



**EVALUACIÓN DE LA TOXICIDAD DE LOS VERTIMIENTOS DE AGUA
RESIDUAL DE LA SEDE PRINCIPAL Y DEL CAMPUS DE LA UNIVERSIDAD
SANTO TOMÁS EN BOGOTÁ MEDIANTE LA TÉCNICA DE BIOENSAYO *VIBRIO
FISCHERI***

LÍNEA DE INVESTIGACIÓN: SALUD AMBIENTAL

AUTORA: PAULA ALEJANDRA VERGEL CHINGATÉ

**UNIVERSIDAD SANTO TOMÁS
FACULTAD DE INGENIERÍA AMBIENTAL
BOGOTÁ, D.C.
2023**

Evaluación de la toxicidad del vertimiento de agua residual de la sede principal y del campus de la Universidad Santo Tomás mediante *Vibrio fischeri*

PAULA ALEJANDRA VERGEL CHINGATÉ

**TRABAJO DE GRADO PARA OPTAR AL TÍTULO DE INGENIERA
AMBIENTAL**

**DIRECTOR: JOHAN ALEXÁNDER ÁLVAREZ BERRÍO
MÁGISTER EN TOXICOLOGÍA**

**UNIVERSIDAD SANTO TOMÁS
FACULTAD DE INGENIERÍA AMBIENTAL
BOGOTÁ, D.C.
2023**

Nota de aceptación

Firma del director
Johan Alexander Álvarez Berrío

Firma del jurado

Bogotá, D.C., febrero de 2023

A mis padres, Myriam y Rodolfo, por ser una excelente figura de amor, confianza, apoyo incondicional y seguridad en mí misma; a mis hermanos, Santiago Andrés y Juan Sebastián por animarme permanentemente en mi carrera; a mi tía Marcela y mi madrina Sandra, por su sabiduría, consejos y palabras de amor.

Agradecimientos

A Dios por haberme guiado en cada decisión que tomé en el transcurso de mi carrera, correctas o incorrectas, fueron experiencias y aprendizajes que llevo conmigo para siempre.

A mi familia, por ser mi soporte y guía para seguir adelante con mis sueños y mis proyectos de vida.

A la Universidad Santo Tomás por haberme permitido culminar mis estudios y conocer grandes personas que me animaron día a día.

Al ingeniero Johan Álvarez por su sabiduría, apoyo académico y por haberme permitido desarrollar esta investigación que me hizo querer más esta hermosa profesión.

A Camila y a Valentina por haber sido mi compañía en toda mi carrera y por su amistad incondicional que me llenó de alegría.

Finalmente, a todas aquellas personas que contribuyeron de una u otra forma para la realización de esta investigación, quedo infinitamente agradecida.

Contenido

RESUMEN	14
ABSTRACT	15
INTRODUCCIÓN	16
OBJETIVOS	18
OBJETIVO GENERAL	18
OBJETIVOS ESPECÍFICOS	18
1. ANTECEDENTES	19
2. MARCO DE REFERENCIA	21
2.1. Marco contextual	21
2.2. Marco normativo	24
2.3. Marco conceptual	26
2.3.1. Toxicidad	26
2.3.2. Sustrato biológico	27
2.3.3. Toxicidad en vertimientos	27
2.3.4. Pruebas de parámetros fisicoquímicos	28
3. METODOLOGÍA	30
3.1. Recorrido por las PTAR's de ambas sedes de la universidad	30
3.1.1. Recorrido por la PTAR de la sede principal	30
3.1.2. Recorrido por la PTAR de la sede del campus	30
3.2. Muestreo	31
3.3. Equipos y materiales para el muestreo	32
3.4. Cadena de custodia	34
3.4.1. Identificación y registro de las muestras	34
3.4.2. Transporte de las muestras de agua residual hasta el laboratorio	35
3.4.3. Entrega de las muestras al laboratorio	35
3.5. Pruebas de parámetros fisicoquímicos en el laboratorio	35
3.5.1. Prueba de DQO	36
3.5.2. Prueba de tensoactivos	37
3.5.3. DBO5	37
3.5.4. Sólidos Suspendidos Totales	37
3.6. Bioensayo toxicológico mediante <i>Vibrio fischeri</i>	37
3.6.1. Preparaciones previas	41
3.6.2. Preparación de las diluciones:	41
3.6.3. Prueba presuntiva o exploratoria	42

3.6.4.	Prueba definitiva	43
3.7.	Tratamiento matemático y estadístico de los datos de la prueba toxicológica	44
4.	RESULTADOS	47
4.1.	Fotografías de las PTAR's de ambas sedes	47
4.2.	Volumen de las alícuotas del muestreo compuesto	53
4.3.	Tamaño de muestra para la prueba toxicológica con <i>Vibrio fischeri</i>	53
4.4.	Datos de parámetros insitu y fisicoquímicos	54
4.5.	Prueba presuntiva o exploratoria	56
4.6.	Muestras de la sede del Campus	56
4.6.1.	A los 15 minutos de exposición	56
4.6.2.	A los 30 minutos de exposición	59
4.7.	Muestras de la sede Principal	63
4.7.1.	A los 15 minutos de exposición	63
4.7.2.	A los 30 minutos de exposición	66
5.	ANÁLISIS DE RESULTADOS	70
5.1.	PTAR sede Campus	70
5.2.	PTAR sede principal	72
6.	IMPACTO SOCIAL Y HUMANÍSTICO DEL TRABAJO	74
7.	CONCLUSIONES	75
8.	RECOMENDACIONES	76
	REFERENCIAS	77
	ANEXOS	81

Lista de tablas

Tabla 1. Localización de los Sistemas de Tratamiento de Aguas Residuales del Sistema de Gestión del Vertimiento del Campus Deportivo San Alberto Magno	22
Tabla 2. Coordenadas del punto de vertimiento de agua residual del Campus San Alberto Magno	24
Tabla 3. Marco normativo	24
Tabla 4. Parámetros fisicoquímicos en laboratorio	31
Tabla 5. Datos de caudal de ambas sedes de la USTA	32
Tabla 6. Equipos y materiales utilizados en campo para el muestreo	32
Tabla 7. Características de los equipos utilizados para pruebas de parámetros fisicoquímicos	35
Tabla 8. Equipos, materiales y reactivos del bioensayo de toxicidad.....	38
Tabla 9. Fotos de los materiales y equipos	38
Tabla 10. Serie de diluciones	41
Tabla 11. Preparación de la suspensión bacteriana.....	42
Tabla 12. Estructuras que conforman la PTAR de la sede Principal de la Universidad Santo Tomás.....	47
Tabla 13. Estructuras de la PTAR del Campus San Alberto Magno	51
Tabla 14. Volumen de cada alícuota calculada mediante la ecuación de muestreo compuesto	53
Tabla 15. Parámetros insitu y fisicoquímicos de la PTAR de la sede del Campus	54
Tabla 16. Parámetros insitu y fisicoquímicos de la PTAR de la sede Principal.....	55

Lista de imágenes

Imagen 1. Ubicación PTAR sede principal.....	21
Imagen 2. Ubicación PTAR sede campus.....	21
Imagen 3. Sistema de conducción de las aguas residuales del Campus San Alberto Magno a la PTAR	23
Imagen 4. Multiparámetro	32
Imagen 5. Balde aforado	32
Imagen 6. Probeta plástica graduada.....	33
Imagen 7. Conos Imhoff	33
Imagen 8. Frascos plásticos de 200 mL	33
Imagen 9. Frascos de vidrio ámbar 500 mL	34
Imagen 10. Frascos de vidrio ámbar de 30 mL	34
Imagen 11. Nevera	34
Imagen 12. Espectrofotómetro	35
Imagen 13. Bloque calefactor	36
Imagen 14. Kit DQO	36
Imagen 15. Kit tensoactivosFuente: Macherey-Nagel.....	36
Imagen 16. Vial de Vibrio fischeri.....	38
Imagen 17. Luminómetro Bio Fix	39
Imagen 18. Dicromato de potasio	39
Imagen 19. Micropipeta	40
Imagen 20. pHmetro	40
Imagen 21. Gradilla para viales	40
Imagen 22. Reactivos	41
Imagen 23. Representación gráfica de la prueba exploratoria	43
Imagen 24. Tuberías.....	47
Imagen 25. Trampa de grasas	47
Imagen 26. Tanque de sedimentación.....	47
Imagen 27. Reactor biológico	48
Imagen 28. Aireador por burbuja gruesa	48
Imagen 29. Aireador por burbuja fina.....	48
Imagen 30. Tanque de desinfección.....	49
Imagen 31. Filtros	49
Imagen 32. Filtro de carbón activado	49
Imagen 33. Tablero de control automático	50
Imagen 34. Punto de muestreo del afluente	50
Imagen 35. Punto de muestreo del efluente	50
Imagen 36. Pozo colector.....	51
Imagen 37. Sedimentador	51
Imagen 38. Sistema de aireación.....	51
Imagen 39. Recuperación de lodos	52
Imagen 40. Filtración del agua.....	52
Imagen 41. Tanque de desinfección.....	52
Imagen 42. Punto de muestreo del efluente	52

