



INSTITUTO POLITÉCNICO NACIONAL

**ESCUELA SUPERIOR DE INGENIERÍA QUÍMICA E INDUSTRIAS
EXTRACTIVAS**

**“Degradación microbiológica del pesticida 6-cloro-N-etil-N’-(1-metiletil)-1,3,5-
triazina- 2,4-diamina, empleando microorganismos de un bosque de niebla”**

T E S I S

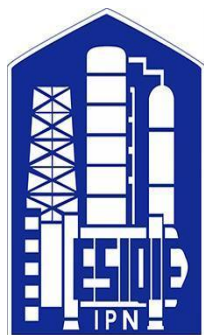
**QUE PARA OBTENER EL TÍTULO DE
INGENIERO QUÍMICO INDUSTRIAL**

PRESENTAN:

**ARTURO ALEJANDRO SIBAJA SALDIVAR
JOSÉ YAIR SORIANO CALDERÓN**

DIRECTORES:

**Dr. ENRIQUE RICO ARZATE
Dr. YAIR CRUZ NARVÁEZ**



CIUDAD DE MÉXICO

JUNIO 2021

Agradecimientos

A Dios, por haberme permitido llegar hasta este punto y haberme dado salud para lograr mis objetivos, además de su infinita bondad y amor.

Quiero agradecer a mi familia que han sido el principal apoyo en momentos de flaqueza y debilidad ya que con sus consejos, enseñanzas y tolerancia me han brindado ese respaldo incondicional para culminar esta etapa de mi vida.

A Arturo por ser un gran amigo y compañero, con quien comparto una buena amistad y ahora un trabajo profesional.

Quiero expresar también mi más sincero agradecimiento al Dr. Enrique Rico Arzate y al Dr. Yair Cruz Narváez por su importante aporte y participación en el desarrollo de esta tesis. Debo destacar, por encima de todo, su disponibilidad y paciencia. No cabe duda de que su participación ha enriquecido el trabajo realizado.

José Yair Soriano Calderón

Agradezco a mis padres, quienes, con su amor incondicional, consejos y apoyo durante los mejores y peores momentos, me alentaron a salir adelante y, con eso, superarme día con día, no solo en el ámbito académico, sino también en el personal. Gracias por ser los padres ideales, por siempre estar, y por el respaldo que me brindaron y siguen brindando, indudablemente, sin su apoyo infinito no lo habría logrado. Comparto este logro con ustedes, los amo.

A mi gran amigo y compañero Yair, por estar siempre presente en esta carrera universitaria, que, definitivamente, no hubiera sido lo mismo sin esos grandes momentos compartidos; por su apoyo y dedicación en nuestro trayecto profesional, por estar y confiar, gracias.

A mi amigo más cercano Tristan, por todo el apoyo incondicional que me ha brindado en conjunto con su familia, quienes, incluso, me han hecho sentir como un miembro más de ellos. Gracias por los mejores momentos que su tiempo, cariño y espacio han hecho posibles.

A los doctores Enrique Rico Arzate y Yair Cruz Narváez, por su excelente mentoría y por ser grandes guías en este trabajo emprendido y culminado gracias a sus consejos; por la paciencia, dedicación, tiempo y disponibilidad que tuvieron a lo largo de este proyecto, por compartir sus conocimientos y su experiencia.

Por último, expreso mi más sincera gratitud a una persona, que, sin duda, estuvo presente en esta investigación desde que la conocí, dando apoyo de día e incluso de noche si era necesario, compartiendo los altibajos en mi vida. Gracias a sus palabras de aliento y apoyo me fue más fácil culminar este proyecto, y por esto, ahora también tiene su nombre. Por ser la amiga más fiel, comprensible y alentadora. Gracias, Raisa. Este trabajo te pertenece tanto como a mí.

Arturo Alejandro Sibaja Saldivar



Folio
T-DEySA-063-20

"2020, Año de Leona Vicario, Benemérita Madre de la Patria"
175 Aniversario de la Escuela Superior de Comercio y Administración
125 Aniversario de la Escuela Nacional de Medicina y Homeopatía
80 Aniversario del CECyT 6 "Miguel Othón de Mendizábal"
75 Aniversario de la Escuela Nacional de Biblioteconomía y Archivonomía

Asunto
Autorización de tema

CDMX, 07 de diciembre de 2020


Pasante	Boleta	Programa Académico
Arturo Alejandro Sibaja Saldívar	2015321001	I.Q.I.
José Yair Soriano Calderón	2015321010	I.Q.I.
PRESENTE		

Mediante el presente se hace de su conocimiento que la Subdirección Académica a través de este Departamento autoriza al **M. en C. Yair cruz Narváez** y el **Ing. Enrique Rico Arzate** sean asesores en el tema que propone ustedes en desarrollar como prueba escrita en la opción **Tesis Colectiva**, con el título y contenido siguiente:

**"Degradación microbiológica del pesticida
6-cloro-N-etil-N'-(1-metiletil)-1,3,5-triazina-2,4-diamina,
empleando microorganismos de un bosque de niebla"**

Resumen
Introducción
I. Generalidades
II. Metodología.
III. Resultados y análisis.
Conclusiones.
Referencias.

De acuerdo al artículo 28 del Reglamento de Titulación Profesional del Instituto Politécnico Nacional, el trabajo deberá ser concluido en un término no mayor de un año, a partir de esta fecha.


Ing. Katia Deloya Lagunas
Presidenta de la Academia de
Química Analítica


M. en C. Yair cruz Narváez
Director


Ing. Enrique Rico Arzate
Director


Ing. César Rodríguez Guerrero
Jefe del Departamento de Evaluación y
Seguimiento Académico.


M. en C. Isaura García Maldonado
Subdirectora Académica

c.c.p.- Depto. de Evaluación y Seguimiento Académico.
c.c.p.- Depto. de Gestión Escolar.

Edificio 7, 1er piso, Unidad Profesional "Adolfo López Mateos", Col. Zacatenco,
Alcaldía Gustavo A. Madero, C.P. 07738, Ciudad de México,
Conmutador 01 (55) 57296000 ext. 55103 y 55104 www.esiqie.ipn.mx; www.ipn.mx



2020
LEONA VICARIO
BENEMÉRITA MADRE DE LA PATRIA



Folio
T-DEySA-003-21

85 Aniversario del Instituto Politécnico Nacional
70 Aniversario del CECyT 11 "Wilfrido Massieu"
60 Aniversario de la Escuela Superior de Física y Matemáticas
50 Aniversario del CECyT 12 "José Ma. Morales" y del CECyT 13 "Ricardo Flores Magón"

Asunto
Autorización de Impresión

CDMX, a 25 de marzo de 2021

Pasante
Arturo Alejandro Sibaja Saldívar
José Yair Soriano Calderón
PRESENTE

Boleta
2015321001
2015321010

Programa Académico
I.Q.I.
I.Q.I.

Los suscritos tenemos el agrado de informar a usted, que habiendo procedido a revisar el borrador de la modalidad de titulación correspondiente denominado:

"Degradación microbiológica del pesticida 6-cloro-N-etil-N'-(1-metiletil)-1,3,5-triazina-2,4-diamina, empleando microorganismos de un bosque de niebla"

encontramos que el citado trabajo escrito de **Tesis Colectiva**, reúne los requisitos para **autorizar el examen profesional y proceder a su impresión** según el caso, debiendo tomar en consideración las indicaciones y correcciones que al respecto se le hicieron.

Atentamente
JURADO



Ing. Enrique Rico Arzate
Presidente



Ing. José Javier Castro Arellano
Secretario



Dr. Gregorio Zúñiga Tlacuati
Vocal 1



M. en C. Yair Cruz Narváez
Vocal 2



Ing. Cenobio Gerardo Noriega Altamirano
Vocal 3

c.c.p.- Depto. de Evaluación y Seguimiento Académico.
c.c.p.- Depto. de Gestión Escolar.
CRG/mlcp

Edificio 7, 7er piso, Unidad Profesional "Adolfo López Mateos", Col. Zacatenco,
Alcaldía Gustavo A. Madero, C.P. 07738, Ciudad de México,
Conmutador 01 (55) 57296000 ext. 55104 www.esiqie.ipn.mx; www.ipn.mx



Folio
T-DEySA-063-20

85 Aniversario del Instituto Politécnico Nacional
70 Aniversario del CECyT 11 "Wilfrido Massieu"
60 Aniversario de la Escuela Superior de Física y Matemáticas
50 Aniversario del CECyT 12 "José Ma. Morelos" y del CECyT 13 "Ricardo Flores Magón"

Asunto
Cesión de derechos

CDMX, a 25 de marzo de 2021

CARTA CESIÓN DE DERECHOS

Los que suscriben: **Arturo Alejandro Sibaja Saldívar** y **José Yair Soriano Calderón** estudiantes del Programa de: **Ingeniería Química Industrial** con número de Boleta: **2015321001** y **2015321010** respectivamente manifiestan que son autores intelectuales del presente trabajo escrito, por la opción: **Tesis Colectiva**, bajo la dirección del profesor **M. en C. Yair Cruz Narváez** y el **Ing. Enrique Rico Arzate** ceden los derechos del trabajo "**Degradación microbiológica del pesticida 6-cloro-N-etil-N'-(1-metiletil)-1,3,5-triazina-2,4-diamina, empleando microorganismos de un bosque de niebla**" al Instituto Politécnico Nacional para su difusión, con fines académicos y de investigación.

Los usuarios de la información no deben reproducir el contenido textual, gráficas o datos del trabajo sin el permiso expreso del autor y/o director del trabajo. Este puede ser obtenido escribiendo a la siguiente dirección de correo electrónico yair_8_88@hotmail.com , ericoarz@yahoo.com , arturosibaja70@gmail.com y jyairsoriano06@gmail.com . Si el permiso se otorga, el usuario deberá dar el agradecimiento correspondiente y citar la fuente del mismo.

Atentamente



Arturo Alejandro Sibaja Saldívar

Nombre y Firma
del estudiante



José Yair Soriano Calderón

Nombre y Firma
del estudiante



Yair Cruz Narváez

Nombre y Firma
Del director



Enrique Rico Arzate

Nombre y Firma
del director



Contenido

Índice de Figuras	9
Índice de Tablas	11
Resumen	12
Abstract	13
Introducción	14
Objetivo General	15
Objetivos Específicos	15
Capítulo I.- Generalidades	16
1.1 Los herbicidas, clasificación y propiedades	17
1.1.1 Clasificación de los herbicidas	22
1.2 Efectos nocivos de la atrazina	23
1.3 El uso de herbicidas en el campo agrícola	26
1.3.1 Uso de atrazina en México	29
1.3.2 Restricciones para el uso de atrazina	31
1.4 Contaminación por atrazina	34
1.5 El uso de microorganismos mejoradores en la agricultura	38
1.5.1 Microflora Importante en la Agricultura (MIA)	39
1.5.2 Microorganismos como biopesticidas y biofertilizantes	44
1.5.3 Manejo de nutrientes	45
1.5.4 Bacterias promotoras del crecimiento vegetal	47
1.5.5 Solubilización y movilización microbiana de fósforo.	49
1.5.6 Bacterias fijadoras de nitrógeno	51
1.5.7 Solubilización y movilización microbiana de potasio.	51
1.5.8 Microbios como elicitores bióticos.	54
1.5.9 Manipulación molecular de microorganismos importantes en la agricultura	55
1.5.10 Métodos de estudio para la diversidad microbiana	56
1.6 Beneficios de la biodegradación de xenobióticos	57
1.6.1 Biodegradación de compuestos xenobióticos	59
1.6.2 Biorremediación de suelos y ecosistemas con atrazina	61
1.6.3 La importancia de la mineralización en la biodegradación de xenobióticos	66
Capítulo II.-Metodología	70
2.1 Compuestos	72
2.2 Equipos y Métodos	73

2.3 Elaboración del inóculo	74
2.4 Elaboración de curva de crecimiento microbiano.	74
2.5 Determinación de la concentración de atrazina	75
2.6 Determinación de mineralización obtenida	75
Capítulo III.- Resultados y análisis	76
3.1 Manejo de resultados	77
3.2 Análisis de gráficos	83
Conclusiones	99
Referencias	102
Glosario	115

Índice de Figuras

FIGURA 1. Estructura química del 2,4-D.	17
(2,4-D, 2021.)	17
FIGURA 2. Estructura química de la Atrazina.	21
(Atrazine, 2021).....	21
FIGURA 3. Clasificación por tiempo de aplicación	22
(Thomas J. Monaco et al., 2002).....	22
FIGURA 4. Clasificación por sitio de acción.....	23
(Dodge et al., 1990; Thomas J. Monaco et al., 2002; Zweig, 1969)	23
FIGURA 5. Productos en el mercado con Atrazina.	30
(Bicep Maxx - Adama México, 2017.; GESAPRIM 90 WDG, 2016; MARVEL®, 2017). 30	
FIGURA 6. Importancia de los microorganismos en la agricultura. Adaptado de (Jangra et al., 2018).	43
FIGURA 7. Compuestos producidos por microbios.....	46
(Ortíz-Castro et al., 2009).....	46
FIGURA 8. Bacterias promotoras del crecimiento.....	48
(Jangra et al., 2018)	48
FIGURA 9. Solubilización y movilización microbiana. Tomado de (Bargaz et al., 2018).	50
FIGURA 10. Mecanismos directos e indirectos de los PGPR para promover el crecimiento de las plantas y proporcionar K para plantar. IAA, ácido indol-3-acético; PSB, bacterias solubilizadoras de fosfato; ACC, 1-aminociclopropano-1-carboxilato; KSB, bacterias solubilizantes de potasio; y SPB, bacterias productoras de sideróforos.	53
(Etesami et al., 2017)	53
FIGURA 11. Diferentes fuentes de residuos industriales.	58
(Varsha et al., 2011).....	58
FIGURA 12. Biodegradación de atrazina. (de Souza et al., 1998).	64
FIGURA 13. Mineralización de Ácido cianúrico. (de Souza et al., 1998).....	65
FIGURA 14. Experimentación. [Elaboración propia]	71
FIGURA 15. Degradación de la atrazina en presencia de las bacterias.[Elaboración propia]	80
FIGURA 16. Corrección de la concentración de atrazina. [Elaboración propia]	84
FIGURA 17. Cinética de crecimiento de las bacterias. [Elaboración propia].....	86
FIGURA 18. Corrección de la concentración de biomasa. [Elaboración propia]	88

FIGURA 19. Crecimiento microbiano y Consumo del sustrato a través del tiempo. [Elaboración propia]	89
FIGURA 20. Velocidad específica de crecimiento en función de la concentración del sustrato. [Elaboración propia].....	94
FIGURA 21. Esquema general de degradación del xenobiótico(Varsha et al., 2011)..	96
FIGURA 22. Resultados carbono orgánico total.[Elaboración propia].....	97

Índice de Tablas

TABLA 1. Propiedades de la atrazina	21
TABLA 2. Uso estimado de herbicidas.....	26
TABLA 3. Principales productores de atrazina.....	30
TABLA 4. Restricciones para el uso de atrazina	32
TABLA 5. Valores reportados de concentraciones de atrazina y de sus productos de degradación en cuerpos de agua.....	35
TABLA 6. Clasificación de bacterias.	40
TABLA 7. Microflora importante en la agricultura.....	42
TABLA 8. Manipulación molecular de microorganismos.	55
TABLA 9. Reactivos usados para el medio mínimo.	72
TABLA 10. Equipos empleados en la experimentación.....	73
TABLA 11. Resultados de la medición por HPLC-PDA.....	77
TABLA 12. Ajuste de datos experimentales para la concentración de atrazina.	80
TABLA 13. Concentración de atrazina	82
TABLA 14. Concentración de células.....	85
TABLA 15. Ajuste de datos experimentales para la concentración de células.....	87
TABLA 16. Resultados concentración ajustada y velocidad de crecimiento de las células.....	90
TABLA 17. Velocidad de crecimiento específico	92

Resumen

En el presente trabajo se estudió el proceso de biodegradación de la atrazina durante 28 días, utilizando un consorcio microbiano de origen agrícola en un reactor tipo lote. En él se obtuvo el modelo cinético del reactor, la eficiencia de degradación del herbicida y el grado de mineralización.

La metodología experimental empleada en este trabajo se dividió en 4 fases: Diseño del medio de cultivo, producción y extracción, adaptación y generación del inóculo y valoración de la degradación en biorreactor. Obteniéndose de esta forma la curva de crecimiento microbiano y la curva de degradación de la atrazina; La valoración se llevó a cabo mediante lectura de áreas en el HPLC, la biomasa se determinó mediante la técnica de diferencia de pesos y el grado de mineralización se midió por análisis de carbono orgánico total (TOC).

El estudio cinético se obtuvo con la ecuación de Monod. A pesar de que es un modelo simple, es de gran utilidad cuando se estudia por primera vez un sistema desconocido. El estudio demuestra que el producto de degradación de la atrazina inhibe la velocidad de crecimiento, tal como sucede en muchos otros sistemas, llevando a cabo una degradación rápida en un periodo corto de tiempo.

Abstract

Biodegradation process of atrazine was studied for 28 days using an agricultural microbial consortium in a batch reactor. Kinetic model of the reactor, degradation efficiency of the herbicide and the degree of mineralization were obtained.

Experimental methodology used in this work was divided into 4 phases: design of the culture medium, production and extraction, adaptation and generation of the inoculum, and assessment of the degradation in the bioreactor obtaining microbial growth curve and atrazine degradation curve; Determination of atrazine was obtained by reading HPLC chromatograms areas. Biomass was determined by taring dried weight with respect to tube weight. Degree of mineralization was measured by analysis in a Total Organic Carbon Equipment.

Kinetic study was obtained by Monod equation. Results expose degraded products of atrazine inhibits growth rate, as usual in other experiments, resulting in a rapid degradation of herbicide.

Introducción

El impacto de sustancias contaminantes en el medio ambiente ha llevado al desarrollo de nuevas tecnologías sustentables para la limpieza de ecosistemas y regiones dañadas por el mal uso de químicos. Los microorganismos son usados por su capacidad para degradar estructuras orgánicas tóxicas llegando a limpiar suelos y mantos acuíferos.

La atrazina es un herbicida altamente tóxico, está prohibido en diversos países y su degradación en suelos tiende a depender de diversos factores; por su alta persistencia llega a traspasar hasta mantos acuíferos y se han detectado concentraciones que superan los límites establecidos. Aunado a esto, sus regulaciones dentro del país son nulas y esto puede provocar daños a la salud de la población si llega a ser ingerido.

En el capítulo uno del presente trabajo se habla de la clasificación de los herbicidas, sus propiedades y estudios realizados para conocer la información toxicológica, uso y regulaciones en México, señalando lo importante que es la mineralización de los xenobióticos.

En el capítulo dos se mencionan los recursos utilizados para llevar a cabo la experimentación; en estos se enlistan reactivos, equipos y métodos utilizados. Se describe el procedimiento para la elaboración del medio mínimo, obtención de la curva de crecimiento, determinación de la concentración de sustrato y el grado de mineralización.

En el capítulo tres se realiza el análisis de los resultados de la experimentación, obteniendo una concentración final de atrazina de aproximadamente 55 mg/L en un periodo de 21 días y la máxima concentración de células de 825 mg/L alcanzado en un lapso de 18 días. El estudio TOC muestra la mayor mineralización de la atrazina en el primer día, lo cual se corrobora en la figura 22, donde se presenta la mayor velocidad de crecimiento, indicando que las células utilizaron este sustrato como alimento.

Objetivo General

Evaluar la degradación de un herbicida mediante el uso de un consorcio microbiano de origen y aplicación agrícola.

Objetivos Específicos

Diseño de medios de cultivo para favorecer el crecimiento de hongos, bacterias y levaduras de origen agrícola.

Obtención del modelo cinético en un reactor batch.

Evaluación del grado de mineralización y eficiencia de degradación del herbicida.

Capítulo I.- Generalidades

1.1 Los herbicidas, clasificación y propiedades

Desde que surge la agricultura el hombre ha implementado distintos métodos de protección a los cultivos, tales como la eliminación de hierba indeseada de manera manual, herramientas básicas de corte, arado o incluso herramienta motorizada de cultivo. La agricultura mexicana prehispánica tuvo como eje a la milpa, ahí se cultivaban numerosas especies y todas se aprovechaban, las herbáceas servían para alimentar a los animales o bien para incorporarlas a los terrenos. En la colonia, los españoles introdujeron las herramientas de metal: arado, la hoz, guadaña, azadón, otras.

Fue así hasta mediados del siglo XX, el inicio de la “era química”, donde la investigación y la síntesis de nuevos compuestos químicos fueron tomando lugar en el inicio del desarrollo de los herbicidas (Romero-Martínez et al., 2001).

La curiosidad fue en aumento una vez que Bolley en Estados Unidos, Schultz en Alemania y Bonnett en Francia concluyeron en 1900 que los compuestos inorgánicos y soluciones de sales de cobre controlan selectivamente el crecimiento de plantas de hojas anchas en cereales, dando como resultado diversos experimentos acerca de reguladores de crecimiento, como lo fue uno de los compuestos más populares en Estados Unidos en 1947, el 2,4-D (ácido 2,4-diclorofenoxiacético) el cual se encuentra representado en la figura 1, fue pensado originalmente para usarse como hormona de crecimiento, y no como un herbicida selectivo (Vats, 2015).

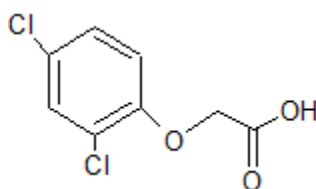


FIGURA 1. Estructura química del 2,4-D.
(2,4-D, 2021.)

La Fundación Rockefeller en 1943 comenzó el financiamiento para introducir tecnologías agrícolas a la producción agrícola mexicana, surgiendo lo que se conoce

“Revolución Verde”, que se distinguió por el fomento al monocultivo, mecanización, riego, incorporación de fertilizantes de síntesis química, fertilización química, aplicación de herbicidas y plaguicidas en general. Esta receta se dispersó por el mundo a partir de los 60’s y 70’s con el discurso de terminar con el hambre, teniendo resultados adversos, por ejemplo: sustitución del paisaje boscoso por áreas de monocultivo, pérdida de biodiversidad, contaminación ambiental, incremento de la pobreza y del hambre.

Un científico icónico de La revolución verde fue Norman E. Borlaug, genetista de la Fundación Rockefeller que en México trabajó con trigo y el problema fitosanitario de las royas en Sonora. Este trabajo arduo en trigo lo llevaron a trigos de espiga grande, con granos de mayor peso, que mejoraron la producción de trigo. En 1967 se introdujeron a México nuevas variedades de maíz, el impacto llegó a unas 100,000 hectáreas en el Valle de Puebla, los resultados esperados no se alcanzaron, en parte se explica porque eran pequeños productores, carentes de capital y propiamente sólo prestaron sus tierras para el “experimento” mexicano.

La revolución verde se basó en el uso de variedades mejoradas de maíz, trigo y otros granos, promoviendo el monocultivo y aplicar en grandes cantidades agua, fertilizantes de síntesis química, herbicidas y otros plaguicidas; Promovió intensamente en las décadas del 40 al 70, desterró la racionalidad ecológica en el manejo del suelo y los cultivos, eliminó la incorporación de materia orgánica, abonos verdes, cubierta del suelo de manera permanente al suelo, manejo biológico de plagas, aprovechamiento de las plantas conocidas como hierbas: verdolaga, quelite, otras. Este paquete tecnológico aportó beneficios, pero ha dejado daños en el medio ambiente y una cultura de alto consumo energético, además del uso de plaguicidas, entre ellos los herbicidas.

Actualmente en el mundo existe variedad de herbicidas que se usan en los campos de cultivo. Un herbicida es un producto que contiene un compuesto activo con la capacidad de alterar la fisiología de las plantas, de manera que después de un periodo prolongado impide su desarrollo o causa su muerte (CIAT., 1982). Su éxito está basado

en el uso para la eliminación de las malezas, cambiando su metabolismo de tal forma que impida su crecimiento y desarrollo, evitando afectar los cultivos.

Países industrializados, como Reino Unido, utilizan los herbicidas para aplicarlos sobre el 85-100% de todos los cultivos. Se estima que cada libra esterlina invertida en herbicidas puede generar ingreso adicional de cinco libras. (Green et al., 1987).

Con el crecimiento de la población, el uso de herbicidas también fue en aumento, provocando que los precios de los herbicidas cayeran en EE. UU. en el periodo de 1985-1987, debido principalmente a la gran competencia por la distribución del mercado y al vencimiento de patentes (Finney, 2018).

La atrazina es un insumo químico registrado en 1955, se introdujo al mercado en la década de los 50's, los herbicidas que contienen atrazina son varios, por ejemplo: cianazina, propazine, ametrina, otros. En el mercado nacional, tiene diversos nombres, por ejemplo, Atrazina, Gesaprim, otros. Sirve para controlar malezas como el acahual, quelites, verdolagas, numerosas especies de hoja ancha. Es un herbicida que ingresa por la raíz y se trasloca a través del xilema.

La atrazina es un herbicida popular en México. Se aplica en cultivos de hoja angosta, como las gramíneas: maíz, sorgo, caña de azúcar, trigo, pasto, potreros en general, piña, plantaciones de pinos, en las márgenes de carreteras, del ferrocarril, en tendidos eléctricos, otros. Su primer uso en el mundo se tiene registro del 1958, el cual ha aumentado severamente los últimos 50 años (Golla et al., 2011).

El cultivo y la industrialización de la caña de azúcar en México se realiza en 15 estados y 227 municipios. A nivel nacional se destinaron 778 mil ha, siendo Veracruz el principal estado productor con 323 mil hectáreas industrializadas y una cosecha de 20.3 millones de toneladas, lo que equivale al 40.37% de la producción nacional (Ramírez-Mora et al., 2018). La aplicación de atrazina en el campo se utiliza aproximadamente 2 kg de ingrediente activo por hectárea de cultivo, lo que resulta en un uso nacional de

aproximadamente 1, 500 toneladas de ingrediente activo aplicado por temporada de cultivo (Rincones, 2020) .

