarse al cuerpo del biorreactor mediante un puerto de entrada que es soporte hermético que la sujeta a la superficie plana.

- Temperatura Óptima: la temperatura es otro factor ambiental que influye y que afecta el crecimiento del cultivo microbiano y celular; poniendo el juego, la propia supervivencia de la célula o microorganismo. La temperatura afecta a las células y microorganismos cultivados de dos formas distintas:

Conforme aumenta la temperatura, aumenta también la velocidad de las reacciones enzimáticas y el crecimiento se hace más rápido;

Por encima de un máximo temperatura, se produce la desnaturalización de las proteínas celulares y la descomposición de los componentes celulares esenciales para mantener la vida, causando la muerte de las células o microorganismos en cultivo.

4.4.3 Sistema de agitación

Tiene la función de generar la potencia necesaria para producir una mezcla perfecta para el sistema de cultivo y producir un régimen de agitación adecuado que, maximice la difusión de gases en el líquido y minimice la producción de esfuerzos cortantes y la presión hidrodinámica local y global, para optimizar los fenómenos de transferencia de momentum, calor y masa

Un Sistema de Agitación Consta de Cuatro Partes Mecánicas:

- Motor Impulsor: Suministra la potencia al eje de potencia; debe ser de corriente alterna (a.c), preferiblemente de inducción y su potencia debe calcularse para manejar el doble (200%) de la potencia teórica requerida para agitar el fluido y el cultivo a $Re \geq 3000$.
- Motor de Inducción (A.C): Sado que un biorreactor debe operar de forma continua durante todo el proceso de cultivo; se requiere un motor capaz de resistir largos periodos de operación continua y trabajo duro; por eso, el motor debe ser de inducción de corriente alterna (a.c) y debe ser acorazado, preferiblemente en acero inoxidable.
- Eje Trasmisor de la Potencia: Es una barra cilíndrica de acero inoxidable 316L y por lo general se diseña en diámetros estándar: $\frac{3}{4}$ ", $\frac{1}{2}$ ", etcétera para mayor

facilidad de ajuste a los estándares de motores a.c. Su longitud depende de la profundidad del contenedor (tanque).

- Acople del Eje Transmisor: Ajusta y fija al motor, el eje transmisor de potencia.

Existen dos tipos de acople:

- a) Acople-adaptador de tipo taladro el puerto de entrada se acopla al eje del motor por fijación directa. El puerto de salida es un dispositivo que se adapta a varios diámetros de broca y sujeta o abraza firmemente el eje transmisor de potencia por presión y abrasión; similar al que utilizan los taladros mecánicos.
- b) Acople-ajustador de tipo tornillo-rosca el puerto de entrada se “enrosca” o se fija firmemente al eje del motor. El puerto de salida es un dispositivo que “abraza” el eje transmisor de potencia por un mecanismo de tornillo-rosca.

En ambos casos, el diámetro del puerto de entrada del acople que es la unión de éste con el eje del motor debe ser de diámetro interno igual al diámetro externo del eje del motor y el diámetro del puerto de salida que es dispositivo sujetador del eje transmisor de potencia debe ser el mismo que el diámetro externo del respectivo eje.

Puerto de Entrada del Biorreactor: se denomina puerto a la superficie física sobre el cual se instala un dispositivo de entrada o salida al biorreactor, un anclaje o un aparato mecánico o de medición; el puerto es el medio por el cual, se ajusta o fija, tal dispositivo o artefacto a la pared o superficie del tanque o del biorreactor. Como se observa en la fotografía, el puerto de entrada es la tapa o cara superior del tanque biorreactor y en donde se anclan o sujetan todos los dispositivos y periféricos que se requieren para su operación. Cada dispositivo de anclaje o sujetador también un puerto menor cuyo diámetro externo es la superficie externa total y cuyo diámetro interno es el diámetro externo del dispositivo que sujeta. Algunos puertos tienen dos diámetros internos, cuando el dispositivo que sujetan tiene diámetro externo y diámetro interno; por ejemplo, los sensores o probetas medidores y el sello mecánico del eje del agitador.

Sello Mecánico: su función es triple: evitar la contaminación, mantener hermético el sistema, servir de amortiguador de fricción. El sello mecánico también debe permitir la

esterilización in situ del biorreactor, mediante una línea de vapor sobrecalentado. Un sello mecánico, generalmente se diseña en una de dos configuraciones:

Cartucho rígido: que permite el rodamiento del eje de potencia a través de soporte de cuerpo rígido que sella y aísla el paso de cualquier materia al interior del depósito.

Cartucho flexible: que permite el rodamiento del eje de potencia a través de un soporte fijo al exterior pero flexible en el interior y que también sella y aísla el paso de contaminantes al interior del depósito.

En ambos casos el sello mecánico se especifica de acuerdo al diámetro eterno del eje transmisor de potencia; el cual es el diámetro interno del puerto del sello mecánico. Dentro de lo posible se recomienda el uso de sellos flexibles ya que amortiguan mejor las vibraciones mecánicas del eje transmisor de potencia; la desventaja es que esa flexibilidad obliga a cambiarlos más frecuente, pues el desgaste es mayor.

Eje Transmisor de Potencia: transmite la potencia del motor al impulsor, a través de, las hojas de agitación. Existen ejes en los cuales ya vienen incorporadas hojas o aspas de agitación, se diseñan para operar en uno de dos sistemas de flujo, según sea, la orientación espacial de las hojas o aletas:

Flujo axial: suministran mayor efectividad de mezclado (distribución) y reducen la potencia de mezclado requerida, al distribuir mejor la mezcla; sus hojas u aspas son planas.

Flujo radial: generan mayor potencia de mezclado (turbulencia) y pueden causar daño celular; sus hojas o aspas son del tipo hélice.

Impulsores: son los dispositivos que impulsan el fluido y el movimiento, mediante hojas o aspas unidas al eje transmisor de potencia; pueden ser del tipo mecánico (agitador) o hidráulico (turbina).

Agitadores: es un impulsor formado por hojas o aspas de agitación conectadas al eje transmisor de potencia; pueden tener una distribución de flujo axial o radial.

Los propulsores de flujo radial pueden tener gran variedad de formas y diseños; dentro de éstos, las hélices son las que más se utilizan.

Hélices: existen en tres diseños básicos que dependen de la orientación espacial:

(a) – Plano XY, (b) – Plano ZX, (c) – Plano ZY

Cada orientación (plano) describe una superficie curva que es determinada por dos (2) de tres (3) ángulos de diseño:

(a) Plano XY, determina el ángulo de inclinación (α), este varía $15' \leq \alpha \leq 45'$;

(b) Plano ZX, determina el ángulo de torsión (β), este varía $16' \leq \beta \leq 32'$;

(c) Plano ZY, determina el ángulo de tensión (γ), este varía $15' \leq \gamma \leq 45'$.

Por su gran potencia y la turbulencia que generan, las hélices no se recomiendan para cultivos de células sensibles; solo deben utilizarse para cultivos bacteriales o micóticos y a bajas velocidades de rotación.

Control de Velocidad del Motor: Los motores de inducción de corriente alterna (a.c) tienen velocidades nominales de rotación de 1800rpm o 3600rpm. Estas velocidades son muy altas para los sistemas biológicos causando la destrucción de las células y microorganismos en cultivo. La velocidad de rotación del motor debe entonces reducirse a un máximo de 600rpm (revoluciones por minuto) para que no cause daño celular. Usualmente se acopla a la salida de eje del rotor una caja de reducción de 1/3 o 1/6 para bajar la velocidad de rotación a 600rpm. Adicionalmente se coloca un control de velocidad que puede ser analógico o digital al motor para un control más fino y preciso de la velocidad de rotación.

Criterios para caracterizar el trabajo de un agitador

Los agitadores se suelen enjuiciar por su tipo y potencia. El tipo suele dar una idea del rendimiento que cabe esperar del aparato, dadas las condiciones de la agitación y las características de los productos agitados. Para cada tipo, la mayor o menor potencia que comunique al líquido viene a resultar sinónimo de la rapidez con que pueden lograrse los efectos requeridos. La potencia nominal con que designan los constructores a sus aparatos suele estar referida al caso de que el agitador trabajase sumergido en el agua.

Para una agitación concreta, el criterio que se suele seguir desde un punto de vista funcional es el derivado del concepto intensidad o grado de agitación, que se define por la potencia suministrada a cada unidad de volumen del líquido.

Modernamente se ha adoptado el siguiente criterio para juzgar la intensidad o grado de agitación:

Tabla 4.1:
Intensidad o Grado de Agitación.

Grado de agitación	Potencia CV/l
Débil	Hasta $1,3 \cdot 10^{-4}$
Media	$1,3 \cdot 10^{-4} - 2,6 \cdot 10^{-4}$
Intensa	$2,6 \cdot 10^{-4} - 6,6 \cdot 10^{-4}$
Muy intensa	$6,6 \cdot 10^{-4}$ en adelante

Nota: Fuente: Vian, Ocon. Elementos de Ingeniería Química

Dado un volumen de líquido a agitar, se pueden imaginar dos agitadores que introduzcan en él la misma potencia y, sin embargo, tengan distinta eficacia agitadora; uno podría ser muy grande y poco revolucionado, y el otro muy pequeño y animado de muchas revoluciones.”

Diseño de Agitadores

Para diseñar agitadores, es necesario determinar la potencia para accionar el rodete del sistema de agitación; el cálculo de la potencia debería realizarse a partir de datos experimentales, es decir, mediante un procedimiento teórico – experimental.

Para esto existen fórmulas que dan la potencia necesaria para accionar un agitador, dadas las dimensiones de éste, su tipo y las características del sistema que se trata de agitar.

En general, los factores que condicionan las características de un agitador son:

- Sistema agitador (Rodete – Recipiente).
- Sistema Agitado
- Efecto que se pretende obtener con el agitador.
- Tiempo en el que se quiere tener este efecto.
- Potencia puesta en juego para accionar el agitador.

4.4.4 Sistemas de intercambio térmico

“La transferencia de calor es un proceso el que se intercambia energía en forma de calor entre distintos cuerpos o entre diferentes partes de un mismo cuerpo que están a distinta temperatura. El calor se transfiere por una combinación de dos o más de estos tres procesos: convección, conducción o radiación. Uno de los mecanismos térmicos (proceso) suele predominar sobre los otros dos, también es posible que los tres procesos se den simultáneamente.

La conducción es el proceso dominante en los intercambiadores de calor de casco y tubos y en el tubo serpentín. Aunque el mecanismo exacto de la conducción no se comprende, se sabe que se debe al movimiento (energía cinética) de los electrones libres que se mueven por la red cristalina del sólido y transportan energía cuando existe una diferencia (gradiente) de temperatura.”¹

4.4.4.1 Resistencias térmicas

Resistencia térmica en la conducción:

En estos casos se debe distinguir entre las diferentes geometrías que se presentan en cada elemento resistivo; las configuraciones geométricas más usuales: pared plana, pared cilíndrica y pared esférica.

- Cilindro
- Circuito eléctrico análogo para cilindro
- Paredes conectadas en serie
- Circuito eléctrico análogo para paredes compuestas conectadas en serie
- Paredes compuestas conectadas en paralelo
- Circuito eléctrico análogo para una pared compuesta conectada en paralelo

¹ OCON. V., 1979. Elementos de Ingeniería Química. pp. 721-729

4.4.4.2 Intercambiadores de calor

“Un intercambiador de calor es un dispositivo diseñado para transferir calor por un mecanismo mixto de convección entre la película de un líquido procesado (medio cultivo) y la pared de un sólido metálico, seguido de la conducción del calor transferido al área transversal del sólido metálico (tubo o placa) y nuevamente la transmisión de calor por convección desde la pared del sólido metálico a otro fluido procesado (agua).”²

Existen dos configuraciones para la dirección del flujo fluido:

- a) Flujo paralelo: los dos fluidos entran por el mismo extremo y fluyen en el mismo sentido.
- b) Contra flujo: los fluidos entran por los extremos opuestos y también fluyen en sentidos opuestos.

En un intercambiador de calor en flujo paralelo la temperatura de salida del fluido frío nunca puede ser superior a la temperatura de salida del fluido caliente. En un intercambiador de calor en contra flujo la temperatura de salida del fluido frío puede ser superior a la temperatura de salida del fluido caliente.

El caso límite ocurre cuando la temperatura de salida del fluido frío es igual a la temperatura de entrada del fluido caliente. La temperatura de salida del fluido frío nunca puede ser superior a la temperatura de entrada del fluido caliente.

Compactos: son intercambiadores de calor multitubulares y están diseñados para alcanzar una gran área superficial de transferencia de calor por unidad de volumen.

La razón entre el área superficial de transferencia de calor y su volumen se denomina densidad de área:

- a) Flujo cruzado mezclado: uno de los fluidos fluye libremente en dirección ortogonal al otro sin restricciones.

² PITTS, D., 1979. Transferencia de Calor. pp. 314-325

- b) Flujo cruzado no mezclado: se disponen las placas para guiar el flujo de uno de los fluidos en dirección ortogonal al otro sin que se mezclen.

4.4.5 Presión interna

Presión operación: La presión que se requiere en el proceso del que forma parte el recipiente, a la cual trabaja normalmente éste.

Presión de diseño: La presión que se emplea para diseñar el recipiente. Se recomienda diseñar un recipiente con sus componentes para una presión mayor que la de operación. Este requisito se satisface utilizando una presión de diseño de 30 lb/pulg² o 10% más que la presión de trabajo, la que sea mayor. También debe tomarse en consideración la presión del fluido y de cualquier otra sustancia contenida en el recipiente.”³

³ MEGYESY, E. 2002. Manual de Recipientes a Presión: Diseño y Cálculo. pp. 248

5. Metodología

El universo de esta investigación está compuesto por:

- El proceso de biodegradación de hidrocarburos por la acción de consorcios microbianos.
- Los consorcios bacterianos objetos de estudio.
- El sustrato limitante, en este caso, el diésel, que es la sustancia contaminante objeto de estudio.
- Los modelos cinéticos que se describen y se ajustan al proceso de biodegradación.

5.1 Determinación del comportamiento cinético del consorcio microbiano durante su crecimiento utilizando diésel

En etapas anteriores a esta investigación fueron aislados, obtenidos y conformados tres consorcios bacterianos provenientes de tres emplazamientos contaminados por hidrocarburos. Estos consorcios han sido caracterizados conforme su composición bacteriana y adaptados al consumo de diésel como única fuente de energía y carbono.

Los tres consorcios bacterianos se identificaron como Consorcio A, Consorcio B y Consorcio C, todos ellos adaptados al consumo de diésel como única fuente de carbono y energía, capaces de degradar a este hidrocarburo. Así mismo se ha realizado la caracterización de las comunidades bacterianas que integran estos consorcios obtenidos, la cual se presenta en el Anexo IX.

Todas las actividades realizadas, Determinación de Biomasa y Concentración final de sustrato, se realizaron en los laboratorios de Ingeniería del Departamento de Investigación y Desarrollo de la Empresa ARS Construcciones, Energía y Medio Ambiente.