Imagen 43. Punto de muestreo del afluente	53
Imagen 44. Prueba de DQO antes del termobloque	83
Imagen 45. Prueba de DQO final.....	83
Imagen 46. Prueba de tensoactivos	84
Imagen 47. Equipos y materiales para la obtención de los SST	85

Lista de gráficas

Gráfica 1. Relación concentración/efecto de la muestra 1 Campus-15 min	56
Gráfica 2. Relación concentración/efecto de la muestra 2 Campus-15 min	57
Gráfica 3. Relación concentración/efecto de la muestra 3 Campus-15 min	57
Gráfica 4. Relación concentración/efecto de la muestra 4 Campus-15 min	58
Gráfica 5. Relación concentración/efecto de la muestra 5 Campus-15 min	59
Gráfica 6. Relación concentración/efecto de la muestra 1 Campus-30 min	60
Gráfica 7. Relación concentración/efecto de la muestra 2 Campus-30 min	60
Gráfica 8. Relación concentración/efecto de la muestra 3 Campus-30 min	61
Gráfica 9. Relación concentración/efecto de la muestra 4 Campus-30 min	62
Gráfica 10. Relación concentración/efecto de la muestra 5 Campus-30 min	62
Gráfica 11. Relación concentración/efecto de la muestra 1 Principal-15 min.....	63
Gráfica 12. Relación concentración/efecto de la muestra 2 Principal-15 min.....	64
Gráfica 13. Relación concentración/efecto de la muestra 3 Principal-15 min.....	64
Gráfica 14. Relación concentración/efecto de la muestra 4 Principal-15 min.....	65
Gráfica 15. Relación concentración/efecto de la muestra 5 Principal-15 min.....	65
Gráfica 16. Relación concentración/efecto de la muestra 1 Principal-30 min.....	66
Gráfica 17. Relación concentración/efecto de la muestra 2 Principal-30 min.....	66
Gráfica 18. Relación concentración/efecto de la muestra 3 Principal-30 min.....	67
Gráfica 19. Relación concentración/efecto de la muestra 4 Principal-30 min.....	68
Gráfica 20. Relación concentración/efecto de la muestra 5 Principal-30 min.....	68

Lista de ecuaciones

Ecuación 1 Muestreo compuesto	31
Ecuación 2 Cálculo de la DBO_5	37
Ecuación 3 Cálculo de SST	37
Ecuación 4 Tamaño de muestra para población infinita	37
Ecuación 5 Factor de corrección	44
Ecuación 6 Intensidad de luminiscencia corregida	44
Ecuación 7 Proporción de luz perdida	44
Ecuación 8 Valor de Gamma	45
Ecuación 9 Ecuación de la recta	45

Listado de abreviaturas

Abreviatura	Término
CE	Concentración efectiva
CE ₅₀	Concentración efectiva 50
CE ₂₀	Concentración efectiva 20
PTAR	Planta de Tratamiento de Aguas Residuales
WWTP	Waste Water Treatment Plants
L	Litro
mL	Mililitro
µg	Microgramo
g	Gramo
mg	Miligramo
kg	Kilogramo
µL	Micro litro
µS	Microsiemens
cm	Centímetro
m ³	Metros cúbicos
DQO	Demanda Química de Oxígeno
DBO ₅	Demanda Bioquímica de Oxígeno
SST	Sólidos Suspendidos Totales
°C	Grados Celsius
H ₂ SO ₄	Ácido Sulfúrico
NaOH	Hidróxido de Sodio
HCl	Ácido Clorhídrico
NaCl	Cloruro de Sodio
K ₂ Cr ₂ O ₇	Dicromato de Potasio
Cr VI	Cromo hexavalente
%E	Porcentaje de inhibición de luminiscencia
RLU	Unidades Relativas de Luz

RESUMEN

En esta investigación se realizó la evaluación de la toxicidad de los vertimientos de agua residual de la sede principal y del campus de la Universidad Santo Tomás en Bogotá, previo y posterior al tratamiento del efluente mediante pruebas toxicológicas con la bacteria marina bioluminiscente *Vibrio fischeri* siguiendo como referencia la metodología establecida por la norma mexicana NMX-AA-112-SCFI-2017 y la ISO 11348-3. Se obtuvo que aquellas muestras del efluente que presentaban un aumento en los parámetros fisicoquímicos presentaron un aumento en la toxicidad identificado mediante las CE₅₀ y CE₂₀. Por otro lado, se evidenció una falla en el tratamiento biológico de la PTAR de la sede del campus ya que el licor de mezcla es insuficiente para degradar la carga orgánica del agua residual. En relación con las muestras de la sede principal, todas obtuvieron una disminución significativa de la toxicidad en el efluente y tuvieron un menor potencial tóxico.

Palabras clave: toxicidad, potencial tóxico, concentración efectiva (CE), *Vibrio fischeri*, bioluminiscencia, PTAR.

ABSTRACT

In this investigation it was done the evaluation of the toxicity of the wastewater discharges from the main campus and the Santo Tomas University campus in Bogota before and after the effluent treatment by toxicological test with the bioluminescent marine bacterium *Vibrio fischeri* following as reference the methodology established by the mexican norm NMX-AA-112-SCFI-2017 and ISO 11348-3. It was found that those effluent samples that showed an increase in the physicochemical parameters showed an increase in the toxicity when obtaining the EC50 and EC20. On the other hand, a failure was evidenced in the biological treatment of the main campus since the mixed liquor is insufficient to degrade the organic load of the residual water. In relation to the samples from the main campus, all obtained a significant reduction in the toxicity in the effluent and had a lower toxic potential.

Keywords: toxicity, toxic potential, effective concentration, *Vibrio fischeri*, bioluminescence, WWTP.

INTRODUCCIÓN

El agua es un recurso natural limitado y se hace necesario llevar a cabo un correcto tratamiento de aguas residuales para la preservación del medio ambiente y la salud humana (Rodríguez, 2020). Es un recurso imprescindible en procesos metabólicos en todos los organismos vivos, de gran importancia en procesos como la agricultura y la industria, donde inevitablemente se generan residuos que requieren de tratamientos antes de su disposición final para mitigar el daño ambiental (Rodríguez, 2020).

Si bien las Plantas de Tratamiento de Agua Residual (PTAR) cumplen la función de efectuar un adecuado tratamiento de remoción para minimizar la carga contaminante de los vertimientos de agua residual y así mismo disminuir la toxicidad que aportan algunos compuestos presentes en el agua, es una realidad que en ocasiones, presentan fallas en sus procesos, en su operación o en su diseño; lo que se ve reflejado en los niveles de carga contaminante y toxicidad de los vertimientos después del tratamiento (efluente). Por lo tanto, el tratamiento de las aguas residuales es un factor determinante en la distribución de diversos contaminantes el cual incluye los sistemas centralizados que despliegan tratamiento primario y en algunos casos tratamiento secundario (Malik et al., 2015, como se citó en Parra y Álvarez, 2021).

En países como México, Estados Unidos y República Checa se han encontrado concentraciones de contaminantes tóxicos en los efluentes de las PTAR, las investigaciones concuerdan en que la remoción de dichos contaminantes no es total, para el caso de República Checa por ejemplo, el porcentaje oscila entre 40% y 86% (en este caso antibióticos), mientras que, para los otros países mencionados, solo se elimina del 20% al 77% (Golovko et al., 2014; Brown et al., 2006, como se citó en Parra y Álvarez, 2021).