México es considerado como uno de los países exportadores agropecuarios, recaudando alrededor de 1,500 millones de dólares estadounidenses en 2017, cifra que implica un aumento de 10.7% respecto al 2016 (*Agroexportaciones logran cifra récord en el 2017 | El Economista*, 2017). Entre las principales exportaciones se nombran las mismas siembras compatibles con la atrazina. Estos cultivos son de gran importancia, no solo en la parte económica, sino también forman parte de muchas preparaciones del consumo alimenticio mexicano. Los principales estados productores que destacan en estas siembras son: Sonora, Sinaloa, Baja California, Guanajuato, Michoacán, Tlaxcala, Jalisco, entre otros. Aunque no se tiene un registro de un consumo en específico, se estima que se utilizan 3.307 toneladas de herbicidas por cada mil hectáreas de cultivo. Aunado a esto, estudios realizados acerca de la mineralización de suelos en el Distrito de Riego número 63 en Guasave, Sonora, indican un límite de adsorción de atrazina de 0.3 a 0.6 litros de herbicida por kilogramo de suelo de maíz y sorgo cultivado en el 2007 (González-Márquez & Hansen, 2009), se estima que la aplicación general anual en campos de cultivo va desde 0.1 kg de atrazina, hasta 4 kg por hectárea de cultivo.

La atrazina (por su nombre químico 6-cloro-N-etil-N'-(1-metiletil)-1,3,5-triazina-2,4-diamina), ver propiedades de atrazina en la Tabla 1 y estructura química en la figura 2, forma parte del grupo de las triazinas, se clasifica como un herbicida selectivo inhibidor de la fotosíntesis causando necrosis en las plantas. Se puede aplicar directamente en el suelo de manera pre-emergente, de esta forma, el herbicida se moviliza a través de las raíces de las plantas. Sin embargo, también puede encontrarse una aplicación post-emergente foliar, es decir, aplicación directamente al follaje, sin tener contacto con las raíces.

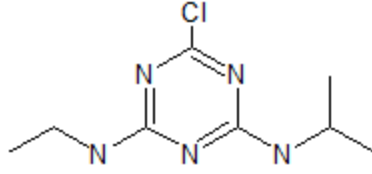


FIGURA 2. Estructura química de la Atrazina.
(Atrazine, 2021)

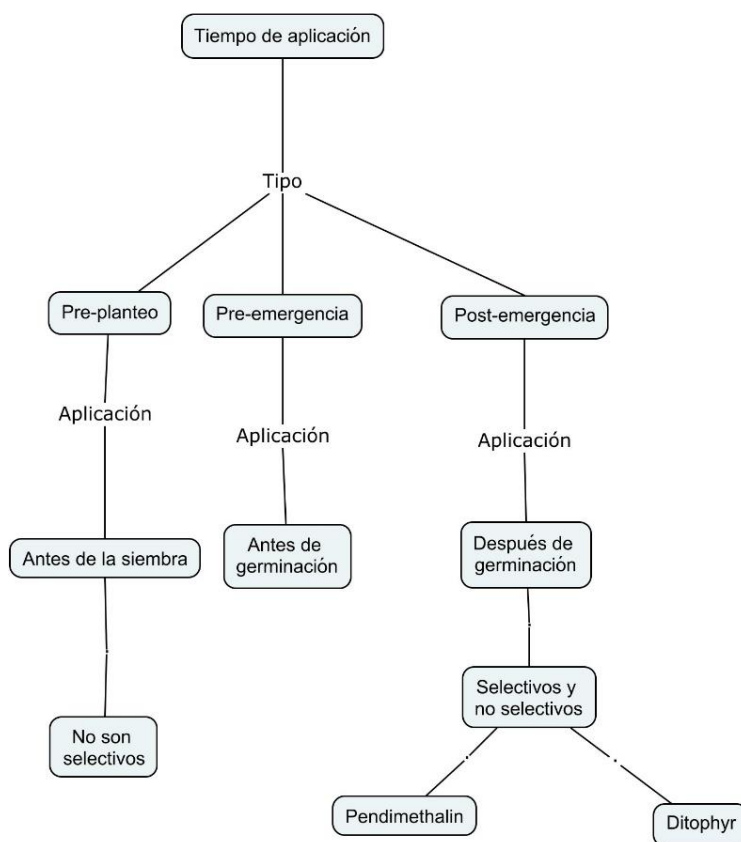
TABLA 1. Propiedades de la atrazina

Parámetro	Característica	Referencia
Peso molecular (fw)	215.68 g/mol	(Rojas et al., 2013)
Puntos de fusión (mp)	173-177°C	(Kovaios et al., 2011)
Presión de vapor (vp)	3.8×10^{-5} Pa	(Rojas et al., 2013)
Solubilidad (S_w)	35 mg/L en agua a 25°C	(Rojas et al., 2013)
Vida media (por biodegradación)	10 días a 5824 días	(Abdelhafid et al., 2000)
Constante de la Ley de Henry (K_H)	3.04×10^{-9} atm m ³ /mol	(Montgomery, 2000)
Logaritmo negativo de la Constante de disociación (pK_a)	1.62 a 20°C, 1.70 a 21°C	(Bailey et al., 1968)
Logaritmo del coeficiente de partición en carbono orgánico (log K_{oc})	2.0 L/kg	(Rojas et al., 2013)

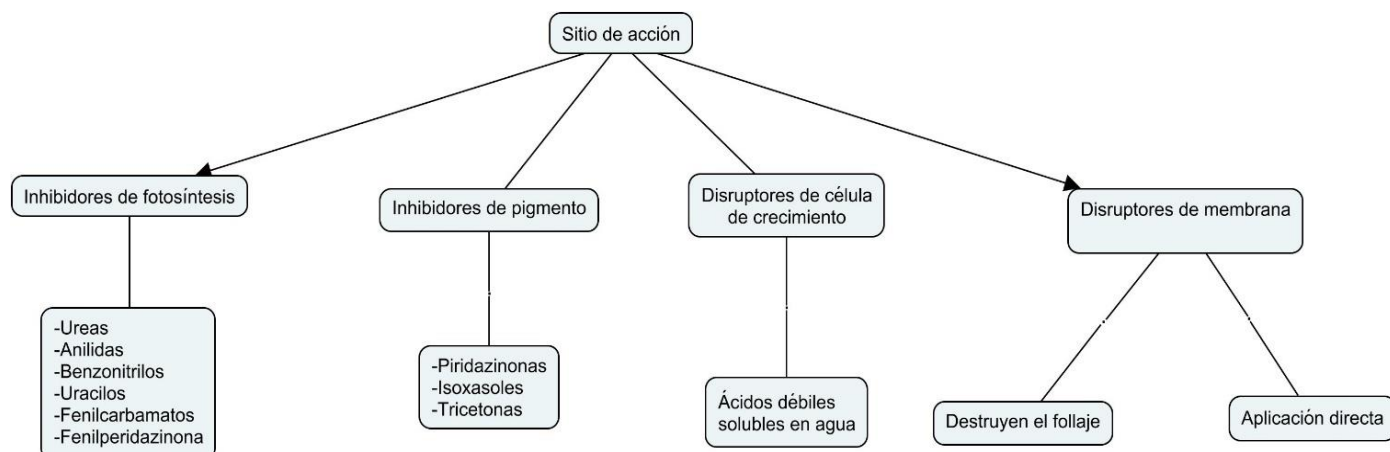
Fuente. Tomado de (Hansen et al., 2013).

1.1.1 Clasificación de los herbicidas

Las clasificaciones más comunes son por grupo químico, modo de acción, sitio de acción o tiempo de aplicación. Como se puede observar en la figura 3 y figura 4.



*FIGURA 3. Clasificación por tiempo de aplicación
(Thomas J. Monaco et al., 2002)*



*FIGURA 4. Clasificación por sitio de acción
(Dodge et al., 1990; Thomas J. Monaco et al., 2002; Zweig, 1969)*

1.2 Efectos nocivos de la atrazina

La atrazina está reportada con baja toxicidad aguda oral, subcutánea y dérmica con la DL50 oral más baja en ratones de 1750 mg por kg. La DL50 subcutánea en ratones y ratas fueron mayor a 5000 mg por kg; Los valores de la DL50 dérmicos en ratas se determinaron como superiores al rango mayor de más de 2000 a más de 3100 mg por kg y en conejos de más de 4500 mg por kg (NRA, 1997).

La toxicidad por inhalación está reportada de moderada a baja con un valor de CL50 de atrazina en aerosol mayor a 710 mg por metro cúbico y mayor a 5000 mg por metro cúbico de exposición de cuerpo completo (NRA, 1997)).

Estudios y efectos a corto plazo. Entre los efectos agudos a corto plazo se destacan problemas en el desarrollo y la reproducción como resultado de efectos adversos en el sistema endócrino. Estudios en animales demuestran que aquellos que fueron expuestos a una dosis de atrazina presentaron una disminución del peso corporal, tamaño de camada, además de un incremento en la incidencia de osificación incompleta. Las ratas fueron quienes presentaron mayor sensibilidad a los metabolitos entre otros

animales, mostrando un efecto crítico de pérdida de peso en dos generaciones, problema de lactancia, incremento en la incidencia de prostatitis en descendencia masculina, además de problema de desarrollo de tejidos reproductivos masculinos y femeninos.

Aunado a estos efectos, la atrazina puede presentar deterioros como problemas de hormonas reproductivas, alteración en el ciclo de evolución y gestación, un alto índice de plasma de estrógenos y problemas cardíacos en perros y ratones, posible inductor de hermafroditismo en ranas en concentraciones menores a 0.1 ppb (partes por billón). (NRA, 1997)

Estudios subcrónicos. Los efectos en ratas a una exposiciones orales de 0, 100, 200, 400 mg/kg de peso corporal por 14 días (y una dosis de 300 mg/ kg de peso corporal por 4 días a hembras) se reportó pérdida de peso corporal y retraso en ganancia de peso en órganos como el bazo y el timo, cerebro, ovarios, e hígado en hembras; no ovulación en una de cada 10 hembras en las dos dosis más altas, una muerte a la concentración más alta y reducción de niveles de estrógenos, hormona luteinizante a concentraciones más bajas de 200 mg/ kg (NRA, 1997).

En un consumo total de 0, 100, 500, 2000 y 4000 ppm de atrazina en dosis de 5, 25, 100 y 200 mg/kg de peso corporal por 4 días, se reporta disminución de consumo de alimentos y reducción de ganancia de peso en dosis menores a 25 mg/kg en ratas; en un consumo diario de 100 mg/ kg por 21 días se reporta efectos en el consumo de alimentos y pérdida de peso del bazo y una ligera disminución en suero proteínico (NRA, 1997)).

Efectos crónicos. Además de los efectos subcrónicos, provoca disminución de glucosa y triglicéridos en la sangre de ratas a una concentración mayor a 500 ppm; degeneración retinal, aumento de cálculos y micro cálculos renales en ratas macho, cambios degenerativos centribulares en el hígado en hembras, hiperplasia por encima de 1000 ppm, incidencia de tumores testiculares en concentraciones menores a 1000

ppm; fibroadenomas y adenocarcinomas en glándulas mamarias femeninas e incremento de tumores mamarios en concentraciones de 500 ppm (NRA, 1997).

Efectos de desarrollo. La atrazina está reportada como no teratogénica en ratas. Sin embargo, en concentraciones de hasta 10 mg por kg de peso corporal puede provocar osificación retardada, disminución de tamaño fetal y peso correlacionado con peso corporal y consumo de alimentos en la madre (NRA, 1997).

Hermafroditismo y desmasculinización en ranas. En 2002, de acuerdo con un estudio realizado por el Departamento de Biología Integrativa de la Universidad de California, las ranas africanas macho sufren de hermafroditismo y reducción de tamaño de la faringe, mostrando así, similitud de proporciones en comparativa con ejemplares del sexo femenino, al estar expuestos a una concentración igual o mayor a 0.1 ppb (partes por billón), y una disminución de por lo menos 10 veces en los niveles de testosterona a una concentración menor a 25 ppb (partes por billón) de atrazina. De acuerdo con (Hayes et al., 2002) estas anomalías nunca fueron reportadas u observadas en 6 años de control y observación de animales en el laboratorio.

Efectos epidemiológicos en humanos. Efectos en humanos se reportan irritación de ojos, piel, nariz y garganta. Efectos crónicos, en las funciones del corazón, hígado y riñón, así como problemas de reproducción y modificaciones en los niveles de hormonas que afectan la ovulación, provocando malformaciones. Asimismo, se considera un posible cancerígeno, se le atribuyen casos de sarcomas y linfoma no hodgkiniano en dos casos de agricultores residentes de Kansas que utilizaban atrazina como herbicida, tumores de ovario en mujeres de la provincia Alessandria, Italia que estuvieron relacionadas con manejo de herbicidas en el campo, riesgo de leucemia, además de tumores en testículos y cáncer de próstata en los trabajadores de industria manufacturera de atrazina (NRA, 1997).

1.3 El uso de herbicidas en el campo agrícola

México posee una gran extensión de superficie agrícola, cerca de 33 millones de hectáreas para producción agrícola de acuerdo con la Encuesta Nacional Agrícola (INEGI, 2017). Está basada, en su mayoría, en el uso de herbicidas para atacar malezas en los campos de cultivos. Se estima que en 2007 se comercializó 100,000 toneladas de plaguicidas (insecticidas, herbicidas, fungicidas, bactericidas), lo cual conforma el 4% de su consumo mundial (J. G. Hernández et al., 2017).

Aunque no existen registros de la cantidad de herbicidas que se consumen en el país, se han realizado diversas encuestas con diferentes metodologías para poder estimar el uso de herbicidas. El reporte se puede observar en la Tabla 2.

TABLA 2. Uso estimado de herbicidas

Lugar	Metodología	Periodo	Consumo de herbicidas	Referencia
Nayarit	Encuestas a los proveedores de agroquímicos en los veinte municipios	2007-2008	30.5% de las compras	(González-Arias et al., 2009)
Valle agrícola de Culiacán, Sinaloa	Conteo de envases vacíos recibidos en un centro de acopio	2011-2012	26.5% de uso de herbicidas	(Leyva Morales, 2014)

Guasave, Sinaloa	Entrevista al personal de la Comisión Nacional del Agua (CONAGUA), Asociación de Agricultores y distribuidores de Agroquímicos, y el Centro de Apoyo al Desarrollo Rural (CADER)	2007-2008	Se aplicaron un total de 707 toneladas de ingrediente activo de herbicidas	(Hernández-Antonio, 2011)
Yaqui, Sonora	Se obtuvo registro de bases de datos de ventas de agroquímicos por parte del Distrito de Desarrollo Rural	2009-2010	Cerca de 68 toneladas de ingrediente activo de herbicidas	(Soto & Quintanar, 2014)
Chignahuapan, Puebla	Entrevistas a trabajadores cultivadores de tomate	2011	4% del total utilizado fueron herbicidas	(Ortega Martínez et al., 2014)
Invernaderos de floricultivo de Morelos	Cuestionarios a los encargados de compra de agroquímicos y dueños de invernaderos	2005	Uso de un herbicida altamente peligroso	(Schilman et al., 2010)
Comunidad agrícola de Yucatán	Reporte de uso de ingredientes activos de plaguicidas	2008	Uso de tres plaguicidas altamente peligrosos	(Pérez-Herrera et al., 2008)

Fuente. Tomado de (J. G. Hernández et al., 2017).

En México están autorizados 183 ingredientes activos del catálogo de Plaguicidas Altamente Peligrosos (PAPs), lo cual representa el 33% de los ingredientes activos en el Catálogo Oficial de Plaguicidas. Son clasificados de esta manera debido a su naturaleza mortal, carcinógena, tóxico en reproducción, mutagénico, perturbador endócrino, bioacumulable, contaminante en el medio ambiente, y persistente en agua, suelo o sedimento (J. G. Hernández et al., 2017).

Se ha observado que los envases de agroquímicos son tirados de forma irresponsable en los canales de riego, ríos, arroyos, etc., y en otros casos son quemados o enterrados, sin embargo, llegan a reutilizarse. Todas estas prácticas son focos de contaminación al ambiente (aire, tierra, cuerpos de agua).

Con el paso del tiempo, la generación de los envases vacíos de agroquímicos en nuestro país ha sido abordada desde distintos ángulos, por desgracia, no siempre de manera eficaz o eficiente. Los agricultores perciben que el manejo de los envases vacíos de agroquímicos y afines no es su responsabilidad debido a que ellos no fabricaron el agroquímico. De esta forma, consideran que el gobierno o los fabricantes son los encargados de dar solución a esta problemática (COMITÉ ESTATAL DE SANIDAD VEGETAL DE QUERÉTARO, 2012).

Actualmente en México se cuentan con planes y normas para tener un control sobre estos desechos tal es el caso del plan de manejo y recolección de envases vacíos de agroquímicos comité estatal de sanidad vegetal de Querétaro (PLAMREVP) y las normas: NOM-033-FITO-1995, NOM-082-SAG-FITO/SSA1-2017 y NOM-232-SSA1-2009, las cuales buscan reducir y eliminar el mal manejo de residuos de los agroquímicos utilizados.

Se reporta que, en el Valle de Culiacán, Yaqui, el Bajío Guanajuatense, Altos de Chiapas se utilizan ingredientes activos registrados en la categoría de altamente peligrosos como el paraquat, 2,4-D, glifosato, atrazina, siendo estos mayormente

utilizados en el Valle de Culiacán con 53%, y en Yaqui con el 43% del total (J. G. Hernández et al., 2017).

1.3.1 Uso de atrazina en México

La atrazina es utilizada en la mayoría de los casos para cultivos de maíz, sorgo, caña de azúcar, trigo, distintos tipos de pastos, entre otros. En 1995 el consumo de herbicidas con atrazina como ingrediente activo fue de 2 mil toneladas (Villada Canela, 2006) además de importaciones al país de 190 toneladas en 2003 a 288 toneladas en 2012 de Estados Unidos, Israel, China, Italia y la India (Hansen et al., 2013); en el año 2013 fue uno de los herbicidas más utilizados en los cultivos agrícolas de Sinaloa (González et al., 2017) el herbicida más utilizado en el Bajío de Guanajuato en 2016. De acuerdo con bases de datos aduanales, durante el periodo 2010 a 2017, la importación de atrazina ocupó el segundo lugar con más de 30 millones de toneladas, después del paraquat, con 90 millones de toneladas (Martínez Arrollo et al., 2019).

Los principales productores en México de herbicidas con ingrediente activo atrazina son Syngenta Agro, Ducor, PYOSA, Polaquímica, y Velsimex. Se puede encontrar el herbicida con nombres comerciales como Gesaprim, Primagram, Lumax, Marvel, Medal, Atrifix, Bicep, Azinotox, Atrapol y Atermix, ver figura 5. Las concentraciones pueden variar entre fabricantes, se enlistan en la Tabla 3.



FIGURA 5. Productos en el mercado con Atrazina.
(Bicep Maxx - Adama México, 2017.; GESAPRIM 90 WDG, 2016; MARVEL®, 2017)

TABLA 3. Principales productores de atrazina en México

Nombre comercial	Fabricante	Ingrediente activo	Concentración
Gesaprim Autosusensible	Syngenta Agro	Atrazina	43% peso
Gesapax Combi 80 PH		Ametrina + Atrazina	38.2% peso + 38.2% peso
Gesaprim calibre 90 GDA		Atrazina	90% peso
Lumax		Mesotriona + S-Metaloclor + Atrazina	2.71% peso+ 27.10% peso + 10.20% peso
Marvel		Dicamba + Atrazina	11.45% peso + 22.23% peso
Medal Gold		Atrazina	374 g/ L

Primagram Gold		Atrazina + metaloclor	370 g/L + 290 g/L
Atrafix 90	Ducor	Atrazina	900 g/ kg de herbicida
Bicep Maxx		Atrazina + metaloclor	321 g/L + 401 g/L
Azinotox 500 SA	PYOSA	Atrazina	500 g/L
Azinotox 900 DF		Atrazina	900 g/L
Atrapol	Polaquimia	Atrazina	500 g/L
Atermix FW	Velsimex	Atrazina + terbutrina	21.90% peso + 21.90% peso
Esplendel		Dicamba + atrazina	13.42% peso + 21.86% peso

Fuente. Elaboración propia.

1.3.2 Restricciones para el uso de atrazina

La atrazina forma parte del catálogo de Plaguicidas Altamente Peligrosos autorizados en México. Su uso está prohibido en 37 países y en otros ha sido restringido su uso debido a la naturaleza recalcitrante y contaminante del compuesto activo (González et al., 2017).

La Agencia de Protección Ambiental de Estados Unidos realizó el estudio de los efectos cancerígenos de los herbicidas triazínicos en el consumo de alimentos y aguas

contaminados, llegando a la conclusión de seguir precauciones y medidas específicas para reducir riesgos de contaminación para agua de consumo (USEPA, 2003).

Las regulaciones para la atrazina pueden variar en diferentes ubicaciones del mundo. De acuerdo con la Agencia de Protección Ambiental de Estados Unidos (USEPA, 2003) el límite de atrazina para el consumo humano se fijó en 3 µg/L, mientras que en la Unión Europea el límite se ha establecido de 0.1 µg/L de acuerdo con (European Parliament, 1998). En México se sigue la regulación de la Organización Mundial de la Salud (OMS), con un límite permisible de 2 µg/L.

En Italia y Alemania se prohibió el uso de herbicidas con atrazina debido a que su concentración en cuerpos de agua excedía los límites establecidos en la normatividad vigente (Giupponi, 2001). La Directiva Marco del Agua incluyó a la atrazina como una de las 33 sustancias a monitorear en aguas pertenecientes a la Unión Europea (European Parliament, 2000). Se ha prohibido y restringido el uso de atrazina en diversas regiones del mundo, como Europa, Australia, Estados Unidos mientras que, en México, diversos países latinos y parte del Caribe su uso está permitido, (ver en la Tabla 4).

TABLA 4. Restricciones para el uso de atrazina

Región	País	Restricción	Referencia
Norte América	Estados unidos	Restringido	(USEPA, 2003)
	Canadá	Restringido	(PMRA, 2004)
	México	Permitido	

Europa	Italia, Alemania, Suecia, Austria, Francia, Finlandia, Dinamarca	Prohibido	(OJEU, 2004)
	Bélgica, Irlanda, Luxemburgo, Reino Unido	Permitido	(OJEU, 2004)
Asia	Bangladesh, Camboya, China, Indonesia, Malasia, Myanmar, Pakistán, Sri Lanka, Tailandia, Vietnam	Permitido	(FAO, 2000)
América Latina y El Caribe	Granada, Guatemala, Guyana, Haití, Jamaica, Nicaragua, Saint Kitts y Nevis, Saint Lucia, San Vicente y las Granadinas, Surinam, Trinidad y Tobago, Colombia, Cuba, El Salvador, Honduras, Panamá, Puerto Rico, República Dominicana, Venezuela, Antigua y Barbuda, Bahamas, Barbados, Bermuda, Belice, Costa Rica, Dominica,	Permitido	(UNEP, 2002)

Fuente. Tomado de (Hansen et al., 2013)

También se ha establecido límites para la atrazina en agua subterránea y sedimentos en países como Italia y Países Bajos siendo estos de 0.1 y 0.029 mg/L para agua subterránea, respectivamente, y en sedimentos Países bajos tiene un límite de 0.2 mg/kg de sedimento (Hansen et al., 2013).

En México, la norma NOM-127-SSA-1994 define las características que debe tener el agua para su potabilización, como límites de calidad y tratamientos a los que debe someterse considerando ciertos herbicidas. Por otra parte, existe un proyecto de norma “Agua para uso y consumo humano: Límites máximos permisibles de la calidad del agua, control y vigilancia de los sistemas de abastecimiento” (ANEAS 2007), en el cual se involucra una mayor cantidad de herbicidas. Sin embargo, la atrazina no forma parte de la lista contemplada.

1.4 Contaminación por atrazina

La atrazina es uno de los herbicidas que más se emplea a nivel mundial, presenta variable velocidad de degradación biológica dependiendo del tipo de suelo. Este herbicida ha sido detectado en cuerpos de agua superficial y subterránea, por lo cual se le cataloga como altamente tóxico crónica con potencial de acumularse como sustancia recalcitrante en superficies acuáticas, y se ha prohibido su uso en los Estados Unidos y en diversos países de la Unión Europea; (ver Tabla 4). A pesar de las restricciones del uso de atrazina, se han encontrado concentraciones que superan los límites permisibles en diversos lugares, como sucede en México. Debido a la falta de regulaciones, su amplio

uso en zonas de cultivo ha dirigido a contaminación en cuerpos de agua superficial y subterránea, donde las concentraciones del herbicida rebasan los límites para agua de consumo humano (Hansen et al., 2013).

“La adsorción y la mineralización son los principales procesos que influyen en la atenuación natural y el comportamiento de la atrazina en suelos” (Ma & Selim, 1996), afectando en su mayoría estos procesos debido al contenido de arcillas y de materia orgánica (Ben-Hur et al., 2003) (Ling et al., 2005), así como por el pH (Abdelhafid et al., 2000). Por otra parte, se demostró que uno de los factores que inhiben la mineralización de la atrazina es la aplicación de fertilizantes nitrogenados en suelos (Garcés et al., 2007a), mientras se evaluaba el efecto de la salinidad del suelo sobre la adsorción de atrazina (González-Márquez & Hansen, 2009). Debido a la alta solubilidad en el agua y baja absorción en el suelo, así como la elevada persistencia (Graymore et al., 2001) (Nödler et al., 2013) es la causa frecuente de encontrar atrazina en cuerpos de agua.

Diversas fuentes han reportado concentraciones de atrazina y su metabolito, la desetilatrizona, en cuerpos de agua, ver Tabla 5. Se puede observar que en México se supera el límite de 2 µg/L propuesto por la Organización Mundial para la Salud (OMS 2008) y el de la Comunidad Europea que establece un límite de 0.1 µg/L (European Parliament, 1998)

TABLA 5. Valores reportados de concentraciones de atrazina y de sus productos de degradación en cuerpos de agua.