5.1.1 Determinación de la concentración de biomasa

Para la determinación del comportamiento cinético del consorcio microbiano durante su crecimiento en sustrato diésel como única fuente de energía y carbono, fue necesario la determinación de la concentración de biomasa con respecto al tiempo. Esta

actividad se realizó en los Laboratorios de Ingeniería del Departamento de Investigación y Desarrollo de la Empresa ARS Construcciones, Energía y Medio Ambiente, midiendo la densidad óptica (DO) y solidos volátiles (SV) del cultivo mediante espectrofotometría a 600 nm, eliminando la turbidez correspondiente al medio de cultivo sin inóculo con la realización de blancos en un espectrofotómetro Modelo Pharma Spec 1700. Los datos obtenidos para la densidad óptica y la concentración de solidos volátiles se presentan en la Tabla con cuyos valores se construyó la curva de calibración.

Tabla 5.1:

Relación entre DO y SV para la determinación de la concentración de biomasa, gcelulas / L

Relación entre DO y SV	
DO	SV(g/l)
0	0
1.55	798
2.45	1485
3.15	1825
3.7	2125
4.15	2550
4.95	3125

5.1.2 Determinación de la concentración de hidrocarburos

La medida de la concentración de hidrocarburos totales del petróleo (TPH), en el presente caso la fracción de diésel ha sido, el parámetro analítico utilizado en estos experimentos para establecer la capacidad de degradación de hidrocarburos por los microorganismos presentes en el consorcio.

El Personal de los Laboratorios de Ingeniería del Departamento de Investigación y Desarrollo de la Empresa ARS Construcciones, Energía y Medio Ambiente, realizó la respectiva toma de muestras y observando la cadena de custodia, se envió a los Laboratorios de Pace Analytical Services, New Orleans en Estados Unidos de Norteamérica, en donde se realizó la determinación de la concentración de TPH, mediante cromatografía gaseosa en un cromatógrafo de gases Trace GC Ultra (Thermo Fisher Scientific).

5.2 Modelos cinéticos que describen el proceso de degradación de hidrocarburos en suspensión acuosa

Para el desarrollo y definición de los modelos cinéticos que describen los procesos de degradación in vitro de hidrocarburos por la acción del consorcio microbiano, se asumieron las siguientes consideraciones:

- El sistema estudiado, se modela como un fermentador continuo de tanque agitado de mezcla perfecta.
- Este sistema se alimenta inicialmente con un medio de cultivo específico y una concentración determinada de sustrato limitante (C_0).
- Se agrega el inóculo inicial en el reactor de mezcla perfecta, el cual se distribuye homogéneamente, alcanzando una concentración inicial de X_0 .
- En seguida, se inicia una reacción bioquímica al entrar en contacto el consorcio bacteriano (inóculo inicial) con el sustrato limitante (diésel). Una vez iniciada la reacción, las concentraciones de biomasa y de sustrato cambian con el tiempo hasta la situación final.
- Las variaciones en las concentraciones de sustrato, $C(t)$, y de biomasa, $X(t)$, se producen por la ocurrencia de los distintos procesos microbiológicos que ocurren tales como crecimiento y muerte celular, consumo de sustrato para diferentes fines (crecimiento celular, mantenimiento celular y formación de productos) y metabolismo endógeno.

Se propuso un modelo matemático para la descripción del comportamiento cinético del proceso de biodegradación de los hidrocarburos que es el modelo de Monod.

Para la obtención y selección del modelo cinético propiamente dicho, se formularon los balances de masa para la biomasa formada, compuesta por los microorganismos del consorcio bacteriano y el balance de masa del consumo de sustrato, empleando las ecuaciones de diseño propuestas por Lawrence y McCarty (1970), aplicándosela al modelo propuesto:

5.2.1 Balance de biomasa

$$\frac{dX}{dt} = \mu X - K_d X \quad (5.1)$$

5.2.2 Balance de sustrato

$$-\left(\frac{dX}{dt}\right) = \mu X \left(\frac{1}{Y_{x/s}}\right) + q_p X \left(\frac{1}{Y_{p/s}}\right) + m_s X \quad (5.2)$$

Donde:

- X es la concentración de biomasa (g células /L);
- C es la concentración de diésel (g TPH /L);
- K_d , es la constante cinética de muerte celular (1/h);
- q_p es la constante cinética de formación de producto (1/h);
- m_s es la constante cinética de mantenimiento celular (g TPH /g células h); $Y_{x/s}$ es el rendimiento en masa celular de sustrato (g células/ g TPH);
- $Y_{p/s}$ es el rendimiento en producto de un sustrato (g producto / g TPH);
- μ es la constante cinética de crecimiento (1/h).

Siendo Monod:

$$\mu = \mu_{max} \frac{C}{K_s + C} \quad (5.3)$$

Donde:

- μ_{max} es la velocidad máxima de crecimiento (1/h)
- K_s es la constante de semisaturación (g TPH/L)
- C es la concentración de sustrato (g TPH/L)

5.2.3 Ajuste del modelo cinético en Berkeley Madonna

Para la estimación de los parámetros cinéticos del modelo previamente seleccionados se empleó el método de ajuste de curva no lineal usando el método de Runge Kutta.

Con base a esto, se desarrollaron los modelos mediante el programa informático Berkeley Madonna ya que ha demostrado ser una herramienta útil para el desarrollo de ecuaciones diferenciales y algoritmos como el Runge Kutta.

En el Anexo III, se presentan detalladamente los scripts para el modelo.

5.3 Eficiencia de degradación de hidrocarburos en suspensión acuosa por el consorcio microbiano aplicado

La eficiencia de biodegradación de hidrocarburos en suspensión acuosa por el consorcio microbiano aplicado se expresa en porcentaje y se calculó por medio de la siguiente ecuación:

$$Eficiencia (\%) = \frac{CTPH_0 - CTPH_f}{CTPH_0} * 100 \quad (5.4)$$

Donde:

- $CTPH_0$: es la concentración de los hidrocarburos totales al inicio del ensayo.
- $CTPH_f$: es la concentración de hidrocarburos totales al establecerse el estado estacionario del proceso de biodegradación

5.4 Diseño cinético

El enriquecimiento del inóculo se da en el reactor cuando al inóculo inicial (0,3 m³) se le adicionan 4 m³ de agua de red. De acuerdo con (Alvárez, 2020) el tiempo en el que el consorcio alcanza la fase exponencial es de 7 días aproximadamente, considerando un proceso aerobio y agitación continua.

Los nutrientes Nitrógeno (N) y Fosforo (P) se añadirán, a razón de 1 g/L de agua de regadío. Siendo que estos se disuelven en un volumen de 4 m³ de agua

5.4.1 Cálculo del volumen de la cámara de cultivo

Deseando una producción de 107.5 L de cultivo con un factor de corrección de 0.15 en relación con el volumen de la caída cónica en la base del biorreactor.

5.4.2 Cálculo de la altura de la cámara de cultivo

Tomando un diámetro interno del recipiente de 0.5m, utilizándola fórmula del volumen de un cilindro circular recto tenemos:

$$V = \pi/4 * d^2 \cdot h$$

$$h = 4V/\pi d^2 \quad (5.5)$$

5.4.3 Cálculo del volumen de la camisa

Para el cálculo de este volumen tomamos la fórmula de un cilindro hueco, considerando por recomendación técnica un espacio anular de 7.5cm a cada lado de la cámara de cultivo, y considerando una altura de 65cm.

5.4.4 Cálculo del volumen real de la camisa

Se determina por la diferencia de volúmenes.

$$V_{rc} = V_t - V_c \quad (5.6)$$

5.5 Diseño hidráulico

5.5.1 Cálculo de la potencia del agitador

Las variables que influyen en la potencia consumida por el agitador son:

- Dimensiones principales del tanque y del rodete: Diámetro del tanque (d), diámetro del rodete (Dr), altura del líquido (h), distancia del fondo del tanque hasta el rodete (hf-r), y dimensiones de las paletas.
- Viscosidad (m) y densidad (r) del fluido.
- Velocidad de giro del agitador (N).

Estas variables se calculan a través de números adimensionales, relacionando por medio de gráficos, estas son: el número de Reynolds y el Número de Potencia y dependerán de geometría del agitador y de si el diseño cuenta o no de placas deflectoras.

Cálculo del Número de Reynolds

Mediante la tabla 6.1 se obtiene la densidad promedio del caldo de cultivo: $\delta = 1.984 \times 10^3$ kg/m³; de los datos obtenidos del estudio cinético, y con la viscosidad de: $\mu = 5 \times 10^{-2}$ Kg/m*s. Por lo tanto:

$$N_{Re} = \frac{D_r^2 N \delta}{\mu} \quad (5.7)$$

Donde:

N_{Re} = Numero de Reynolds.

D_r = Diámetro del rodete (m) N =

velocidad de rotación (rev/s) δ =

densidad del fluido (kg/m³) μ

= viscosidad (kg/m s)

Para un $N_{Re} > 10$ y $N_{Re} > 10000$ el fluido se considerará laminar o turbulento.

Cálculo del Número de Potencia

Con este antecedente se puede recurrir a tablas (una de ellas descrita en el Anexo V) que relacionan el Número de Reynolds con el Numero de potencia en función de la forma de la paleta del agitador a usar.

$$N_p = \frac{P}{\rho * N^3 * D_r^5} \quad (5.8)$$

5.6 Diseño térmico

5.6.1 Calculo del coeficiente total de transferencia de calor

Las correlaciones para el coeficiente de transferencia de calor para soluciones agitadas en el interior de un recipiente y las paredes de la chaqueta tienen la siguiente forma:

$$\frac{UD}{k} = a * (N_{Re})^b (N_{Pr})^{\frac{1}{3}} \left(\frac{\mu}{\mu_w} \right)^m \quad (5.9)$$

Donde:

U: Coeficiente de transferencia de calor

D: Diámetro interno del tanque (m) μ_w : Viscosidad del fluido a la temperatura de la pared.

Las constantes a, b y m son determinadas de acuerdo al tipo de paleta siendo esta de tipo ancha y al tratarse de un agitador sin deflectores tenemos:

a= 0,54 b= 2/3 m=0,14

El número de Prandtl es:

$$N_{Pr} = \frac{c_p \cdot \mu}{k} \quad (5.10)$$

La conductividad térmica del acero inoxidable es $k=50.2 \text{ J/m s K}$

5.6.2 Cálculo para determinar el calor necesario para calentar el sustrato

$$q_s = m_s \cdot c_{ps} \cdot (T_s - T_a) \quad (5.11)$$

5.7 Diseño mecánico

- Longitud del eje (L)

Es la altura del fermentador (h) menos la distancia entre el fondo del fermentador y el rodete (h_f).

- Largo de la paleta L_p

Se considera $\frac{1}{4}$ de la longitud del brazo

- Alto de la paleta h_p

Se mide $\frac{1}{5}$ de la longitud del brazo.

5.8 Diseño constructivo

El tanque interno se lo fabricará en plancha de acero inoxidable de 4mm con tapas abombadas tanto la superior como la inferior, cuyas medidas serán 800mm de alto (cámara de cultivo + tapa + base) x 500mm de diámetro; la tapa superior irá desmontable con seis pernos de ajuste rebatibles y con empaquetaduras de sellado mediante un oring de caucho de 1/4" de diámetro.

La misma tapa está provista de un eje inoxidable de 1" para agitador múltiple con cinco hileras de aspas desmontables, cada una en la parte superior de entrada del eje tiene un sello mecánico y rodamientos de fijación. Además, hay anillo por medio del cual se burbujea oxígeno en la parte inferior del tanque.

El recipiente interno tiene sobrepuesto otro tanque externo cuyas medidas son 650mm de diámetro x 650 mm de altura en la plancha de 4mm de espesor en acero inoxidable #304 adherido mediante soldadura. Todo este sistema tiene entradas y salidas de agua en tubería inoxidable de 1/2", y drenajes respectivos, además un nivel de agua para el tanque externo, y se sujeta todo el conjunto sobre cuatro ángulos base de 2 1/2" * 1/4".

Todo este sistema tiene un revestimiento térmico (lana de vidrio), forrado en acero inoxidable mate de 1mm de espesor.

6. Análisis y discusión de resultados

A continuación, se presentan los resultados obtenidos, al realizar las distintas pruebas y ensayos en el laboratorio. En las cuales se ha estudiado la biodegradación de diésel en suspensión acuosa, de manera que, a través de un análisis exhaustivo, se puedan comprender ampliamente el alcance de dichos experimentos. Los algoritmos de solución de los modelos matemáticos propuestos y los programas empleados para establecer los modelos cinéticos del proceso de biodegradación se presentan en la sección de Anexos.

6.1 Ajuste de modelos cinéticos microbiano de cada consorcio bacteriano adaptado al consumo de diesel.

6.1.1 Composición microbiana de consorcios A, B y C por especies

Tabla 6.1:
Composición de los consorcios A, B y C

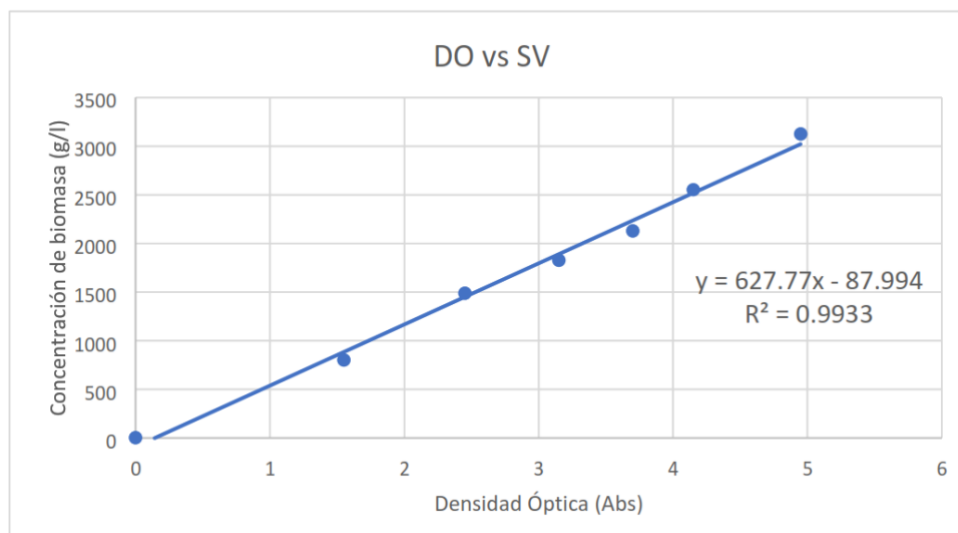
Consorcio A	Consorcio B	Consorcio C
Achromobacter xylooxidans	Pseudomonas fluorescens	Achromobacter xylooxidans
Burkholderia cepacia	Micrococcus spp	Aeromonas sobria
Ochrobactrum anthropi	Stenotrophomonas maltophilia	Ochrobactrum anthropi
Pseudomonas fluorescens	Sphingobacterium multivorum	Rhizobium radiobacter
Sphingomonas paucimobilis	Sphingobacterium spp	Staphylococcus lentus
Staphylococcus lentus	Staphylococcus lentus	-
Stenotrophomonas maltophilia	Staphylococcus sciuri	-

6.1.2 Determinación de la concentración de biomasa.

Como resultado obtenido de las mediciones de la Densidad Óptica y Sólidos Volátiles realizados, se estableció la curva de calibración con los datos obtenidos de la Tabla 6.1. Esto se realizó usando el Software Excel, basado en la Regresión lineal, dando como resultado una recta, con estos dos valores y generando una ecuación de primer orden que relaciona DO y SV, como se refleja en la Figura 6.1. para determinar la concentración de biomasa de los microorganismos para cada tiempo de medición.