En relación con la presencia de problemas en tecnologías para tratar aguas residuales en América Latina, también se presentan falencias en la carga contaminante de afluentes y efluentes de dos PTAR ubicadas en Medellín y en Bogotá, Colombia (Golovko et al., 2014; Brown et al., 2006, como se citó en Parra y Álvarez, 2021). Para el caso de Bogotá, se realizó el estudio en la PTAR del Salitre y para el caso de Medellín no se especifica la PTAR (Botero et al., 2018, como se citó en Parra y Álvarez, 2021). En el estudio de ambas ciudades, todos los compuestos en las muestras de afluentes estaban presentes en los efluentes tratados, lo que indica una baja eficiencia en la remoción de contaminantes en las PTAR's (Botero et al., 2018, como se citó en Parra y Álvarez, 2021).

La importancia de haber desarrollado esta investigación residió fundamentalmente en conocer el nivel de toxicidad del vertimiento proveniente de las PTAR's de la Universidad Santo Tomás (sede principal y campus) y en haber brindado medidas ambientales y elementos de solución para mitigar la contaminación en dicho vertimiento debido a que este puede contener sustancias tóxicas como contaminantes emergentes, lo que puede suponer una afectación importante al medio ambiente y a la salud pública.

Adicionalmente, la Universidad Santo Tomás tiene como visión, además de otros aspectos, brindar un ambiente sustentable, es decir, existe un enfoque ambiental por parte de la institución el cual está basado en los Objetivos de Desarrollo Sostenible (ODS) esto con el fin de que la comunidad tomasina logre generar y aportar cambios a nivel ambiental.

En consecuencia, el interés de este estudio consistió en la evaluación la toxicidad del vertimiento de agua residual proveniente de las PTAR's de la sede principal de la Universidad Santo Tomás y del Campus en Bogotá antes de que el vertimiento se someta a un tratamiento de remoción de contaminantes y después del tratamiento, esto con el fin de percibir posibles deficiencias en el proceso de remoción, es decir, falencias en el diseño u operación de las tecnologías de las PTAR, lo que puede dar lugar al aumento de los niveles de toxicidad por contaminantes emergentes.

En este sentido, la pregunta que orienta esta investigación es la siguiente:

¿Cuál es el nivel de toxicidad del vertimiento de agua residual proveniente de las PTAR's de la sede principal de la Universidad Santo Tomás y del Campus?

Por lo tanto, la hipótesis que se plantea esta investigación es que el nivel de toxicidad del vertimiento disminuye en comparación con la toxicidad del agua residual que entra a la PTAR, es decir, sin un previo tratamiento de remoción de contaminantes.

Finalmente, la pertinencia de esta investigación obedece a que, con los resultados obtenidos a partir del bioensayo de toxicidad, fue posible identificar, mediante una evaluación de ambas PTAR, que en la sede del campus se presenta una falencia en el tratamiento biológico puesto que las muestras del efluente fueron más tóxicas en relación con las del afluente, mientras que en la sede principal se notó una reducción de la toxicidad a la salida del tratamiento.

OBJETIVOS

OBJETIVO GENERAL

Evaluar el nivel de toxicidad de los vertimientos de agua residual antes y después de ser sometida a tratamiento en la sede principal de la Universidad Santo Tomás y en el Campus de Bogotá mediante la *Vibrio fischeri*.

OBJETIVOS ESPECÍFICOS

- Describir el efecto inhibidor de la bioluminiscencia de la *Vibrio fischeri* al exponer la bacteria a diferentes concentraciones de las muestras de agua residual.
- Evaluar la operación de las PTAR's a partir de los resultados de toxicidad y de las mediciones de parámetros físico químicos.

1. ANTECEDENTES

En la literatura científica existen diversos estudios e investigaciones que se relacionan directamente con las pruebas toxicológicas en la bacteria bioluminiscente *Vibrio fischeri* para conocer la toxicidad aguda de diferentes compuestos y también de vertimientos de agua residual con el fin de obtener una aproximación del riesgo ambiental.

En China se realizó un estudio en donde se investigaron las toxicidades del ibuprofeno, la azitromicina y el triclosán, utilizando los bioensayos con *Vibrio fischeri*. Se encontró que las concentraciones efectivas 50 (CE50) de las tres sustancias fueron de 36.5×10^{-5} mol/L, 1.30×10^{-5} mol/L y 0.0155×10^{-5} mol/L respectivamente, mientras que en un estudio en Zagreb evaluaron la toxicidad de pesticidas y productos farmacéuticos por medio de la CE10, CE50 y CE30 en donde encontraron que la presencia de oxígeno y cloro aportaba al aumento de la toxicidad y obtuvieron valores similares (Dong et al., 2019; Sigurnjak et al., 2020).

A partir de lo anteriormente descrito, ambos estudios lograron tener conocimiento de los mecanismos tóxicos de los productos farmacéuticos y llegaron a la conclusión de que dichos mecanismos afectan directamente los procesos de reacción fisiológica y bioquímica de los organismos (Dong et al., 2019; Sigurnjak et al., 2020), por lo tanto, significan un riesgo ambiental importante.

En el norte de España se realizó un estudio en donde se evaluó la toxicidad frente a *Vibrio fischeri* en sedimentos de un estuario afectado por la minería (García et al., 2019). Se calculó la CE50 y se descubrió que la toxicidad se daba principalmente por la presencia de metales pesados como el arsénico (As), mercurio (Hg) y el plomo (Pb) en donde las concentraciones variaron de 2.89 µg/g a 27.85 µg/g. En relación a esto, un estudio similar investigó la toxicidad de vertimientos de agua residual industrial que contenían los mismos metales (As, Hg, Pb) además de plata (Ag), cadmio (Cd) y cobre (Cu) y se halló la CE20 (García et al., 2019; Fulladosa et al., 2005).

En ambos estudios realizaron curvas de dosis respuesta y encontraron que el Pb era el metal con mayor potencial tóxico debido a que el parámetro de la luminiscencia tenía mayor respuesta al exponer a la bacteria a dosis bajas en comparación con los demás metales y esto afectaba directamente a los sistemas enzimáticos de las bacterias (García et al., 2019; Fulladosa et al., 2005).

Yea et al. evaluaron la toxicidad aguda en aguas residuales explosivas generadas a partir de la etapa de purificación de TNT (a,4,6-trinitrotolueno) por medio de *Vibrio fischeri*. Obtuvieron que había una muy baja biodegradabilidad de las aguas residuales debido a que éstas contenían varios compuestos químicos lo que aumentaba la Demanda Química de Oxígeno (DQO). En este caso se determinó la CE50 y se encontró que era de 4.34×10^{-4} µg/g (Yea et al., 2010). Gracias a este estudio, los investigadores brindaron solución para disminuir el nivel de

toxicidad a partir de métodos de adsorción los cuales son útiles para llevar a cabo tratamientos por métodos biológicos (Yea et al, 2010)

En relación con la gestión de las aguas residuales, un estudio en Italia estimó el peligro de descarga a través de resultados ecotoxicológicos mediante tablas en donde agregaron puntuaciones de toxicidad de 5 clases dependiendo del sustrato utilizado, entre ellos la *Vibrio fischeri*. A partir de este estudio, los investigadores lograron tener herramientas sólidas para realizar una mejor gestión de las aguas residuales y comprobar la eficiencia de los diferentes procesos que se llevan a cabo en las PTAR's para reducir el riesgo ambiental (Libralato et al., 2010).

En relación con proyectos elaborados en Colombia, en la Universidad de la Salle de Bogotá se han desarrollado dos proyectos relacionados con pruebas toxicológicas con *Vibrio fischeri*. Uno de ellos trata sobre la evaluación de la toxicidad en suelos y agua procedentes de cultivos de café y maíz contaminados con Glifosato y Paraquat, mientras que el otro se refiere a la evaluación de la toxicidad de la Cuenca Baja de la Laguna de Fúquene la cual se encontraba contaminada por el plaguicida difenoconazol; cabe resaltar que en ambos estudios determinaron la toxicidad a partir de la CE₂₀ y CE₅₀ (Insuasty y Merchan, 2018; López, 2020).