Cuerpo de agua	Lugar	Concentración (µg/L)	Referencia
Subterráneo	Estados Unidos de América	0.1 – 88	(Readman et al., 1993), (Chapman & Stranger, 1992)

Subterráneo	Big Springs, EUA	2.5 – 10	(Ritter et al., 1996)
Subterráneo	Cuenca del río Baiyangdian, China	0.4 – 3.29	(Ye et al., 2001)
Subterráneo	Provincia de Vojvodina, Serbia	0.198	(Pucarevi et al., 2002)
Subterráneo	Franja de Gaza, Oriente Próximo	3.5	(Shomar et al., 2006)
Subterráneo	Kentuky, EUA	0.14 – 0.46	(Golla et al., 2011)
Subterráneo	Provincia de Jilin, China	0.107	(Geng et al., 2013)
Subterráneo	Estambul y Dardanelos, Turquía	0.031 – 0.041	(Nödler et al., 2013)
Subterráneo	Zona Agrícola de Referencia, México	6.23-21.26	(Hernández-Antonio & Hansen, 2011)
Subterráneo	Zona Agrícola de Referencia, México	4.62-15.01	(Hernández-Antonio & Hansen, 2011)
Superficial	Laguna costera, Norte Adriático, Italia	2.4-8.2	(Carafa et al., 2007)

Fuente: Tomado de (Hansen et al., 2013)

Existen algunos factores que pueden afectar la degradación de la atrazina en los ecosistemas, por ejemplo, las temperaturas bajas, suelos con deficiencia de nutrientes y

una comunidad microbiana escasa, la degradación puede verse afectada considerablemente hasta llegar a ser nula (Scribner et al., 1992).

Otro factor que influye en la mineralización de la atrazina es la cantidad de carbono y nitrógeno presente en el suelo (Assaf & Turco, 1994), su presencia está relacionada con la flora microbiana del ecosistema. Si no hay degradación lo más probable es que no estén presentes las enzimas específicas que necesitan los microorganismos para provocar la degradación biológica (Cook, 1987).

La adsorción y degradación de la atrazina son los principales procesos naturales que controlan la migración del herbicida al agua y suelo. La adsorción está relacionada a la composición y textura del suelo, pH y la cantidad herbicida presente. Se evaluó el efecto de los parámetros del suelo en la atenuación natural de atrazina, reportando la relación directa de materia orgánica con la adsorción de atrazina, reportando que, a mayor concentración de materia orgánica, mayor adsorción del herbicida. La atrazina adsorbida no participa en otros procesos, como son la biodegradación y la migración hacia cuerpos de agua subterránea y superficial (González-Márquez & Hansen, 2009).

Wang y Keller (2009) estudiaron la influencia del tipo de suelo en la adsorción de atrazina, concluyendo que la adsorción es más eficiente en la fracción arcillosa que en los limos y las arenas. Atribuyeron lo anterior a que existe un mayor contacto superficial debido a la estructura micro porosa de las arcillas que sirven como adsorbente de la atrazina y de la materia orgánica, que a su vez tiene gran capacidad de fijar este herbicida.

La atrazina por naturaleza se clasifica como una base débil, que puede ser fácilmente protonada a un pH menor a 4 para favorecer la adsorción en sustancias húmicas a través de interacciones iónicas (Ahmad & Rahman, 2009). Por otra parte, (Hernández-Antonio & Hansen, 2011) reporta que al incrementarse la salinidad se inhibe la adsorción de la atrazina a estas mismas sustancias debido a cambios en la

estructurales, composición de la materia orgánica, y formación de complejos con sales de calcio y sodio.

La degradación de la atrazina se puede llevar a cabo mediante procesos biológicos y químicos. En los procesos biológicos se aprovecha la actividad de los microorganismos utilizando la atrazina como fuente de energía y nutrientes, siendo este método uno de los principales para la degradación de este herbicida (Steinheimer, 1993). Sin embargo, la presencia de ciertos nutrientes como carbono y de nitrógeno mineral en el suelo limitan la biodegradación de la atrazina, debido a que se utilizan estos nutrientes como alimento en lugar del contaminante (Garcés et al., 2007b).

La migración de la atrazina en el agua y el suelo es un proceso complejo. Se ha identificado que la adsorción de la atrazina a diversos compuestos del suelo y el agua pueden complicar la degradación de este componente (Besse-Hoggan et al., 2009). Las variaciones en la cantidad y en el tipo de sales presentes en agua y suelo influyen en la atenuación natural de la atrazina ya que intervienen en el crecimiento de microorganismos degradadores del herbicida (Besse-Hoggan et al., 2009).

(Garcés et al., 2007b) reportó que la vida media de la atrazina en suelos del Distrito de Riego No. 63 es de 4.5 a más de 35 días, mientras que (González-Márquez & Hansen, 2009) reporta que la atrazina puede existir en los suelos en un tiempo de hasta 120 días en este mismo Distrito de Riego.

1.5 El uso de microorganismos mejoradores en la agricultura

En 1890, Sergei Nikolaevich investigó acerca de un proceso de vida llamado quimiosíntesis. Llegó a la conclusión que parte de la población microbiana podría exclusivamente vivir en materia inorgánica. Durante su investigación sugirió que esta microbiología podría tener diversas soluciones a los problemas de la agricultura. El mensaje de su investigación se esparció rápidamente a través de la comunidad científica

agricultora e impulsó el interés en los métodos biológicos para explorar el suelo, dando como resultado un mayor entendimiento al rol de actual de los microbios en el suelo.

El suelo se define como el material mineral no consolidado que yace sobre la superficie de la tierra, sirve como medio natural para el crecimiento de las plantas, y en su desarrollo es influenciado por factores genéticos y ambientales, como el material parental, el clima (incluyendo humedad y temperatura), organismos y topografía, quienes han actuado en el tiempo originando como producto el suelo. El suelo es un cuerpo natural que contiene materia viva, este cuerpo soporta plantas. El suelo entonces, contiene materia viva, es hábitat de organismos vivientes. Este recurso natural alberga plantas, microorganismos y animales superiores.

El suelo es un hábitat diverso en la Tierra, la compleja naturaleza física y química del suelo permite aplicar la clasificación propuesta por (Ruggiero et al., 2015), el Sistema del Catálogo de Vida, que consta de siete reinos agrupados en dos superreinos, los cuales se describen a continuación.

El suelo entonces se considera un almacén de microorganismos, así como su actividad. Se estima que la microfauna viviente consiste en menos del 5% del espacio total ocupado y está restringida a los “puntos cálidos” en conjuntos de materia orgánica. La mayor parte de la diversidad bacteriana y fúngica asociadas con el suelo es difícil de caracterizar principalmente debido a la falta de conocimiento taxonómico. En capas superiores del suelo, la población bacteriana puede producir cerca de 10⁹ células por cada gramo de suelo. La mayor parte de esta población no se pueden reproducir en condiciones de laboratorio (Jangra et al., 2018).

1.5.1 Microflora Importante en la Agricultura (MIA)

La microbiología tiene diversas aplicaciones en la agricultura, interactúa de forma positiva al suelo y las plantas, obteniendo efectos benéficos difíciles de predecir. La

microbiología es muy amplia, como se reporta en la Tabla 6, los cuales son conocidos por su capacidad en la promoción de crecimiento vegetal (Jangra et al., 2018).

Para los propósitos de este trabajo, se acude al sistema de clasificación de Michael A. Ruggiero quien, en el año 2015, a los seres vivos los agrupó en dos superreinos y siete reinos. Para este trabajo es de interés el superreino Procariota, el cual abarca el reino de las bacterias y las arqueas. Ambos grupos compuestos por organismos unicelulares.

TABLA 6. Clasificación de bacterias.

Super Reino Procariota		Super Reino Eucariota	
Reinos		Reinos	
Reino Archae	Son organismos microscópicos unicelulares con gran variedad de formas celulares (pleomorfismo) y formas geométricas únicas. Los suelos contienen entre 10 ⁵ y 10 ¹⁰ células microbianas en cada gramo, todos los suelos contienen arqueas. Las arqueas reciclan elementos como carbono, nitrógeno y azufre, en diversos hábitats de cada ecosistema.	Reino Protozoa	Los protistas son eucariotas unicelulares, forman filamentos, son coloniales o se agregan en grupos más grandes de células. Se dividen en Archaeplastida (algas verdes, algas rojas y ancestros de plantas superiores), Amoebozoa (muchas especies de ameboides), Opisthokonta (células de collar y hongos), Stramenopiles, Alveolata, Rhizaria y Excavata.
		Reino Chromista	La mayoría de los chromistas tienen capacidad fotosintética, cloroplastos y celulosa en su pared celular, pero a diferencia de las plantas, no son embriófitas. En los chromistas también se incluyen algunos organismos heterótrofos sin capacidad fotosintética y algunos flagelados.
		Reino Fungi	Los hongos se componen de finos filamentos llamados hifas, tienen un diámetro de 3 a 8 nm;

forman el grueso de la biomasa microbiana. Ayudan a formar los agregados, ponen a disposición de otros organismos los nutrientes, mediante la descomposición de la materia orgánica. La distribución de los hongos está en función del carbono orgánico disponible, los hongos del suelo fundamentalmente son organismos saprofitos que crecen en tejidos muertos y en descomposición. Ahi se tienen a las micorrizas. Las micorrizas son muy antiguos, datan de 450 millones de años (Ma), son de las primeras colonizadoras del suelo, haciéndolo estable y equilibrado, favoreciendo la producción de plantas y su cosecha.

Reino Bacteria.	Son organismos microscópicos, unicelulares o con las células formando asociaciones simples, comúnmente tienen un diámetro de 0.2 micrómetros (μm) y 2 - 8 μm de longitud. Presentan gran variedad de formas, fundamentalmente esféricas (cocci o cocos), en forma de bastón o varilla (bacilos) y forma helicoidal (espirilla), se presentan bacterias capaces de asumir varias formas (pleomórficas).	Reino Plantae
-----------------	--------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------	---------------

Las plantas son organismos que tienen una parte visible sobre el suelo (el sistema de brotes) y una parte oculta bajo tierra (el sistema de raíces). Se reportan alrededor de 400 000 especies, de ellas unas 260,000 a 290,000 especies producen semillas, de éstas 1,000 pertenecen a las gimnospermas (semilla desnuda) y las restantes a las angiospermas (plantas con flores y fruto).

Reino Animalia	Aquí se engloba: (1) Microfauna. La microfauna se refiere a las formas de vida animal cuya longitud es menor a 0.1 mm; (2) Mesofauna, que incluye lombrices, nemátodos, ácaros, colémbolos, miriápodos, algunos gasterópodos y muchos insectos, especialmente termitas y hormigas, aquí se ubican todos los organismos del suelo cuya longitud se sitúe entre 200 y 1mm; (3) Vertebrados. Los vertebrados se clasifican en cinco clases: mamíferos, aves, reptiles, anfibios y
----------------	--------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------

peces. Se han descrito alrededor de 1 millón 729 especies.

Fuente. Tomado de (Ruggiero et al., 2015)

Se ha encontrado que estos microorganismos también tienen un papel importante en la protección de cultivos al incrementar su capacidad de resistencia a patógenos en las plantas, actuando como elicitores en oposición a diferentes bióticos o condiciones ambientales. (Jangra et al., 2018). Ver figura 6.

La definición de “microorganismo efectivo” se puede aplicar cuando un grupo de microorganismos benéficos tienen la capacidad de ser usados como inoculantes efectivos, estos son aplicados para incrementar la diversidad microbial en el suelo y la rizosfera del crecimiento de las plantas, además de tener una gran importancia en el manejo de enfermedades, malezas y pestes que dañan la forestación y los cultivos de agricultura (Jangra et al., 2018). Ver Tabla 7.

TABLA 7. Microflora importante en la agricultura

MIA	Planta objetivo	Efecto benéfico	Referencia
Azospirillum sp.	Cynara	Incrementa radicalmente la longitud y el peso	(Liddycoat et al., 2009)
Azotobacter sp.	Scolymus	Efectos en germinación	(Liddycoat et al., 2009)

Pseudomonas sp. cadena PS1	Vigna radiata	Incrementa el peso seco de la planta, nódulo de raíz, contenido total de clorofila, y proteínas de semilla	(Ahemad & Khan, 2012b)
Bradyrhizobium sp. cadena MrM6	Vigna radiata	La bacteria puede incrementar los parámetros de crecimiento	(Ahemad & Khan, 2012a)
Rhizobium cadena MRP1	Pisum sativum	Conocida por incrementar las propiedades simbióticas de las plantas tales como nodulación y contenido de leghemoglobina, mejora en la absorción de nitrógeno y fósforo	(Ahemad & Khan, 2011)
Bacillus sp., Paenibacillus sp.	Oryzae sativa	Promociona el crecimiento vegetal	(Beneduzi et al., 2008)

Fuente. Tomado de (Jangra et al., 2018).

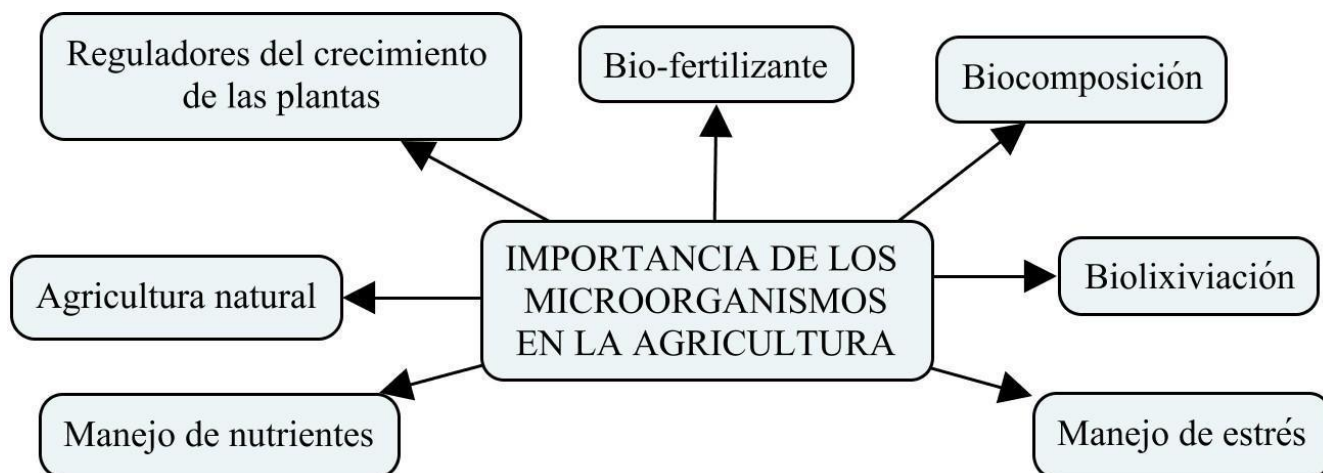


FIGURA 6. Importancia de los microorganismos en la agricultura. Adaptado de (Jangra et al., 2018).

1.5.2 Microorganismos como biopesticidas y biofertilizantes

Actualmente en la agricultura se incluyen los biofertilizantes y biopesticidas como herramientas modernas. Los biofertilizantes consisten en microorganismos que son aplicados a las semillas, a la superficie de la planta o al suelo, de esta manera coloniza la rizosfera y ayuda al crecimiento vegetal debido al incremento de nutrientes primarios para el anfitrión (Bhattacharyya & Jha, 2012).

Por otra parte, existen los biopesticidas, los cuales usan diferentes mecanismos de acción, por ejemplo, producción de antibióticos, sideróforos, ácido cianúrico, enzimas hidrolíticas y un sistema de resistencia inducido. Gran parte de los microbios activos usualmente son usados para crear biofertilizantes y biopesticidas, de tal manera que el crecimiento vegetal sea favorecido y exista un control de enfermedades (Chandler et al., 2008).

La información acerca de los microorganismos inoculados del suelo no es muy grande de acuerdo con la diversidad de estos. Sin embargo, se puede encontrar información acerca de microorganismos específicos de la aplicación eficaz de inoculantes a base de *Rhizobium*, *Mesorhizobium*, *Bradyrhizobium*, *Azospirillum*, *Azotobacter*, *Pseudomonas*, microorganismos solubilizadores de fosfato y *Trichoderma*, para mejorar la nutrición de las plantas y la producción agrícola (Jangra et al., 2018). Durante el periodo de otoño invierno de 1999-2000, en México, se evaluaron los biofertilizantes a base de *Azospirillum brasilense*, *Glomus intraradices* y *Rhizobium etli* en 1.9×10^6 ha de cepas de frijol en prácticamente todo el país resultando que, cuando se aplicaron biofertilizantes, el rendimiento incremento cerca de un 62% de manera absoluta y un 30% en relación a fertilizantes sintéticos convencionales (Grageda-Cabrera et al., 2012).

Se ha demostrado que la inoculación de microorganismos promueve el crecimiento de las plantas, observándose una mejoría en plan de emergencia, vigor y biomasa. En México, se incrementó entre el 30 al 70% el rendimiento en cultivos de maíz,

y 39% en cultivos de cebada en comparación de cultivos sin inocular. Al inocular microorganismos promotores de crecimiento, se observó una mejora en la calidad de los frutos de jitomate y chile. En cultivos de chiles incremento el rendimiento en un 40% y un 30% de incremento en calidad para pimiento morrón, además de reducir el tiempo de cosecha. Diversos estudios demuestran que la inoculación de microorganismos para la agricultura permite reducir la dosis de fertilizante como nitrógeno, fósforo y potasio utilizado sin que el rendimiento del cultivo se vea afectado (Grageda-Cabrera et al., 2012).

En Valle del Yaqui, Sonora, diversas cepas se inocularon en la semilla de maíz y fueron sembradas en macetas de 2.5 L con muestras de suelo de la región (textura arcillosa). Se cuantificó durante 6 semanas las características fisiológicas dando como resultado hasta un 72% de incremento de peso seco aéreo, cerca de 2% de incremento en el número de hojas, hasta 77% de incremento en el diámetro del grosor respecto al control (Parra-Cota et al., 2018).

1.5.3 Manejo de nutrientes

Las plantas son incapaces de obtener nutrientes del suelo sin los microbios trabajando en el mismo. Los microbios son seres vivos y deben alimentarse de la materia orgánica para producir nutrientes. Tan pronto empiezan el proceso de alimentación, comienzan a producir diversos elementos como nitrógeno, carbón, oxígeno, hidrógeno, fósforo, potasio y micronutrientes para las plantas.

El manejo de los nutrientes es la ciencia ligada a la optimización del uso del suelo, clima, factores hidráulicos y entradas de nitrógeno, fósforo, y potasio (Miao et al., 2011). Los microbios presentes en el suelo, principalmente bacterias y fungí, son conocidos por su excelente labor en descomponer materia orgánica del suelo y reciclar residuos orgánicos. Estos compuestos producidos se clasifican en tres diferentes clases: de alto

peso molecular, de bajo peso molecular, y componentes orgánicos volátiles (Ortíz-Castro et al., 2009). Ver figura 7.

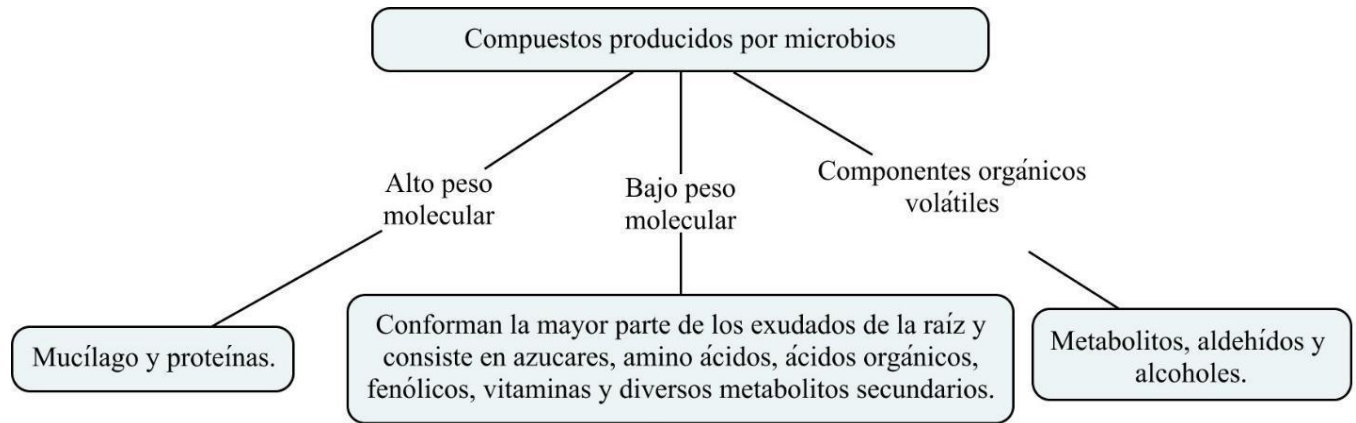


FIGURA 7. *Compuestos producidos por microbios* (Ortíz-Castro et al., 2009).

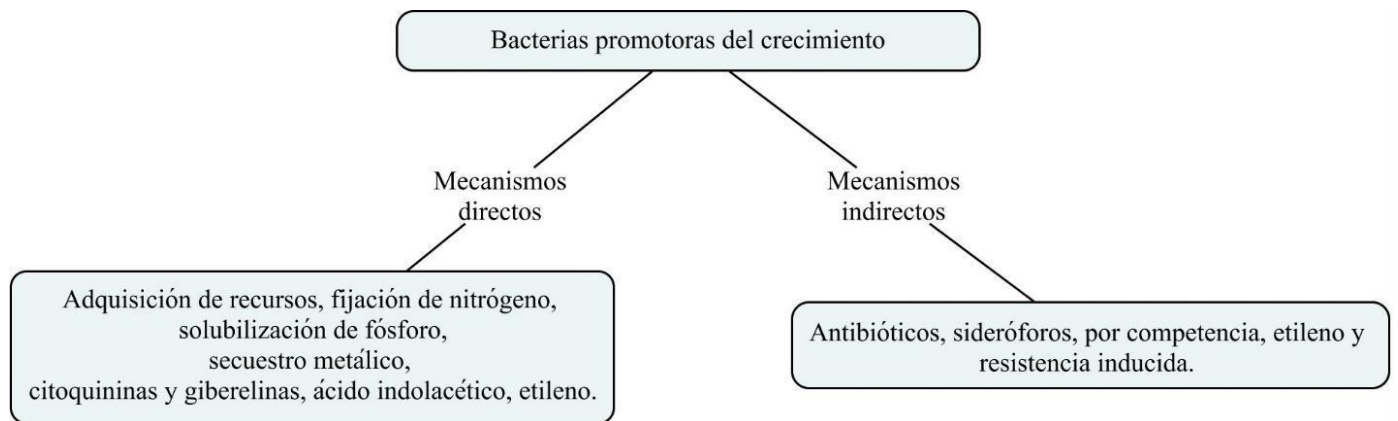
El tiempo de exudación es afectado directa o indirectamente por factores ambientales como temperatura, luz, tipo de suelo, etc. Las plantas que crecen en un suelo con baja accesibilidad de fosfatos o en presencia de concentraciones tóxicas de aluminio, la exudación se incrementa predominantemente en ácidos orgánicos como ácido oxálico, ácido maleico, y ácido cítrico. Estos compuestos actúan como fuentes de atracción microbiana, o bien, como fuentes de carbono para nutrición (Nihorimbere et al., 2011).

En la rizosfera diferentes microorganismos compiten por más nutrientes y espacio ecológico; han desarrollado diversas herramientas ofensivas contra especies que compiten contra ellos, tales como sustancias antibióticas, enzimas bacteriolíticas y bacteriocinas. Se ha demostrado que los microbios benéficos son capaces de asociarse con las raíces de las plantas con la finalidad de suplir importantes nutrientes como nitrógeno, fósforo y potasio. Un ejemplo de esto son los hongos micorriza arbuscular (por sus siglas en inglés AMF), los cuales son un grupo de microbiota útil identificada por su

asociación simbiótica con las raíces de las plantas más altas. Debido a su naturaleza saprofita, están obligados a tener un anfitrión para vivir, y a la par contribuye en la absorción de fósforo, agua y, otros macros y micro elementos que ayudan al crecimiento vegetal. Son aplicados usualmente a cultivos como cereales, legumbres, semillas oleaginosas y frutas para aumentar su manejo nutrimental (Jeffries & Barea, 2001).

1.5.4 Bacterias promotoras del crecimiento vegetal

Las bacterias promotoras del crecimiento vegetal representan una amplia variedad de bacterias del suelo, las cuales cuando crecen en asociación con las plantas estimulan su crecimiento (Lugtenberg & Kamilova, 2009). Pueden modificar la arquitectura de la raíz y promover el crecimiento con la producción de fitohormonas como ácido indolacético, ácido giberélico, citoquininas, y producción de diversos metabolitos como lo son sideróforos, ácido cianúrico (HCN) y antibióticos (Kloepper et al., 2007). La promoción de crecimiento puede brindarse de manera directa al facilitar la adquisición de recursos o moderando los niveles de hormonas, o de manera indirecta al disminuir efectos de agentes patogénicos en el crecimiento y desarrollo de las plantas, de manera que funcionan como bacterias biocontroladoras. Para efectuar la promoción de crecimiento, las bacterias contribuyen con distintos mecanismos para que esto sea posible. Los mecanismos utilizados se muestran en la figura 8.



*FIGURA 8. Bacterias promotoras del crecimiento.
(Janra et al., 2018)*

A pesar de las interacciones limitadas de promoción de crecimiento, estas bacterias son usadas comercialmente como una herramienta a prácticas en la agricultura. Sin embargo, los inóculos utilizados en los cultivos representan solo una pequeña fracción de todas las prácticas en el campo. Los problemas actuales que presenta la comercialización de las bacterias promotoras son (Glick, 2012):

- Determinaciones de los tratamientos más importantes y eficaces, y su selectividad entre las bacterias y las plantas.
- Mayor comprensión de las ventajas y las desventajas de usar bacterias endófitas contra rizosféricas.
- Selección de las mejores cadenas en las bacterias para un funcionamiento óptimo en el ambiente.
- Mayor comprensión de las interacciones entre las bacterias promotoras y otros microorganismos en el suelo (por ejemplo, hongos).
- Consistencias entre las agencias regulatorias de diferentes países, asociadas a la liberación de bacterias inoculadas y mejoradas al ambiente.

1.5.5 Solubilización y movilización microbiana de fósforo.

El fósforo es un nutriente mineral fundamental para la agricultura, el desarrollo de los cultivos y sus procesos vitales fisiológicos (Krishnaraj & Dahale, 2014), es conocido por promover el desarrollo de raíces, maduración rápida en plantas, producción de semillas, uso eficiente de agua y resistencia a enfermedades. Es un recurso fundamental en ciertos procesos fisiológicos como el almacenamiento y la transferencia de energía, fotosíntesis, división celular, y formación de semillas, las cuales toda la energía depende de un proceso biológico controlado por moléculas intracelulares: ADP y ATP (adenosín difosfato y adenosín trifosfato respectivamente). Los microorganismos exhiben tratamientos benéficos para la biosolubilización de formas insolubles del fósforo, primordialmente en suelos donde la absorción de fósforo por la planta necesita ser mejorada. Se ha demostrado que el uso de estos microorganismos incrementa la absorción y la eficiencia de muchos cultivos vegetales y cereales (Bargaz et al., 2018).