Figura 6.2:

Curva de calibración Do vs S 1

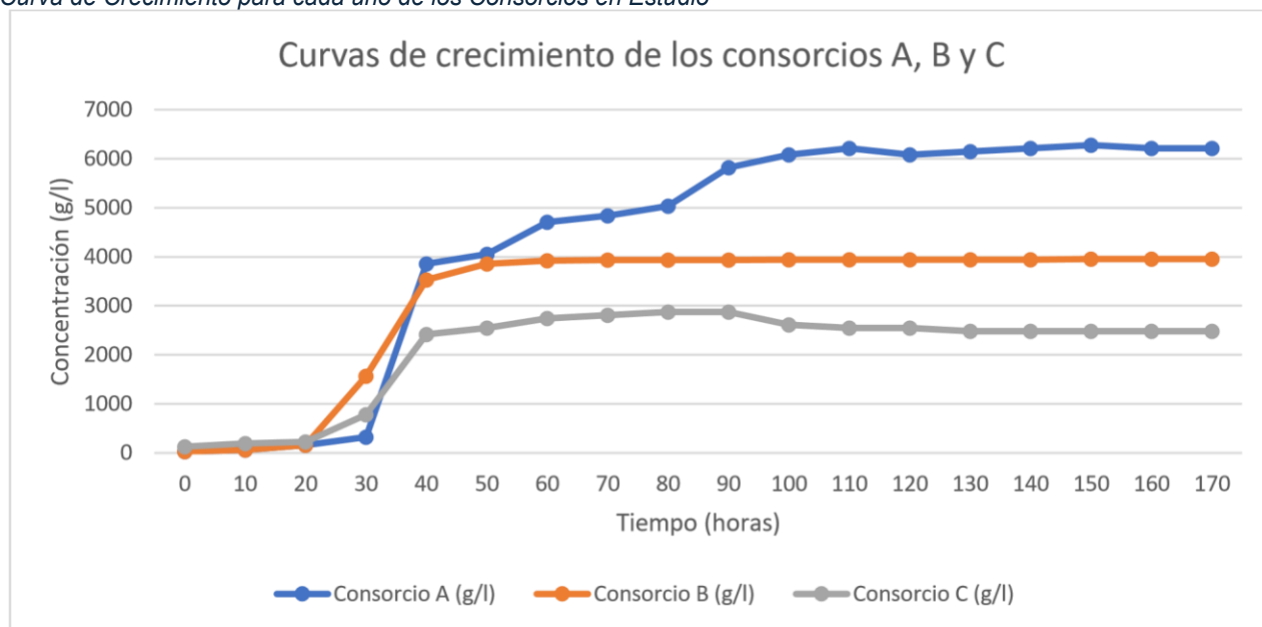


En la gráfica de la Figura 6.1 se muestra la ecuación de la recta, con un coeficiente de determinación del 0.993, el cual significa que el modelo se ajusta un 99.3%, y los datos presentes están estadísticamente cerca de la línea de regresión ajustada.

En la I Figura 6.2, se muestra la curva del comportamiento del crecimiento de los consorcios microbianos: A, B y C, donde se puede observar que la fase de crecimiento exponencial comienza a perfilarse a las 20 horas de iniciado el experimento y termina aproximadamente a las 40 horas para los tres consorcios. Esto sugiere que debe efectuarse un proceso de re-inoculación, al finalizar esta fase. De igual manera los resultados muestran que el consorcio A alcanza su fase estacionaria hasta 140 horas en

cambio el consorcio B lo alcanza hasta las 60 horas, y el consorcio C hasta las 100 horas de experimentación, siendo estos dos los que menos microorganismos crecen. En el Anexo II, se muestra la tabla de las concentraciones de biomasa para cada uno de los consorcios en estudio.

Figura 6.3:
Curva de Crecimiento para cada uno de los Consorcios en Estudio



6.1.3 Medida de la Concentración de TPH (Hidrocarburos Totales de Petróleo)

La evolución de la biodegradación de diésel se determinó mediante medidas de la concentración de los TPH presentes en el medio de cultivo en distintos momentos del experimento. Para cuantificar los TPH presentes en las muestras se realizó una recta de calibrado a distintas concentraciones de diésel en n-hexano, de tal manera que por interpolación de las áreas cromatográficas fue posible conocer la concentración real de las muestras analizadas.

6.2 Influencia del tipo de consorcio, la concentración del sustrato y la temperatura en el proceso de biodegradación de hidrocarburos in vitro

A continuación, se presenta la influencia de tipo de consorcio, la concentración del sustrato y la temperatura en el proceso de biodegradación de hidrocarburos in vitro.

6.2.1 Influencia del tipo de consorcio

De tres emplazamientos distintos de suelos contaminados, se obtuvieron las técnicas de aislamiento, siembra, identificación, selección, antagonismo y estabilización, tres consorcios nombrados como A, B y C.

El análisis de composición microbiano de cada consorcio estableció que, una de las especies identificadas (*Staphylococcus lentus*) apareció en todos los consorcios analizados y dos especies se repitieron para los consorcios A y B (*Stenotrophomonas maltophilia* y *Pseudomonas fluorescens*). Encontrar estas especies en los consorcios no resulta extraño debido a su frecuente presencia en los suelos y, sobre todo, en aquellos que presentan algún tipo de contaminación. Es de destacar que más del 75% de las bacterias identificadas son Gram Negativas, que parecen encontrarse más adaptadas a los hidrocarburos como fuente de carbono.

Por otro lado, el género *Pseudomonas* (presente en los consorcios A y B) es conocido por su alto potencial de degradación de hidrocarburos y el resto de bacterias identificadas en los consorcios, entre las más comunes cabe destacar *Burkholderia cepacia* y *Sphingomonas paucimobilis* (presente en el consorcio A). también con alto potencial de degradación de hidrocarburos.

Las bacterias del género *Pseudomonas* poseen la habilidad de utilizar diversos sustratos, incluyendo aquellos creados por petróleo. La *Pseudomonas Fluorescens* es degradadora de naftaleno y fenantreno, ventaja que tiene frente a las otras especies, estas son los microorganismos más aislados en la fase de degradación de los hidrocarburos totales de petróleo.

Estas son consideradas como el componente ideal de los consorcios de degradación de los hidrocarburos debido a que descomponen estos a compuestos más

sencillo debido a la producción de compuestos piocianina y ramnolipidos que ayudan a aislar el petróleo y lo hacen más sencillo de eliminar, pero estas no se reproducen a temperatura mayores de 35 °C.

Las especies del consorcio A pertenecen al mismo género, las Gram Negativas, es decir, son microorganismos que suelen acoplarse en cualquier tipo de medio ambiente bacteriano a temperaturas mesófilas (25-37 °C). Otra característica de ellas, es que al pertenecer al mismo grupo de especies tienen un gran poder de adaptación entre sí y esto ayuda a metabolizar contaminantes de bajo y alto peso molecular. Esta característica se le atribuye a la formación de biopelículas, ya que estas permiten a las células vivir en estrecha asociación unas con otras, es decir, ayuda a aumentar la supervivencia de los microorganismos retrasando la penetración de moléculas tóxicas.

También este tipo de bacterias crean una membrana externa que les permite impermeabilizar a la célula, intercambiar sustancias con el medio y producir proteínas específicas y surfactantes para degradar hidrocarburos. Su diversidad nutricional y por lo tanto su dotación enzimática, hace de estas bacterias un grupo importante ecológicamente, dado que son probablemente responsables de la degradación aeróbica de muchos compuestos en los diferentes ecosistemas, algunos de ellos tóxicos para otros organismos acompañantes.

La *Pseudomonas* juega un papel importante dentro del consorcio A, ya que se utiliza potencialmente en la biorremediación de áreas contaminadas por altas concentraciones de hidrocarburos totales de petróleo; esta característica es un criterio vital para el éxito de la biorremediación de ambientes altamente contaminados.

En cambio, con el consorcio B, contienen dos grupos de familias, las gram negativas y gram positivas, donde estas comparten distintas características haciendo disminuir la concentración de los microorganismos de gran potencial de degradación.

Con respecto al consorcio C, contiene microorganismos del consorcio A, pero no a su principal bacteria (*Pseudomonas*) degradadora, lo que hace disminuir el crecimiento y las condiciones de adaptación y supervivencia en el sustrato.

Las características y propiedades de las distintas especies que integran cada uno de los consorcios estudiados, explican su comportamiento en las condiciones de concentración del sustrato y la temperatura en que ocurrió el proceso de biodegradación de hidrocarburos. En el periodo de estudio para el crecimiento de microorganismos, los consorcios B y C no hubo crecimiento a las distintas condiciones, es decir, los microorganismos de estos consorcios no lograron adaptarse al consumo de diésel como única fuente de energía y carbono.

6.2.2 Influencia de la temperatura

La temperatura es uno de los parámetros más importantes que condicionan el crecimiento y la supervivencia de los microorganismos. Como se sabe, cada microorganismo tiene una temperatura mínima, óptima y máxima de crecimiento. A la temperatura óptima se alcanza la mayor velocidad de crecimiento de un microorganismo. Cuanto más distante de esa temperatura óptima sea la temperatura de almacenamiento menor será la velocidad de crecimiento y por lo tanto más lentamente se multiplicará ese microorganismo.

Se llevaron a cabo las corridas de experimentos de biodegradación in vitro con cada tipo de consorcio y con concentraciones de sustrato inicial de 0.5, 1 y 3% (v/v) tomando en cuenta la influencia de la temperatura: 25, 30 y 35 °C, en la cual se observó que a 25°C no crecieron los microorganismos y a 35°C los microorganismos mueren.

La ausencia de crecimiento microbiano a estas dos temperaturas (25 y 35 °C), se explica con la existencia de condiciones no favorables que limitan el proceso de crecimiento debido a la destrucción térmica de las proteínas o simplemente porque las bacterias requieren otros tipos de factores de crecimiento a altas y bajas temperaturas. Teniendo esto en cuenta, la presente investigación hace referencia a los resultados obtenidos a una temperatura de 30°C.

6.2.3 Influencia de la concentración de sustrato

Se trabajó con las concentraciones del 0.5, 1 y 3% (v/v) de diésel, pero a una concentración inicial de sustrato del 0.5% (v/v) y a una temperatura de 30°C los microorganismos inhiben su crecimiento, por ende, no se lograron registros de crecimiento en estas condiciones.

En cambio, a una temperatura a 30°C y con concentraciones iniciales de 1 y 3% (v/v) de sustrato, se obtuvieron las concentraciones de biomasa e hidrocarburos a tiempos espaciados donde se puede observar que el crecimiento de los microorganismos aumenta mientras que la concentración de diésel disminuye. A una concentración inicial del 1% (v/v) de diésel, el experimento se llevó hasta las 200 horas de tratamiento y con una concentración inicial del 3% (v/v) de diésel, el experimento se llevó a cabo hasta 250 horas, esto debido a la eficiencia del consorcio utilizado.

Como se puede observar en la Figura 6.3, el crecimiento de microorganismos permaneció constante desde un tiempo de experimentación de 80 horas, es decir, los microorganismos no se reproducen, esto debido al agotamiento de los nutrientes disponibles o del efecto de acumulación de productos tóxicos en su metabolismo. De igual manera sucede en el segundo experimento a una concentración del 3% (v/v) de diésel, Figura 6.4 que, desde un tiempo de 90 horas, la concentración de biomasa permanece en la fase estacionaria.

Figura 6.4:

Valores experimentales de la concentración de biomasa e hidrocarburos con el tiempo a una concentración inicial del 1% (v/v) de diésel.

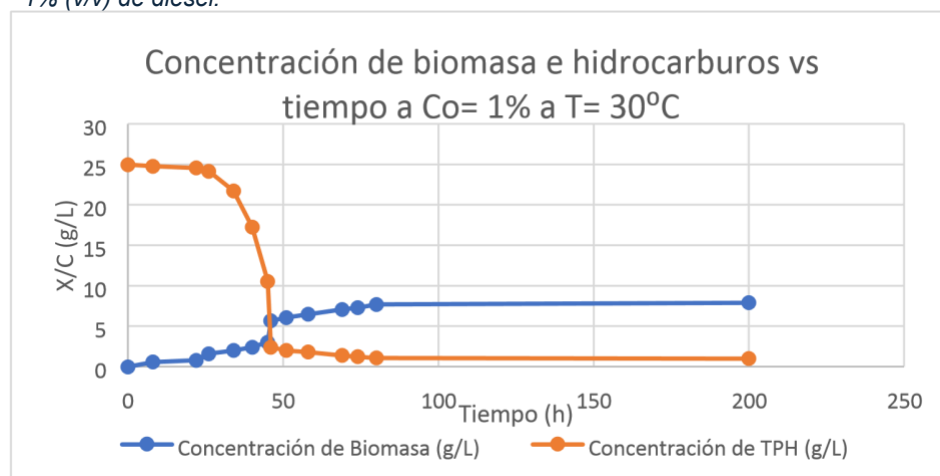
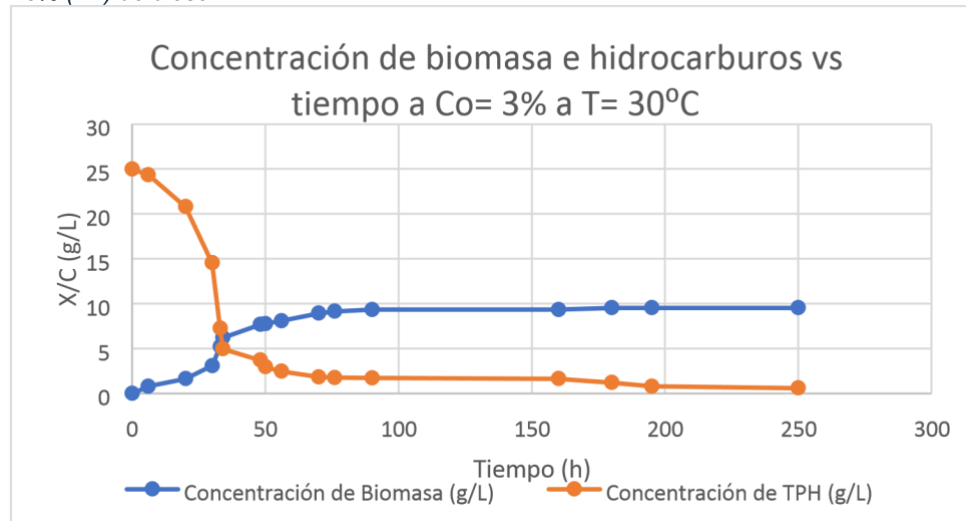


Figura 6.5:

Valores experimentales de la concentración de biomasa e hidrocarburos con el tiempo a una concentración inicial del 3% (v/v) de diésel.



Inicialmente las mediciones de la concentración de biomasa e hidrocarburos, se realizaron a intervalos de tiempo de diferentes magnitudes, no obstante, al sustituir los datos experimentales en los modelos ajustados, se obtenían comportamientos anómalos, por lo que se realizaron nuevas mediciones de las concentraciones de biomasa e hidrocarburos, a intervalos de tiempos iguales, (con un intervalo de 5 horas) para obtener modelos cinéticos que puedan describir los comportamientos cinéticos del proceso de biodegradación de hidrocarburos usando consorcios nativos in vitro.