En el estudio de Insuasty y Merchan (2018), los porcentajes de CE₂₀ variaron entre 42% y 60%, mientras que para la CE₅₀ la variación se encontraba entre 71% y 74%, por lo tanto, se determinó que el glifosato era un compuesto más persistente en el ambiente, sin embargo, ambos herbicidas resultaron altamente tóxicos (Insuasty y Merchan, 2018). Y por su parte López (2020) obtuvo que la CE₅₀ era mayor al 70% y la CE₂₀ era superior al 20%, lo que demostraba la presencia y toxicidad del plaguicida en todas las muestras de la laguna (López, 2020).

Existe otro estudio en donde los autores evaluaron la toxicidad asociada al vertimiento de aguas residuales con presencia de colorantes y pigmentos en el área metropolitana del Valle de Aburrá (Barrios et al., 2016). En este caso evaluaron los efectos ecotoxicológicos asociados a la capacidad que poseen los colorantes y pigmentos; utilizaron como sustrato biológico utilizaron *Selenastrum capricornutum*, no obstante, a lo largo del estudio hacen mención a la *Vibrio fischeri* para referirse al análisis de toxicidad aguda en aguas (Barrios et al., 2016).

2. MARCO DE REFERENCIA

2.1. Marco contextual

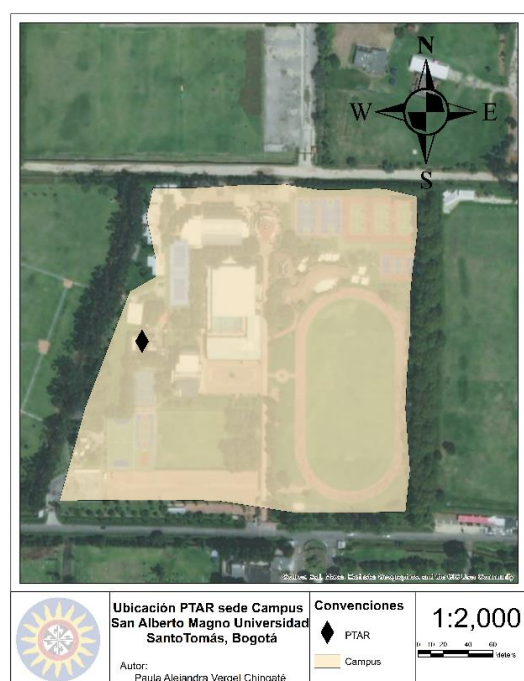
La toxicidad en vertimientos de agua residual es un fenómeno muy común debido a que los tratamientos convencionales que realizan las PTAR's no son suficientes para disminuir la toxicidad en el efluente, por lo que la naturaleza de dichos vertimientos supone una alteración significativa a nivel ambiental (Rodríguez, 2020).

Para este estudio, se consideró analizar los vertimientos de agua residual de las PTAR's de la Universidad Santo Tomás, específicamente de la sede Principal (Carrera 9 #51-11, Bogotá) y de la sede del Campus San Alberto Magno (Kilómetro 1,6, Calle 209, Bogotá). Las imágenes 1 y 2 muestran dos mapas con la ubicación de cada sede de la universidad y de las PTAR's.

Imagen 1. Ubicación PTAR sede principal



Imagen 2. Ubicación PTAR sede campus



Fuente: autora

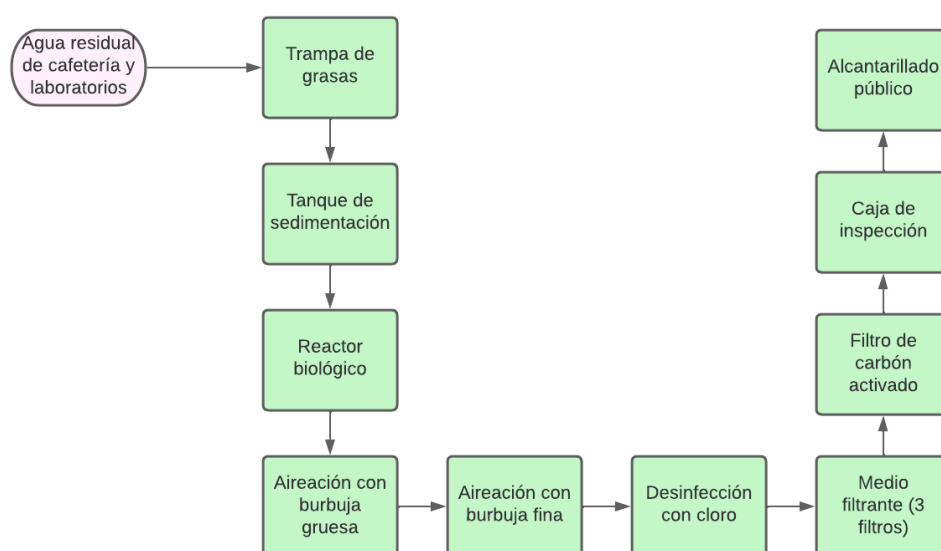
La PTAR de la sede principal trata las aguas residuales de la cafetería y del edificio de los laboratorios incluyendo los baños. Dicha PTAR cuenta, en primer lugar, con trampa de grasas y un tanque de sedimentación con bomba sumergible. Posteriormente, se bombea el agua por un tubo hasta llegar a un reactor biológico en donde se hace la remoción de materia orgánica, luego el agua pasa por un segundo tanque en donde se hace aireación por burbuja gruesa y luego otro tanque en donde se hace aireación por burbuja fina, esto con el fin de permitir la biodegradación aeróbica de los componentes contaminantes.

Esta PTAR también cuenta con proceso de desinfección con cloro, posteriormente el agua pasa por 3 filtros los cuales tienen vidrio triturado (areglass) como medio filtrante para mejor

eficiencia y, por último, el agua pasa por un filtro de carbón activado para terminar de eliminar o retener contaminantes.

El agua residual tratada de esta PTAR vierte a una caja de inspección que está conectada directamente con el alcantarillado público, por lo que la universidad no necesita de un permiso de vertimientos debido a que no vierten directamente a suelo o a recurso hídrico. La PTAR tiene un caudal de diseño de 1,6 L/s y funciona automáticamente, es decir, se activa mediante un control eléctrico. La imagen 3 expone un esquema sencillo de los procesos unitarios que se llevan a cabo en la PTAR de la sede principal.

Imagen 3. Esquema sistema de conducción PTAR sede principal



Fuente: autora

Por su parte, la PTAR de la sede del campus se encarga de realizar el tratamiento de remoción de contaminantes a las aguas residuales provenientes de la cafetería, del edificio Orden de Predicadores, edificio Central, edificio Cultural y el edificio de las piscinas. La tabla 1 especifica la ubicación de cada uno de los elementos del Sistema de Gestión del Vertimiento antes de que el agua residual llegue directamente a la PTAR:

Tabla 1. Localización de los Sistemas de Tratamiento de Aguas Residuales del Sistema de Gestión del Vertimiento del Campus Deportivo San Alberto Magno

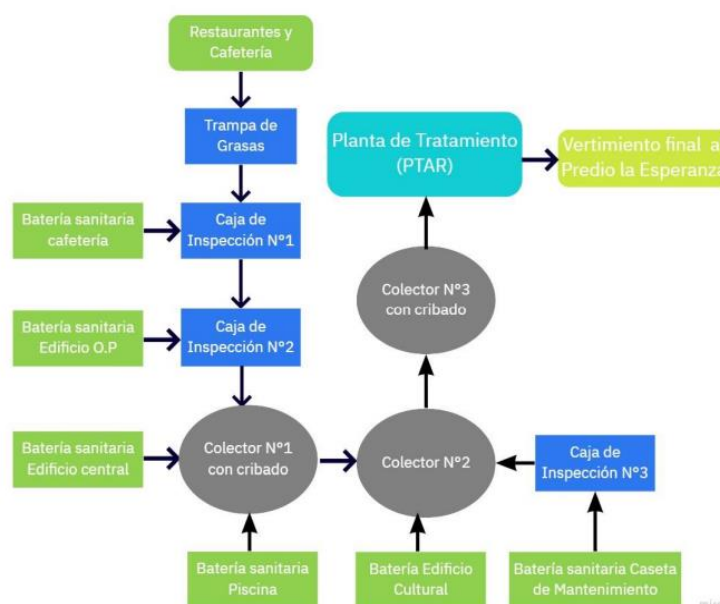
Elemento	Coordenadas geográficas		Coordenadas Planas Magna Ciudad Bogotá	
	Latitud	Longitud	Este	Norte
Trampa de grasas	04° 47' 27.9"	74° 3' 15.4"	102579,645	121556,589
Caja de inspección 1	04° 47' 28.5"	74° 3' 15.4"	102579,6425	121575,027

Caja de inspección 2	04° 47' 28.7"	74° 3' 18.0"	102499,4912	121581,162
Caja de inspección 3	04° 47' 25.9"	74° 3' 19.0"	102468,6756	121495,115
Colector 1	04° 47' 26.4"	74° 3' 17.9"	102502,5834	121510,484
Colector 2	04° 47' 25.6"	74° 3' 18.5"	102484,0904	121485,898
Colector 3	04° 47' 25.7"	74° 3' 19.8"	102444,0147	121488,966

Fuente: Ramírez, 2019.