Un gran número de bacterias (*pseudomonas*, *bacillus*, *azotobacterias*, etc), hongos (*penicillum* y *aspergillus*), algas, entre otras, son capaces de solubilizar complejos de fósforo para liberar fosforo en forma de ortofosfatos a través de mecanismos específicos implicando ácidos orgánicos, producción de sideróforos y enzimas fosfatadas, las cuales tienen un rol importante para la hidrolización fósforo orgánicos (Bargaz et al., 2018). La solubilización implica producción de ácidos orgánicos, por ejemplo, ácido acético, glucónico, glucurónico, butírico, fumárico, cítrico, láctico, propiónico, succínico, oxálico, y valérico (Krishnaraj & Dahale, 2014); esto significa que la solubilización de fosforo en el suelo se atribuida a disminuir el pH. La acidificación de células microbianas permite liberar aniones de fósforo (P) por la sustitución de iones H^+ y Ca^{2+} (Bargaz et al., 2018).

El género *Bacillus* tiene capacidad de solubilizar fosfatos, así se conoce de especies como *B. subtilis*, *B. megaterium*, *B. amyloliquefaciens*, *B. liqueniformis*, que se comercializan por la solubilización de los fosfatos gracias a sus excreciones de ácidos

orgánicos como: ácido láctico, isovalérico, isobutírico y acético. También se reportan otras bacterias que solubilizan fósforo, por ejemplo: Burkholderia, Achromobacter, Agrobacterium, Micrococcus, Aerobacter, Flavobacterium, Enterobacter, Klebsiella, Rhodobacter, entre otras.

Además de la solubilización microbiana de fósforo, los microorganismos contribuyen al ciclo del mismo, brindando entre el 30 y el 50 % de fósforo total al contenido del suelo. Aunado a sus contribuciones positivas, los microorganismos del suelo se involucran en la producción de fitohormonas, mejora de la resiliencia al estrés biótico y abiótico a través de la producción de compuestos específicos (compuestos antihongos) (Bargaz et al., 2018). Como se muestra en la figura 9.

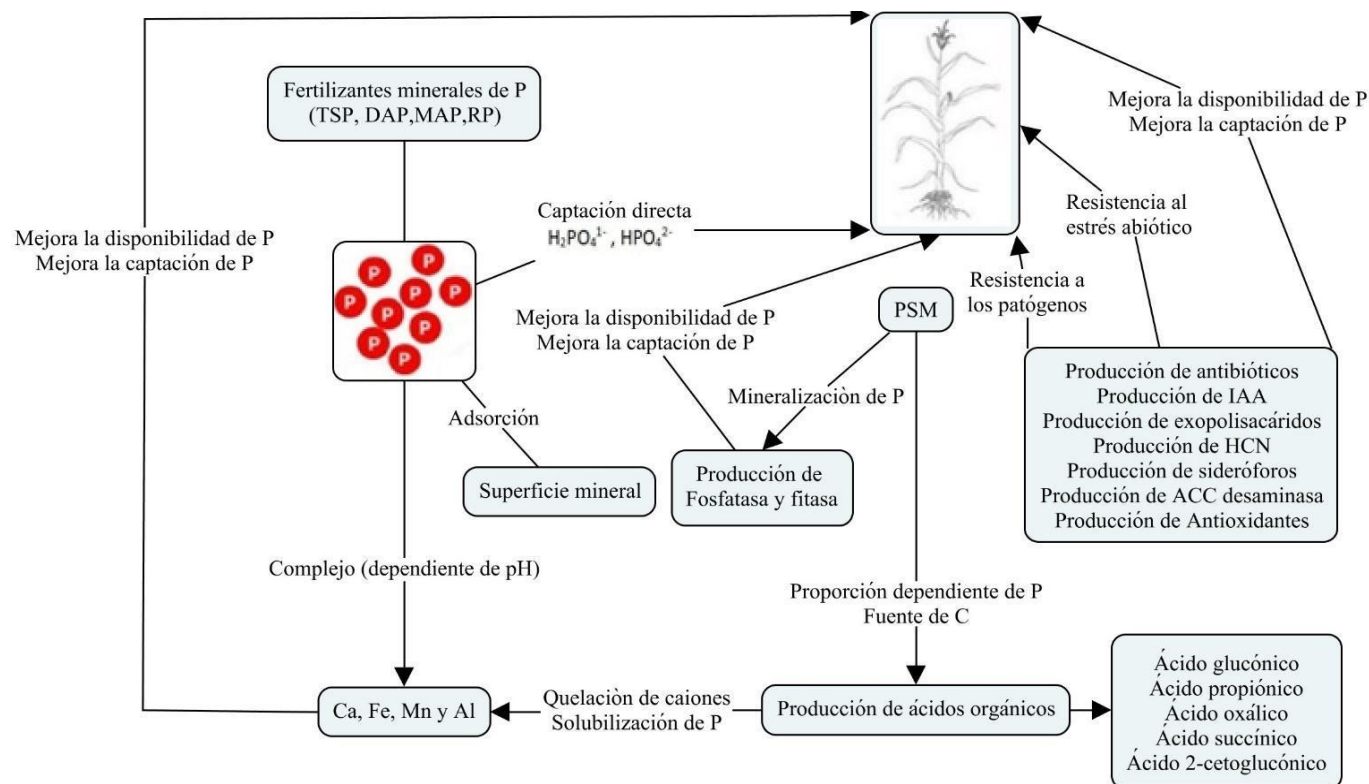


FIGURA 9. Solubilización y movilización microbiana. Tomado de (Bargaz et al., 2018).

1.5.6 Bacterias fijadoras de nitrógeno

De manera general, la fijación de nitrógeno se refiere al proceso microbiano, por el cual nitrógeno atmosférico es transformado a amoníaco (NH_3) por medio de una reducción en presencia de nitrogenasa. Esta conversión enzimática se encuentra en una gran diversidad de microorganismos llamados diazotrofos. Algunos diazotrofos tiene la habilidad de poder fijar el N_2 en un estado libre, mientras que otros efectúan la fijación con ayuda de plantas con bacterias simbióticas realizando modificaciones estructurales y fisiológicas en los nódulos de las raíces de la planta (Glick, 2012).

Ambas fijaciones, simbiótica y no simbióticas, constituyen una mejora en la entrada de nitrógeno en los agroecosistemas, además que proveen un complemento ecológicamente aceptable o un sustituto para los fertilizantes con bases nitrogenadas. La fijación de nitrógeno usualmente está limitada por la disponibilidad de nutrientes en el suelo, para esto, se requiere una concentración mínima de fósforo para el proceso de fijación. Generalmente, en suelos que poseen una pequeña fracción de fósforo disponible, el crecimiento de la planta se asocia con rutas metabólicas que pueden resultar impares, lo que hace necesario la aplicación de fertilizantes minerales de fósforo para enriquecer el suelo de manera que se llenen las necesidades de la planta para un mejor crecimiento y eficiencia (Glick, 2012).

Representan un biofertilizante ecológico y se dividen en dos grandes grupos: Las simbióticas, específicas de las leguminosas, como el *Rhizobium*, y las libres, que viven en el suelo y no necesitan la planta para su reproducción, como el *Azotobacter* y el *Azospirillum*, entre los más importantes en agricultura.

1.5.7 Solubilización y movilización microbiana de potasio.

El potasio es un elemento importante para la formación de aminoácidos y proteínas a partir de los iones amonio, los cuales son absorbidos por las raíces desde el

suelo. También es responsable para la transferencia de carbohidratos, proteínas de las hojas a las raíces, tiene un rol importante para la absorción de otros elementos como el nitrógeno, fósforo, y calcio. Regula la permeabilidad de la membrana celular, incrementa la resistencia a condiciones de alta temperatura y baja humedad, además de funcionar como insecticida y control de enfermedades (Chandra & Greep, 2006).

Se ha demostrado que la comunidad de microorganismos en el suelo es capaz de influenciar en la fertilidad a través de procesos como descomposición, mineralización, y almacenamiento de nutriente. Diversas fuentes reportan que algunos microorganismos benéficos como lo son bacterias saprofitas, cadenas de hongos y actinomicetos son capaces de solubilizar el potasio a través de diversos mecanismos. Algunos de estos mecanismos son la producción de ácidos orgánicos e inorgánicos, acidólisis, por complejos, quelación, polisacárido y reacciones de intercambio (Etesami et al., 2017). Se conoce que *Trichoderma* sp, *Bacillus* sp *Bacillus mucilaginosus*, tienen capacidad solubilizadora de potasio.

La solubilización del potasio también contribuye en el crecimiento vegetal a través de dos mecanismos:

- De forma directa suministrando recursos/nutrientes a las plantas (fuente de nitrógeno, fósforo, hierro, y minerales esenciales), regulando los niveles de hormonas en las plantas (citoquininas, giberelina, ácido indolacético y etileno).
- De forma indirecta al disminuir efectos nocivos de diversos patógenos para el crecimiento y eficiencia de las plantas como un agente de bio-control (Etesami et al., 2017).

De manera general, la solubilización de potasio es fuertemente influenciada por el pH, oxígeno, y minerales de potasio. Los microorganismos contribuyen a la solubilización al liberar K^+ de minerales con K^- a través de diversos mecanismos moleculares. Protones

H⁺ liberados pueden disolver directamente los minerales, dando como resultado un intercambio de potasio. Así como en el caso del fósforo, la mayor solubilización se lleva a través de producción de ácidos orgánicos e inorgánicos, y producción de protones (mecanismo de acidólisis) para solubilizar el potasio y sea absorbido por las plantas. Los ácidos más efectivos para la disolución son los ácidos oxálicos, tartáricos, cítricos, malicos, succinico, láctico, propiónico, entre otros. En el proceso de acidificación, también se puede producir amoníaco y sulfuro de hidrogeno, los cuales se pueden oxidar en el suelo como ácidos fuertes como ácido nítrico y ácido sulfúrico. Los iones hidrógeno desplazan iones como Mg²⁺, Ca²⁺, Mn²⁺, y K⁺. Además de disminuir el pH, la producción de ácidos por las bacterias solubilizadores pueden liberar iones K⁺ por medio de formación de complejos (quelación) con iones Si⁴⁺, Al³⁺, Fe²⁺ y Ca²⁺ con minerales que contienen potasio (Etesami et al., 2017). Ver figura 10.

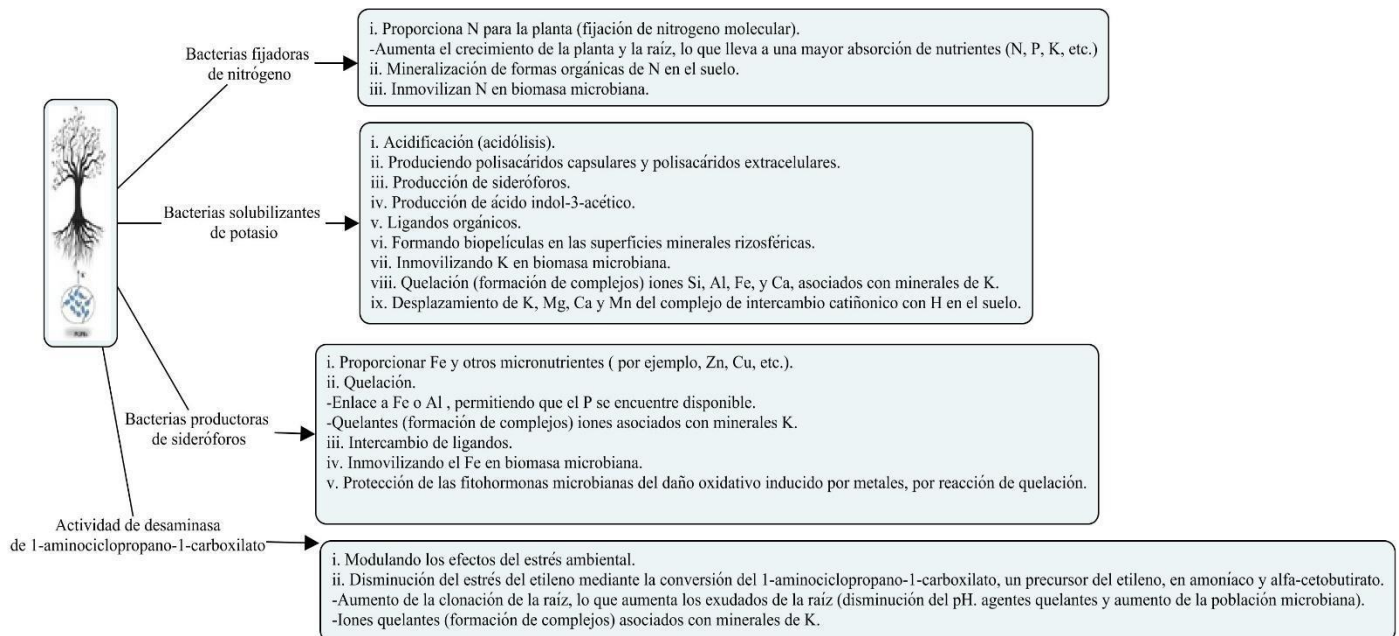


FIGURA 10. Mecanismos directos e indirectos de los PGPR para promover el crecimiento de las plantas y proporcionar K para plantar. IAA, ácido indol-3-acético; PSB, bacterias solubilizadoras de fósforo; ACC, 1-aminociclopropano-1-carboxilato; KSB, bacterias solubilizantes de potasio; y SPB, bacterias productoras de sideróforos.

(Etesami et al., 2017)

1.5.8 Microbios como elicitores bióticos.

Un elicitador es una sustancia química de un origen distinto que desencadena respuestas fisiológicas y morfológicas en la planta, a manera de ejemplo se identifica al jasmonato de metilo, ácido jasmónico, ácido salicílico y el peróxido de hidrógeno, estas moléculas imitan la acción de señalización de las plantas y producen especies reactivas de oxígeno, con ello logran que el vegetal produzca hormonas de defensa y mecanismos antioxidantes, enzimáticos o no enzimáticos, para mitigar los efectos de las especies reactivas de oxígeno.

Los elicitores generalmente protegen a las plantas con un mecanismo de defensa (Thakur & Sohal, 2013). En la mayoría de los casos, los elicitores básicamente se derivan de los microbios. Las moléculas de señalización como el ácido salicílico, metil jasmonato y óxido nítrico, ayudan a acumular un amplio rango de metabolitos secundarios de la índole de glucosinolatos, fitoalexinas y alcaloides los cuales tienen una fuerte capacidad de comunicación con las comunidades microbianas (Jangra et al., 2018).

Especies de microorganismos de los géneros, como: *Bacillus*, *Burkholderia*, *Stenotrophomonas*, *Micrococcus*, *Microbacterium*, otras, presentan mecanismos directos e indirectos en la promoción del crecimiento vegetal. Por ese motivo se inoculan al suelo.

En el caso del género *Bacillus*, se ha acudido a él como agente de biocontrol dada su capacidad colonizadora en raíces, tiene capacidad de producir numerosos antibióticos con un amplio abanico estructural y funcional. Las especies de *Bacillus* producen lipopéptidos, que se distinguen por su acción antimicrobiana.

Se considera una urgencia purificar y caracterizar la unión de elicitores específicos de manera que el intercambio de señales de proceso de las defensas del anfitrión pueda ser comprendidas. Durante sequías, las plantas alteran una serie de respuestas fisiológicas como cierres estomáticos debido al incremento de contenido de ácido abscísico, y la acumulación de solutos compatibles (Jangra et al., 2018). La rizosfera y

la endosfera son dos importantes regiones donde la colonización de microbios es óptima. Los microbios inoculados incrementan su potencial de crecimiento vegetal hasta un 40%.

1.5.9 Manipulación molecular de microorganismos importantes en la agricultura

Ciertas bacterias aisladas del suelo poseen propiedades que permiten tener efectos benéficos en plantas ya sea al mejorar la nutrición del cultivo o reduciendo daños causados por patógenos, diversos microorganismos llegan al campo de forma inoculada. Las bacterias genéticamente modificadas han permitido numerosos experimentos con plantas, que permiten el monitoreo de efectos que realizan los microorganismos modificados en el ambiente, así como su impacto en la micoflora. Los microbios transgénicos se han aplicado en la agricultura para mejoramiento del campo, resistencia a pesticidas y enfermedades, biorremediación, control de malezas, etc. Muchos patógenos de las plantas no son suficientemente fuertes para el control de malezas, sin embargo, el uso de microorganismos alterados permite una actividad bioherbicida mayor (Jangra et al., 2018). En la Tabla 8 se enlistan.

TABLA 8. Manipulación molecular de microorganismos.

Microbios transgénicos	Actividad	Referencia
P. putida R20	Mejora la actividad fertilizante y pesticida	(Staley & Brauer, 2006)
Pseudomonas putida Biovas B. Cadena HS-2	Fitorremediación y promoción en el crecimiento vegetal	(Rodriguez et al., 2008)

Fusarium arthrosporioides	Mejora la actividad microherbicida	(Olubukola Oluranti Babalola, 2010)
Alternaria cassiae	Actividad microherbicida mejorada	(Olubukola O. Babalola, 2009)
Trichoderma koningi	Actividad insecticida mejorada	(Li et al., 2013)
Cadena Pseudomonas y rhizobium	Mejora la supervivencia en el suelo con biocontrol, biorremediación, promoción de crecimiento, y actividad de nodulación	(Staley & Brauer, 2006)

Fuente. Tomado de (Jangra et al., 2018).

1.5.10 Métodos de estudio para la diversidad microbiana

Actualmente existen diversos métodos para el estudio de los microorganismos en el suelo, los cuales se pueden agrupar en dos categorías: dependientes del cultivo e independientes del cultivo.

Entre los métodos dependientes del cultivo se destacan los más usuales como vertido, extensión, estría y goteo en placa. A diferencia del método de vertido, en la extensión en placa la muestra de suelo se coloca sobre la superficie del agar, permitiendo así el aislamiento de todas las colonias.

Otra técnica de aislamiento es la de estría en placa, donde al agar se hacen estrechas estrías donde serán colocados las muestras diluidas, de manera que las colonias que se forman sean menores que en el método de vertido. El método de goteo

tiene ciertas ventajas, ya que se gotea volúmenes diluidos y conocidos de inóculo en la superficie del agar, de manera que crezcan colonias con diferentes tamaños.

Los métodos independientes de cultivo son técnicas moleculares que incluyen la hibridación, secuencia de ADN, mapeo de restricción, bandas cromosómicas, secuencia de amino ácidos, reacción en cadena de polimerasa (PCR), la cual usa el ADN y ARN específico de los microorganismos del suelo. Esta última técnica puede ser utilizada para preparación de librerías de clones, de donde se obtienen información útil como su caracterización y clasificación de las bacterias u hongos en el suelo, además de proveer una imagen de la diversidad microbiana.

1.6 Beneficios de la biodegradación de xenobióticos

Uno de los problemas ambientales es la acumulación de compuestos recalcitrantes, los cuales tienen un grave efecto en el ambiente (García Peña, 2016). Los compuestos xenobióticos, los cuales se catalogan como tóxicos para seres vivos, es un tema de interés mundial, son extremadamente persistentes debido a que son termodinámicamente estables. Estos tienen varios efectos tóxicos en los humanos, siendo clasificados con efectos carcinógenos, mutagénicos y teratogénicos (Agrawal & Kumar, 2015).

Los compuestos xenobióticos son sustancias químicas ajenas a organismos vivos, por lo que no se producen naturalmente, son creadas por los seres humanos, lo que los hace altamente recalcitrantes. Entre los principales xenobióticos se mencionan los alcanos, hidrocarburos aromáticos policíclicos, antibióticos, pigmentos azoicos sintéticos, pesticidas, combustibles, solventes, dioxinas y bifenilos policlorados, poliaromáticos, compuestos nitrados y clorados, entre otros (Agrawal & Kumar, 2015). Se considera que la contaminación por compuestos xenobióticos puede ser desde una fuente directa o de fuentes indirectas.

Se conoce como fuentes directas de compuestos xenobióticos a la principal fuente de desechos de aguas y sólidos residuales, plásticos, hidrocarburos, pinturas, pigmentos, residuos de papel y pulpa, y pesticidas utilizados en la agricultura (Varsha et al., 2011). Ver en la figura 11.

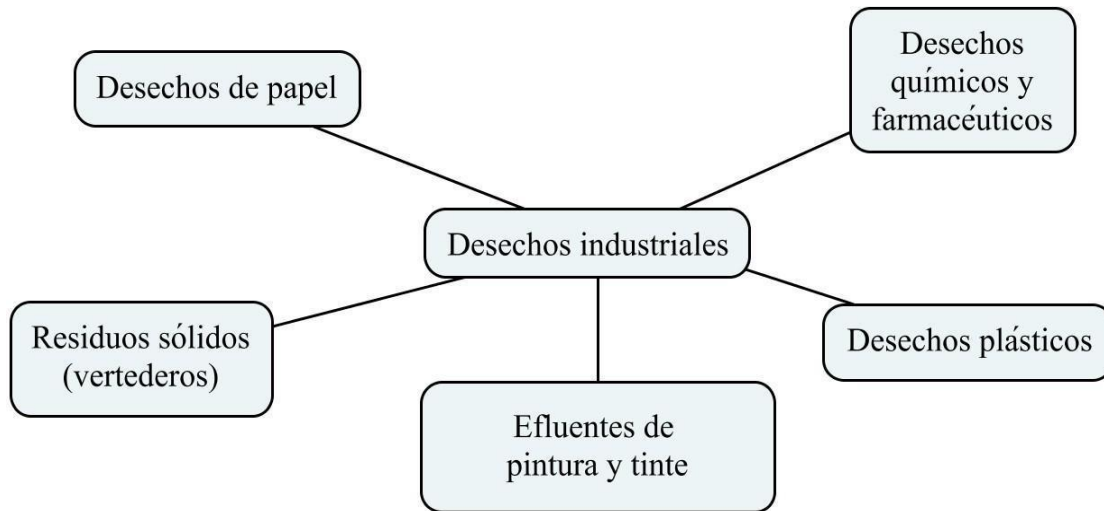


FIGURA 11. Diferentes fuentes de residuos industriales.
(Varsha et al., 2011)

En las fuentes indirectas de xenobióticos están clasificados compuestos activos de xenobióticos que son desechados directamente por fábricas u hospitales, donde se incluyen anestésicos, hormonas, antibióticos, los cuales se bioacumulan de organismo a organismo por cadena alimenticia; biomateriales que son sintetizados a partir de polímeros sintéticos debido a que sus subdegradados se consideran tóxicos para el cuerpo. La bioacumulación de pesticidas y procesos de biomagnificación conllevan efectos tóxicos para los animales y la humanidad, siendo así que en la mayoría de los pesticidas tienen un tiempo de vida medio de 10 años, los cuales se almacenan en las partes de las plantas como sus frutos y vegetales (Varsha et al., 2011).

1.6.1 Biodegradación de compuestos xenobióticos

Diversos métodos físico-químicos se han desarrollado para el tratamiento de compuestos xenobióticos en el ambiente. Sin embargo, estos métodos son usualmente costosos y producen productos indeseables a menudo, los cuales son difíciles de tratar (Agrawal & Kumar, 2015).

Para lidiar con este problema, se han reportado otras técnicas amigables con el ambiente. Actualmente, diversas estrategias de biodegradación se han desarrollado para reducir la bioacumulación y la biomagnificación de xenobióticos, dando preferencia a procesos como (Agrawal & Kumar, 2015):

- Remediación microbiana
- Fitorremediación
- Otras técnicas

Se conoce como biodegradación a la acción de los microorganismos que transforman los contaminantes tóxicos en sustancias no-dañinas o menos dañinas de acuerdo a la sustancia original. Por naturaleza, los microorganismos, son recicladores, convierten materia orgánica tóxica en compuestos inocuos como el agua o el dióxido de carbono, además de que la mayoría de los microorganismos, bacterias principalmente, poseen habilidades desintoxicantes, mineralizan, transforman o inmovilizan contaminantes (Fewson, 1988) (Agrawal & Kumar, 2015).

En las últimas décadas se ha documentado que los pesticidas contribuyen con una gran carga de contaminación al medio ambiente, y debido a su lenta degradación se considera que la biodegradación microbiana es una solución desde que los pesticidas atacan de manera directa e indirecta los ecosistemas y el ambiente (Fewson, 1988).

A la par, se debe tener cuidado al utilizar una biodegradación, debido a que puede ser contraproducente ya que esta puede no realizarse completamente dando como

resultado la activación de subproductos o compuestos tóxicos a partir de precursores inocuos o favorecer la recalcitrancia. Mientras que algunos xenobióticos son degradados fácil y rápidamente, otros compuestos pueden resultar altamente recalcitrantes. Los motivos principales para la recalcitrancia son (Agrawal & Kumar, 2015):

- La concentración de sustrato es muy alta
- El sustrato se encuentra adsorbido y es físicamente inaccesible (adsorbido en arcilla, lodos, etc.)
- Temperatura, pH, concentración de oxígeno
- Condiciones no óptimas para los microorganismos
- Nutrientes o co-metabolitos inadecuados
- El sustrato no es susceptible para degradar debido al tamaño de su cadena o su condición insoluble.
- El sustrato: no se puede transportar en las células, interfiere en el metabolismo de las células, los subdegradados interfieren en el metabolismo de las células.

Los microorganismos demuestran su capacidad de degradar compuestos xenobióticos por sus rutas metabólicas al explotar nuevas fuentes de carbono, de manera que desintoxica los compuestos. Su mecanismo de acción puede llevarse a cabo con: 1) biodegradación aerobia, o 2) biodegradación anaerobia. El proceso de degradación aerobia requiere un exceso de O₂ entregado en sus sistemas, debido a que requieren bioincrustar oxígeno en sus aplicaciones remediales (Agrawal & Kumar, 2015).

En el proceso de degradación los compuestos pueden funcionar como donadores o aceptores de electrones, dependiendo del estado de oxidación del contaminante. En la degradación aerobia, el oxígeno puede actuar como un aceptor de electrones para los compuestos aromáticos y de esta manera activar el sustrato. Muchos consorcios bacterianos son capaces de crecer en los químicos xenobióticos produciendo enzimas, las cuales degradan los compuestos tóxicos (Agrawal & Kumar, 2015).