En las Figuras 6.6 y 6.7, se presentan los resultados de las nuevas mediciones, en los que se observa que la concentración de biomasa teniendo al diésel como única fuente de energía y carbono, aumenta mientras que la concentración de diésel disminuye con el tiempo, mostrándose que a una concentración inicial de sustrato del 1% (v/v) de diésel (Figura 6.6), la mayor reducción correspondió al intervalo de tiempo de 30 a 50 horas.

Por otro lado, para una concentración inicial de sustrato del 3% (v/v) de diésel, su mayor reducción correspondió con la fase exponencial del crecimiento bacteriano (Figura 6.7) hasta un tiempo de 50 horas. Este rápido consumo de diésel por el consorcio utilizado podría estar relacionado con la fase de aclimatación observada en ambos experimentos realizados.

Figura 6.5:

Valores experimentales de la concentración de biomasa e hidrocarburos con el tiempo a una concentración inicial del 3% (v/v) de diésel.

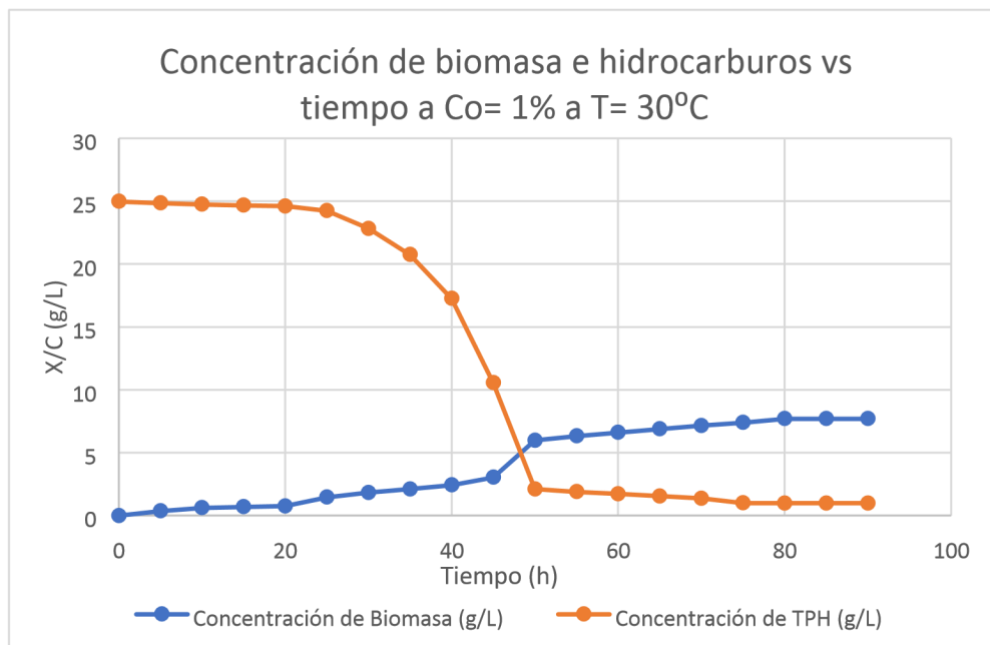
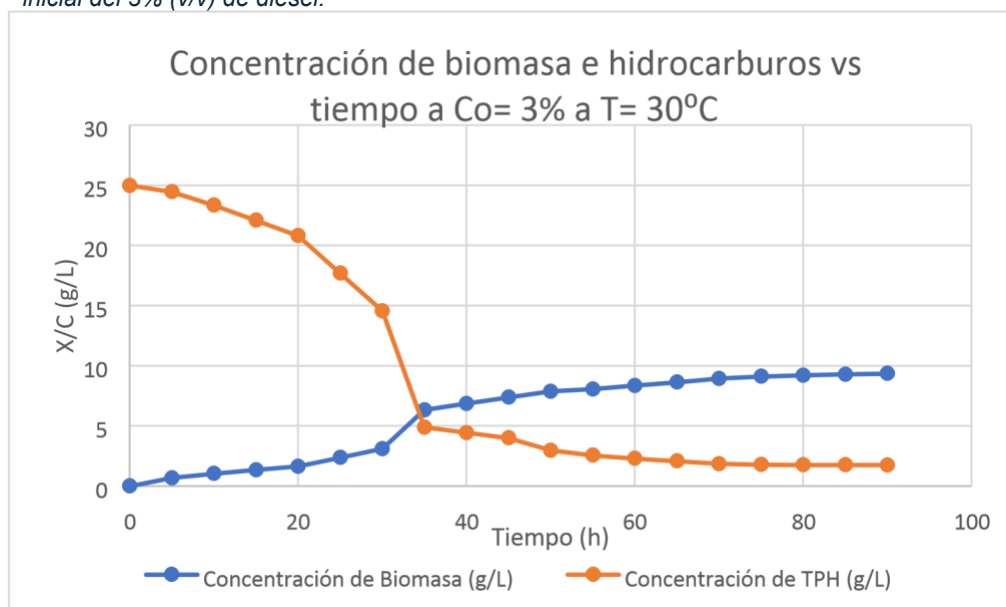


Figura 6.7:

Valores experimentales corregidos de la concentración de biomasa e hidrocarburos con el tiempo a una concentración inicial del 3% (v/v) de diésel.



En cualquiera de los experimentos realizados ($C_o=1$ y 3% v/v) puede observarse que después de 50 horas de tratamiento, se produjo una cantidad pequeña de disminución de la concentración de diésel, este tiempo de experimentación corresponde

con la fase estacionaria, etapa en la que el sustrato es consumido solo para mantenimiento celular, dejando una concentración residual (I_0) en el medio.

Algunos autores han propuesto modificaciones del modelo de Monod en donde el valor residual se le resta al valor de la concentración de sustrato (Giraldo-Gómez, E; Goodwin, S; Switzenbeum, M, 1992) de acuerdo con:

$$\mu = \mu_{max} \frac{C - I_0}{K_s + C - I_0} \quad (6.1)$$

Esto implica que el crecimiento es nulo cuando la concentración de sustrato equivale a I_0 y máximo cuando la concentración de sustrato es elevada. Para valores intermedios de concentración este modelo permite respetar el modelo de Monod. En esta investigación se ha observado la aparición de una concentración residual de diésel degradado, por lo que en las ecuaciones del modelo planteado se ha tenido en cuenta este parámetro.

6.3 Modelo cinético que describe el proceso de biodegradación de hidrocarburos en suspensión acuosa

Con el fin de seleccionar y obtener un modelo cinético, se evaluó la cinética de crecimiento en tres modelos propuesto. Como se comentó en el acápite 7.2, los datos utilizados en este punto fueron los que se obtuvieron a intervalos de tiempos igual (cada 5 horas) para obtener un comportamiento que pueda ser descrito por los modelos propuestos.

Se consideró como hipótesis de cálculo que toda la reacción transcurre durante la fase de crecimiento exponencial, es decir, que en la ecuación 6.1, el parámetro cinético K_d (muerte celular) se considera existente pero insignificante frente al crecimiento. A su vez, la ecuación 6.2 se pueden despreciar los dos últimos términos, asumiendo que el consumo de sustrato se debe principalmente al crecimiento bacteriano.

Por lo tanto, las ecuaciones 6.1 y 6.2, quedaron de la siguiente manera:

$$\frac{dX}{dt} = \mu X \quad (6.2)$$

$$\frac{dC}{dt} = \frac{\mu X}{Y_{x/s}} \quad \dots(6.3)$$

Introduciendo a la ecuación de los balances la constante cinética y sustituyendo las diferenciales por incrementos finitos se puede despegar las concentraciones de biomasa y sustrato teóricos en cada instante (t) para el modelo de Monod:

$$X_{ti} = X_{ti-1} + \left[\frac{\mu_{max}(C_{ti-1}-I_0)}{K_s + (C_{ti-1}-I_0)} * X_{ti-1} \right] * (t_{ti} - t_{i-1}) \quad (6.4)$$

$$C_{ti} = C_{ti-1} + \left[-\frac{\mu_{max}(C_{ti-1}-I_0)}{K_s + (C_{ti-1}-I_0)} * X_{ti-1} \left(\frac{1}{Y_x} \right) \right] * (t_{ti} - t_{i-1}) \quad (6.5)$$

Se utilizó el programa de Berkeley Madonna con el método Runge-Kutta 4 (cabe señalar que este método son aproximación de soluciones de ecuaciones diferenciales ordinarias) para encontrar los parámetros cinéticos. En la Tabla 6.3 se puede observar los valores de los parámetros cinéticos una concentración inicial de sustrato del 1 y 3% (v/v) de diésel y en la Figura 6.8, se obtienen las curvas teóricas y experimentales de la concentración de biomasa y sustrato a una concentración inicial del 1% (v/v) de diésel. De igual forma en la Figura 7.8 se encuentran las curvas teóricas y experimentales a una concentración inicial del 3% (v/v) de diésel.

Figura 6.8: Curvas teóricas y experimentales de concentración de hidrocarburos y biomasa para el modelo de Moser en Berkeley Madonna a una concentración inicial del 1% (v/v) de diésel a una temperatura de 30°C.

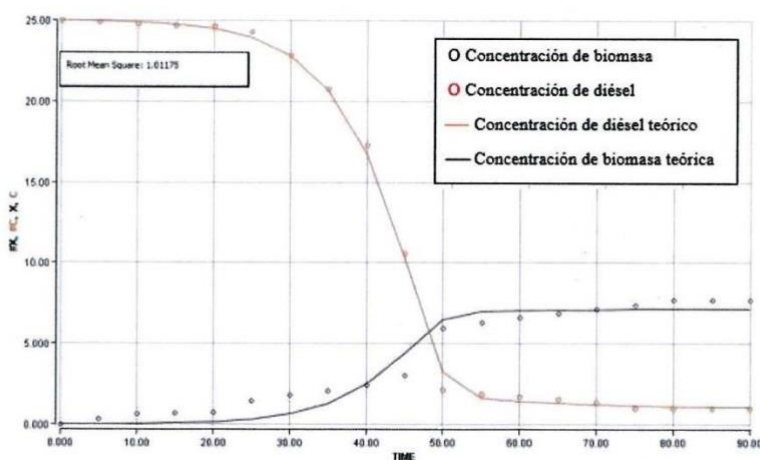
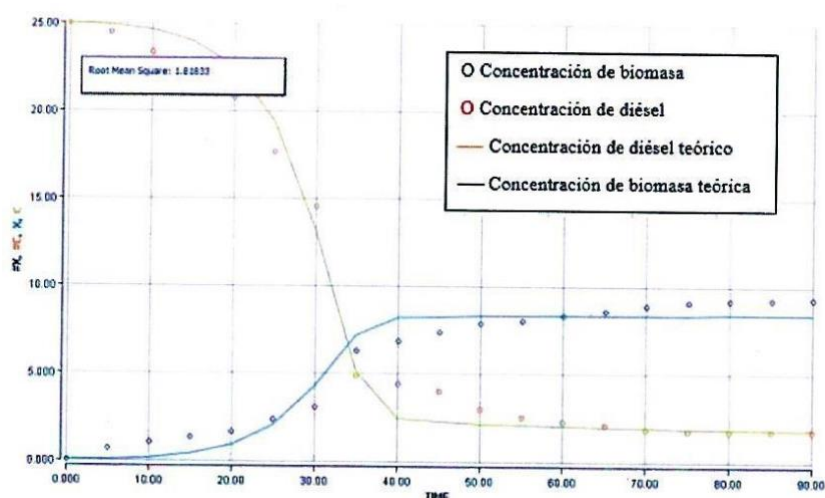


Figura 6.9: Curvas teóricas y experimentales de concentración de hidrocarburos y biomasa para el modelo de Monod en Berkeley Madonna a una concentración inicial del 3% (v/v) de diésel a una temperatura de 30°C.



En la siguiente Tabla 6.1 se reúnen los valores obtenidos del modelo de monod mediante el método de Runge Kutta 4. Estos datos se utilizan en las fórmulas para el diseño del reactor desarrolladas en el Anexo VI, donde se obtienen las dimensiones del equipo y de sus partes que se muestran en la Tabla 6.2.

Tabla 6.1: Método de Runge Kutta 4 para el modelo de Monod a concentraciones iniciales de 1 y 3% (v/v) de diésel a una temperatura de 30°C

Parámetros cinéticos	Co= 1%	Co= 3%
I_0 (gTPH/L)	0.2896	0.9999
K_s (gTPH/L)	8.6569	11.2349
μ_{max} (gTPH/L)	0.19	0.2539
$Y_{x/s}$ (gTPH/L)	0.2991	0.3627

6.3.1 Memoria de cálculos del diseño del biorreactor discontinuo para cultivo de consorcios bacterianos usados en biorremediación de suelos contaminados por hidrocarburos.

Se ha realizado el diseño de un reactor biológico discontinuo con mezcla perfecta para la producción de un consorcio bacteriano compuesto por *Achromobacter xylosoxidans*; *Burkholderia cepacia*; *Ochrobactrum anthropi*; *Pseudomonas fluorescens*; *Sphingomonas paucimobilis*; *Staphylococcus lentus*; *Stebnotrophomonas maltophilia*.

Este consorcio bacteriano en los estudios cinéticos previos presento una eficiencia de remoción del Diésel del 93 % lo que representa un aprovechamiento significativo del sustrato utilizado para el crecimiento de las bacterias, utilizando el Diésel como fuente única de carbono y energía.

Se parte inicialmente de 4 m³ de agua y 0.3 m³ de sustrato consistente en diésel con una concentración inicial de 25 g/L, después de 96 horas alcanza una concentración final de

1.75 g/L. El inóculo tiene una concentración inicial de 1 g/L.

Los parámetros cinéticos estimados para el Modelo Cinético son los siguientes: $U_{max}=0.2539$ g/L $K_s = 11.2349$ g/L, $Y_{x/s}= 0.36247$ g/L. Para el dimensionamiento del biorreactor se hace uso de la siguiente relación $H=1.25$ D.

La temperatura se mantiene en el rango de 25-30° C. Se utiliza un sistema de extracción de calor por medio de un serpentín y agua para enfriamiento.

Los componentes y sistemas que integran en su conjunto el Bioreactor, y que han sido diseñados son los siguientes:

- **Sistema de agitación y mezcla:** Proporciona una mezcla homogénea de los cultivos y los nutrientes, y mantiene un entorno uniforme en términos de temperatura, pH, y concentración de oxígeno. Este sistema suele incluir impulsores o agitadores mecánicos.
- **Sistema de control de temperatura:** Mantiene la temperatura óptima para el proceso biológico. Puede incluir chaquetas de calefacción/enfriamiento, serpentines o intercambiadores de calor.
- **Sistema de aireación:** Suministra oxígeno necesario para los procesos aeróbicos. Incluye esparcidores de aire o sistemas de inyección de gas.