Los pozos colectores tienen como función recolectar los efluentes de agua residual de los diferentes edificios mencionados con anterioridad, en dichos colectores se efectúa el tratamiento primario o físico, es decir, se encuentra un sistema de cribado en malla metálica el cual permite la retención de residuos sólidos de gran tamaño, esto con el fin de evitar taponamientos en la tubería que conduce a la PTAR. Además, en el campus se cuenta con un sistema de trampa de grasas el cual tiene la función de realizar el tratamiento a las aguas residuales, con bacterias facultativas, provenientes de la cafetería (Ramírez, 2019). La imagen 3 muestra un diagrama de flujo en donde se puede observar el orden en el sistema de conducción de las aguas residuales:

Imagen 4. Sistema de conducción de las aguas residuales del Campus San Alberto Magno a la PTAR



Fuente: Ramírez, 2019.

Después del pretratamiento o tratamiento físico, los efluentes de agua residual de cada uno de los edificios convergen en un pozo de igualación el cual cuenta con una bomba sumergible que tiene la función de conducir el agua residual hacia el reactor biológico en donde se lleva a cabo el tratamiento aerobio con lodos activados de mezcla completa y también cuenta con sistema de aireación de 20 difusores de burbuja fina (Ramírez, 2019).

Posteriormente, el agua es sometida a un tratamiento secundario, el cual cuenta con la sedimentación por decantación en un sedimentador con capacidad de 24,2 m³ y luego continúa el tratamiento químico en donde se lleva a cabo la floculación y la coagulación mediante la adición de sulfato de aluminio como floculante (Ramírez, 2019).

Por último, el vertimiento de agua residual pasa por un tanque de clarificación con capacidad de 1,3 m³ en donde se adiciona hipoclorito de sodio para la desinfección y el vertimiento de aguas residuales tratadas se realiza diariamente en el predio La Esperanza el cual presenta las siguientes coordenadas (Ramírez, 2019):

Tabla 2. Coordenadas del punto de vertimiento de agua residual del Campus San Alberto Magno

Descripción	Coordenadas geográficas		Coordenadas Planas Magna Ciudad Bogotá	
	Latitud	Longitud	Este	Norte
Vertimiento	04°47'28.2"	74°3'19.7"	102447,0872	121565,79

Fuente: Ramírez, 2019.

El exceso de lodo en el sedimentador se dispone en el lecho de lodos en donde se filtra y se separa el agua del lodo y posteriormente se disponen como abono orgánico (Ramírez, 2019).

2.2. Marco normativo

La Resolución 631 de 2015 en el capítulo IV presenta información sobre los valores límites máximos permisibles en los vertimientos puntuales de aguas residuales no domésticas a cuerpos de aguas superficiales y a alcantarillado público de los parámetros de ingredientes activos de plaguicidas de las categorías toxicológicas IA, IB y II, sin embargo, estos valores son establecidos mediante pruebas toxicológicas con ratas. En relación con la bacteria *Vibrio fischeri* como indicador de toxicidad, no se encuentra normativa colombiana que establezca límites máximos permisibles de concentraciones en los vertimientos de agua residual.

Existen otras normas ambientales que consideran la calidad del agua y el uso de este recurso, así como normas estandarizadas sobre el procedimiento para realizar los bioensayos de toxicidad aguda con *Vibrio fischeri*. Cabe resaltar que las normas sobre los bioensayos no brindan información sobre valores límites permisibles, sino que indican el procedimiento para llevar a cabo las pruebas toxicológicas. En la Tabla 3 se muestra la legislación aplicable y el objeto de la misma.

Tabla 3. Marco normativo

Norma	Objeto	Tema
Resolución 631 de 2015	Por la cual se establecen los parámetros y los valores límites máximos permisibles en los	En esta resolución se establecen los parámetros y los valores límites máximos

	vertimientos puntuales a cuerpos de aguas superficiales y a los sistemas de alcantarillado público y se dictan otras disposiciones (Ministerio de Ambiente y Desarrollo Sostenible, 2015).	permisibles que deberán cumplir aquellos que realizan vertimientos puntuales a los cuerpos de aguas superficiales y a los sistemas de alcantarillado público, así como valores máximos permisibles microbiológicos.
Decreto 3930 de 2010	Por el cual se reglamenta parcialmente el Título I de la Ley 9ª de 1979, así como el Capítulo II del Título VI -Parte III- Libro II del Decreto-ley 2811 de 1974 en cuanto a usos del agua y residuos líquidos y se dictan otras disposiciones (Ministerio de Ambiente, Vivienda y Desarrollo Territorial, 2010).	Este decreto expedido por el Ministerio de Ambiente, Vivienda y Desarrollo Territorial, establece las disposiciones relacionadas con los usos del recurso hídrico, el Ordenamiento del Recurso Hídrico y los vertimientos al recurso hídrico, al suelo y a los alcantarillados.
ISO 11348-3:2007	Por medio de la cual se determina el efecto inhibidor de muestras de agua sobre la emisión de luz de <i>Vibrio fischeri</i> (ensayo de bacterias luminiscentes)	Esta es la norma británica que estandariza el procedimiento para la prueba toxicológica con <i>Vibrio fischeri</i>
ISO 11348-3:1998	Por medio de la cual se determina el efecto inhibidor de muestras de agua sobre la emisión de luz de <i>Vibrio fischeri</i> (ensayo de bacterias luminiscentes)	Esta es la norma española, la cual es muy similar a la británica, sin embargo, en el procedimiento se pueden encontrar algunas diferencias.
NMX-AA-112-SCFI-2017 Norma mexicana	Análisis de agua-sedimentos- Evaluación de toxicidad aguda con <i>Vibrio fischeri</i> - Método de prueba.	Establece el método para la evaluación de toxicidad aguda, utilizando a la bacteria bioluminiscente marina <i>Vibrio fischeri</i> . Este método es aplicable en la evaluación de toxicidad aguda en agua dulce, salina, residual industrial y municipal, de proceso, residual tratada, intersticial, efluentes agrícolas, lixiviados, elutriados, extractos de sedimentos y soluciones de compuestos puros, combinados o particulados.
Resolución 62 de 2007	Por la cual se adoptan los protocolos de muestreo y análisis de laboratorio para la caracterización fisicoquímica	En esta resolución se presenta un apartado donde se describen los protocolos metodológicos para la evaluación de la toxicidad de un residuo

	de los residuos o desechos peligrosos en el país.	mediante diferentes sustratos biológicos, entre ellos mediante el biomarcador de bioluminiscencia bacteriana.
--	---	---

Fuente: autora

2.3. Marco conceptual

2.3.1. Toxicidad

La toxicidad es la capacidad intrínseca que posee un agente químico de producir efectos adversos sobre un órgano (Holmberg, Högberg y Johanson, 1998). Cabe resaltar que la toxicidad no solamente se refiere a agentes químicos, sino que también los agentes físicos pueden ser tóxicos, es decir, todos estos agentes, tanto físicos como químicos, son tóxicos potenciales ya que dependen de la dosis y de las circunstancias individuales y ambientales (Sanz y Repetto, 2013).

La toxicidad aguda consiste en la capacidad de una sustancia para producir efectos adversos dentro de un corto plazo de tiempo, usualmente hasta 14 días, después de la administración de una dosis única (o una exposición dada) o tras dosis o exposiciones múltiples en 24 horas (Sanz y Repetto, 2013).