En ambas reacciones de degradación se produce CO₂, sin embargo, si no existe una fuente de oxígeno solo se llevará a cabo una reacción anaerobia produciendo metano, y en ciertos casos alcoholes orgánicos y compuestos orgánicos nitrados (Shimao, 2001).

Biodegradación aeróbica

Compuesto xenobiótico + O₂ -----> CO₂ + biomasa + residuo mineral (Shimao, 2001).

Biodegradación anaeróbica

Compuesto xenobiótico -----> CO₂ + CH₄ + H₂O + biomasa + residuo mineral (Jayasekara et al., 2005).

El proceso de formación de gases como dióxido de carbono, metano, compuestos nitrados es conocido como mineralización. Se considera que la mineralización esta completa cuando toda la biomasa es consumida y toda la fuente de carbono es transformada a dióxido de carbono (Agrawal & Kumar, 2015).

1.6.2 Biorremediación de suelos y ecosistemas con atrazina

La biorremediación es un concepto que se ha estado estudiando desde 1940 por microbiólogos. Sin embargo, se volvió conocida cerca de 1980 en Estados Unidos, como una propuesta tecnológica para limpiar las costas contaminadas con aceite derramado en Alaska.

La biorremediación es el proceso donde se utilizan microorganismos o sus enzimas para remediar el ambiente contaminado a su condición original, de manera que se reduce los contaminantes o su toxicidad con una tratabilidad tecnológica. En la

biorremediación se involucran factores como la desintoxicación y mineralización de componentes, (Varsha et al., 2011).

Cuando los contaminantes son persistentes en el medio ambiente, usualmente su degradación se lleva a cabo por medio de diversos pasos a través de población microbiana o sistemas de enzimas. La biorremediación se emplea en sitios donde se tiene agua de desechos, lodo o superficies con agua, suelos, sedimentos e incluso por el aire, donde liberan químicos contaminantes (Varsha et al., 2011).

La biodegradación microbiana es uno de los procedimientos que se puede utilizar para la mineralización de compuestos xenobióticos donde se utiliza el contaminante como combustible o comida para realizar la biodegradación, de manera que los microorganismos usan los xenobióticos como su sustrato para crecer, degradarlo o fragmentarlo (Varsha et al., 2011).

Como se ha mencionado anteriormente, no todos los microorganismos son capaces de llevar una degradación, solo una parte de esta población es considerada como Microorganismos Efectivos (ME), los cuales segregan ácidos orgánicos y enzimas para su uso en la biodegradación de compuestos antropogénicos. Actualmente, los microorganismos pueden ser obtenidos de aguas residuales, lodos de destilación, o lugares donde puedan desarrollar resistencia a componentes tóxicos (Varsha et al., 2011).

Debido a que la atrazina tiene baja absorción en el suelo y un tiempo de vida largo, tiene un alto potencial para contaminar superficies de agua, agua subterránea, y suelos a pesar de su solubilidad moderada. Desde 1960 a 1980 la atrazina fue considerada como poco biodegradable, sin embargo, desde 1995 se han reportado diversos estudios acerca de las rutas metabólicas para la atrazina por medio de la dechloración hidrolítica, obteniendo hidroxiatrazina como primer intermediario (Fan & Song, 2014).

Entre las bacterias, existen reportes de la degradación de atrazina con cadenas como *Pseudomonas* sp., *Rhodococcus rhodochrous*, *Actinobacter* spp., *Aerobacterium* sp., *Deinococcus* sp. y *Delftia acidovorans*. Así como consorcios de especies de *Agrobacterium tumefaciens*, *Caulobacter crescentus*, *Pseudomonas putida*, *Sphingomonas yanikuyae*, *Nocardia* sp., *Rhizobium* sp, *Flavobacterium oryzihabitans* y *Variovorax paradoxus*, *Pseudomonas* sp. (Sene et al., 2010).

Estos microorganismos fueron aislados del suelo contaminado con atrazina demostrando la mineralización completa del anillo triazínico. La biodegradación inicia con la dechloración hidrolítica catalizada por la enzima atrazina clorohidrolasa (AtzA), seguido por dos reacciones de desaminación catalizada por hidroxí-atrazina etilamino-hidrolasa (AtzB) y N-isopropil amina isopropil-amino-hidrolasa (AtzC), los cuales convierten la atrazina secuencialmente a ácido cianúrico como se observa en la figura 12, para ser finalmente mineralizado en amoníaco (NH_3) y dióxido de carbono (CO_2) por otras tres hidrolasas (AtzDEF). Ver figura 13. En algunos casos, el primer paso de la degradación puede ser con dietilatrazina o diisopropilatrazina (de Souza et al., 1998).

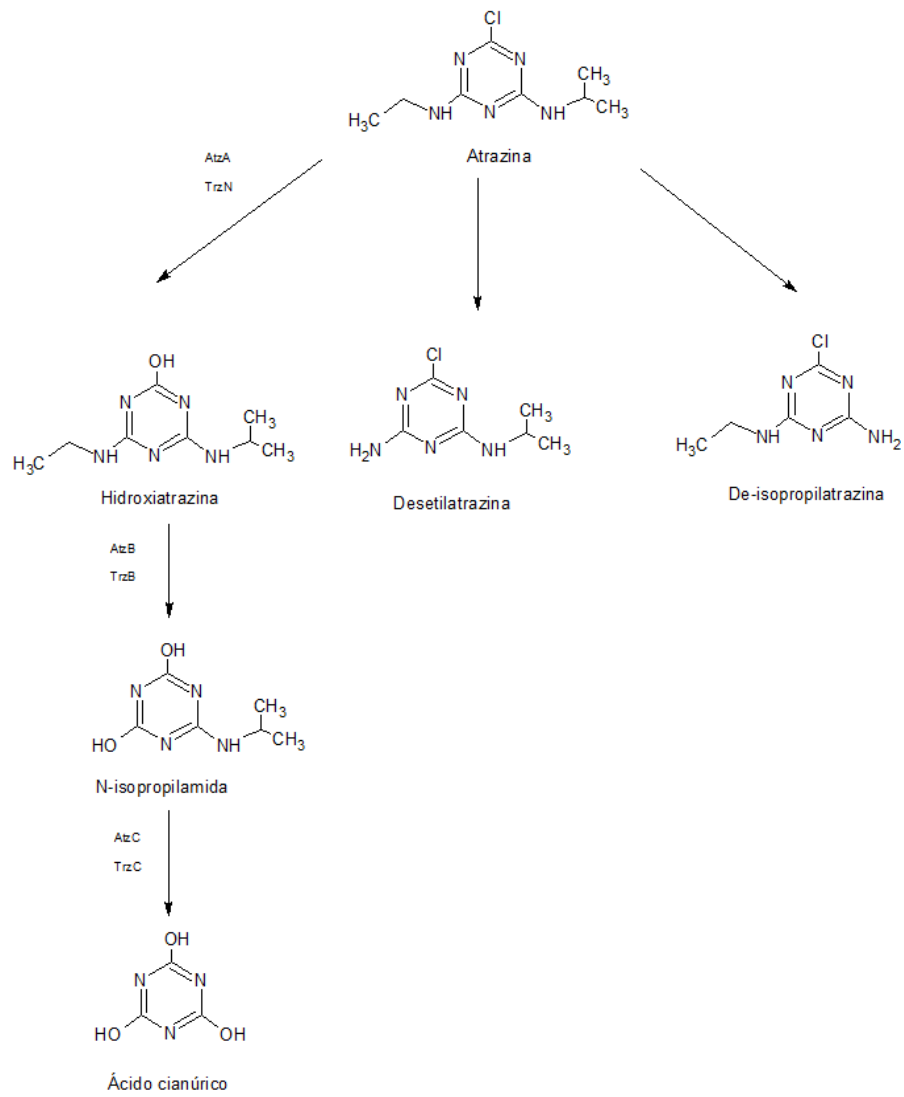


FIGURA 12. Biodegradación de atrazina. (de Souza et al., 1998).

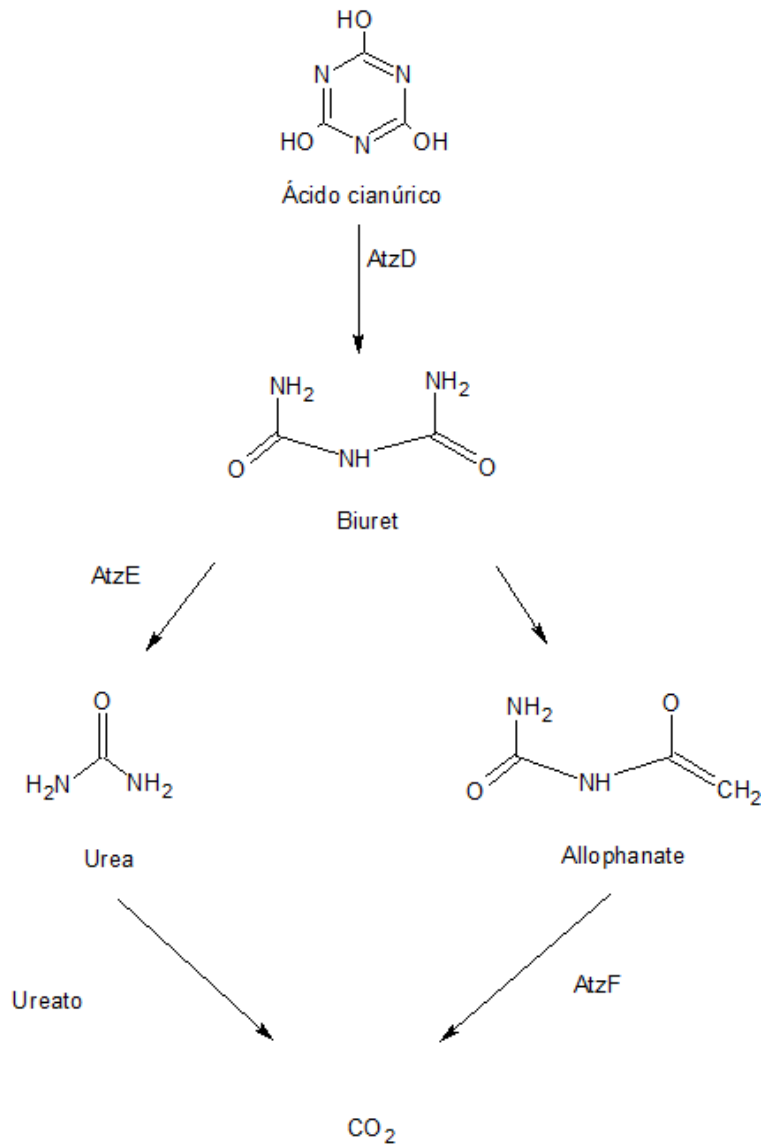


FIGURA 13. Mineralización de Ácido cianúrico. (de Souza et al., 1998)

Existen diversos beneficios de la biodegradación de compuestos xenobióticos, entre ellos se destacan:

- Desintoxicación
- Descontaminación
- Biorremediación: biodegradación de compuestos o materiales peligrosos o dañinos
 - Desactivación: conversión de productos tóxicos a no tóxicos (subdegradados o mineralización)

- Formación de productos (plásticos, fibras, etc) (Fewson, 1988)
- Es un proceso natural
- Existe una gran variedad de contaminantes que pueden ser degradados por este método
- Puede realizarse en el sitio sin causar interrupciones de actividades usuales
- No requiere costos de transporte o excavación
- El esfuerzo humano es mucho menor comparado a otras tecnologías
- No requiere una supervisión manual (Speight, 2018)

Una de las mejores ventajas de la biorremediación ante otros métodos convencionales es el ahorro de recursos humanos y tiempo para limpiar el sitio contaminado, cuando se usa apropiadamente se puede obtener grandes beneficios. Se puede definir la biorremediación como ambientalmente amistoso debido a que ninguna sustancia tóxica desconocida se agrega al ecosistema. Se sabe que el uso de este método no requiere realizar ninguna interrupción al hábitat natural, permitiendo que los organismos degraden los xenobióticos tóxicos en compuestos simples no dañinos al ambiente (Speight, 2018).

Después de eliminar los contaminantes del suelo, las mismas bacterias estimular el crecimiento de microbios más resistentes que consumen las mismas impurezas como energía, protegiendo el campo a largo plazo, además que los productos degradados funcionan como biofertilizantes promoviendo un mejor crecimiento de las plantas y manejo de nutrientes (*What Is Bioremediation and Why Is It Important?*, 2017).

1.6.3 La importancia de la mineralización en la biodegradación de xenobióticos

La contaminación ambiental por xenobióticos es un fenómeno resultante de las actividades del ser humano, debido al aumento en urbanización y el crecimiento

poblacional. La generación de una enorme cantidad de sustancias tóxicas liberadas del uso humano y desechos industriales son el principal problema de la contaminación de los ecosistemas (Sikandar et al., 2013). Entre los principales contaminantes se pueden nombrar los compuestos orgánicos nitrados y halogenados (Jain et al., 2005), herbicidas, insecticidas y fertilizantes que son usados en actividades agrícolas, así como compuestos sintéticos por actividades industriales (Reineke & Knackmuss, 1988). La composición de los compuesto xenobióticos conlleva a posibles efectos en la flora acuática, fauna, riesgos humanos, que implica ser mayor que otros compuestos químicos.

Se ha observado un incremento en la cantidad de xenobióticos, especialmente farmacéuticos, en superficies de agua en todo el mundo. Esto ha provocado un incremento en la preocupación respecto a los efectos que se tienen en la flora y fauna acuática. La posible exposición directa de compuestos xenobióticos en humanos puede ser en centros de trabajo, como lo son los campos de cultivo, o bien por consumo directo como comida, pinturas, detergentes, cosméticos, etc., o de manera indirecta por aire, agua y suelo (Embrandiri et al., 2016).

Cada año, más de 13 millones de muertes y el 24% de las enfermedades son relacionadas al resultado de los contaminantes que pueden ser evitados. Hoy en día, se pueden encontrar metabolitos de sustancias xenobióticas en presencia de comida y agua potable, así como en ríos y mares (Banjoko, 2014). Los xenobióticos usualmente son liberados al ambiente en su forma original o como metabolitos, donde la principal fuente de contaminación son los desechos industriales y municipales. Existe una necesidad urgente de degradar estos compuestos de una forma amigable con el ambiente con técnicas mencionadas anteriormente, como la biorremediación microbiana, fitorremediación, y fotorremediación y sus variantes (Embrandiri et al., 2016).

La mineralización es uno de los factores más importantes en la biorremediación de ecosistemas. Es sinónimo del último paso de la biodegradación, o bien, una degradación completa, donde se transforman los componentes tóxicos xenobióticos a

componentes minerales o biomasa, resultando en la destrucción parcial o total del compuesto original. La descomposición de materia orgánica ha sido ampliamente estudiada en cuerpo de agua y otros ecosistemas, debido a su importancia en el ciclo de carbono y nutrientes, secuestro de carbono, liberación de gases como metano y producción de materia orgánica disuelta en el suelo (Zabel & Hensen, 2002). Sin la biomineralización no sería posible degradar los compuestos acumulados, debido a que presentan resistencia a la degradación biótica, a este fenómeno se le conoce como recalcitrancia, y es una característica de la mayor parte de los compuestos xenobióticos.

La mineralización es el término general para el proceso por el cual los microorganismos forman minerales a partir de la eliminación de contaminantes del suelo, previendo de desintoxicación, así como una biorremediación dependiendo el tipo de contaminante. La interacción de microorganismos con diferentes contaminantes puede ocurrir en la superficie de la célula. Dependiendo la naturaleza del contaminante, la interacción puede resultar en la modificación del estado de oxidación, resultando en una biomineralización. Este fenómeno incluye la reacción química de iones con la membrana transportadora, variando así su estado a una forma mineral. El efecto final en el ambiente es la reducción de los iones contaminantes solubles, el cual es usado usualmente para desintoxicar lugares contaminados (Prasad & Aranda, 2018).

En la mineralización se explotan los organismos en situaciones contaminadas para transformar, neutralizar, eliminar compuestos tóxicos, o bien, evitar la acumulación de compuestos xenobióticos en el ambiente; toma lugar a través de reacciones catabólicas y el uso de energía para destruir los compuestos tóxicos. En algunos casos, la biorremediación puede llevarse a cabo únicamente con el contaminante, sin embargo, en otros casos puede ocurrir que no es posible utilizar el contaminante como la única fuente de energía, en el cual se debe transformar a través de enzimas específicas utilizando otras sustancias para llevar a cabo la mineralización, este proceso es llamado cometabolismo (Prasad & Aranda, 2018).

El cometabolismo describe la situación en la cual los microorganismos son capaces de degradar una sustancia en presencia de otros componentes. Se requieren co-sustratos específicos en el caso de un proceso llamado enriquecimiento análogo. Esto ocurre cuando el compuesto recalcitrante y el co-sustrato están relacionados, y el co-sustrato induce la producción de algunas, o en algunos casos todas, las enzimas requeridas para degradar el compuesto recalcitrante, el cual no puede actuar como inductor por sí mismo (Knapp & Bromley-Challoner, 2003).

El cometabolismo no específico generalmente ocurre en casos donde los organismos degradadores no obtienen ningún beneficio de la degradación de los compuestos recalcitrantes. Es decir, los organismos no pueden utilizar la energía o la fuente de carbón resultante del proceso de degradación, por lo cual requieren ser suministrados de una fuente externa de carbón y energía donde se puedan reproducir (Knapp & Bromley-Challoner, 2003).

Capítulo II.- Metodología

En el presente capítulo se desarrolla la metodología para evaluar la degradación de la atrazina mediante un consorcio microbiano de origen agrícola extraído. Además, se describirán los procedimientos llevados a cabo para obtener los resultados de la cuantificación de los microorganismos y la atrazina, durante la degradación. Esta metodología consta de las etapas que a continuación en la figura 14.

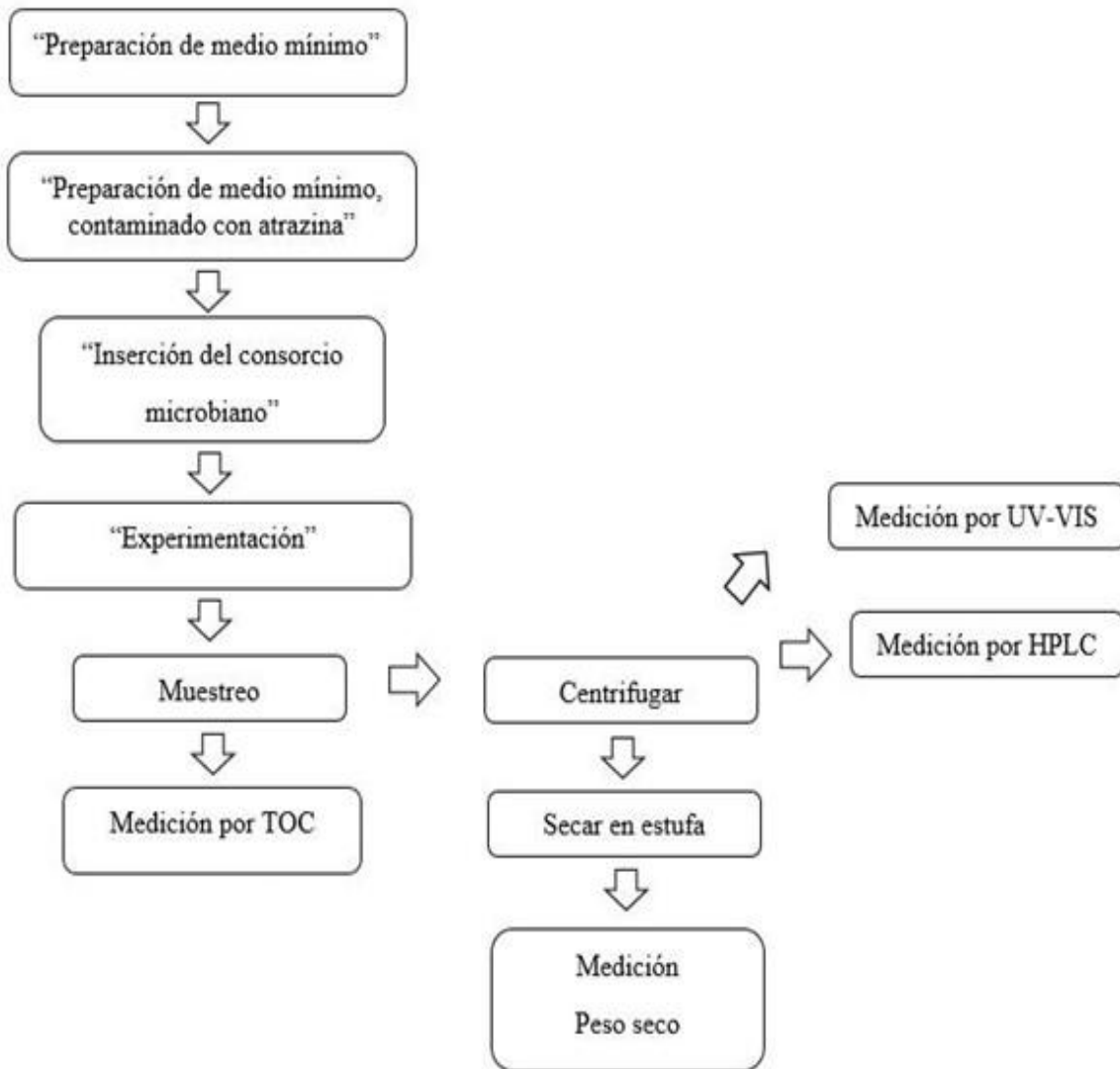


FIGURA 14. Experimentación. [Elaboración propia]

2.1 Compuestos

En la Tabla 9, se enlistan los compuestos utilizados para el desarrollo del proyecto.

TABLA 9. Reactivos usados para el medio mínimo.

Compuesto	Marca	Grado
Cloruro de amonio	Realit's productos químicos	
Cloruro de calcio anhidro	Fermont	
Cloruro de sodio	Realit's productos químicos	
Cloruro de magnesio	Meyer	
Fosfato de potasio	Fermont	
Molibdato de sodio	Realit's productos químicos	Todos son grado analítico
Cloruro de níquel	Realit's productos químicos	
Cloruro de cobre (II)	Realit's productos químicos	
Cloruro de cobalto (II)	Realit's productos químicos	
Ácido bórico	Fermont	
Sulfato de Zinc	Realit's productos químicos	
Citrato de hierro	Sigma-Aldrich	

Agua desionizada	Wohler	
Agua destilada	NA	NA

Fuente. Elaboración propia.

2.2 Equipos y Métodos

Se utilizaron los equipos y métodos mencionados en la Tabla 10. Las referencias para utilizar estas metodologías se pueden consultar en la bibliografía referida.

TABLA 10. Equipos empleados en la experimentación.

Método	Fundamento	Equipo
Determinación de pH	Tomado de (Página 167 - <i>FARMACOPEA</i> , s. f.)	Potenciómetro marca Metrohm modelo 827 pH lab.
Determinación de biomasa	Tomado de ((Página 318 - <i>FARMACOPEA</i> , s. f.))	Balanza analítica marca Sartorius modelo TE313S Centrifuga marca Thermo scientific modelo Sorvall Legend Micro 21
Determinación espectrofotométrica de atrazina	Modificado de (Zhao et al., 2008)	Espectrofotómetro UV-Visible marca Shimadzu modelo UV-1601
Separación Cromatográfica	Tomado de (Zhao et al., 2008)	Cromatógrafo de líquidos marca Perkin Elmer modelo Flexar

Determinación de Carbono	Tomado de (Cruz-Narváez et al., 2018)	Analizador de carbono total marca GE Analytical Instruments modelo Siever Innovox
--------------------------	---------------------------------------	-----------------------------------------------------------------------------------

Fuente. Elaboración propia.

2.3 Elaboración del inóculo

Se tomaron 100 μL de cada uno de los consorcios microbiano resguardados en el Laboratorio de Posgrado e Investigación de Operaciones Unitarias de la Escuela Superior de Ingeniería Química e Industrias Extractivas, obtenidos de (Cruz-Narváez et al., 2018), los cuales proceden de las cepas que integran el Consorcio Microbiano del Módulo de Producción de Abonos Orgánico y Lombricultura de la Universidad Autónoma Chapingo. Las alícuotas tomadas se homogenizaron en medio mínimo recomendado por (Cruz-Narváez et al., 2018), conteniendo ($1.2 \text{ mL}\cdot\text{L}^{-1} \text{ FeCl}_2$ 0.1 %, KH_2PO_4 $0.5 \text{ g}\cdot\text{L}^{-1}$, MgCl_2 $0.4 \text{ g}\cdot\text{L}^{-1}$, NaCl $0.4 \text{ g}\cdot\text{L}^{-1}$, NH_4Cl $0.4 \text{ g}\cdot\text{L}^{-1}$, CaCl_2 $0.05 \text{ g}\cdot\text{L}^{-1}$, $1 \text{ mL}\cdot\text{L}^{-1}$ solución elementos traza [ZnSO_4 $10 \text{ mg}\cdot\text{L}^{-1}$, MnCl_2 $3.0 \text{ mg}\cdot\text{L}^{-1}$, H_3BO_4 $30 \text{ mg}\cdot\text{L}^{-1}$, CoCl_2 $20 \text{ mg}\cdot\text{L}^{-1}$, CuCl_2 $1.0 \text{ mg}\cdot\text{L}^{-1}$, NiCl_2 $2.0 \text{ mg}\cdot\text{L}^{-1}$, Na_2MoO_4 $3.0 \text{ mg}\cdot\text{L}^{-1}$]).

El inóculo fue acondicionado por 5 días a una temperatura de 35°C , con agitación constante en una solución de $100 \text{ mg}\cdot\text{L}^{-1}$ de atrazina, llevada a aforo con medio mínimo.

2.4 Elaboración de curva de crecimiento microbiano.

Se prepararon tubos de ensaye de 10 mL, conteniendo medio mínimo contaminado con atrazina en concentración de $100 \text{ mg}\cdot\text{L}^{-1}$ y 10 mL del inóculo previamente acondicionado; Para realizar el análisis se efectuó la medición por 28 días, con agitación constante a una temperatura de 35°C , la biomasa se determinó mediante

centrifugación a 10,000 rpm por 10 minutos, llevando a sequedad y determinando el peso diferencial correspondiente.