- **Sistema de control de pH:** Mantiene el pH dentro del rango deseado mediante la adición controlada de ácidos o bases.
- **Sistema de alimentación y recolección:** Permite la introducción de medios de cultivo, nutrientes y otros insumos, así como la extracción de productos y subproductos.
- **Sistema de control y monitoreo:** Incluye sensores y dispositivos de control para monitorear parámetros críticos como la temperatura, el pH, la concentración de oxígeno y otras variables relevantes.
- **Sistema de espuma y control de antiespumante:** Evita la formación excesiva de espuma que puede interferir con la aireación y el mezclado.

El diseño de cada sistema de un biorreactor implica una serie de cálculos y consideraciones específicas, basado en información detallada sobre el proceso biológico y las condiciones operativas, obtenida en los estudios cinéticos previos y fundamentos teóricos y práctica del diseño de reactores biológicos.

6.4.- Determinación de las dimensiones y configuración geométrica del biorreactor.

Datos iniciales

Volumen total: 4 m³ de agua + 0.3 m³ de Diesel = 4.3 m³

Relación altura-diámetro (H=D): 1.25. Suponiendo un diseño cilíndrico, el diámetro (D) y la altura (H) del tanque se pueden calcular usando el volumen total y esta relación.

Resultados de los Cálculos de Dimensiones del Biorreactor

Programa de Dimensionamiento del Biorreactor

- Datos proporcionados

Volumen total = 4.3 m³ (4 m³ de agua + 0.3 m³ de Diesel)

Relación H/D = 1.25 Relación altura-diámetro

Cálculos para las dimensiones del biorreactor

Volumen de un cilindro: $V = \pi * D^2 / 4 * H$

Usando la relación H: D = 1.25, $H = 1.25 * D$

Reemplazar H en la ecuación del volumen y despejar para D

$$V = \pi * D^2 / 4 * 1.25 * D$$

$$V = \pi * D^3 / 5$$

$$D^3 = 5 * V / \pi$$

$$D_cubed = (5 * volumen\ total) / \text{math.pi}$$

$$D = D_cubed * (1/3) \text{ Diámetro del biorreactor}$$

Calculando la altura

$$H = relación\ H_D * D \text{ Altura del biorreactor}$$

Diámetro del Biorreactor (D): = 1.90 metros.

Altura del Biorreactor (H): = 2.37 metros.

Con estas dimensiones, el biorreactor tiene una forma cilíndrica adecuada para el volumen total de 4.3 m^3 , manteniendo la relación altura-diámetro de 1.25.

6.4.1. Diseño del Sistema de Agitación y Mezcla

Se necesita un agitador que pueda mantener homogénea la mezcla de agua, Diesel y consorcio bacteriano. Para el diseño del sistema de agitación, se consideró la siguiente información:

Datos iniciales

- Velocidad del Agitador (N): 100 rpm.
- Diámetro del Tanque (D): 1.9 m.
- Altura del Tanque (H): 2.38 m.

Ecuaciones y criterios de diseño

Diámetro del Rodete (D_r): Se calcula como un tercio del diámetro del tanque.
 $D_r = 1/3 * D$

Altura entre el Fondo del Fermentador y el Rodete (H_{f_r}): Se considera $1/3$ del diámetro del tanque.

$$H_{f_r} = 1/3 * D$$

Longitud del Eje (L): Es la altura del fermentador menos la distancia entre el fondo del fermentador y el rodete. $L = H - H_{f_r}$

Largo de la Paleta (L_p): Se considera $1/4$ de la longitud del brazo (diámetro del rodete).
 $L_p = 1/4 * D_r$

Alto de la Paleta (h_p): Se mide $1/5$ de la longitud del brazo (diámetro del rodete).
 $h_p = 1/5 * D_r$

Número de Paletas: 5 paletas. Dado que el sistema de agitación es para un biorreactor, y se ha considerado que se trata de una mezcla relativamente homogénea (por ser este un cultivo de células o microorganismos), cinco paletas resultan ser adecuadas.

6.4.2 Programa para el Diseño del Sistema de Agitación del Biorreactor Discontinuo de Mezclado Perfecto.

- Datos dados

$N = 100\text{rpm}$, velocidad del agitador

$D = 1.9\text{m}$, diámetro del tanque

$H = 2.38\text{m}$, altura del tanque

Cálculos

- Diámetro del rodete (D_r)

$$D_r = 1/3 * D$$

- Altura entre el fondo del fermentador y el rodete (H_{f_r})

$$H_{f_r} = 1/3 * D$$

- Longitud del eje (L)

$$L = H - H_{f_r}$$

- Largo de la paleta (L_p)

$$L_p = 1/4 * D_r$$

- Alto de la paleta (h_p)

$$h_p = 1/5 * D_r$$

Resultados

- Diámetro del Rodete (D_r): = 0.63 m
- Altura entre el Fondo del Fermentador y el Rodete ($H_{f/r}$): = 0.63 m
- Longitud del Eje (L): =1.75 m (aproximadamente)
- Largo de la Paleta (L_p): =0.16 m

- Alto de la Paleta (hp): = 0.13 m

6.4.3 Determinación de la Potencia Necesaria para el Sistema de Agitación y Mezcla.

Se calcula la potencia requerida (P) por el sistema de agitación, dimensiones del agitador y las características del impulsor en función de las propiedades del fluido (densidad y viscosidad del medio, que se asumirán basadas en una mezcla de agua y Diesel).

$$P = N_p \cdot \rho \cdot N^3 \cdot D^5,$$

Donde

- N_p es el número de potencia,
- ρ es la densidad del medio,
- N es la velocidad del agitador, y D es el diámetro del impulsor.

Para esto, se hacen las siguientes suposiciones sobre las propiedades del medio y el tipo de agitador utilizado.

Se asume que la densidad del medio es similar a la del agua (aproximadamente 1000 kg/m³) y se utiliza un agitador típico con un número de potencia (N_p) de alrededor de 5 (un valor común para agitadores en biorreactores). Además, asumiré una velocidad del agitador (N) de 100 rpm y un diámetro del impulsor (D_{imp}) que es aproximadamente 1/3 del diámetro del tanque.

6.4.4 Programa de Cálculo de la Potencia Necesaria para el Sistema de Agitación y Mezcla.

Suposiciones y datos adicionales para el sistema de agitación y mezcla

Densidad medio = 1000kg/m³, suponiendo similar a la del agua

N_p = 5 Número de potencia, valor típico para agitadores

N = 100 / 60 Velocidad del agitador en revoluciones por segundo (100 rpm)

$D_{imp} = D / 3$ Diámetro del impulsor, aproximadamente 1/3 del diámetro del tanque

- Cálculo de la potencia requerida para el sistema de agitación y mezcla

$$P = N_p * \rho * N^3 * D_{imp}^5$$

$$P = N_p * \text{densidad medio} * N^3 * D_{imp}^5$$

Potencia Requerida para el Agitador: = 2350 Watts.

Este cálculo asume una densidad del medio similar a la del agua y un agitador típico. La potencia calculada es suficiente para mantener una mezcla homogénea del medio en el biorreactor.

6.4.4 Diseño del sistema de control de temperatura

La temperatura se mantiene entre 25- 30° C. Dado que el proceso es exotérmico, se necesita un sistema de refrigeración.

Se utilizará un serpentín por el cual circula agua para extraer el calor. Los cálculos involucrarán el balance de calor y el dimensionamiento del serpentín.

Cálculo para el sistema de control de temperatura.

Datos iniciales

Balance de calor: $Q = m.C_p.\Delta T$, donde

Q es el calor a remover, m es la masa del medio,

C_p es el calor específico, y

ΔT es el cambio de temperatura.

Dado que el proceso debe mantenerse entre 25-30° C y se necesita un sistema de refrigeración para extraer el calor generado, se asume un cambio de temperatura (ΔT) de 10 grados Celsius como un valor de diseño seguro. Además, se usa el calor específico del agua (C_p) como referencia, que es aproximadamente 4.18 J/g°C.

6.4.4.1 Programa de cálculo para el sistema de control de temperatura

Datos para el sistema de control de temperatura

C_p agua = 4180 J/kg°C, calor específico del agua

$\Delta T = 10$ Cambio de temperatura en grados Celsius, valor de diseño masa medio = volumen total * densidad medio (Masa del medio en kg)

Cálculo del calor a remover

$Q = \text{masa medio} * C_p \text{ agua} * \Delta T$ Calor en Joules

Q Calor a remover en MJoules

Calor a Remover Q: = 180 MJ.

Este es el calor total que se debe remover para mantener la temperatura del proceso dentro del rango deseado, asumiendo un cambio de temperatura de 10°C.

6.4.5. Diseño del Sistema de Aireación

Se asumió una necesidad estándar de aireación para mantener el oxígeno disuelto necesario para el consorcio bacteriano.

Se cálculo la tasa de flujo de aire y el diseño del esparcidor de aire.

Para el sistema de aireación, se calcula la tasa de flujo de aire necesaria para mantener un nivel adecuado de oxígeno disuelto en el biorreactor. Se asume una tasa de aireación estándar para biorreactores. Una tasa común en la industria es de 0.5 a 1.0 vvm (volumen de aire por volumen de líquido por minuto). Esta tasa se ajusta según el tamaño del biorreactor y las necesidades del proceso.

Se calcula la tasa de flujo de aire para el biorreactor de 4.3 m³ utilizando una tasa de aireación de 0.5 vvm y 1.0 vvm como referencia. La tasa de flujo de aire se calcula

multiplicando el volumen del biorreactor por la tasa de aireación. Además, se convierte el resultado a litros por minuto (L/min) para una interpretación más práctica.

Resultados del Cálculo para el Sistema de Aireación

Tasas de aireación estándar vvm

bajo = 0.5 vvm (bajo) vvm alto

=1.0vvm(alto)

Cálculo de la tasa de flujo de aire tasa flujo aire bajo = volumen total * vvm

bajo * 1000 Convertido a L/min tasa flujo aire alto = volumen total * vvm alto

* 1000 Convertido a L/min

Tasa flujo aire bajo, tasa flujo aire alto

Tasa de Flujo de Aire (Baja Aireación): = 2150 L/min. Tasa

de Flujo de Aire (Alta Aireación): = 4300 L/min.

Estos cálculos proporcionan un rango de tasas de flujo de aire para el biorreactor de 4.3 m³, utilizando tasas de aireación estándar de 0.5 vvm y 1.0 vvm. La elección entre la tasa baja y alta dependerá de la demanda de oxígeno específica del consorcio bacteriano y de otros factores operativos, como la mezcla y la temperatura. En la práctica, la tasa de aireación puede ajustarse según los resultados de monitoreo del oxígeno disuelto y la respuesta del proceso.

6.5 Diseño del Sistema de Control de pH para el Biorreactor

Para diseñar un sistema de control de pH para el biorreactor, se ha considerado la capacidad de buffer del medio y la cantidad de ácido o base necesaria para ajustar el pH.

Esta establecido que el rango de pH óptimo para el crecimiento del consorcio bacteriano es de 6.5 a 7.5 y que se necesita ajustar el pH desde un valor inicial hasta el valor óptimo.

El valor inicial de pH es de 7.0 (neutro) y la capacidad de buffer del medio es moderada. Para calcular la cantidad de ácido o base necesaria para ajustar el pH, se ha usado la ecuación de neutralización:

$$n=C.V.M$$

Donde:

n es el número de moles de ácido o base necesarios,

C es la concentración de ácido o base en moles por litro,

V es el volumen del medio en litros

M es la molaridad del ácido o base.

Se calcula la cantidad de ácido o base necesaria para ajustar el pH de 4.3 m³ de medio, utilizando una concentración de ácido o base moderada, en este caso, 1 M. Se asume que se necesita un pequeño ajuste de pH, por lo que el número de moles necesarios será bajo.

Resultado del Cálculo para el Control de pH

Suposiciones para el cálculo del control de pH

Concentración ácido base = 1 Molaridad (1 M)

Volumen medio litros = volumen total * 1000 Convertir m³ a litros

Asumiendo un pequeño ajuste de pH, el número de moles necesarios será bajo

Usar una fracción pequeña de la molaridad como estimación

Esta es una suposición conservadora y el número exacto depende de la capacidad de buffer del medio

Estimando un ajuste de 0.1% del volumen total
 Fracción ajuste = 0.001

0.1% del volumen total

$n \text{ moles necesarios} = \text{fracción ajuste} * \text{volumen medio litros} * \text{concentración ácido base}$

$n \text{ moles necesarios}$ Número de moles de ácido o base necesarios

Número de Moles de Ácido (Base Necesarios): = 4.3 moles.

Este cálculo estima que se necesitarían aproximadamente 4.3 moles de ácido o base (1 M) para realizar un pequeño ajuste de pH en el biorreactor de 4.3 m³.

Esta estimación asume una capacidad de buffer moderada del medio y un ajuste de pH menor.

La cantidad real necesaria puede variar y debería ser determinada mediante pruebas en un entorno controlado para ajustar con precisión el pH a las necesidades específicas del consorcio bacteriano.

Este resultado proporciona una guía para diseñar un sistema de dosificación de ácido/base, incluyendo el tamaño y la capacidad de las bombas dosificadoras y los tanques de almacenamiento de ácido/base.

Diseño del sistema de dosificación de ácido/base

Para el diseño del sistema de dosificación de ácido/base, se determinó la capacidad de las bombas dosificadoras y el tamaño de los tanques de almacenamiento. Estos cálculos dependerán de la cantidad de ácido o base que se necesita dosificar y de la frecuencia de dosificación.

Cálculos para Bombas Dosificadoras

Capacidad de Dosificación: Basado en el número de moles de ácido/bases necesarios, estimados en 4.3 moles.

Volumen de Ácido/Base a Dosificar: Dado que se usa una solución 1 M (1 mol/L), el volumen necesario es igual al número de moles. Por lo tanto, se necesitarán 4.3 litros para ajustar el pH en todo el biorreactor.

Frecuencia de Dosificación: Suponer un ajuste el pH gradualmente durante un período de 24 horas.

Tanques de Almacenamiento

Volumen de Almacenamiento: Debería ser suficiente para contener una cantidad adecuada de ácido/base para múltiples dosificaciones. Se supone que se tiene suficiente capacidad para 5 dosificaciones completas.

Factor de Seguridad: Se agregará un factor de seguridad al volumen para asegurar un suministro adecuado.

Cálculos para Bombas Dosificadoras

Volumen ácido base = 4.3 Litros, basado en el número de moles necesarios
 Periodo dosificación = 24×60 Minutos, ajuste de pH en 24 horas

Tasa de flujo para las bombas dosificadoras

Tasa flujo bomba = volumen ácido base / periodo dosificación Litros por minuto

Cálculos para Tanques de Almacenamiento

Numero dosificaciones = 5 Capacidad para 5 dosificaciones completas
 Factor seguridad = 1.2 Factor de seguridad adicional

Volumen de almacenamiento

Volumen almacenamiento = volumen ácido base * número dosificaciones * factor seguridad Litros

Tasa de Flujo para las Bombas Dosificadoras: Aproximadamente 0.003 L/min (o 3 mL/min). Esta tasa de flujo permitirá ajustar gradualmente el pH del biorreactor a lo largo de 24 horas.

Volumen de Almacenamiento para los Tanques: Aproximadamente 25.8 litros. Este volumen proporcionará suficiente capacidad para albergar ácido/base para 5 dosificaciones completas, incluyendo un factor de seguridad del 20%.