En este sentido, un tóxico se refiere a cualquier agente químico o físico que es hábil para producir un efecto adverso o tóxico para la salud (Sanz y Repetto, 1993), y adicionalmente, que puede causar un efecto adverso en el medio ambiente. Por lo tanto, un efecto tóxico se refiere a cuando una sustancia es capaz de producir alteraciones tanto a nivel estructural como a nivel funcional en los organismos vivos, sean estos efectos reversibles totalmente, parcialmente o irreversibles (Sanz y Repetto, 2013).

Es importante mencionar que la toxicidad también depende de la dosis y de la exposición a esta, por lo tanto, la dosis hace referencia a la cantidad de sustancia administrada o absorbida por un individuo en proporción a su peso o volumen corporal, ordinariamente en 24 horas y se suele expresar en mg/kg (Sanz y Repetto, 2013).

Para conocer el nivel de toxicidad de una sustancia es muy útil realizar bioensayos o pruebas toxicológicas, es decir, el procedimiento para evaluar la actividad biológica, la presencia o la cantidad de una sustancia (tóxico, toxina, hormona, antibiótico, etc.) mediante la medida de sus efectos sobre un organismo o cultivo celular en comparación con una preparación estándar apropiada (Sanz y Repetto, 1993). En otras palabras, para medir la toxicidad de una sustancia, se utiliza un biomarcador, el cual es un parámetro que mide la interacción entre un sistema biológico y un agente de tipo químico, físico o biológico, la cual se evalúa como una respuesta funcional o fisiológica que ocurre a nivel celular o molecular (Arango, 2012).

Los biomarcadores pueden ser de exposición, es decir, que permiten detectar y cuantificar que un individuo ha absorbido un xenobiótico; de acumulación, el cual permite saber si el xenobiótico está dando lugar a una carga corporal significativa; de efecto, cuando se presentan cambios biológicos o bioquímicos que revelan modificación reversible o irreversible de las constantes fisiológicas; o de susceptibilidad, cuando son cambios relacionados con factores genéticos (Arango, 2012).

2.3.2. Sustrato biológico

Un sustrato biológico es aquel organismo sobre el cual se realiza la prueba toxicológica, por lo que puede ser plantas, microorganismos, cultivos celulares o animales. La elección del organismo se realiza dependiendo de los objetivos que se plantean en la investigación y de la sensibilidad o respuesta a una sustancia tóxica que se necesite (Sanz y Repetto, 1993).

Entre los diferentes sustratos biológicos que se utilizan en las pruebas toxicológicas, se encuentra la bacteria marina bioluminiscente gramnegativa *Vibrio fischeri*, la cual es un organismo no patógeno sensible a una amplia gama de sustancias tóxicas. Estas bacterias se suministran para su uso en un estado liofilizado lo cual es útil para mantener la sensibilidad y estabilidad de los organismos de prueba, pues se busca conservar a largo plazo la suspensión eliminando el agua por sublimación (Barragán y Lesmes, 2009).

La bioluminiscencia de la bacteria se traduce en el proceso respiratorio de la misma, por lo tanto, cuando se presenta la exposición a un tóxico, se afecta la vía metabólica que convierte la energía química a través del sistema de transferencia de electrones de las bacterias en luz visible, por lo que se disminuye la bioluminiscencia (Abbas et al., 2018). En este sentido, la bioluminiscencia de la bacteria corresponde a un biomarcador de efecto.

La *Vibrio fischeri* tiene forma bacilar, es anaerobia facultativa, halofílica, con dos flagelos en uno de los polos y vive de forma libre en las aguas marinas o como simbiote en las estructuras productoras de luz de algunos peces y calamares (Secretaría de Economía, 2017).

En el proceso experimental se debe buscar la concentración efectiva, es decir, la concentración de un compuesto puro o en mezcla, así como de muestras complejas, que causa un determinado efecto biológico en los organismos de prueba (Secretaría de Economía, 2017).

Por lo general, en las pruebas toxicológicas con *Vibrio fischeri*, se utiliza la concentración efectiva 50, es decir, la concentración de compuestos puros o combinados contenidos en muestras diversas que produce un cambio del 50 % en el parámetro seleccionado para evaluar el efecto tóxico en los organismos de prueba (Secretaría de Economía, 2017).

2.3.3. Toxicidad en vertimientos

Una Planta de Tratamiento de Aguas Residuales (PTAR) es el conjunto de obras, instalaciones y procesos que tiene función de tratar las aguas residuales usadas por una comunidad o industria (Orarbo, 2022). También se puede definir como un espacio físico, equipado y destinado para

la realización de procesos químicos, físicos y biológicos que ayudan con la remoción de contaminantes presentes en el agua residual (GC Tratamiento, 2022).

Un sistema de tratamiento de aguas residuales convencional cuenta con cuatro etapas, la cuales corresponden a (Rodríguez, 2020):

- Pretratamiento: en donde se regula y mide el caudal, se eliminan los sólidos de mayor tamaño mediante filtrado y se realizan procesos de pre-aireación.
- Tratamiento primario: en donde se eliminan los sólidos suspendidos mediante un proceso de sedimentación gravitatoria, precipitación o por sustancias químicas añadidas. La eliminación de sólidos se realiza mediante una criba con base al tamaño de partícula.
- Tratamiento secundario: en esta etapa se elimina la materia orgánica disuelta y en estado coloidal mediante procesos de oxidación bioquímica; en este caso, se utilizan bacterias aerobias y anaerobias, es decir, se basa en un tratamiento biológico.
- Tratamiento terciario: esta corresponde a la etapa final del tratamiento y se encarga de realizar procesos para la eliminación de agentes patógenos, es decir, se lleva a cabo un proceso de remoción mediante filtros de arena y de carbón activado. Por último, se realiza el proceso de desinfección del agua residual.

Con el tratamiento convencional descrito anteriormente es posible remover los contaminantes de las aguas residuales, sin embargo, en ocasiones, estos procesos no son suficientes para remover los contaminantes emergentes que aportan toxicidad a los vertimientos, por lo que se hace necesario aplicar otro tipo de tratamientos como lo son los Procesos Avanzados de Oxidación, los cuales se basan en la degradación de compuestos orgánicos en un medio acuoso mediante el uso de radicales hidroxilo como especie principal que favorece la oxidación de dichos contaminantes (Jaimes, 2016).

La toxicidad en los vertimientos es algo común que ocurre debido a un inadecuado tratamiento de las aguas residuales en las PTAR o a un tratamiento parcial lo que hace que la carga contaminante y la toxicidad de éstas no disminuya, por lo cual se afecta directamente a los cuerpos de agua donde se descargan dichos vertimientos, pues estos cuerpos de agua frecuentemente contienen organismos acuáticos que tienen la capacidad de realizar procesos fotosintéticos los cuales constituyen la base de productores primarios que garantizan los flujos de energía (Barrios et al., 2016).

2.3.4. Pruebas de parámetros fisicoquímicos

La Demanda Química de Oxígeno (DQO) es la necesidad de oxígeno para oxidar la materia orgánica presente en el agua, es decir, es una medida indirecta de la carga orgánica de una muestra (HANNA, s.f.). Por su parte, la Demanda Bioquímica de Oxígeno (DBO₅) también es un parámetro que determina la carga orgánica de una muestra, pero en este caso, se utilizan microorganismos que degradan el material orgánico mediante la respiración aeróbica en el curso de un período determinado de incubación que usualmente es de 5 días (HANNA, s.f.).

Estos dos parámetros están correlacionados, sin embargo, la DBO₅ siempre es menor que la DQO debido a que con la primera sólo se detecta material orgánico degradado biológicamente o que es biodegradable, mientras que en la DQO se busca la oxidación completa de la muestra, de manera que todo el material orgánico, biodegradable y no biodegradable, es químicamente oxidado (Kasetsu, s.f.).

El principio de acción de la prueba de Demanda Química de Oxígeno (DQO), propuesta por el test de Macherey – Nagel, se basa en que los compuestos orgánicos de una muestra se oxidan calentándola en una mezcla de ácido sulfúrico (H₂SO₄) y dicromato de potasio (K₂Cr₂O₇) y entonces la DQO es la concentración de oxígeno que es equivalente a la cantidad de dicromato de potasio consumido.