2.5 Determinación de la concentración de atrazina

a) Medida directa en UV-VIS:

La medición se efectuó en el espectrofotómetro UV-Visible marca Shimadzu modelo UV-1601; Tomando alícuotas de 5 mL de los tubos de ensaye previamente centrifugados, utilizando como blanco agua destilada, midiendo la absorbancia, en un rango de longitud de onda de 400 a 200 nm.

b) Cuantificación por HPLC-PDA

La medición se efectuó en un Cromatógrafo de líquidos marca Perkin Elmer modelo Flexar, utilizando una columna fase reversa C18 (250 mm x 4.6 mm x 5 µm), para la cual se tomaron 1.5 mL de los tubos de ensaye previamente centrifugados, utilizando como fase móvil metanol: agua (50:50), con un tiempo de corrida de 30 minutos y una longitud de onda 218 nm.

2.6 Determinación de mineralización obtenida

La medición se efectuó en un analizador de carbono total marca GE Analytical Instruments modelo Siever Innovox, tomando aproximadamente 45 mL de muestra utilizando una proporción 1% ácido y 15% oxidante.

Capítulo III.- Resultados y análisis

En este capítulo se analizarán los resultados obtenidos, así como el manejo de datos tratados con distintas metodologías analíticas.

Para la cuantificación de la atrazina (sustrato) se empleó la técnica de cromatografía líquida de alta eficacia con matriz de fotodiodos (HPLC-PDA), tomando el primer día con una concentración inicial de 100 ppm. El analizador de carbono orgánico total (TOC) permitió conocer el grado de la biodegradación completa (mineralización) y por diferencia de pesos se obtuvo la concentración de biomasa (células).

Previo a iniciar el experimento, el consorcio microbiano se adaptó con las nuevas condiciones nutricionales y ambientales, por eso la fase de latencia no se presenta en los datos de la experimentación (Trinidad, 2014).

Para el cultivo en el medio se tomaron un total de 28 muestras por quintuplicado, obteniendo 28 datos de concentración de sustrato y 8 datos de concentración de biomasa, cada dato es un promedio de las cinco repeticiones.

3.1 Manejo de resultados

La concentración de atrazina se calculó con los datos obtenidos por la técnica HPLC-PDA, donde se obtiene un resultado de tiempo de retención, y datos de área de las curvas del cromatograma, ver Tabla 11.

TABLA 11. Resultados de la medición por HPLC-PDA

Día	Tiempo de retención (min)	Área (mUA)
-----	---------------------------	------------

0	7.597	4401751.27
1	7.605	5577510.46
2	7.575	4513899.05
3	7.59	4734359.75
4	7.561	4988606.79
5	7.553	4732372.40
7	7.553	4277251.21
8	7.56	4867475.29
9	7.583	4831792.86
10	7.612	4418488.65
11	7.619	3739439.73
15	7.619	4345672.34
16	7.334	3741074.78
17	7.539	3730652.63
18	7.561	3894162.61
21	7.575	3063564.97
22	7.553	4222803.18
23	7.575	4309743.21
24	7.524	4073353.06

25	7.597	4208047.18
28	7.583	4452319.78

Fuente. Elaboración propia.

Debido a que la técnica separa el analito de los aditivos que contiene el producto, con las áreas obtenidas se obtuvo el porcentaje de degradación de atrazina utilizando la ecuación. (1)

$$\%Deg_i = \frac{(A_{max} - A_i)}{A_{max}} * 100 \quad (1)$$

Las variables en la ecuación 1 son las siguientes:

$\%Deg_i$: Porcentaje de degradación de atrazina en cada día medido.

A_{max} : Área bajo la curva del cromatograma en la concentración inicial de sustrato.

A_i : Área bajo la curva en el cromatograma en cada punto de medición.

Con los valores obtenidos de porcentaje de degradación se obtiene la concentración de atrazina utilizando la ecuación. (2)

$$Cs_i = \frac{\%Deg_i * Cs_0}{100\%} \quad (2)$$

Las variables en la ecuación 2 son las siguientes:

Cs_i : Concentración de atrazina en cada día medido.

Cs_0 : Concentración inicial de atrazina (100 mg/L).

De acuerdo con la tendencia del modelo de Monod, se realizó un ajuste para la corrección de datos de la concentración de sustrato (C_s). Para ello, se utilizaron los días 0, 5, 7, 11 y 21, los cuales siguen un comportamiento de degradación. De acuerdo con la bibliografía consultada (Vargas, 2017), los valores se muestran en la figura 15.

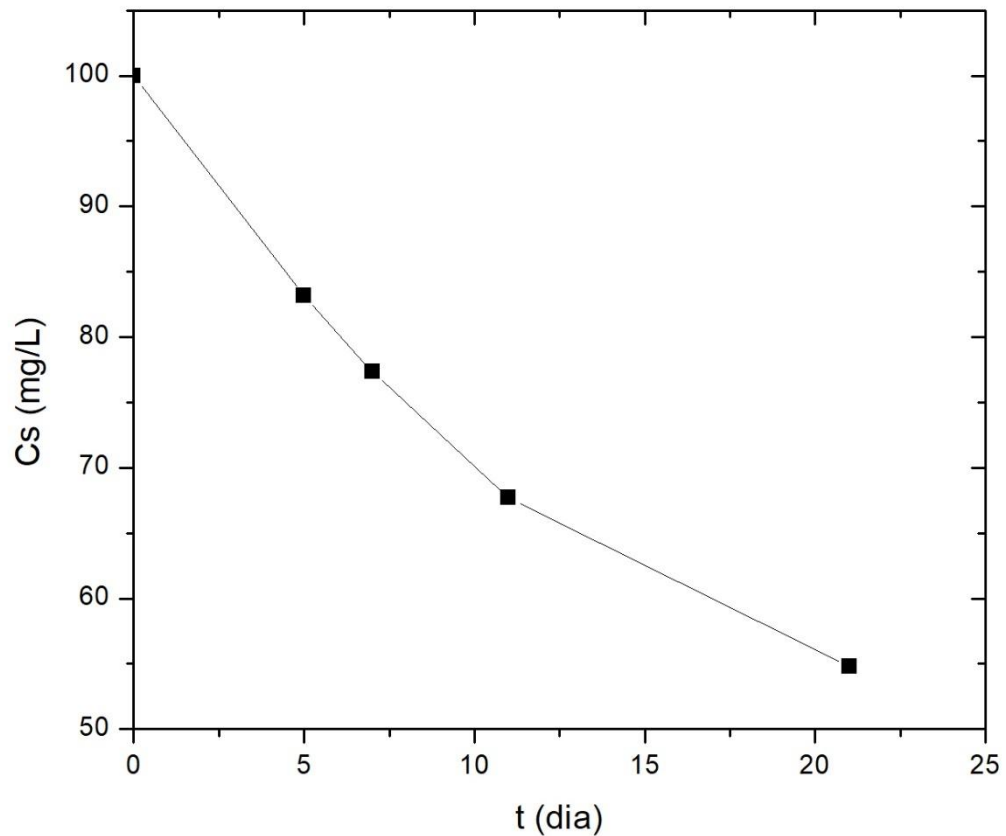


FIGURA 15. Degradación de la atrazina en presencia de las bacterias.[Elaboración propia]

Con los datos antes mencionados se procede a realizar un ajuste matemático que se ajuste a la tendencia de degradación. El modelo que mejor se ajusta a los datos experimentales es mostrado en la tabla 12.

TABLA 12. Ajuste de datos experimentales para la concentración de atrazina.

Model:	Parábola
Equation:	$C_s = A + Bt + Ct^2$
Plot:	C_s
A:	100.53513 ± 1.33317
B:	-3.87748 ± 0.30422
C:	0.08088 ± 0.01325
Reduced Chi-Sqr:	1.98018
R-Square (COD):	0.99663
Adj. R-Square:	0.99327

Fuente. Elaboración propia.

El modelo de ajuste de datos se aprecia en la ecuación 3. Los valores de concentración obtenidos a partir de esta ecuación se encuentran en la tabla 13.

$$C_s(t) = 100.53513 - 3.87748 t + 0.08088 t^2 \quad (3)$$

Las variables en la ecuación 3 son las siguientes:

C_s: Concentración de atrazina, mg/L.

t: tiempo, días.

*TABLA 13. Concentración de
atrazina*

Tiempo	Cs	Cs ajustado
Días	mg/L	mg/L
1	100.00	96.74
2	80.93	93.10
3	84.88	89.63
4	89.44	86.32
5	84.85	83.17
7	76.69	77.36
8	87.27	74.69
9	86.63	72.19
10	79.22	69.85
11	67.04	67.67
15	77.91	60.57
16	67.07	59.20
17	66.89	57.99
18	69.82	56.95
21	54.93	54.78
22	75.71	54.38

23	77.27	54.14
24	73.03	54.06
25	75.45	54.15
28	79.83	55.38

Fuente. Elaboración propia.

3.2 Análisis de gráficos

Los datos de la concentración de sustrato se ajustaron con la ecuación 3 para obtener una mejor tendencia que permita hacer el estudio de la degradación, los datos ajustados se pueden ver graficados en la figura 16.

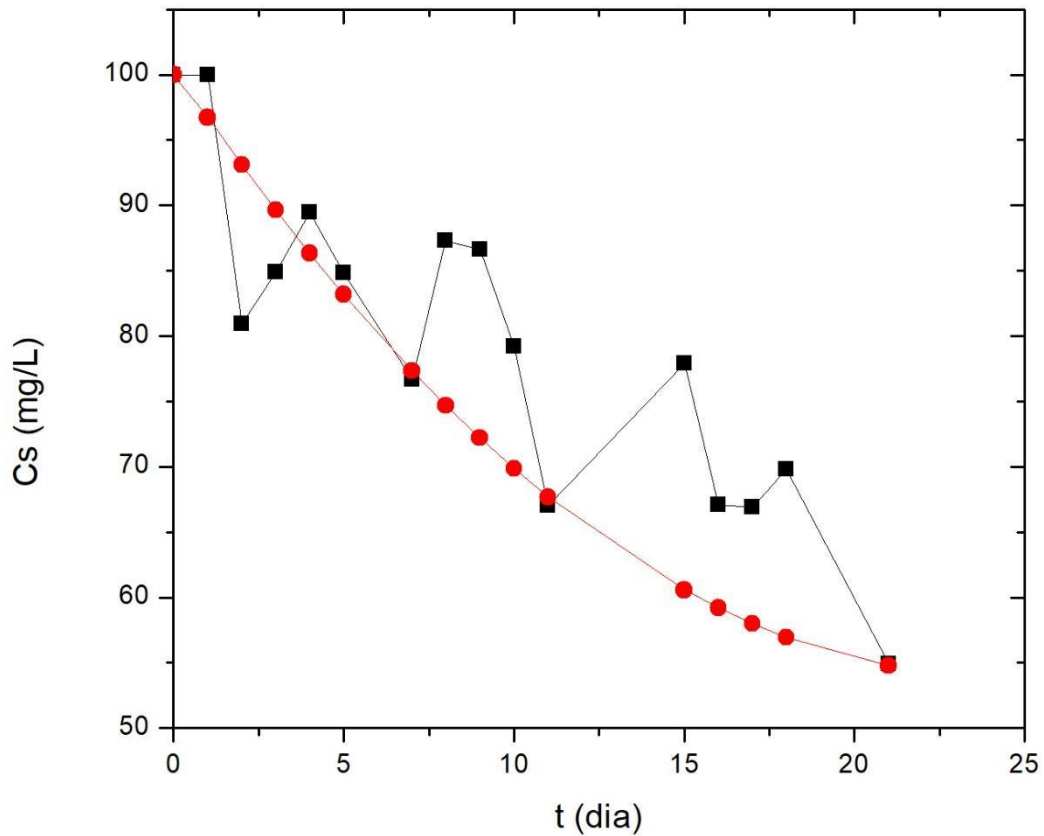


FIGURA 16. Corrección de la concentración de atrazina. [Elaboración propia]

En la figura anterior se distingue que la concentración presenta una tendencia de degradación en los mismos puntos utilizados para la corrección, a diferencia del comportamiento en los puntos restantes, en los cuales la disminución de concentración de sustrato no tuvo una tendencia que permita estudiar objetivamente la eficiencia del biorreactor, y por este hecho, se procedió a realizar un ajuste en la curva que prediga el comportamiento de la interacción de las bacterias con el sustrato.

En la línea roja se aprecia una tendencia continua a partir del día 0 (día inicial), en la cual se realizó un ajuste de datos con puntos experimentales. Con este ajuste se corrigen los puntos de aumento en concentración, incluyendo el punto inicial. Se observa que la degradación disminuye continuamente hasta el día 21 donde se mantiene con una tendencia constante, lo que significa que la degradación llegó a su punto máximo, respaldando esto con los datos en la curva de crecimiento (figura 17).

Para el ajuste de datos de la concentración de las células se utilizaron los datos de la Tabla 14, los cuales se obtuvieron por diferencia de peso y se muestran graficados en la figura 17.

Con los resultados del peso obtenido de las células, tabla 14, se obtiene la concentración utilizando la Ec. (4).

$$C_c = \frac{W_c}{V} \quad (4)$$

Las variables en la ecuación 4 son las siguientes:

Cc: Concentración de las células, mg/L.

Wc: Peso de las células, mg.

V: Volumen de la solución igual a 800 μ L.

TABLA 14. Concentración de células.

Tiempo	Peso	Cc
Días	mg	mg/L
0	0.4	50.0
1	0.6	75.0
5	1.6	200.0
7	3.9	487.5
10	5.7	712.5
18	6.5	812.5
25	6.6	825.0
28	6.6	825.0

Fuente. Elaboración propia.

Para la curva de crecimiento se realizó un ajuste, tomando los puntos de los días 0,1, 5, 7, 10 ,18, 25 y 28, con la finalidad de obtener la velocidad específica de crecimiento de las bacterias y la velocidad de crecimiento. Ver figura 17.

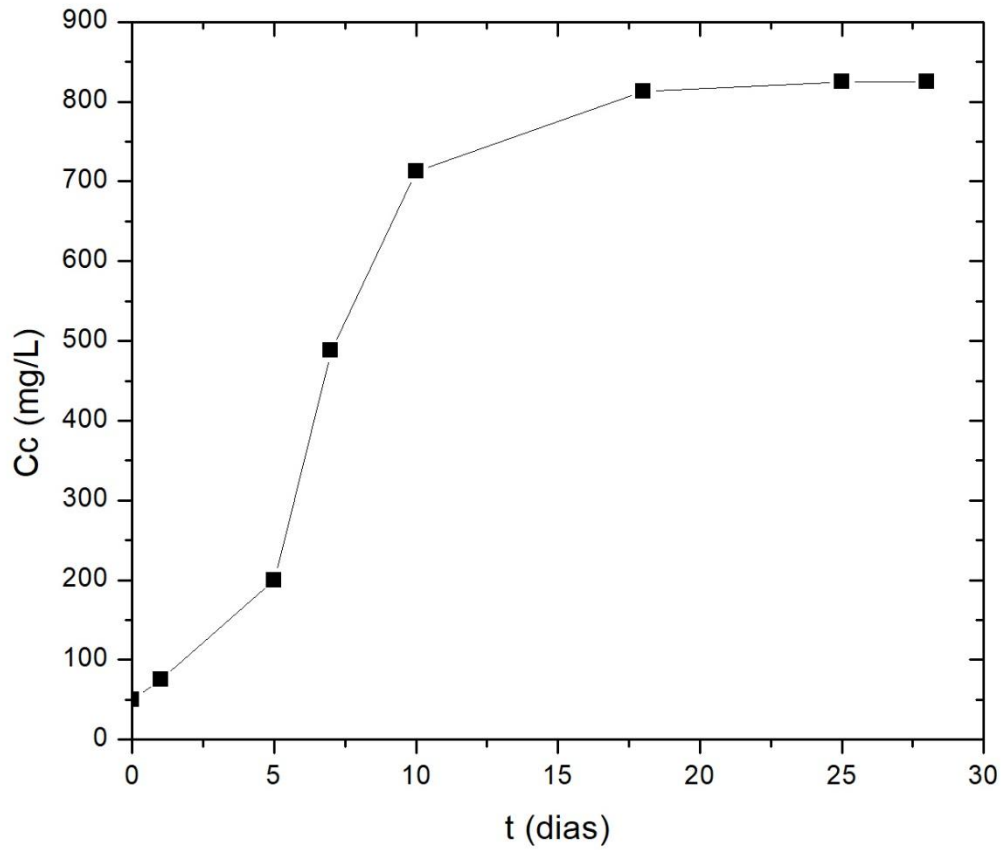


FIGURA 17. Cinética de crecimiento de las bacterias. [Elaboración propia]

El comportamiento de la biomasa no presenta la primera fase de latencia por el previo acondicionamiento de las bacterias al medio de experimentación. Se observa que durante los primeros 10 días se encuentra en la fase exponencial y posteriormente entra en la fase estacionaria en donde la velocidad de crecimiento es igual a la velocidad de deceso de los microorganismos, tomando los puntos anteriores se procedió a hacer un ajuste de datos para obtener un mejor análisis de la información. A partir del día 10 se aprecia que el crecimiento exponencial disminuye debido a que las bacterias comienzan a morir a causa de inhibición por intoxicación de los compuestos producidos, finalizando en la fase de declive a partir del día 25.

Se realiza un ajuste con los datos ilustrados en la figura 17, utilizando un modelo matemático, ver Tabla 15.

TABLA 15. Ajuste de datos experimentales para la concentración de células.

Model:	Parábola
Equation:	$y = A + Bt + Ct^2$
Plot:	Cc
A:	2.54251 ± 61.31474
B:	77.85547 ± 12.47256
C:	-1.75642 ± 0.4325
Reduced Chi-Sqr:	7569.08496
R-Square (COD):	0.95426
Adj. R-Square:	0.93596

Fuente. Elaboración propia.

El modelo de ajuste para la curva de crecimiento se aprecia en la ecuación 5, los valores de la concentración de células obtenidos a partir de esta ecuación se encuentran en la Figura 18.

$$Cc(t) = 2.54251 + 77.85547 t - 1.75642 t^2 \quad (5)$$

Las variables en la ecuación 5 son las siguientes:

Cc: Concentración de las células en función del tiempo, mg/L.

t: Tiempo, días.

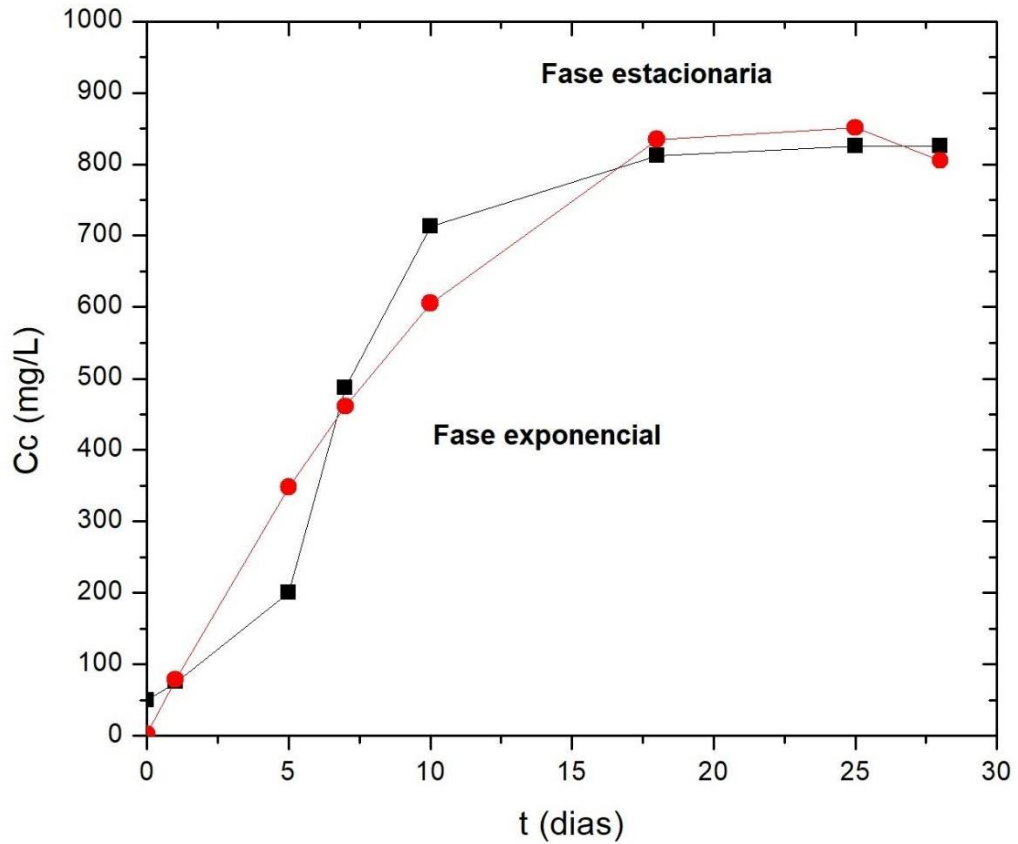


FIGURA 18. Corrección de la concentración de biomasa. [Elaboración propia]

El modelo cinético de Monod es únicamente válido para la fase de crecimiento (Fogler, 2006), por lo cual se tomaron los primeros 10 días para su representación en la figura 19. Se muestran las curvas de concentración de células y sustrato respecto al tiempo. En el gráfico se muestra la intersección de ambas curvas lo que representa la afinidad de las células con el sustrato, demostrando que es factible el uso de este modelo cinético.

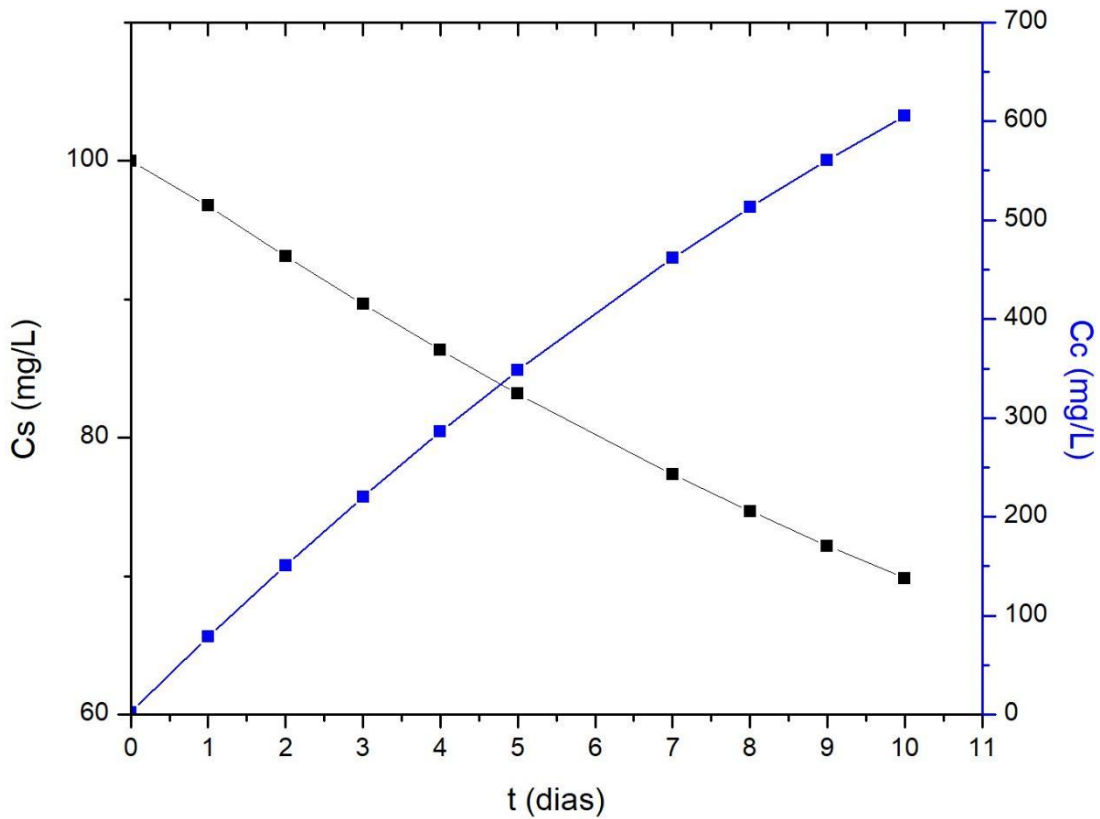


FIGURA 19. Crecimiento microbiano y Consumo del sustrato a través del tiempo. [Elaboración propia]

La velocidad de crecimiento de las células por definición es la variación de concentración con respecto al tiempo (Fogler, 2006), por lo cual se utiliza el criterio de la primera derivada en la ecuación. (5), dando como resultado la velocidad de crecimiento de las células ecuación. (6).

$$rg(t) = 77.85547 - 3.51284 t \quad (6)$$

Las variables en la ecuación 6 son las siguientes:

rg: Velocidad de crecimiento de las células, mg/L-día.

t: Tiempo, días.

La velocidad de crecimiento de las células aumenta respecto al tiempo, al sustituir el valor de tiempo de crecimiento en la ecuación 6 se obtiene la velocidad de crecimiento, ver en Tabla 16:

TABLA 16. Resultados concentración ajustada y velocidad de crecimiento de las células

Tiempo	Concentración	
	de células ajustadas	rg
Día	mg/L	mg/L día
0	2.54	77.86
1	78.64	74.34
2	151.23	70.83
3	220.30	67.32
4	285.86	63.80
5	347.91	60.29
7	461.47	53.27
8	512.98	49.75
9	560.97	46.24
10	605.46	42.73
11	646.43	39.21
15	775.18	25.16

16	798.59	21.65
17	818.48	18.14
18	834.86	14.62
21	862.93	4.09
22	865.26	0.57
23	864.07	-2.94
24	859.38	-6.45
25	851.17	-9.97
28	805.46	-20.50

Fuente. Elaboración propia.

La velocidad específica de las células a partir del día 23 es negativa, lo cual indica la muerte de las bacterias, a partir de ese día. Para obtener la velocidad de reacción específica de crecimiento se utiliza la ecuación cinética de acuerdo con (Fogler, 2006) ecuación (7).

$$rg = \mu * Cc \quad (7)$$

Las variables en la ecuación 7 son las siguientes:

rg: Velocidad de crecimiento de la célula, mg/L-día

Cc: Concentración de las células, mg/L.