Con estos cálculos, se puede proceder a seleccionar bombas dosificadoras que puedan manejar la tasa de flujo requerida y tanques de almacenamiento con una capacidad de al menos 26 litros.

Selección general de bombas dosificadoras y tanques de almacenamiento,

Bombas Dosificadoras

- Modelo: Bomba Dosificadora de Precisión PD-100 □ Especificaciones:
- Tasa de Flujo: 0.003 L/min a 1 L/min, ajustable.
- Material: Acero inoxidable 316, adecuado para ácidos y bases.
- Control: Control de flujo variable con interfaz digital para ajustes precisos.
- Precisión: $\pm 1\%$ en todo el rango de flujo.
- Conexiones: Entrada y salida compatibles con tuberías estándar de laboratorio.

Tanques de Almacenamiento

Modelo: Tanque de Almacenamiento Químico TQ-30 Especificaciones:

- Capacidad: 30 litros, adecuado para el almacenamiento de múltiples dosificaciones.
- Material: Polietileno de alta densidad (HDPE), resistente a la corrosión.
- Características: Indicadores de nivel graduados, tapa hermética con sellado de seguridad, conexiones para tuberías de entrada y salida.
- Diseño: Diseño vertical para optimizar el espacio.

VI.6.- Diseño del Sistema de Alimentación y Recolección

Dado que es un proceso por lotes, se necesita un sistema para introducir el inoculo inicial y luego retirar el lote final. Se calcularán los tamaños de las válvulas y bombas necesarias.

Para diseñar el sistema de alimentación y recolección del biorreactor por lotes, se necesita considerar dos aspectos principales: la introducción del inóculo inicial y la recolección del lote final.

Sistema de Alimentación

- Introducción del Inóculo Inicial: La concentración inicial del inóculo del consorcio bacteriano es de 1 g/L.
- Volumen del Biorreactor: 4.3 m³.
- Cálculo del Volumen de Inóculo: Para alcanzar la concentración deseada en el biorreactor.

Sistema de Recolección

- Recolección del Lote Final: Al final del proceso de 4 días, se necesita retirar el lote producido.
- Volumen a Recolectar: Igual al volumen total del biorreactor, 4.3 m³.
- Cálculo de Tamaños para Válvulas y Bombas
- Tasa de Flujo de Bombas: Calcular la tasa de flujo deseada para las bombas, tanto para la introducción del inóculo como para la recolección del lote final.
- Tamaño de Válvulas: Basado en la tasa de flujo y el tamaño de las tuberías.

Resultados de los Cálculos para el Sistema de Alimentación y Recolección

Programa de cálculos para el Sistema de Alimentación

Concentración inoculo = 1g/L

Volumen biorreactor litros = volumen total * 1000 Convertir m³ a litros

Volumen de inóculo necesario para alcanzar la concentración deseada en el biorreactor

Volumen inoculo = concentración inoculo * volumen biorreactor litros en gramos, asumiendo densidad 1 g/mL

Cálculos para Tamaños de Bombas y Válvulas

Asumir una duración razonable para la alimentación y recolección, por ejemplo, 1 hora (60 minutos)

Duración proceso minutos = 60 Duración en minutos

Tasa de flujo de bombas para alimentación y recolección

Tasa flujo bombas = volumen biorreactor litros / duración proceso minutos Litros por minuto

Volumen de Inóculo Necesario: Aproximadamente 4300 gramos (o 4.3 litros, asumiendo una densidad de 1 g/mL). Este es el volumen necesario para alcanzar la concentración deseada de 1 g/L en el biorreactor de 4.3 m³.

Tasa de Flujo de Bombas:

Aproximadamente 71.67 L/min. Esta es la tasa de flujo requerida para las bombas para introducir el inóculo y para la recolección del lote final, asumiendo que estos procesos deberían completarse en aproximadamente 1 hora.

Componentes claves del diseño del Sistema de Alimentación

Bomba de Alimentación:

- Tipo: Bomba de desplazamiento positivo.
- Capacidad de Flujo: 71.67 L/min, ajustable para un control preciso del volumen de inóculo.
- Material: Acero inoxidable o polipropileno, compatible con el medio del biorreactor.
- Control: Automatización con capacidad de programación para dosificar el volumen exacto del inóculo.

Tanque de Almacenamiento de Inóculo:

- Capacidad: Al menos 5 litros, para contener el inóculo necesario.
- Material: Polipropileno o vidrio, dependiendo de la naturaleza del inóculo.
- Características: Equipado con sistemas de agitación para mantener el inóculo homogéneo.

Válvulas y Conexiones:

- Tipo: Válvulas de control automáticas.
- Tamaño: Dimensionadas para manejar la tasa de flujo de 71.67 L/min. □ Material: Compatible con el medio, como acero inoxidable o PVC.
-

Sistema de Control:

Automatización: Controladores lógicos programables (PLC) para la automatización del proceso de alimentación.

Diseño del Sistema de Recolección

Bomba de Recolección:

- Tipo: Bomba centrífuga o de desplazamiento positivo.
- Capacidad de Flujo: 71.67 L/min, para permitir la recolección eficiente del lote.
- Material: Acero inoxidable o polipropileno, resistente a la corrosión.

Tanque de Recolección:

Capacidad: Al menos 4.3 m³, para contener el volumen total del biorreactor.

Material: HDPE o acero inoxidable, dependiendo de las necesidades de almacenamiento y procesamiento posterior.

Válvulas y Tubos:

- Tipo: Válvulas de control automáticas.
- Tamaño: Adecuado para manejar la tasa de flujo y volumen.
- Material: Compatible y resistente a la corrosión.

Sistema de Control:

Automatización: Integrado con el sistema de control del biorreactor para la coordinación de la recolección del lote.

Consideraciones Generales

- **Compatibilidad de Materiales:** Todos los componentes deben ser compatibles con los materiales y condiciones del proceso.
- **Seguridad y Limpieza:** Diseño higiénico y fácil de limpiar para mantener la integridad del proceso.
- **Integración:** El sistema debe integrarse sin problemas con otros sistemas del biorreactor, como control de temperatura, pH y aireación.

VI.7.- Diseño del Sistema de Control y Monitoreo

Para el diseño del sistema de control y monitoreo eficaz para el biorreactor, se integran un conjunto de sensores y un sistema de control basado en controladores lógicos programables (PLC).

Este sistema permite monitorizar y ajustar los parámetros críticos del proceso, como la temperatura, el pH y el oxígeno disuelto.

Componentes y características clave del sistema:

Sensores para Monitoreo de Parámetros Críticos

Sensor de Temperatura:

- **Tipo:** Sensores de temperatura tipo PT100 o termopares.
- **Ubicación:** Estratégicamente ubicados dentro del biorreactor para garantizar mediciones representativas.
- **Rango de Medición:** Capaces de medir en el rango de operación del proceso (2730°C).

Sensor de pH:

- **Tipo:** Electrodo de pH con capacidad de compensación de temperatura.
- **Ubicación:** En el biorreactor donde el medio esté bien mezclado.
- **Rango de Medición:** Adecuado para el rango de pH esperado en el proceso.

Sensor de Oxígeno Disuelto:

- Tipo: Sensor óptico o electroquímico de oxígeno disuelto.
- Ubicación: En una posición que represente adecuadamente las condiciones del biorreactor.
- Rango de Medición: Capaz de medir las concentraciones de oxígeno requeridas para el proceso.

Sistema de Control Basado en PLC

- Controlador Lógico Programable (PLC):
- Modelo: PLC de grado industrial con suficientes entradas/salidas para conectar todos los sensores y actuadores.
- Características: Capacidad de programación para lógica de control compleja, incluyendo control PID para ajustes precisos.
- Interfaz de Usuario:
- Tipo: HMI (Interfaz Hombre-Máquina) con pantalla táctil para un fácil acceso a los datos y controles.
- Funciones: Visualización en tiempo real de los parámetros del proceso, alarmas, registros de datos y capacidad de ajuste manual.

Actuadores y Válvulas:

Integración: Conectados al PLC para el control automatizado de elementos como válvulas de alimentación/recolección, sistema de aireación y dosificación de ácido/base.

Conectividad y Red:

Tipo: Conexiones de red para permitir el monitoreo y control remotos, así como la integración con sistemas de gestión de datos.

Consideraciones Generales

- Calibración y Mantenimiento: Los sensores requieren calibración regular y mantenimiento para garantizar mediciones precisas.
- Seguridad y Alarmas: El sistema debe incluir alarmas para condiciones anómalas y mecanismos de seguridad.
- Redundancia: Considerar la implementación de sensores y controles redundantes para aumentar la fiabilidad.

Este sistema de control y monitoreo proporciona una supervisión completa y un control preciso del proceso del biorreactor, asegurando que el ambiente sea óptimo para el crecimiento del consorcio bacteriano y la eficiencia del proceso.

El sistema de control y monitoreo diseñado para el biorreactor, que integra sensores y un controlador lógico programable (PLC), permitirá monitorizar y ajustar los parámetros críticos del proceso -temperatura, pH y oxígeno disuelto- de la siguiente manera:

Monitoreo y Ajuste de la Temperatura

Sensores de Temperatura: Proporcionan lecturas continuas y precisas de la temperatura dentro del biorreactor.

Control Automático: El PLC procesa los datos de temperatura y compara las lecturas con los valores objetivo (27-30°C).

Actuación: Si la temperatura se desvía del rango deseado, el PLC activa automáticamente los sistemas de calefacción o refrigeración (como serpentines de enfriamiento) para ajustar la temperatura. Esto se realiza mediante algoritmos de control, como control proporcional-integral-derivativo (PID), para cambios precisos y estables.

Monitoreo y Ajuste del pH

Sensor de pH: Proporciona mediciones continuas del pH del medio en el biorreactor.

Control Automático: El PLC recibe datos del sensor de pH y los compara con el rango de pH objetivo.

Actuación: Si el pH se sale del rango objetivo, el PLC controla las bombas dosificadoras para agregar la cantidad adecuada de ácido o base, ajustando así el pH a los niveles deseados.

Monitoreo y Ajuste del Oxígeno Disuelto

Sensor de Oxígeno Disuelto: Mide continuamente la concentración de oxígeno disuelto en el biorreactor.

Control Automático: El PLC analiza las lecturas de oxígeno y las compara con las concentraciones óptimas necesarias para el proceso.

Actuación: Dependiendo de la lectura, el PLC ajusta el sistema de aireación (por ejemplo, aumentando o disminuyendo la tasa de flujo de aire) para mantener la concentración de oxígeno disuelto dentro del rango óptimo.

Características Adicionales del Sistema

Interfaz Hombre-Máquina (HMI): Permite a los operadores visualizar en tiempo real los parámetros del proceso y realizar ajustes manuales si es necesario.

Registro de Datos: El sistema almacena datos históricos para análisis de tendencias y optimización del proceso.

Alarmas y Seguridad: En caso de desviaciones significativas o fallos de los sensores, el sistema activará alarmas y podrá tomar medidas de seguridad, como apagar ciertos sistemas para evitar daños.

Este sistema integral asegura que el ambiente dentro del biorreactor se mantenga constantemente en las condiciones óptimas, crucial para el crecimiento efectivo del consorcio bacteriano y la eficiencia del proceso de biodegradación del Diesel. La automatización y precisión del sistema contribuyen a la reproducibilidad, seguridad y eficacia del proceso del biorreactor.

6.6 Dimensiones del Reactor

La combinación de los procesos físicos y químicos a los efectos del diseño del reactor se hicieron recurriendo a las ecuaciones de las leyes de conservación de la materia y la energía para cada el reactor de mezcla perfecta. Para el diseño del reactor se dispuso de información proveniente de diferentes campos: termodinámica, cinética química, mecánica de fluidos, transmisión de calor y transporte de materia.

Cada uno de estos campos fueron categorizados en los diseños cinético, hidráulico, mecánico, térmico y constructivo.

Tabla 6.2:
Dimensionamiento del reactor 1

Dimensionamiento del reactor

Descripción	Variable	Indicador
Tanque de cultivo		
Volumen	123.6	L
Altura	0.63	m
Diámetro	0.5	m
Material	Acero inoxidable #304 de 4mm de espesor	
Camisa de enfriamiento		
Volumen	33.6	L
Altura	0.65	m
Diámetro	0.65	m
Material	Acero inoxidable #304 de 4mm de espesor	
Sistema de agitación		
Diámetro de rodete	0.25	m
Altura entre fermentador y rodete	0.17	m
Longitud rodete	0.46	m
Largo paleta	0.063	m
Altura paleta	0.05	m
Número de paletas	4	-
Potencia requerida	0.5	HP

Para darle continuidad al diseño constructivo, se propone el mantenimiento preventivo del reactor en el Anexo X.

7. Conclusiones

1. El consorcio bacteriano A presentó el mejor desempeño en la degradación de diésel, alcanzando una eficiencia de remoción del 93 % a una concentración inicial del 1 % (v/v). Los consorcios A y B inhibieron su crecimiento a concentraciones superiores al 1 %, mientras que el consorcio C mostró menor capacidad de adaptación.
2. El proceso de crecimiento microbiano y consumo del sustrato diésel se ajusta al Modelo Cinético de Monod, con los siguientes parámetros cinéticos, determinados para el Consorcio Bacteriano A, con una Concentración de Diesel de $C_0 = 1\%$: I_0 (g-TPH/L) = 0.2896 ; K_s (g-TPH/L) = 8.6569 ; μ_{max} (g-TPH/L) = 0.19 ; $Y_{x/s}$ (g-TPH/L) = 0.2991.
3. El Bioreactor, tiene las siguientes características técnicas: Discontinuo de mezcla perfecta, con un volumen útil de 4.3 m³, altura de 2.38 m y diámetro de 1.90 m. El sistema integra un motor de 3.5 HP, tres impulsores de cinco paletas, y subsistemas de agitación, aireación, control de pH, control de temperatura, alimentación, recolección, antiespumante y monitoreo, asegurando condiciones óptimas para el cultivo y eficiencia cinética del consorcio bacteriano.

8. Recomendaciones

Para el biorreactor diseñado, se tienen las siguientes recomendaciones clave que ayudarán a asegurar su funcionamiento eficiente y seguro. Estas recomendaciones para la Etapa Operativa del Reactor

Monitoreo Continuo del Proceso

Una vez que el reactor entre en operación, se debe implementar un sistema de monitoreo constante de temperatura, pH y oxígeno disuelto. Estos parámetros son clave para mantener las condiciones óptimas del cultivo microbiano y asegurar la eficiencia del proceso de biorremediación.

Control de Contaminación

Durante la fase de operación, aunque no se requiere esterilidad total, es importante aplicar medidas básicas de higiene y bioseguridad. Esto previene la entrada de microorganismos no deseados que pudieran alterar el equilibrio del consorcio bacteriano y disminuir el rendimiento del sistema.

Mantenimiento Regular del Equipo

En la etapa de operación, se recomienda realizar mantenimiento preventivo al biorreactor y sus componentes (sistemas de agitación, aireación, enfriamiento, sensores, etc.). Esto garantizará un funcionamiento continuo, reducirá riesgos de fallos y extenderá la vida útil del sistema.

Estas recomendaciones están diseñadas para garantizar que el biorreactor funcione de manera eficiente, segura y conforme a las mejores prácticas de la industria, a la vez que se mantiene flexible y adaptable a las necesidades cambiantes o a las condiciones del proceso.