La DBO₅ es posible determinarla matemáticamente a partir del valor de DQO, lo cual es útil de hacer cuando no se cuenta con los recursos para hacer la prueba experimental. En este sentido, existen varias relaciones entre estos dos parámetros para poder calcular la DBO, una de estas relaciones hace referencia a cuando la materia orgánica no es completamente biodegradable, por lo que la relación entre la DQO total y la DBO₅ es de 2,08 (Ronzano y Dapena, 2015).

Otro parámetro importante para caracterizar las aguas residuales corresponde a los sólidos totales, los cuales se definen como la materia que permanece como residuos después de evaporación y secado a 103°C y este valor incluye material disuelto y no disuelto (sólidos suspendidos), además, los análisis de sólidos son importantes en el control de procesos de tratamientos biológico y físico de aguas residuales y para evaluar el cumplimiento de las limitaciones que regulan su vertimiento (IDEAM, 2020).

Los tensoactivos son compuestos orgánicos capaces de alterar significativamente la tensión superficial de un sistema, por lo que interfieren en el intercambio de gas en los cuerpos de agua y alteran el sistema hormonal de organismos acuáticos (Ivanković y Hrenović 2010, Lee y Saylor 2010). El principio de acción de la prueba de tensoactivos propuesta por Macherey-Nagel consiste en la determinación fotométrica con azul de metileno.

3. METODOLOGÍA

En relación con la prueba toxicológica mediante *Vibrio fischeri*, se tomó como referencia la metodología propuesta en la norma ISO 11348-3: “*Water quality- Determination of the inhibitory effect of water samples on the light emission of Vibrio fischeri (Luminescent bacteria test)*” y la norma mexicana NMX-AA-112-SCFI-2017: “Análisis de Agua y Sedimentos - Evaluación de Toxicidad Aguda con *Vibrio fischeri* - Método de Prueba”, la cual está basada en la norma ISO.

Antes de iniciar con la prueba de toxicidad mediante las bacterias bioluminiscentes, fue necesario realizar una visita de reconocimiento a las PTAR's de ambas sedes para conocer el tipo de tratamiento que tenían para la remoción de contaminantes y el diseño, posteriormente se llevó a cabo un muestreo de tipo compuesto en ambas sedes y luego se realizó el análisis de parámetros fisicoquímicos, insitu y en el laboratorio de las muestras de agua residual recolectadas en campo. Dichos parámetros corresponden a pH, conductividad, sólidos disueltos y suspendidos y temperatura (insitu) y, por otro lado, DQO, DBO₅, sólidos suspendidos totales y tensoactivos (laboratorio). En paralelo al muestreo compuesto se fueron tomando muestras del afluente y del efluente para el desarrollo de la prueba de toxicidad mediante el bioensayo con *Vibrio fischeri*. A continuación, se explica con detalle la metodología que se siguió.

3.1. Recorrido por las PTAR's de ambas sedes de la universidad

3.1.1. Recorrido inicial por la PTAR de la sede principal

El recorrido por la PTAR de la sede principal, que se llevó a cabo el 6 de octubre de 2022 en horas de la mañana, estuvo acompañado de la ingeniera ambiental Diana Ramírez, encargada del Departamento de Gestión Ambiental de la Universidad Santo Tomás. El recorrido tuvo una duración de una hora aproximadamente y se identificaron todas las instalaciones con las que cuenta la PTAR para la remoción de contaminantes del vertimiento de agua residual proveniente de la cafetería principal y del edificio de laboratorios incluyendo los baños. En el recorrido se tomaron fotografías de cada instalación con el fin de identificar todas las etapas del tratamiento (pretratamiento, tratamiento primario, tratamiento secundario y tratamiento terciario), tener evidencia del estado de cada una y del funcionamiento u operación.

3.1.2. Recorrido inicial por la PTAR de la sede del campus

El recorrido por la PTAR de la sede del campus se realizó el 12 de octubre de 2022 y fue impartido por la ingeniera ambiental Diana Ramírez y el ingeniero químico Mauricio Romero. El recorrido también tuvo una duración de una hora aproximadamente y se tomaron fotografías para conocer el estado, la ubicación, funcionamiento y orden de cada instalación de la PTAR.

3.2. Muestreo

Se llevó a cabo un muestreo de tipo compuesto en la PTAR de la sede del Campus el día 25 de octubre en el horario de 9:22 am a 1:15 pm y en la PTAR de la sede principal se muestreó el día 31 de octubre en el horario de 2:00 pm a 5:30 pm. Lo que se describe a continuación, se realizó para ambos muestreos.

Para que el tipo de muestreo fuera compuesto, se tomaron diferentes alícuotas del mismo volumen en el mismo punto a diferentes horas hasta completar una muestra compuesta. En este caso, el muestreo tuvo una duración de 4 horas, por lo tanto, se tomaron alícuotas cada media hora para un total de 8. Se consideró tomar 4 horas debido a que la operación de la planta no es continua, en este sentido, el tiempo elegido fue representativo para la veracidad de los resultados.

Cada alícuota se fue homogeneizando en un balde para obtener la muestra compuesta y posteriormente se dividió el volumen en dos frascos de vidrio ámbar de 500 mL, uno para la prueba de DQO y otro para la prueba de sólidos y tensoactivos (tabla 4).

Para el análisis de DQO la muestra debía estar preservada con H₂SO₄, por lo tanto, uno de los frascos de vidrio ámbar de 500 mL contenía el ácido previamente agregado; mientras que para el análisis de DBO₅, tensoactivos, y sólidos suspendidos la muestra solo debía estar preservada con temperatura de 4°C; los parámetros insitu fueron medidos con la sonda mutiparámetro HANNA.

Tabla 4. Parámetros fisicoquímicos en laboratorio

	Parámetro	Volumen (mL)	Volumen total (mL)	Volumen total (L)
Parámetros en laboratorio	DQO	500	1000	1
	SST y tensoactivos	500		

Fuente: autora

Para el cálculo del volumen de cada alícuota, se aplicó la ecuación de muestreo compuesto (Ecuación 1):

$$Va = \frac{Vt * Qi}{Qp * n} \text{ (Ecuación 1)}$$

En donde:

Va: volumen de la alícuota

Vt: volumen total

Qi: caudal inicial (L/s)

Qp: caudal promedio (L/s)

n: número de alícuotas

Buscando tener un estimado del caudal, se consultaron datos de informes y reportes del Departamento de Gestión Ambiental de la Universidad Santo Tomás y con dichos datos se procedió a calcular los volúmenes de las alícuotas y preparar los equipos y materiales requeridos, no obstante, en campo se aforó para tener el valor exacto de caudal. La tabla 5 expone los caudales de funcionamiento de cada PTAR.

Tabla 5. Datos de caudal de ambas sedes de la USTA

	Sede Campus	Sede Principal
Qp (L/s)	4,46	1,6
Qi (L/s)	4	1,5

Fuente: Departamento de Gestión Ambiental, 2021.

3.3. Equipos y materiales para el muestreo

En la tabla 6 se exponen los materiales y equipos necesarios para llevar a cabo el muestreo compuesto en campo en ambas sedes de la universidad. Los equipos fueron calibrados previamente de iniciar con el muestreo en campo.

Tabla 6. Equipos y materiales utilizados en campo para el muestreo

Materiales y equipos	Imagen
Multiparámetro HANNA de referencia HI 9829.	<i>Imagen 5. Multiparámetro</i>  <i>Fuente: autora</i>
Balde aforado con capacidad de 10 L.	<i>Imagen 6. Balde aforado</i>

	 <i>Fuente: autora</i>
Probeta plástica graduada de 1L.	<i>Imagen 7. Probeta plástica graduada</i>  <i>Fuente: autora</i>
2 Conos Imhoff junto con su soporte.	<i>Imagen 8. Conos Imhoff</i>  <i>Fuente: autora</i>
16 frascos plásticos con capacidad de 200 mL.	<i>Imagen 9. Frascos plásticos de 200 mL</i>  <i>Fuente: autora</i>

4 frascos de vidrio ámbar con capacidad de 500 mL.	<i>Imagen 10. Frascos de vidrio ámbar 500 mL</i>  <i>Fuente: autora</i>
40 frascos de vidrio ámbar con capacidad de 30 mL.	<i>Imagen 11. Frascos de vidrio ámbar de 30 mL</i>  <i>Fuente: autora</i>
Cronómetro.	-
Nevera.	<i>Imagen 12. Nevera</i>  <i>Fuente: autora</i>

Fuente: autora

3.4. Cadena de custodia

3.4.1. Identificación y registro de las muestras

Después de homogeneizar las 8 alícuotas en un balde y dividir el volumen para llenar los dos frascos de vidrio ámbar de 500 mL, se taparon los recipientes y se rotularon con la información del anexo 1. Adicionalmente, mientras se realizó el muestreo, se llenó el registro de campo con la información referente al responsable del muestreo, fecha y hora, número de alícuota, pH, conductividad, sólidos disueltos, temperatura y sólidos suspendidos (anexo 2).