μ : Velocidad de crecimiento específico, día⁻¹.

Se reordena la ecuación 8 para que la velocidad de crecimiento específico resulte en función de la velocidad de crecimiento celular y la concentración de células.

$$\mu = \frac{rg}{C_c} \quad (8)$$

Utilizando los datos de velocidad de crecimiento celular y la concentración de celular en la ecuación 8 se obtienen los datos de velocidad de crecimiento específicos, ver tabla 17.

TABLA 17. Velocidad de crecimiento específico

Tiempo	μ	Cs
Días	1/día	mg/L
0	0.0000	100.0000
1	0.9453	96.7385
2	0.4684	93.1037
3	0.3056	89.6306
4	0.2232	86.3193
5	0.1733	83.1697
7	0.1154	77.3559
8	0.0970	74.6916
9	0.0824	72.1891
10	0.0706	69.8483

11	0.0607	67.6693
15	0.0325	60.5709
16	0.0271	59.2007
17	0.0222	57.9923
18	0.0175	56.9456
21	0.0047	54.7761
22	0.0007	54.3765
23	-0.0034	54.1386
24	-0.0075	54.0625
25	-0.0117	54.1481
28	-0.0255	55.3756

Fuente. Elaboración propia.

Al inicio de la experimentación la concentración inicial de células es despreciable, además de mostrar una tendencia de decrecimiento (muerte de bacterias) en la velocidad de crecimiento específico de las células, esto es un hecho que acontece debido a la intoxicación por el sustrato.

En la ecuación de Monod, K_s es la constante de saturación que describe la concentración del sustrato a la que se producen microorganismos con una velocidad igual a la mitad de la velocidad específica de crecimiento máximo (μ_{max}). Por lo tanto, la velocidad de crecimiento máxima puede obtenerse gráficamente.

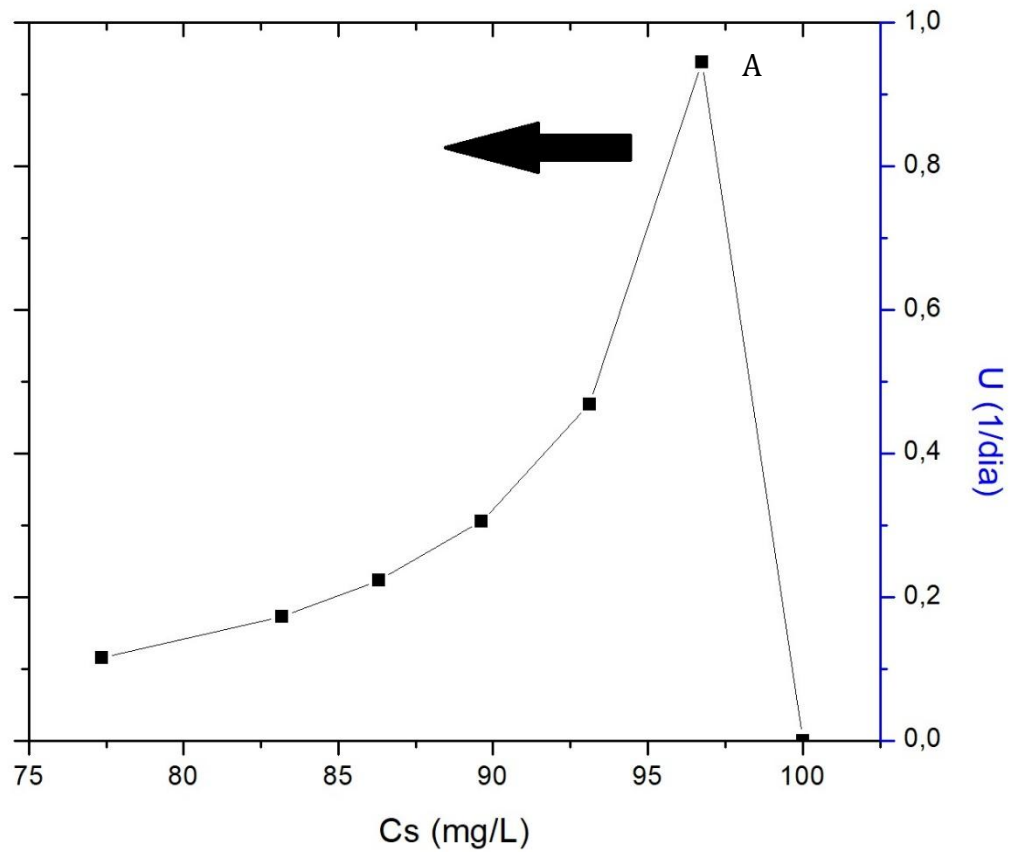


FIGURA 20. Velocidad específica de crecimiento en función de la concentración del sustrato. [Elaboración propia]

La velocidad de crecimiento específico máxima corresponde al punto señalado con la letra "A" en la figura 20, ver ecuación. (9).

$$\mu_{max} = 0,94 \frac{1}{\text{día}} \quad (9)$$

Para obtener el valor de la constante K_s se procede a obtener la velocidad de crecimiento a partir de μ_{max} como se muestra en la ecuación (10).

$$\mu = \frac{\mu_{max}}{2} = \frac{0,94}{2} = 0,47 \frac{1}{\text{día}} \quad (10)$$

Con el valor de la velocidad de crecimiento específica se realiza una interpolación con los datos de la tabla 17, para obtener la velocidad de reacción específica. Se utiliza la ecuación de monod reordenada (Fogler, 2006), ecuación 11.

$$r_g = \frac{\mu_{max} C_s C_c}{K_s + C_s} \quad (11)$$

Obteniendo el siguiente valor para la constante K_s :

$$K_s = 93.1362 \frac{mg}{mL}$$

La transformación del contaminante en carbono inorgánico se debe al ciclo metabólico de los microorganismos en los cuales se despiden CO_2 y agua como productos de excreción. El resto del contaminante que no llegan a mineralizarse por completo puede persistir o ser degradado de una forma lenta como se puede observar en los datos obtenidos.

Para obtener el grado de mineralización se utilizó un analizador de carbono orgánico total, los resultados se muestran en la figura 22.

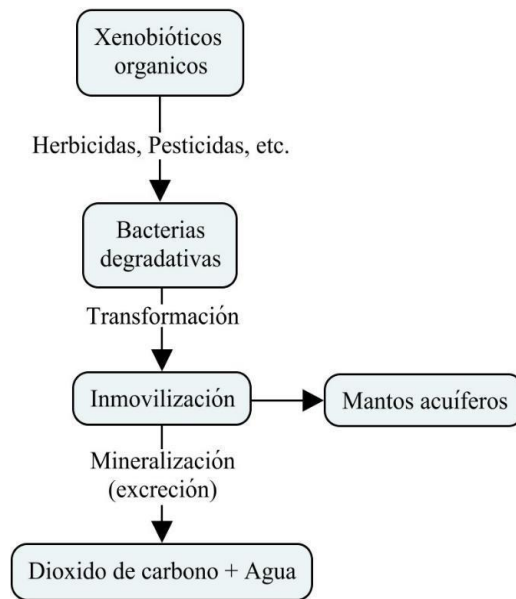


FIGURA 21. Esquema general de degradación del xenobiótico (Varsha et al., 2011).

La mineralización es sinónimo de una biodegradación completa. Describe la degradación de un compuesto hasta dióxido de carbono y agua ver figura 21, cuando se habla de compuestos recalcitrantes hablamos de degradaciones difíciles y no necesariamente imposibles.

Los factores que pueden influenciar en la mineralización son el área de contacto, solubilidad, estructura molecular, toxicidad, concentración, factores físicos y químicos del xenobiótico como pH, humedad, presencia de oxígeno como inhibidor, substrato, etc.

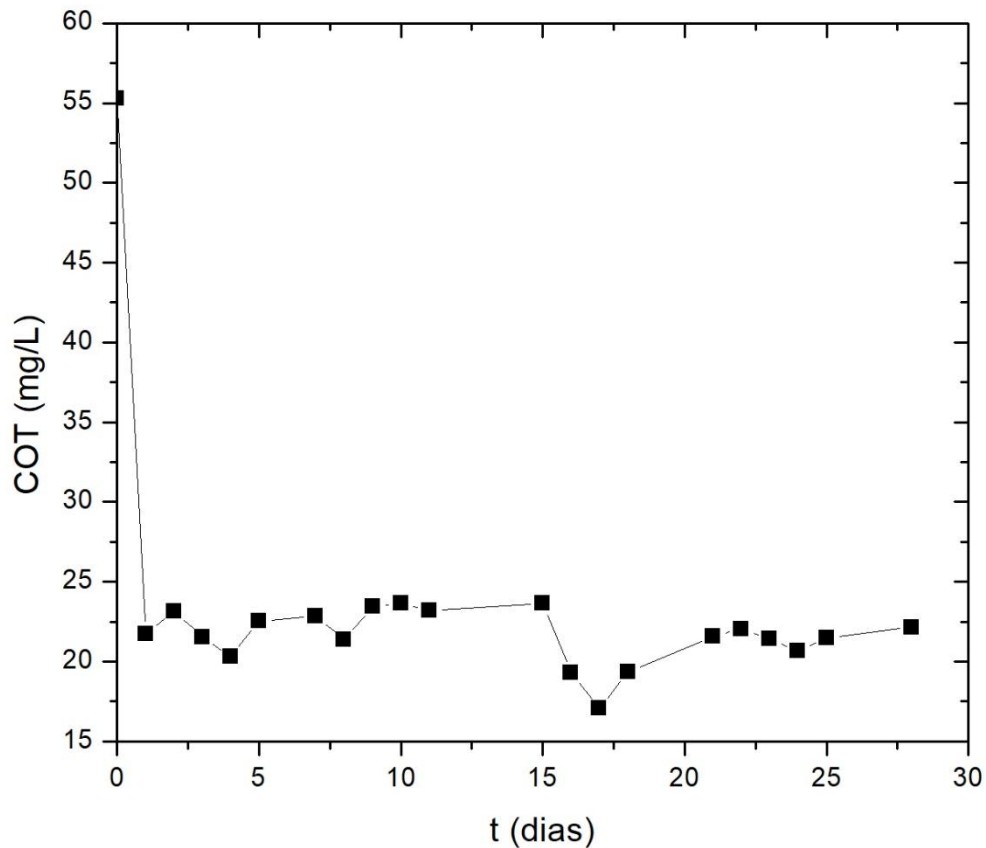


FIGURA 22. Resultados carbono orgánico total. [Elaboración propia]

Aproximadamente el 45% del peso molecular de la atrazina pertenece a carbonos orgánicos (PubChem, 2020), lo que indica que en una muestra de 100 ppm la concentración de carbono es de 45 ppm aproximadamente. Al analizar la figura 20 en el inicio del experimento la concentración de carbono orgánico total alcanza las 55 ppm, indicando así que la solución puede contener impurezas del agua, o aditivos para la solubilidad de la atrazina. El comportamiento de la gráfica muestra una mineralización del más del 50% de concentración a partir del día 1, manteniéndose prácticamente constante hasta el día 15 en donde vuelve a ver un decremento en el carbono orgánico, esto comprueba la habilidad de las bacterias a desarrollar resistencia ante compuestos

tóxicos, llevando estas moléculas mediante biodegradación hasta dióxido de carbono liberando algunos otros productos como nitratos, nitritos, etc.([Knapp & Bromley-Challoner, 2003](#)) que no son detectados mediante este equipo, la mineralización no siempre remedia la contaminación algunas veces puede causar más problemas. Sin embargo, para este estudio los resultados favorecen la destrucción total de la molécula para la biorremediación de suelos y mantos acuíferos.

La figura 13 muestra el mecanismo de la mineralización de la atrazina, donde se aprecian subproductos como el ácido cianúrico, la urea, y el biuret. Con base al análisis porcentual de carbono de los tres compuestos mencionados (27, 20, 23% de carbono orgánico total, respectivamente) ([PubChem, 2020](#)) se puede considerar que durante el día 1 al 28 la mineralización está conformada por una mezcla de estos tres componentes.

Conclusiones

De los resultados discutidos en este trabajo se desprenden las siguientes conclusiones:

Los resultados de la degradación de la atrazina por la actividad microbiológica revelan que el consorcio bacteriano utiliza a la atrazina como alimento.

El diseño de cultivo está basado en la adaptación de las bacterias en el medio contaminado, agitación, oxigenación, temperatura constante y la medición por quintuplicado para asegurar un mejor análisis de evaluación de la curva de crecimiento.

Después de diez días de aplicado el tratamiento con el Consorcio Bacteriano existe una concentración baja de atrazina en el medio. Por ello la biorremediación para los suelos agrícolas es una práctica alcanzable y de bajo precio.

La máxima degradación de la atrazina se presentó en las primeras 48 horas dentro del reactor, disminuyendo la concentración de sustrato en un 20%. El consorcio bacteriano presenta inhibición por intoxicación después del día 10 (ver análisis de la figura 15), resultando en la disminución de la velocidad de crecimiento. Debido a esto, el análisis de los datos se vuelve poco convencional, dificultando el manejo de datos analíticos. Sin embargo, el análisis gráfico de la velocidad específica de crecimiento (figura 18) permitió la obtención de las constantes K_s y μ para el modelo planeado.

La degradación del sustrato produce subproductos que no son detectables por la metodología empleada. Sin embargo, a partir del día 22 al 28 hubo un aumento en la concentración, lo que indica la presencia de sustancias que no llegan a mineralizarse, por tal razón se sugiere acoplar otro equipo para la detección de dichas moléculas.

La inoculación del Consorcio Bacteriano a los suelos agrícolas donde se aplican herbicidas como la atrazina resulta ser una estrategia para que los suelos recuperen sus servicios ambientales, evitando con ello que este contaminante llegue al manto acuífero.

Para obtener una mejor curva de crecimiento es necesario disminuir los tiempos de medición de biomasa. De acuerdo con analizado en la figura 18 es conveniente tomar la medición por 20 días, debido a que en ese periodo es donde se presentan el mayor crecimiento bacteriano (fase exponencial). De esta manera se obtienen más puntos para la construcción de la curva, reduciendo los tiempos y recursos en el análisis. Aunado a esto, es recomendable obtener mediciones en lapsos de tiempo más cortos durante los primeros 5 días, donde se presenta la mayor velocidad de degradación de sustrato (ver figura 16).

El análisis de carbono orgánico resultó en la mineralización de más del 50% de la concentración inicial de atrazina en el primer día (ver figura 22), lo que demuestra que, aunque se logra una degradación hasta obtener dióxido de carbono, el sistema llega a tener limitaciones, por ejemplo, (la generación de subproductos recalcitrantes que disminuyen la eficiencia en el biorreactor, (Fewson, 1988)). La resistencia de estos compuestos para ser degradados sugiere otras alternativas experimentales, como el uso de enzimas en conjunto con las bacterias.

En la agricultura mexicana, particularmente en el cultivo de maíz se acude al uso de herbicidas donde la atrazina es uno de los utilizados, los resultados indican que la incorporación de este Consorcio Bacteriano conduce a la biorremediación del patrimonio suelo, por lo que la biorremediación puede ser una práctica que puede incorporarse a los sistemas de producción al momento de la cosecha, incorporándose los residuos de cosecha y las bacterias para la degradación de este residuo.

Los resultados revelan que la biorremediación es una técnica que ayuda disminuir la contaminación Ambiental, particularmente en los suelos agrícolas donde se cultiva maíz, sorgo, caña de azúcar, trigo, gramíneas en general y se aplica atrazina.

Este trabajo permite recomendar como una política pública que en la agricultura donde se utilizan herbicidas como la atrazina, se acuda a la biorremediación como una práctica agrícola en un manejo agroecológico que permita permutar a la sustentabilidad agrícola.

Referencias

- Abdelhafid, R., Houot, S., & Barriuso, E. (2000). How increasing availabilities of carbon and nitrogen affect atrazine behaviour in soils. *Biology and Fertility of Soils*, 30(4), 333-340. <https://doi.org/10.1007/s003740050012>
- Agrawal, N., & Kumar, A. (2015). An environmental cleanup strategy—Microbial transformation of xenobiotic compounds. *International Journal of Current Microbiology and Applied Sciences*, 4.
- Agroexportaciones logran cifra récord en el 2017 | *El Economista*. (2017). <https://www.economista.com.mx/empresas/Agroexportaciones-logran-cifra-record-en-el-2017-20180213-0014.html>
- Ahemad, M., & Khan, M. S. (2011). Pseudomonas aeruginosa strain PS1 enhances growth parameters of greengram [Vigna radiata (L.) Wilczek] in insecticide-stressed soils. *Journal of Pest Science*, 84(1), 123-131. <https://doi.org/10.1007/s10340-010-0335-0>
- Ahemad, M., & Khan, M. S. (2012a). Productivity of greengram in tebuconazole-stressed soil, by using a tolerant and plant growth-promoting Bradyrhizobium sp. MRM6 strain. *Acta Physiologiae Plantarum*, 34(1), 245-254. <https://doi.org/10.1007/s11738-011-0823-8>
- Ahemad, M., & Khan, M. S. (2012b). Alleviation of fungicide-induced phytotoxicity in greengram [Vigna radiata (L.) Wilczek] using fungicide-tolerant and plant growth promoting Pseudomonas strain. *Saudi Journal of Biological Sciences*, 19(4), 451-459. <https://doi.org/10.1016/j.sjbs.2012.06.003>
- Ahmad, R., & Rahman, A. (2009). Sorption Characteristics of Atrazine and Imazethapyr in Soils of New Zealand: Importance of Independently Determined Sorption Data. *Journal of Agricultural and Food Chemistry*, 57(22), 10866-10875. <https://doi.org/10.1021/jf901365j>
- Assaf, N. A., & Turco, R. F. (1994). Influence of carbon and nitrogen application on the mineralization of atrazine and its metabolites in soil. *Pesticide Science*, 41(1), 41-47. <https://doi.org/10.1002/ps.2780410108>

- Babalola, Olubukola O. (2009). *Asporogenic mutants of alternaria cassiae generated by X-Ray irradiation*. 12.
- Babalola, Olubukola Oluranti. (2010). Beneficial bacteria of agricultural importance. *Biotechnology Letters*, 32(11), 1559-1570. <https://doi.org/10.1007/s10529-010-0347-0>
- Bailey, G. W., White, J. L., & Rothberg, T. (1968). Adsorption of Organic Herbicides by Montmorillonite: Role of pH and Chemical Character of Adsorbate. *Soil Science Society of America Journal*, 32(2), 222-234. <https://doi.org/10.2136/sssaj1968.03615995003200020021x>
- Banjoko, B. (2014). Environmental Pharmacology – An Overview. En S. J. T. Gowder (Ed.), *Pharmacology and Therapeutics*. InTech. <https://doi.org/10.5772/57473>
- Bargaz, A., Lyamlouli, K., Chtouki, M., Zeroual, Y., & Dhiba, D. (2018). Soil Microbial Resources for Improving Fertilizers Efficiency in an Integrated Plant Nutrient Management System. *Frontiers in Microbiology*, 9, 1606. <https://doi.org/10.3389/fmicb.2018.01606>
- Beneduzi, A., Peres, D., Vargas, L. K., Bodanese-Zanettini, M. H., & Passaglia, L. M. P. (2008). Evaluation of genetic diversity and plant growth promoting activities of nitrogen-fixing bacilli isolated from rice fields in South Brazil. *Applied Soil Ecology*, 39(3), 311-320. <https://doi.org/10.1016/j.apsoil.2008.01.006>
- Ben-Hur, M., Letey, J., Farmer, W. J., Williams, C. F., & Nelson, S. D. (2003). Soluble and Solid Organic Matter Effects on Atrazine Adsorption in Cultivated Soils. *Soil Science Society of America Journal*, 67(4), 1140-1146. <https://doi.org/10.2136/sssaj2003.1140>
- Besse-Hoggan, P., Alekseeva, T., Sancelme, M., Delort, A.-M., & Forano, C. (2009). Atrazine biodegradation modulated by clays and clay/humic acid complexes. *Environmental Pollution*, 157(10), 2837-2844. <https://doi.org/10.1016/j.envpol.2009.04.005>
- Bhattacharyya, P. N., & Jha, D. K. (2012). Plant growth-promoting rhizobacteria (PGPR): Emergence in agriculture. *World Journal of Microbiology and Biotechnology*, 28(4), 1327-1350. <https://doi.org/10.1007/s11274-011-0979-9>

- Britton, G., Barry, P., & Young, A. J. (1990). Carotenoids and chlorophylls: Herbicidal inhibition of pigment biosynthesis. En A. D. Dodge (Ed.), *Herbicides and Plant Metabolism* (1.^a ed., pp. 51-72). Cambridge University Press. <https://doi.org/10.1017/CBO9780511752315.005>
- Carafa, R., Wollgast, J., Canuti, E., Ligthart, J., Dueri, S., Hanke, G., Eisenreich, S. J., Viaroli, P., & Zaldívar, J. M. (2007). Seasonal variations of selected herbicides and related metabolites in water, sediment, seaweed and clams in the Sacca di Goro coastal lagoon (Northern Adriatic). *Chemosphere*, 69(10), 1625-1637. <https://doi.org/10.1016/j.chemosphere.2007.05.060>
- Chandler, D., Davidson, G., Grant, W. P., Greaves, J., & Tatchell, G. M. (2008). Microbial biopesticides for integrated crop management: An assessment of environmental and regulatory sustainability. *Trends in Food Science & Technology*, 19(5), 275-283. <https://doi.org/10.1016/j.tifs.2007.12.009>
- Chandra, K., & Greep, S. (2006). *Potash Mobilizing Bacteria.pdf*. Regional Centre of Organic Farming. <http://kemp.kar.in/rbdc>
- Chapman, R. N., & Stranger, J. W. (1992). Horticultural pesticide residues in water: A review of potential for water contamination by pesticides used in the vegetable industry in Victoria. *Department of Food and Agriculture*, 137.
- CIAT. (1982). *Los Herbicidas: modo de Actuar Y Sintomas de Toxicidad*. Ciat.
- Classification of herbicides*. (2020). FSC 211: CLASSIFICATION OF HERBICIDES. <http://ecoursesonline.iasri.res.in/mod/page/view.php?id=12032>
- Cook, A. M. (1987). Biodegradation of s-triazine xenobiotics. *FEMS Microbiology Letters*, 46(2), 93-116. <https://doi.org/10.1111/j.1574-6968.1987.tb02454.x>
- Cruz-Narváez, Y., Rico-Arzate, E., Castro-Arellano, J. J., Noriega-Altamirano, G., Piña-Escobedo, A., Murugesan, S., & García-Mena, J. (2018). Obtaining microorganisms in cloud forest soils for the degradation of aromatic hydrocarbons. *Revista Chapingo Serie Ciencias Forestales y Del Ambiente*, 25(1), 95-106. <https://doi.org/10.5154/r.rchscfa.2018.06.055>
- de Souza, M. L., Seffernick, J., Martinez, B., Sadowsky, M. J., & Wackett, L. P. (1998). The Atrazine Catabolism Genes atzABC Are Widespread and Highly Conserved.

- Journal of Bacteriology*, 180(7), 1951-1954.
<https://doi.org/10.1128/JB.180.7.1951-1954.1998>
- Dodge, A. D. (1989). *Herbicides and plant metabolism*. Cambridge University Press.
- Embrandiri, A., Kiyasudeen, S. K., Rupani, P. F., & Ibrahim, M. H. (2016). Environmental Xenobiotics and Its Effects on Natural Ecosystem. En A. Singh, S. M. Prasad, & R. P. Singh (Eds.), *Plant Responses to Xenobiotics* (pp. 1-18). Springer Singapore.
https://doi.org/10.1007/978-981-10-2860-1_1
- Etesami, H., Emami, S., & Alikhani, H. A. (2017). Potassium solubilizing bacteria (KSB): Mechanisms, promotion of plant growth, and future prospects - A review. *Journal of Soil Science and Plant Nutrition*, 17(4), 897-911. <https://doi.org/10.4067/S0718-95162017000400005>
- European Parliament. (1998). Council Directive 98/83/EC of 3 November 1998 on the quality of water intended for human consumption. *Official Journal of the European Communities*, L 330/32.
- European Parliament. (2000). Directive 2000/60/EC of the European Parliament and of the Council of 23 October 2000 establishing a framework for Community action in the field of water policy. *Official Journal of the European Communities*.
- Fan, X., & Song, F. (2014). Bioremediation of atrazine: Recent advances and promises. *Journal of Soils and Sediments*, 14(10), 1727-1737.
<https://doi.org/10.1007/s11368-014-0921-5>
- FAO. (2000). *De referencia. Food and Agriculture Organization of the United Nations. Roma, Italia*. <http://www.fao.org/docrep/005/x2570s/X2570S09.htm>
- Fewson, C. (1988). Biodegradation of xenobiotic and other persistent compounds: The causes of recalcitrance. *Trends in Biotechnology*, 6(7), 148-153.
[https://doi.org/10.1016/0167-7799\(88\)90084-4](https://doi.org/10.1016/0167-7799(88)90084-4)
- Finney, J. R. (2018). World crop protection prospects: Demisting the crystal ball. En *Brighton Crop Protection Conference: Pests and Diseases* (Vol. 1, pp. 3-14).
- Fogler, H. S. (2006). *Elements of chemical reaction engineering*. Prentice-Hall of India.
- Garcés, R. A. G., Hansen, A. M., & van Afferden, M. (2007a). Mineralization of atrazine in agricultural soil: Inhibition by nitrogen. *Environmental Toxicology and Chemistry*, 26(5), 844. <https://doi.org/10.1897/06-328R.1>

- Garcés, R. A. G., Hansen, A. M., & van Afferden, M. (2007b). MINERALIZATION OF ATRAZINE IN AGRICULTURAL SOIL: INHIBITION BY NITROGEN. *Environmental Toxicology and Chemistry*, 26(5), 844. <https://doi.org/10.1897/06-328R.1>
- García Peña, Y. (2016). Degradación microbiana de compuestos xenobióticos. *Coordinación General de Estudios de Posgrado e Investigación, Universidad Autónoma de Coahuila*, 48, 11.
- Geng, Y., Ma, J., Jia, R., Xue, L., Tao, C., Li, C., Ma, X., & Lin, Y. (2013). Impact of Long-Term Atrazine Use on Groundwater Safety in Jilin Province, China. *Journal of Integrative Agriculture*, 12(2), 305-313. [https://doi.org/10.1016/S2095-3119\(13\)60229-4](https://doi.org/10.1016/S2095-3119(13)60229-4)
- Giupponi, C. (2001). The Substitution of Hazardous Molecules in Production Processes: The Atrazine Case Study in Italian Agriculture. *SSRN Electronic Journal*. <https://doi.org/10.2139/ssrn.278243>
- Glick, B. R. (2012). Plant Growth-Promoting Bacteria: Mechanisms and Applications. *Scientifica*, 2012, 1-15. <https://doi.org/10.6064/2012/963401>
- Golla, V., Nelms, J., Taylor, R., & Mishra, S. (2011). Pesticide concentrations in drinking water from farm homes: Variation between community water supply and wellwater. *J. Environ*, 5, 955-961.
- González, F. B., Márquez, D. A., Solís, J. D. Á., Meraz, E. A., Aguilar, O. A., Arriaga, J. A. L., Méndez, R. M., & Rodríguez, I. E. M. (2017). *Los Plaguicidas Altamente Peligrosos en México*. 364.
- González-Arias, C. A., Robledo-Marengo, M. de L., Medina-Díaz, I. M., Velázquez-Fernández, J. B., Girón-Pérez, M. I., Quintanilla-Vega, B., & Ostrosky-Wegman, P. (2009). *PATRÓN DE USO Y VENTA DE PLAGUICIDAS EN NAYARIT, MÉXICO*. 8.
- González-Márquez, L. C., & Hansen, A. M. (2009). Adsorción y mineralización de atrazina y relación con parámetros de suelos del DR 063 Guasave, Sinaloa. *Revista mexicana de ciencias geológicas*, 26, 587-599.
- Grageda-Cabrera, O. A., Díaz-Franco, A., & Peña-Cabriales, J. J. (2012). *Impacto de los biofertilizantes en la agricultura*. 14.