9. Bibliografía

- Álvarez, S. (2020). *Biorremediación de suelos contaminados con hidrocarburos empleando consorcios de microorganismos nativos*.
- Álvarez, M. (2020). *Diagnóstico de procesos de biorremediación aplicados a suelos contaminados con hidrocarburos en Nicaragua*. Universidad Nacional de Ingeniería.
- Amellal, N., Portal, J., & Berthelin, J. (2001). *Effect of soil structure on the bioavailability of polycyclic aromatic hydrocarbons within aggregates of a contaminated soil* [Journal] // Applied Geochemistry.
- Atlas, R. M., & Hazen, T. C. (2011). *Oil biodegradation and bioremediation: A tale of the two worst spills in U.S. history*. Environmental Science & Technology, 45(16), 6709–6715. <https://doi.org/10.1021/es2013227>
- Atlas, R. M. (1991). *Microbial Degradation Of Petroleum Hydrocarbons: An Environmental Perspective* [Journal] // Microbiological Reviews.
- Baek. (2004). *Effects of Soil types on the Biodegradation of Crude Oil by Nocardia sp. H17-1* [Journal] // Journal of Microbiology and Biotechnology.
- Balba, M., Al-Awadhi, N., & Aldaher, R. (1998). *Bioremediation of oil contaminated soil: microbiological methods for feasibility assessment*.
- Bronick, C., & Lal, R. (2005). *Soil Structure and mangment: a review* [Journal] // Geoderma.
- Davis, J. (1967). *Petroleum Microbiology*. Ed. Elsevier. Amsterdam, Holland.
- Del'Arco, J., & De França F, P. (2001). *Influence of oil contamination levels on hydrocarbon biodegradation in sandy sediment* [Journal] // Environmental pollution.
- Dibble, J. T., & Bartha, R. (1979). *Effect of Environmental Parameter on the Bidoegradation of Oil Sludges* [Journal] // Applied and Environmental Microbiology.

- Dorn, P. B., & Salanitro, J. P. (2000). *Temporal ecological assessment of oil contaminated soils before and after bioremediation*.
- EPA. (2020). *Understanding oil spills and oil spill response*. United States Environmental Protection Agency.
- Evans, W. C., & Fuchs, G. (1988). *Anaerobic degradation of aromatic compounds*. *Annual Review of microbiology*, Ed. Ornston, L.A., Balows, A. Baumann, P. Annual Reviews, Palo Alto, C.A., USA.
- Fitoria, J. (2021). *Estudio del comportamiento cinético de los procesos de degradación de hidrocarburos por la acción de consorcios microbianos in vitro*. Tesis de Ingeniería Química, Universidad Nacional de Ingeniería.
- Gómez, J., & Montalvo, S. (2016). *Tecnologías de biorremediación para suelos contaminados con hidrocarburos*. *Revista Colombiana de Biotecnología*, 18(1), 45–54.
- Gothalwal, R. (2013). *Bioremediation*. In *Encyclopedia of Environmental Management*. Taylor and Francis: New York, USA.
- Hanson, K., Anuranjini, N., Madhavi, K., & Anjana, D. (1997). *Bioremediation of crude oil contamination with Acinetobacter sp. A3*. *Current Microbiology*. Baroda, India.
- Hernández, R. (2021). *Viabilidad del diseño e instalación de una planta biorremediadora de suelos contaminados por hidrocarburos*. Proyecto de tesis, UNI.
- Hui, L. (2007). *Dynamic changes in microbial activity and community structure during biodegradation of petroleum compounds: A laboratory experiment* [Journal] // *Journal of Environmental Sciences*.
- Jacobucci, D., Vasconcelos, C., A., M., & Falconi, F. (2000). *Degradation of diesel oil by biosurfactants producing bacterial strains*. *Contaminated Soil Sediment and water*. Association of Environmental Health and Sciences.
- Lawrence, A. M. (1970). *Unified basis for biological treatment design and operation*. J. Sanit. Eng. Div. ASCE.

- Leahy, J., & Cowell, R. (1990). *Microbial degradation of hydrocarbons in the environment*. Microbiol.
- Madiga, M., Martinko, J., Bender, K., Buckley, D., & Stahl, D. (2015). *Biología de los microorganismos*. Madrid, España: Pearson Educación S.A.
- Madigan, M. T., Martinko, J. M., & Parker, J. (1997). *Brock Biology of microorganisms*. Prentice Hall International.
- Monod, J. (1949). *The growth of bacterial cultures*.
- Montville, T. (2000). *Principios que influyen en el crecimiento, la supervivencia y la muerte microbiana*.
- Nielsen, J., & Villadsen, J. (1994). *Bioreaction engineering principles*.
- Olson, J., Mills, G., Herbert, B., & Morris, P. (1999). *Biodegradation rates of separated diesel components, Environmental toxicology and Chemistry*.
- Pollard, S. J., Hrukey, S. E., & Fedorack, P. M. (1994). *Biorremediation of Petroleum and Creosote-Contaminated soils: A review of Constraints* [Journal] // Waste Management and Research.
- Prince, R; Varadaraj, R; Fiocco, R; Lessard, R. (1999). *Bioremediation as an oil spill response tool*. Environmental Technology.
- R. Y. Stanier, J. L. (1989). *En Microbiología (2 ed., págs. 195-209)*. Reverté.
- Rahman, K. (2002). *Towards efficient crude oil degradation by a mixed bacterial consortium* [Journal] // Bioresource Technology.
- Rahman, K., Banat, I., Thahira, J., Thayumanavan, T., & Lakshamanaperumalsamy, P. (2001). *Bioremediation of gasoline contaminated soil by a bacterial consortium amended with poultry litter, coir pith and rhamnolipid biosurfactant*. Bioresource Technology.
- Ramírez, O. M. (2011). *Evaluación de la influencia del bioestímulo sobre un suelo contaminado con diésel y su integración a la gestión ambiental*. Universidad Nacional de Colombia, Medellín, Colombia.

- Rivera, C. (2010). *Diseño y construcción de un biorreactor batch aerobio para cultivo de bacterias biodegradadoras de petróleo*. Tesis de Ingeniería, Universidad Nacional de Ingeniería.
- Romero, M. F. (2012). *Modelización de un proceso de bioremediación de suelos contaminados con gasoil*. Instituto Tecnológico de Costa Rica, Ingeniería en Biotecnología, Costa Rica. SICA (2017). Obtenido de:
<https://www.sica.int/consulta/Noticia.aspx?Idn=116040&idm=1#:~:text=En%20todo%20el%20%C3%B1o%20se,35.86%20por%20ciento%20del%20total>
- Solanas, A. (2009). *La biodegradación de hidrocarburos y su aplicación en la biorremediación de suelos*. Departamento de Microbiología, Universidad de Barcelona.
- Stelmack, P., Gray, M., & Pickard, M. (1999). *Bacterial adhesion to soil contaminants in the presence of surfactants*. Applied and Environmental Microbiology. Estados Unidos.
- Thomsen, I.K. (1999). Turnover of organic matter in differently textured soils II. *Microbial activity as influenced by soil water regimes* [Journal] // Geoderma.
- Van Hamme, J. D., Singh, A., & Ward, O. P. (2003). *Recent advances in petroleum microbiology*.
- Vasudevan, N., & Rajaram, P. (2001). *Bioremediation of oil sludgecontaminated soil*. Environment International.
- Venosa, A., Stephen, J., Macnaughton, S., Chang, Y., & White, D. (1999). *Microbial populations changes during bioremediation of an experimental oil spill*. *Microbial Biosystems: New Frontiers*. Atlantic Canada Society for Microbial Ecology. Halifax, Canada.
- Vidali, M. (2001). *Bioremediation. An overview*. *Pure and Applied Chemistry*, 73(7), 1163–1172. <https://doi.org/10.1351/pac200173071163>

- Viñas, M. (2005). *Biorremediación de suelos contaminados por hidrocarburos: caracterización microbiológica, química y ecotoxicológica*. Tesis doctoral. Universidad de Barcelona, Barcelona.
- Volkering, F., Breure, A., & Rulkens, W. (1998). *Microbiological aspects of Surfactant use for biological soil remediation* [Journal] // Biodegradation.
- Zhao, Y., Feng, Y., Ma, X., & Liang, X. (2019). *Design and simulation of a bioreactor for hydrocarbon-degrading bacteria*. *Journal of Environmental Management*, 241, 265–272.

Anexos

Índice de anexos

	Página
Anexo I: Tablas de las mediciones de concentración de biomasa en los tres tipos de consorcios	i
Anexo II: Tablas de los Datos Experimentales	ii
Anexo III: Programas en Berkeley Madonna para encontrar los parámetros cinéticos	vii
Anexo IV: Tablas de resultados con los parámetros encontrados con Berkeley Madonna	viii
Anexo V: Tabla de transferencia de momento	ix
Anexo VI: Cálculos realizados para el diseño del reactor	x
Anexo VII: Tabla de los materiales utilizados en la construcción del reactor	xii
Anexo VIII: Resultados de Consorcio Bacteriano.....	xii
Anexo VIII: Plano del reactor para cultivo y enriquecimiento del consorcio microbiano	xvii

Anexo I: Tablas de las Mediciones de Concentración de Biomasa en los Tres Tipos de Consorcios

Tabla 1.1:

Datos de concentración de biomasa para cada uno de los consorcios utilizados

Concentraciones de los Consorcios Microbianos			
Tiempo (h)	Consortio A (g/l)	Consortio B (g/l)	Consortio C (g/l)
0	26.57	26.57	124.75
10	59.3	59.3	190.19
20	157.47	157.47	222.92
30	321.09	1564.62	779.24
40	3855.34	3528.09	2415.46
50	4051.69	3855.34	2546.36
60	4706.18	3920.79	2742.71
70	4837.07	3933.88	2808.15
80	5033.42	3933.88	2873.6
90	5818.81	3933.88	2873.6
100	6080.6	3940.42	2611.81
110	6211.5	3940.42	2546.36
120	6080.6	3940.42	2546.36
130	6146.05	3940.42	2480.91
140	6211.5	3940.42	2480.91
150	6276.95	3953.51	2480.91
160	6211.5	3953.51	2480.91
170	6211.5	3953.51	2480.91

Anexo II: Tablas de los Datos Experimentales

Tabla 2.1:

Datos experimentales a una concentración inicial del 1% (v/v) de diésel

Concentración inicial=1%, T=30°C; Consorcio A				
Tiempo (h)	Concentración de Biomasa (g/L)	Concentración de TPH (g/L)	% Remoción	Velocidad de remoción TPH
0	0.01	25		0.025
8	0.61	24.8	0.81	0.015
22	0.81	24.59	1.63	0.100
26	1.63	24.19	3.25	0.305
34	2.03	21.75	13.01	0.745
40	2.44	17.28	30.89	1.342
45	3.05	10.57	57.72	8.130
46	5.69	2.44	90.24	0.082
51	6.1	2.03	91.88	0.029
58	6.5	1.83	92.68	0.037
69	7.11	1.42	94.31	0.034
74	7.32	1.25	95	0.025
80	7.72	1.1	95.60	0.001
200	7.93	1.02	95.93	0.005

Tabla 2.2: Datos experimentales a una concentración inicial del 3% (v/v) de diésel

Tabla 2.2:

Datos experimentales a una concentración inicial del 3% (v/v) de diésel

Concentración Inicial=3%, T=30°C; Consorcio A				
Tiempo (h)	Concentración de Biomasa (g/L)	Concentración de TPH (g/L)	% Remoción	Velocidad de remoción TPH
0	0.03	25		
6	0.83	24.38	2.5	0.103
20	1.67	20.83	16.68	0.254
30	3.13	14.58	41.68	0.625
33	5.25	7.29	70.83	2.430
34	6.25	5	80	2.290
48	7.71	3.75	85	0.089
50	7.81	3	88	0.375
56	8.13	2.5	90	0.083
70	8.96	1.88	92.48	0.044
76	9.17	1.8	92.8	0.013
90	9.38	1.77	92.92	0.002
160	9.38	1.67	93.32	0.001
180	9.58	1.25	95	0.021
195	9.58	0.83	96.68	0.028
250	9.58	0.63	97.48	0.004

Tabla 2.3:

Datos experimentales corregidos a una concentración inicial del 1% (v/v) de diésel

Concentración Inicial=1%, T=30°C; Consorcio A				
Tiempo (h)	Concentración de Biomasa (g/L)	Concentración de TPH (g/L)	% Remoción	Velocidad de remoción TPH
0	0.01	25		
5	0.38	24.88	0.48	0.024
10	0.64	24.77	0.92	0.022
15	0.71	24.7	1.2	0.014
20	0.78	24.63	1.48	0.014
25	1.47	24.26	2.96	0.074
30	1.85	22.85	8.6	0.282
35	2.12	20.77	16.92	0.416
40	2.44	17.28	30.89	0.698
45	3.05	10.57	57.72	1.342
50	6	2.13	91.48	1.688
55	6.34	1.91	92.36	0.044
60	6.63	1.74	93.04	0.034
65	6.91	1.56	93.76	0.036
70	7.17	1.38	94.48	0.036
75	7.41	1.02	95.92	0.072
80	7.72	1	96	0.004
85	7.72	1	96	0
90	7.72	1	96	0

Tabla 2.4:

Datos experimentales corregidos a una concentración inicial del 3% (v/v) de diésel

Concentración Inicial=3%, T=30°C; Consorcio A				
Tiempo (h)	Concentración de Biomasa (g/L)	Concentración de TPH (g/L)	% Remoción	Velocidad de remoción TPH
0	0.03	25		
5	0.7	24.48	2.08	0.104
10	1.07	23.36	6.55	0.224
15	1.37	22.1	11.62	0.252
20	1.67	20.83	16.68	0.254
25	2.4	17.71	29.18	0.624
30	3.13	14.58	41.68	0.626
35	6.35	4.91	80.36	1.934
40	6.88	4.46	82.14	0.090
45	7.4	4.02	83.93	0.088
50	7.9	3	88	0.204
55	8.08	2.58	89.67	0.084
60	8.37	2.32	90.71	0.052
65	8.66	2.1	91.59	0.044
70	8.96	1.88	92.48	0.044
75	9.13	1.81	92.75	0.014
80	9.23	1.79	92.83	0.004
85	9.31	1.78	92.88	0.002
90	9.38	1.77	92.92	0.002

Anexo III: Programas en Berkeley Madonna para Encontrar los Parámetros Cinéticos

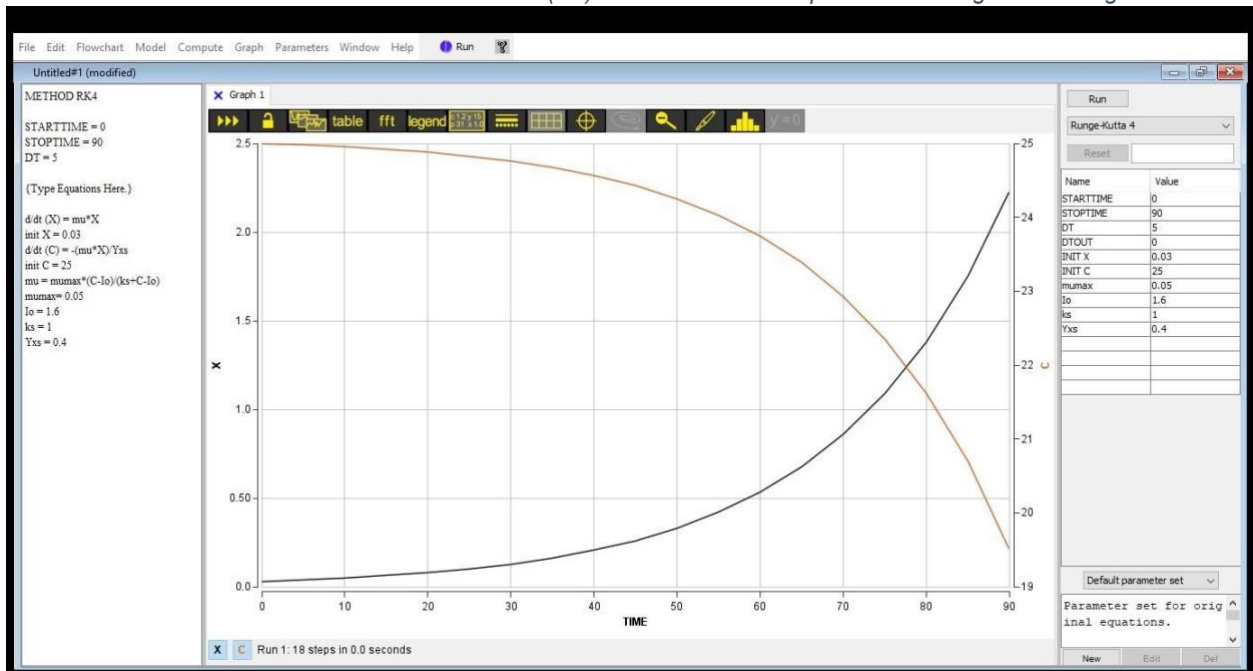
Figura 3.1:

Modelo de Monod a una concentración inicial del 1% (v/v) de diésel a una temperatura de 30 grados centígrados.