- Graymore, M., Stagnitti, F., & Allinson, G. (2001). Impacts of atrazine in aquatic ecosystems. *Environment International*, 26(7-8), 483-495. [https://doi.org/10.1016/S0160-4120\(01\)00031-9](https://doi.org/10.1016/S0160-4120(01)00031-9)
- Green, M. B., Hartley, G. S., West, T. F., & Green, M. B. (1987). *Chemicals for crop improvement and pest management* (3rd ed). Pergamon Press.
- Hansen, A. M., Quintanilla, L. G. T., Pacheco, H. M., Canela, M. V., Márquez, L. C. G., Garcés, R. A. G., & Antonio, A. H. (2013). ATRAZINA: UN HERBICIDA POLÉMICO. *Revista Internacional de Contaminación Ambiental*, 29(0), 65-84.
- Hayes, T. B., Collins, A., Lee, M., Mendoza, M., Noriega, N., Stuart, A. A., & Vonk, A. (2002). Hermaphroditic, demasculinized frogs after exposure to the herbicide atrazine at low ecologically relevant doses. *Proceedings of the National Academy of Sciences*, 99(8), 5476-5480. <https://doi.org/10.1073/pnas.082121499>
- Hernández, B. (2010). Guía técnica para el área de influencia del Campo Experimental Valle de Culiacán. *INIFAP*, 226.
- Hernández, J. G., Morales, J. B. L., Rodríguez, I. E. M., Ochoa, M. I. H., Madrid, M. L. A., García, A. E. R., Lozano, M. B., & Herrera, N. E. P. (2017). *Estado actual de la investigación sobre plaguicidas en México*. 32.
- Hernández-Antonio, A. (2011). Uso de plaguicidas en dos zonas agrícolas de México y evaluación de la contaminación de agua y sedimentos. 13.
- Hernández-Antonio, A., & Hansen, A. M. (2011). Uso de plaguicidas en dos zonas agrícolas de México y evaluación de la contaminación de agua y sedimentos. *Revista internacional de contaminación ambiental*, 27(2), 115-127.
- INEGI. (2017). *Encuesta Nacional Agropecuaria. Producción agropecuaria en México*. 2.
- Jain, R., Kapur, M., Labana, S., Lal, B., Sarma, P., Bhattacharyya, D., & Thakur, S. (2005). Microbial diversity: Application of micro-organisms for the biodegradation of xenobiotics. *Current Science*, 89(1), 101-112.
- Jangra, M. R., Jangra, S., & Nehra, K. (2018). *Role of Microbes in Agriculture*. 31.
- Jayasekara, R., Harding, I., Bowater, I., & Lonergan, G. (2005). Biodegradability of a Selected Range of Polymers and Polymer Blends and Standard Methods for Assessment of Biodegradation. *Journal of Polymers and the Environment*, 13(3), 231-251. <https://doi.org/10.1007/s10924-005-4758-2>

- Jeffries, P., & Barea, J. M. (2001). Arbuscular Mycorrhiza—A Key Component of Sustainable Plant-Soil Ecosystems. En B. Hock (Ed.), *Fungal Associations* (pp. 95-113). Springer Berlin Heidelberg. https://doi.org/10.1007/978-3-662-07334-6_6
- Kloepper, J. W., Gutiérrez-Estrada, A., & McInroy, J. A. (2007). Photoperiod regulates elicitation of growth promotion but not induced resistance by plant growth-promoting rhizobacteria. *Canadian Journal of Microbiology*, *53*(2), 159-167. <https://doi.org/10.1139/w06-114>
- Knapp, J. S., & Bromley-Challoner, K. C. A. (2003). Recalcitrant organic compounds. En *Handbook of Water and Wastewater Microbiology* (pp. 559-595). Elsevier. <https://doi.org/10.1016/B978-012470100-7/50035-2>
- Kovaios, I. D., Paraskeva, C. A., & Koutsoukos, P. G. (2011). Adsorption of atrazine from aqueous electrolyte solutions on humic acid and silica. *Journal of Colloid and Interface Science*, *356*(1), 277-285. <https://doi.org/10.1016/j.jcis.2011.01.002>
- Krishnaraj, P. U., & Dahale, S. (2014). Mineral Phosphate Solubilization: Concepts and Prospects in Sustainable Agriculture. *Proceedings of the Indian National Science Academy*, *80*(2), 389. <https://doi.org/10.16943/ptinsa/2014/v80i2/55116>
- Leyva Morales, J. B. (2014). *Uso de plaguicidas en un valle agrícola tecnificado en el noreste de México*. 15.
- Li, Y., Fu, K., Gao, S., Wu, Q., Fan, L., Li, Y., & Chen, J. (2013). Increased virulence of transgenic *Trichoderma koningi* strains to the Asian corn borer larvae by overexpressing heterologous *chit42* gene with chitin-binding domains. *Journal of Environmental Science and Health, Part B*, *48*(5), 376-383. <https://doi.org/10.1080/03601234.2013.742386>
- Liddycoat, S. M., Greenberg, B. M., & Wolyn, D. J. (2009). The effect of plant growth-promoting rhizobacteria on asparagus seedlings and germinating seeds subjected to water stress under greenhouse conditions. *Canadian Journal of Microbiology*, *55*(4), 388-394. <https://doi.org/10.1139/W08-144>
- Ling, W.-T., Wang, H.-Z., Xu, J.-M., & Gao, Y.-Z. (2005). Sorption of dissolved organic matter and its effects on the atrazine sorption on soils. *Journal of Environmental Sciences (China)*, *17*(3), 478-482.

- Lugtenberg, B., & Kamilova, F. (2009). Plant-Growth-Promoting Rhizobacteria. *Annual Review of Microbiology*, 63(1), 541-556. <https://doi.org/10.1146/annurev.micro.62.081307.162918>
- Ma, L., & Selim, H. M. (1996). Atrazine Retention and Transport in Soils. En G. W. Ware & F. A. Gunther (Eds.), *Reviews of Environmental Contamination and Toxicology* (Vol. 145, pp. 129-173). Springer New York. https://doi.org/10.1007/978-1-4612-2354-2_2
- Manejo de las malas hierbas.* (s. f.). Recuperado 5 de junio de 2020, de http://www.sugarcane crops.com/s/agronomic_practices/weed_management/
- Martínez Arrollo, A., Gavilán García, A., & Mendoza Cantú, A. (2019). Instituto Nacional de Ecología y Cambio Climático (INECC). *Diagnóstico sobre la Contaminación por Plaguicidas en Agua Superficial, Agua Subterránea y Suelo*, 37.
- Miao, Y., Stewart, B. A., & Zhang, F. (2011). Long-term experiments for sustainable nutrient management in China. A review. *Agronomy for Sustainable Development*, 31(2), 397-414. <https://doi.org/10.1051/agro/2010034>
- Montgomery, J. H. (2000). *Agrochemicals desk reference*. CRC.
- Nihorimbere, V., Ongena, M., Smargiassi, M., & Thonart, P. (2011). Beneficial effect of the rhizosphere microbial community for plant growth and health. *Biotechnol. Agron. Soc. Environ.*, 11.
- Nödler, K., Licha, T., & Voutsas, D. (2013). Twenty years later – Atrazine concentrations in selected coastal waters of the Mediterranean and the Baltic Sea. *Marine Pollution Bulletin*, 70(1-2), 112-118. <https://doi.org/10.1016/j.marpolbul.2013.02.018>
- NRA. (1997). *The National Registration Authority for Agricultural and Veterinary Chemicals review of atrazine*. NRA.
- OJEU. (2004). *Commission decision concerning the noninclusion of atrazine in Annex I to Council Directive 91/414/EEC and the withdrawal of authorisations for plant protection products containing this active substance. Official Journal of the European Union*.
- Ortega Martínez, L. D., Martínez Valenzuela, C., Huerta de la Peña, A., Ocampo Mendoza, J., Sandoval Castro, E., & Jaramillo Villanueva, J. L. (2014). Use and

- management of pesticides in greenhouses in the northern region of the state of Puebla, Mexico. *Acta Universitaria*, 24(3), 3. <https://doi.org/10.15174/au.2014.570>
- Ortíz-Castro, R., Contreras-Cornejo, H. A., Macías-Rodríguez, L., & López-Bucio, J. (2009). The role of microbial signals in plant growth and development. *Plant Signaling & Behavior*, 4(8), 701-712. <https://doi.org/10.4161/psb.4.8.9047>
- Página 167—FARMACOPEA. (s. f.). Recuperado 15 de julio de 2020, de http://www.anmat.gov.ar/webanmat/fna/flip_pages/Farmacopea_Vol_I/files/assets/basic-html/page167.html
- Página 318—FARMACOPEA. (s. f.). Recuperado 2 de septiembre de 2020, de http://www.anmat.gov.ar/webanmat/fna/flip_pages/Farmacopea_Vol_I/files/assets/basic-html/page318.html
- Parra-Cota, F. I., Coronel-Acosta, C.-B., Amézquita-Avilés, C. F., De los Santos-Villalobos, S., & Escalante-Martínez, D. I. (2018). Diversidad metabólica de microorganismos edáficos asociados al cultivo de maíz en el Valle del Yaqui, Sonora. *Revista Mexicana de Ciencias Agrícolas*, 9(2), 431-442. <https://doi.org/10.29312/remexca.v9i2.1083>
- Pérez-Herrera, N., Polanco-Minaya, H., Salazar-Arredondo, E., Solís-Heredia, M. J., Hernández-Ochoa, I., Rojas-García, E., Alvarado-Mejía, J., Borja-Aburto, V. H., & Quintanilla-Vega, B. (2008). PON1Q192R genetic polymorphism modifies organophosphorous pesticide effects on semen quality and DNA integrity in agricultural workers from southern Mexico. *Toxicology and Applied Pharmacology*, 230(2), 261-268. <https://doi.org/10.1016/j.taap.2008.02.021>
- Plamrevp.pdf*. (s. f.). Recuperado 15 de julio de 2020, de <http://www.cesaveq.org.mx/cesa3/page/dctos/inocuidad/plamrevp.pdf>
- PMRA. (2004). *Re-evaluation Decision Document (Atrazine)*. Pest Management Regulatory Agency.
- Prasad, R., & Aranda, E. (Eds.). (2018). *Approaches in Bioremediation: The New Era of Environmental Microbiology and Nanobiotechnology*. Springer International Publishing. <https://doi.org/10.1007/978-3-030-02369-0>

- Pucarevi, M., Ovljanski, R., Lazi, S., & Marjanovi, N. (2002). Atrazine in groundwater of Vojvodina Province. *Water Research*, 36(20), 5120-5126. [https://doi.org/10.1016/S0043-1354\(02\)00245-2](https://doi.org/10.1016/S0043-1354(02)00245-2)
- Readman, J. W., Albanis, T. A., Barcelo, D., Galassi, S., Tronczynski, J., & Gabrielides, G. P. (1993). Herbicide contamination of Mediterranean estuarine waters: Results from a MED POL pilot survey. *Marine Pollution Bulletin*, 26(11), 613-619. [https://doi.org/10.1016/0025-326X\(93\)90500-J](https://doi.org/10.1016/0025-326X(93)90500-J)
- Reineke, W., & Knackmuss, H. J. (1988). Microbial Degradation of Haloaromatics. *Annual Review of Microbiology*, 42(1), 263-287. <https://doi.org/10.1146/annurev.mi.42.100188.001403>
- Ritter, W. F., Chirnside, A. E. M., & Scarborough, R. W. (1996). *Movement and degradation of triazines, alachlor, and metolachlor in sandy soils*. 2699-2721.
- Rodriguez, H., Vessely, S., Shah, S., & Glick, B. R. (2008). Effect of a Nickel-Tolerant ACC Deaminase-Producing Pseudomonas Strain on Growth of Nontransformed and Transgenic Canola Plants. *Current Microbiology*, 57(2), 170-174. <https://doi.org/10.1007/s00284-008-9181-1>
- Rojas, R., Morillo, J., Usero, J., Delgado-Moreno, L., & Gan, J. (2013). Enhancing soil sorption capacity of an agricultural soil by addition of three different organic wastes. *Science of The Total Environment*, 458-460, 614-623. <https://doi.org/10.1016/j.scitotenv.2013.04.032>
- Romero-Martínez, A., James-Molina, G., & Haro-Castellanos, J. A. (2001). *Tendencias en la síntesis de herbicidas*. 11.
- Rosales Robles, E., & Sanchez de la Cruz, R. (2004). Manejo integrado de maleza en sorgo en el Noreste de México. INIFAP-CIRNE.
- Las actualizaciones automáticas de citas están deshabilitadas. Para ver la bibliografía, haga clic en Actualizar en la pestaña de Zotero.
- Salazar-Ledesma, M., Mora, L., Chávez, B., Gómez, D., Zamora, O., & Prado, B. (2018). Susceptibilidad del suelo al impacto humano: Caso del herbicida atrazina. *Boletín de la Sociedad Geológica Mexicana*, 70(1), 95-119. <https://doi.org/10.18268/BSGM2018v70n1a6>

- Schilmann, A., Lacasana, M., Blanco-Munoz, J., Aguilar-Garduno, C., Salinas-Rodriguez, A., Flores-Aldana, M., & Cebrian, M. E. (2010). Identifying pesticide use patterns among flower growers to assess occupational exposure to mixtures. *Occupational and Environmental Medicine*, 67(5), 323-329. <https://doi.org/10.1136/oem.2009.047175>
- Scribner, S. L., Benzing, T. R., Sun, S., & Boyd, S. A. (1992). Desorption and Unavailability of Aged Simazine Residues in Soil from a Continuous Corn Field. *Journal of Environmental Quality*, 21(1), 115-120. <https://doi.org/10.2134/jeq1992.00472425002100010017x>
- Sene, L., Converti, A., Secchi, G. A. R., & Simão, R. de C. G. (2010). New aspects on atrazine biodegradation. *Brazilian Archives of Biology and Technology*, 53(2), 487-496. <https://doi.org/10.1590/S1516-89132010000200030>
- Shimao, M. (2001). Biodegradation of plastics. *Current Opinion in Biotechnology*, 12(3), 242-247. [https://doi.org/10.1016/S0958-1669\(00\)00206-8](https://doi.org/10.1016/S0958-1669(00)00206-8)
- Shomar, B. H., Müller, G., & Yahya, A. (2006). Occurrence of Pesticides in Groundwater and Topsoil of the Gaza Strip. *Water, Air, & Soil Pollution*, 171(1-4), 237-251. <https://doi.org/10.1007/s11270-005-9038-1>
- Sikandar, A., Shehzadi, K., Arshad, Q., & Munir, K. (2013). *Phytoremediation: An Analytical Technique for the Assessment of Biodegradation of Organic Xenobiotic Pollutants: A Review*. 4(2), 4.
- Singh, S. (2018). Classification of herbicides. *College of Agriculture Krishi vigyan Kendra*.
- Soto, S. D. L., & Quintanar, A. I. V. (2014). *Residuos de plaguicidas organoclorados en suelos agrícolas*. 11.
- Speight, J. G. (2018). Biological Transformations. En *Reaction Mechanisms in Environmental Engineering* (pp. 269-306). Elsevier. <https://doi.org/10.1016/B978-0-12-804422-3.00008-0>
- Staley, T. E., & Brauer, D. K. (2006). Survival of a Genetically Modified Root-Colonizing Pseudomonad and Rhizobium Strain in an Acidic Soil. *Soil Science Society of America Journal*, 70(6), 1906-1913. <https://doi.org/10.2136/sssaj2005.0056>

- Steinheimer, T. R. (1993). HPLC determination of atrazine and principal degradates in agricultural soils and associated surface and ground water. *Journal of Agricultural and Food Chemistry*, 41(4), 588-595. <https://doi.org/10.1021/jf00028a016>
- Thakur, M., & Sohal, B. S. (2013). Role of Elicitors in Inducing Resistance in Plants against Pathogen Infection: A Review. *ISRN Biochemistry*, 2013, 1-10. <https://doi.org/10.1155/2013/762412>
- Thomas J. Monaco, Weller, S. C., & Ashton, F. M. (2002). *Weed Science: Principles and Practices* (4th Ed.). John Wiley & Sons, Inc.
- Trinidad, B. (2014). *MODELOS DE CRECIMIENTO EN BIOLOGÍA, SU SIGNIFICADO BIOLÓGICO Y SELECCIÓN DEL MODELO POR SU AJUSTE*. 114.
- UNEP. (2002). *Central America and the Caribbean Regional Report, Regionally Based Assessment of Persistent Toxic Substances*. United Nations Environment Programme.
- USEPA. (2003). *Interim Reregistration Eligibility Decision for Atrazine* (United States Environmental Protection Agency).
- Vargas, J. F. C. (2017). *AJUSTE DE UN MODELO CINÉTICO PARA EL CRECIMIENTO DE Lactobacillus acidophilus EN LA FERMENTACIÓN DE UN SUSTRATO COMPLEJO*. 78.
- Varsha, Y. M., Deepthi CH, N., & Chenna, S. (2011). An Emphasis on Xenobiotic Degradation in Environmental Clean up. *Journal of Bioremediation & Biodegradation*, 02(04). <https://doi.org/10.4172/2155-6199.S11-001>
- Vats, S. (2015). Herbicides: History, Classification and Genetic Manipulation of Plants for Herbicide Resistance. En E. Lichtfouse (Ed.), *Sustainable Agriculture Reviews* (Vol. 15, pp. 153-192). Springer International Publishing. https://doi.org/10.1007/978-3-319-09132-7_3
- Villada Canela, M. (2006). *Estimación del riesgo de contaminar mantos freáticos por infiltración de herbicida atrazina en distritos de riego en México*. Universidad Nacional Autónoma de México.
- What Is Bioremediation and Why Is It Important?* (2017, noviembre 22). Holistic Management International. <https://holisticmanagement.org/blog/what-is-bioremediation-and-why-is-it-important/>

- Ye, C. M., Gong, A. J., Wang, X. J., Zheng, H. H., & Lei, Z. F. (2001). Distribution of atrazine in a crop-soil-groundwater system at Baiyangdian Lake area in China. *Journal of Environmental Sciences (China)*, 13(2), 148-152.
- Zabel, M., & Hensen, C. (2002). The Importance of Mineralization Processes in Surface Sediments at Continental Margins. En G. Wefer, D. Billett, D. Hebbeln, B. B. Jørgensen, M. Schlüter, & T. C. E. van Weering (Eds.), *Ocean Margin Systems* (pp. 253-267). Springer Berlin Heidelberg. https://doi.org/10.1007/978-3-662-05127-6_16
- Zhao, R., Yuan, J., Jiang, T., Shi, J., & Cheng, C. (2008). Application of bamboo charcoal as solid-phase extraction adsorbent for the determination of atrazine and simazine in environmental water samples by high-performance liquid chromatography-ultraviolet detector. *Talanta*, 76(4), 956-959. <https://doi.org/10.1016/j.talanta.2008.04.029>
- Zweig, G. (1969). Mode-of-action of photosynthesis inhibitor herbicides. En F. A. Gunther (Ed.), *Residues of Pesticides and Other Foreign Chemicals in Foods and Feeds / Rückstände von Pesticiden und anderen Fremdstoffen in Nahrungs- und Futtermitteln* (pp. 69-79). Springer New York. https://doi.org/10.1007/978-1-4615-8443-8_6

Glosario

- **Abiótico** – Externo a los organismos vivos.
- **Adsorción** - La adsorción es el proceso en la cual átomos o moléculas de una sustancia son retenidas en la superficie de otra sustancia.
- **Biótico** – Relacionado a los organismos vivos.
- **Carotenoides** – Pigmentos liposolubles naturales.
- **CL 50** – Medida estándar de toxicidad.
- **Clorosis** – Insuficiencia para producir clorofila.
- **Coloide** - En física y química un coloide, sistema coloidal, suspensión coloidal o dispersión coloidal es un sistema conformado por dos o más fases, normalmente una fluida (líquido) y otra dispersa en forma de partículas generalmente sólidas muy finas, de diámetro comprendido entre 10^{-9} y 10^{-5} m.¹ La fase dispersa es la que se halla en menor proporción. Normalmente la fase continua es líquida, pero pueden encontrarse coloides cuyos componentes se encuentran en otros estados de agregación de la materia.
- **Efectos genotóxico** - Los daños y lesiones primarias producidas en el DNA por los químicos pueden causar la muerte de la célula afectada o ser reparados por sistemas enzimáticos. Si las lesiones no son reparadas luego de una división celular, los daños son fijados y expresados como mutaciones.
- **Elicitor** - Grupo diversos de compuestos estructurales que actúan como moléculas señalizadoras cuando existe peligro.
- **Exudación** - Salida de un líquido de un cuerpo o del recipiente en que está contenido, por transpiración o a través de sus rendijas.
- **Fase endógena** - Las bacterias pasan a metabolizar predominantemente las reservas de alimento que tenían dentro de sus propias células, con una consecuente disminución del nivel de energía. Conforme el nivel de energía decae, la tasa de formación de “flóculos” crece rápidamente.
- **Fitohormonas** - son sustancias producidas por células vegetales ubicadas mayormente en las hojas de la planta y que actúan sobre otras células como mensajeras químicas.

- **Flóculo** - En ingeniería de tratamiento de aguas, un grumo de materia orgánica formado por agregación de sólidos en suspensión.
- **Floema** - El floema es el tejido a cargo de transportar nutrientes ya elaborados por las células y por fotosíntesis.
- **Germinación** – Crecimiento de la planta desde la semilla.
- **Hermafrodita** – Poseedores de ambos sexos
- **Inóculo** - Pequeña cantidad de sustancia que se inocula.
- **Lixiviación** – Método de separación de sólidos en un líquido.
- **Metabolito** - Es cualquier molécula utilizada, capaz o producida durante el metabolismo. Así, dada la ruta metabólica: A, B, C, D, E son los metabolitos; el primer metabolito de la ruta suele denominarse sustrato; el último, metabolito final o producto, y el resto, metabolitos intermediarios.
- **Micro núcleos** - Los micronúcleos son fragmentos de cromosomas o cromosomas completos que espontáneamente o por causa de agentes que rompen cromosomas, como las radiaciones quedan fuera del núcleo durante la mitosis.
- **Mineralización** - La mineralización en la ciencia del suelo es la descomposición, oxidación, de los compuestos químicos en la materia orgánica, por los cuales los nutrientes en esos compuestos se liberan en formas inorgánicas solubles que pueden estar disponibles para las plantas.
- **Necrosis** - Estado de muerte de un grupo de células.
- **Osificación** - Proceso de creación de un nuevo material óseo por las células llamadas osteoblastos.
- **pH** – Medida de potencial de hidrogeno, unidad de concentración de acidez.
- **Prostatitis** - La prostatitis es la hinchazón e inflamación de la próstata, una glándula del tamaño de una nuez ubicada justo debajo de la vejiga en los hombres. La próstata es una glándula que produce un líquido (semen) que nutre y transporta los espermatozoides.
- **Protonado** – Molécula con protones.
- **Quimiosíntesis** - Síntesis de materiales orgánicos producida por una fuente de energía química.

- **Rizosfera** - La rizosfera es la parte del suelo inmediata a las raíces vivas y que está bajo la directa influencia de estas.
- **Saprófito** - Que vive sobre materia orgánica en descomposición y se alimenta de ella.
- **Sideróforo** – Compuesto quelante de hierro secretado por microorganismos.
- **Sistema endocrino** - El sistema endocrino, también llamado sistema de glándulas de secreción interna, es el conjunto de órganos y tejidos del organismo, que segregan un tipo de sustancias llamadas hormonas, que son liberadas al torrente sanguíneo y regulan algunas de las funciones del cuerpo.
- **Sustancias húmicas** - son macromoléculas orgánicas altamente alteradas, con múltiples propiedades y una estructura bastante compleja no identificable.
- **Sustrato** - Medio en el que se desarrolla un animal o planta.
- **Taxonomía** - Ciencia que trata de los principios, métodos y fines de la clasificación, generalmente científica; se aplica, en especial, dentro de la biología para la ordenación jerarquizada y sistemática de los grupos de animales y de vegetales.
- **Traslocación** - Anormalidad cromosómica mediante la cual hay una ruptura en un cromosoma en particular, y ese cromosoma a continuación, se unirá en un cromosoma diferente.
- **Volátil** – La volatilidad desde el punto de vista químico, físico y de la termodinámica es una medida de la tendencia de una sustancia a pasar a la fase de vapor.
- **Xenobiótico** - Estructura química no existente en la naturaleza, desarrollada por el hombre.
- **Xilema** - El xilema es una estructura que transporta, a través de la planta, agua y sales minerales disueltas.