Figura 3.2:

Modelo de Monod a una concentración inicial del 3% (v/v) de diésel a una temperatura de 30 grados centígrados.



Anexo IV: Tablas de Resultados con los Parámetros Encontrados con Berkeley Madonna

Tabla 4.1:

Modelo de Monod con una concentración inicial del 1% (v/v) de diésel a una temperatura de 30 °C

T (h)	X (g/L)	C (g/L)	Xi (g/L)	Ci (g/L)
0	0.01	25	0.01	25
5	0.38	24.88	0.02	24.97
10	0.64	24.77	0.04	24.9
15	0.71	24.7	0.08	24.76
20	0.78	24.63	0.17	24.48
25	1.47	24.26	0.33	23.92
30	1.85	22.85	0.66	22.82
35	2.12	20.77	1.3	20.68
40	2.44	17.28	2.49	16.71
45	3.05	10.57	4.42	10.26
50	6	2.13	6.5	3.29
55	6.34	1.91	7	1.62
60	6.63	1.74	7.06	1.43
65	6.91	1.56	7.09	1.31
70	7.17	1.38	7.12	1.24
75	7.41	1.02	7.13	1.18
80	7.72	1	7.15	1.13
85	7.72	1	7.16	1.1
90	7.72	1	7.17	1.06

Tabla 4.2:

Modelo de Monod con una concentración inicial del 3% (v/v) de diésel a una temperatura de 30 °C

T (h)	X (g/L)	C (g/L)	Xi (g/L)	Ci (g/L)
0	0.03	25	0.03	25
5	0.7	24.48	0.07	24.89
10	1.07	23.36	0.16	24.62
15	1.37	22.1	0.39	23.99
20	1.67	20.83	0.92	22.55
25	2.4	17.71	2.07	19.38
30	3.13	14.58	4.31	13.2
35	6.35	4.91	7.23	5.16
40	6.88	4.46	8.21	2.45
45	7.4	4.02	8.27	2.28
50	7.9	3	8.31	2.17
55	8.08	2.58	8.34	2.09
60	8.37	2.32	8.36	2.03
65	8.66	2.1	8.38	1.98
70	8.96	1.88	8.39	1.94
75	9.13	1.81	8.4	1.91
80	9.23	1.79	8.41	1.88
85	9.31	1.78	8.42	1.86
90	9.38	1.77	8.43	1.84

Anexo V: Tabla de Transferencia de Momento

Figura 5.1:

Relación entre el Número de Reynolds y el Número de potencia en función de la forma de la paleta del agitador a usar.

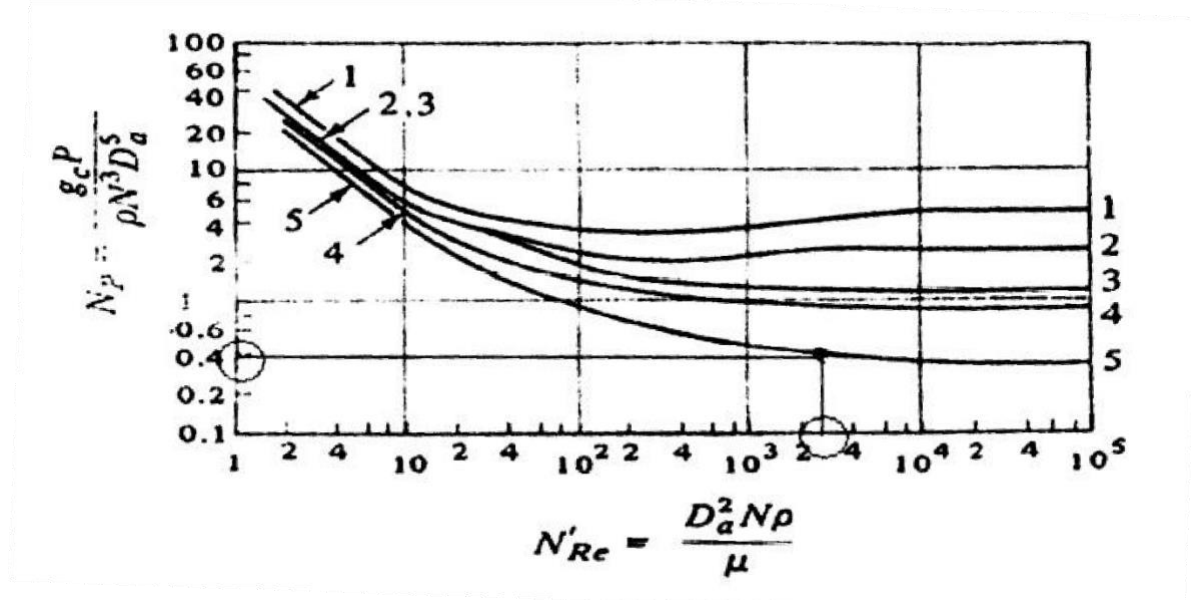


Figura 5.1: Relación entre el Número de Reynolds y el Número de potencia en función de la forma de la paleta del agitador a usar.

VI.- Diseño del Sistema de Espuma y Control de Antiespumante:

El diseño de un sistema de espuma y control de antiespumante para un biorreactor, especialmente uno utilizado para la biodegradación de Diesel con un consorcio bacteriano, es crucial para evitar interferencias en la aireación y el mezclado. Aquí está el diseño propuesto:

Diseño del Sistema de Control de Espuma

Detección de Espuma:

Sensores de Nivel de Espuma: Instalar sensores capacitivos o de conductividad en la parte superior del biorreactor para detectar la formación de espuma.

Sistema de Dosificación de Antiespumante:

- Tanque de Almacenamiento de Antiespumante: Un tanque dedicado para almacenar el agente antiespumante.
- Bomba Dosificadora: Una bomba de dosificación controlada por el sistema de control para agregar antiespumante al biorreactor. La bomba debería ser capaz de dosificar pequeñas cantidades con precisión.
- Válvulas de Control y Tubos: Para dirigir el antiespumante desde el tanque de almacenamiento hacia el biorreactor.

Sistema de Agitación:

Ajuste de Velocidad de Agitadores: Ajustar la velocidad de los agitadores puede ayudar a controlar la formación de espuma.

Selección de Antiespumante:

Tipo de Antiespumante: Debe ser eficaz para el tipo de espuma generada en el proceso y compatible con el consorcio bacteriano y el proceso de biodegradación.

Los antiespumantes comúnmente utilizados incluyen compuestos de silicona y agentes orgánicos no siliconados.

Control y Automatización:

- Integración con el PLC: El sistema de control (PLC) manejará la activación de la bomba dosificadora basándose en las señales de los sensores de espuma.
- Interfaz de Usuario: Permitir ajustes manuales y monitorización a través de la interfaz HMI.

Consideraciones Adicionales

- **Pruebas y Ajustes:** Realizar pruebas para determinar la concentración y tasa de dosificación óptimas del antiespumante.
- **Mantenimiento:** Mantenimiento regular de los sensores de espuma y limpieza del sistema para evitar obstrucciones o fallos.
- **Impacto Ambiental y de Seguridad:** Asegurar que el antiespumante seleccionado sea seguro y tenga un impacto ambiental mínimo.

Este diseño permite un control eficaz de la formación de espuma en el biorreactor, manteniendo un ambiente óptimo para la aireación y el mezclado, y asegurando la eficiencia del proceso de biodegradación. La selección y dosificación adecuadas del antiespumante, junto con un sistema de detección y control automatizado, son claves para el manejo efectivo de la espuma.

Anexo VIII: Resultados de Consorcio Bacteriano



Laboratorios de Ingeniería
Departamento de Investigación y Desarrollo
Construcciones, Energía y Medio Ambiente
Dirección: Bo San Judas, Costado Oeste, Centro Cívico 100 m al sur.
Horario de atención: 8: am a 5:00 pm. Teléfono: 5875-5122

Informe de resultados de mediciones de concentración de biomasa y de hidrocarburos para estudios de biorremediación.

Autorizado por :

Ing. Ernesto Antonio Obando



Managua, 23 de Septiembre 2024

Servicios

Estudios Hidrológicos, Hidrogeológicos, Suelos y Geotecnia. Estudios de Biorremediación de suelos contaminados. Materiales de Construcción. Diseño y Construcción de Obras Civiles Verticales y Horizontales.

Formulación y Ejecución de Proyectos de Energías Renovables y Ambientales. Asesoría y Formación de Recursos Humanos, Capacitaciones Técnicas.



Laboratorios de Ingeniería
Departamento de Investigación y Desarrollo
Construcciones, Energía y Medio Ambiente
Dirección: Bo San Judas, Costado Oeste. Centro Cívico 100 m al sur.
Horario de atención: 8: am a 5:00 pm. Teléfono: 5875-5122



I.- Determinación de concentración de biomasa para construcción de curva de crecimiento microbiano.

Tabla 1.- Datos de crecimiento de biomasa (mg células/L) vs Tiempo.

Tiempo (Horas)	Consorcio A	Consorcio B	Consorcio C
	(mg células/L)	(mg células/L)	(mg células/L)
0	26.57	26.57	124.75
10	59.3	59.3	190.19
20	157.47	157.47	222.92
30	321.09	1564.62	779.24
40	3855.34	3528.09	2415.46
50	4051.69	3855.34	2546.36
60	4706.18	3920.79	2742.71
70	4837.07	3933.88	2808.15
80	5033.42	3933.88	2873.6
90	5818.81	3933.88	2873.6
100	6080.6	3940.42	2611.81
110	6211.5	3940.42	2546.36
120	6080.6	3940.42	2546.36
130	6146.05	3940.42	2480.91
140	6211.5	3940.42	2480.91
150	6276.95	3953.51	2480.91
160	6211.5	3953.51	2480.91
170	6211.5	3953.51	2480.91

Servicios

Estudios Hidrológicos, Hidrogeológicos, Suelos y Geotecnia. Estudios de Biorremediación de suelos contaminados. Materiales de Construcción. Diseño y Construcción de Obras Cívicas Verticales y Horizontales.

Formulación y Ejecución de Proyectos de Energías Renovables y Ambientales. Asesoría y Formación de Recursos Humanos, Capacitaciones Técnicas.



Laboratorios de Ingeniería
Departamento de Investigación y Desarrollo
Construcciones, Energía y Medio Ambiente
Dirección: Bo San Judas, Costado Oeste, Centro Cívico 100 m al sur
Horario de atención: 8: am a 5:00 pm. Teléfono: 5875-5122



II.- Datos Experimentales.

Tabla 2.- Datos experimentales para una Concentración de Diesel de 1 % (v/v).

Concentración inicial = 1 %, T=30° C; Consorcio A			
Tiempo	Conc. Biomasa	Conc.TPH	% Remoción
Horas	g células/L	g TPH/L	
0	0.01	25.00	
8	0.61	24.80	0.81
22	0.81	24.59	1.63
26	1.63	24.19	3.25
34	2.03	21.75	13.01
40	2.44	17.28	30.89
45	3.05	10.57	57.72
46	5.69	2.44	90.24
51	6.10	2.03	91.88
58	6.50	1.83	92.68
69	7.11	1.42	94.31
74	7.32	1.25	95.00
80	7.72	1.10	95.60
200	7.93	1.02	95.93

Servicios

Estudios Hidrológicos, Hidrogeológicos, Suelos y Geotecnia. Estudios de Biorremediación de suelos contaminados. Materiales de Construcción. Diseño y Construcción de Obras Civiles Verticales y Horizontales.

Formulación y Ejecución de Proyectos de Energías Renovables y Ambientales. Asesoría y Formación de Recursos Humanos, Capacitaciones Técnicas.



Laboratorios de Ingeniería
Departamento de Investigación y Desarrollo
Construcciones, Energía y Medio Ambiente
Dirección: Bo San Judas, Costado Oeste, Centro Cívico 100 m al sur.
Horario de atención: 8: am a 5:00 pm. Teléfono: 5875-5122



Tabla 3.- Datos experimentales para una Concentración de Diesel de 3 % (v/v).

Concentración inicial = 3 %, T=30° C; Consorcio A			
Tiempo	Conc. Biomasa	Conc.TPH	% Remoción
Horas	g células/L	g TPH/L	
0.00	0.03	25.00	
6.00	0.83	24.38	2.50
20.00	1.67	20.83	16.68
30.00	3.13	14.58	41.68
33.00	5.25	7.29	70.83
34.00	6.25	5.00	80.00
48.00	7.71	3.75	85.00
50.00	7.81	3.00	88.00
56.00	8.13	2.50	90.00
70.00	8.96	1.88	92.48
76.00	9.17	1.80	92.80
90.00	9.38	1.77	92.92
160.00	9.38	1.67	93.32
180.00	9.58	1.25	95.00
195.00	9.58	0.83	96.68
250.00	9.58	0.63	97.48

Servicios

Estudios Hidrológicos, Hidrogeológicos, Suelos y Geotecnia. Estudios de Biorremediación de suelos contaminados. Materiales de Construcción. Diseño y Construcción de Obras Civiles Verticales y Horizontales.

Formulación y Ejecución de Proyectos de Energías Renovables y Ambientales. Asesoría y Formación de Recursos Humanos, Capacitaciones Técnicas.

**Anexo VIII: Plano del Reactor para Cultivo y Enriquecimiento del Consorcio
Microbiano**