En relación con las muestras de la prueba toxicológica, estas también se taparon y rotularon con el mismo formato del anexo 1.

3.4.2. Transporte de las muestras de agua residual hasta el laboratorio

El transporte de las muestras desde la PTAR de la sede del Campus hasta el laboratorio de Tratamiento de Aguas de la sede principal, tuvo una duración de una hora y media; mientras que, para el caso de la sede principal, el transporte de las muestras al laboratorio fue inmediato, pues este se ubica en la misma sede. Todas las muestras recolectadas fueron almacenadas en una misma nevera portátil y se posicionaron de forma vertical con suficiente hielo seco para garantizar los 4°C hasta la entrega en el laboratorio.

3.4.3. Entrega de las muestras al laboratorio

Al llegar al laboratorio de Tratamiento de Aguas de la sede principal de la universidad, se almacenaron las muestras recolectadas en la nevera y se preservaron en condiciones tales que evitaran cualquier contaminación procedente del exterior, por lo cual se ubicaron las muestras en gabinetes aparte.

3.5. Pruebas de parámetros fisicoquímicos en el laboratorio

La tabla 7 muestra los equipos y kits utilizados para las pruebas de parámetros fisicoquímicos junto con sus características.

Tabla 7. Características de los equipos utilizados para pruebas de parámetros fisicoquímicos

Equipo	Marca	Referencia	Imagen
Espectrofotómetro NANOCOLOR VIS II, 320-1100 nm.	Macherey- Nagel	919650.1	<i>Imagen 13. Espectrofotómetro</i>  <i>Fuente: Macherey-Nagel</i>

Bloque calefactor NANOCOLOR VARIO C2	Macherey- Nagel	919350	<i>Imagen 14. Bloque calefactor</i>  <i>Fuente: Macherey-Nagel</i>
Test tubo NANOCOLOR DQO 1500	Macherey- Nagel	985029	<i>Imagen 15. Kit DQO</i>  <i>Fuente: Macherey-Nagel</i>
Test tubo NANOCOLOR surfactantes aniónicos 4	Macherey- Nagel	985032	<i>Imagen 16. Kit tensoactivos</i>  <i>Fuente: Macherey-Nagel</i>

Fuente: autora

3.5.1. Prueba de DQO

Para el desarrollo de la prueba de DQO en el laboratorio se siguió el procedimiento planteado por el test de Macherey-Nagel. En primer lugar, se abrió el tubo de ensayo y se sujetó ligeramente inclinada, luego se pipetearon 2 mL de muestra en dicho tubo, se cerró y se procedió a agitarla. El tubo fue calentado en un bloque calefactor durante 30 minutos a 160°C, luego de este tiempo se extrajo y se dejó estabilizar por 10 minutos. Posteriormente se agitó una vez más y se dejó enfriar a temperatura ambiente para finalmente limpiar el exterior del tubo de ensayo y medirlo en el espectrofotómetro introduciendo el código 029 (ver anexo 3).

3.5.2. Prueba de tensoactivos

Para la prueba de tensoactivos se abrió el tubo de ensayo del test y se pipetearon 4 mL de muestra, posteriormente se añadieron 0,5 mL del tubo R2, se cerró el tubo de ensayo y se agitó. Luego de esperar 10 minutos, se limpió el exterior del tubo de ensayo y se midió en el espectrofotómetro introduciendo el código 032 (ver anexo 4).

3.5.3. DBO₅

Para el cálculo de la demanda bioquímica de oxígeno (DBO₅), esta se calculó matemáticamente a partir del cálculo de la DQO de la siguiente forma (ecuación 2):

$$\frac{DQO_{total}}{DBO_5} = 2,08 \text{ (Ecuación 2)}$$

3.5.4. Sólidos Suspendidos Totales

Para el cálculo de los Sólidos Suspendidos Totales (ver anexo 5) se llevó a cabo una filtración de 50 mL de la muestra de agua residual mediante un filtro de fibra de vidrio, un embudo Buchner, una bomba de vacío y un Erlen Meyer con desprendimiento lateral. Esto se realizó tanto para la muestra del afluente como para la del efluente para ambas sedes de la universidad.

En primer lugar, se pesaron los filtros vacíos, es decir, antes de la filtración, posteriormente, se llevó a cabo la filtración y se dejaron los filtros en la estufa a 105°C durante 24 horas para asegurar que estos no tuvieran humedad. Al siguiente día se pesaron los filtros secados para obtener el peso final. El cálculo de los Sólidos Suspendidos totales se realizó mediante la siguiente ecuación (Ecuación 3):

$$SST = \frac{(masa\ final - masa\ inicial)_{filtro}}{Volumen\ de\ muestra} \text{ (Ecuación 3)}$$

3.6. Bioensayo toxicológico mediante *Vibrio fischeri*

Para el análisis de la toxicidad de los vertimientos de agua residual antes y después de ser sometida a tratamiento, se tomaron muestras de agua aparte de las utilizadas para el análisis de parámetros fisicoquímicos, pues en este caso, se necesitaban volúmenes más pequeños según lo indica la metodología del bioensayo con las bacterias. Por lo tanto, para calcular el tamaño de muestra, se aplicó la ecuación para población infinita (ecuación 4):

$$n = \frac{Z\alpha^2 * p * q}{e^2} \text{ (Ecuación 4)}$$

En donde:

n: número de muestra

Z: valor de z para en nivel de confianza seleccionado

p: probabilidad a favor

q: probabilidad en contra

e: porcentaje de error de muestra

En cuanto al volumen requerido para cada muestra se decidió 30 mL en recipientes de vidrio ámbar y se preservaron en una nevera a 4°C hasta su transporte al laboratorio. Los equipos, materiales y reactivos usados en el bioensayo se exponen en la tabla 8:

Tabla 8. Equipos, materiales y reactivos del bioensayo de toxicidad

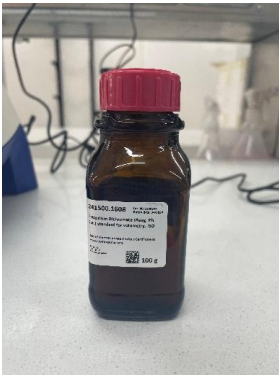
Equipos y materiales	Reactivos
* Bacterias <i>Vibrio fischeri</i> *Luminómetro BioFix *Cubetas de vidrio 50x12 mm *Gradilla para cubetas de vidrio de 12 mm *Bloque para viales de 2,0 mL *Bloques para tubos de BioFix *Micropipeta 5-50 uL *Puntas para micropipeta 2-200 uL *Micropipeta de 100 a 1000 uL *pHmetro. *Cronómetro *Beakers de 800 mL *Pipetas con bombas de llenado *Probetas graduadas *Agitadores y espátulas *Balanza *Congelador (-20°C) *Balón aforado de 100 mL.	*Agua destilada *Solución de cloruro de sodio *Solución de hidróxido de sodio (NaOH) concentrada *Ácido clorhídrico concentrado (al 37%) *Dicromato de potasio *Cloruro de potasio *Cloruro de magnesio hexahidratado

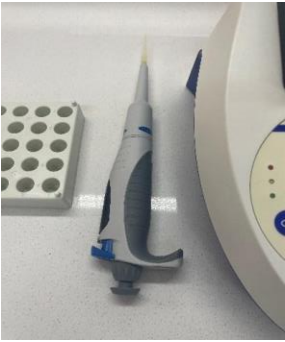
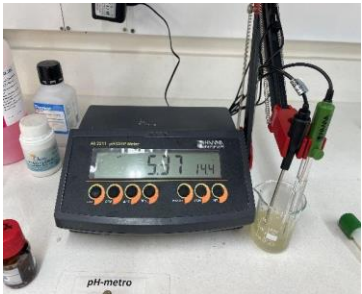
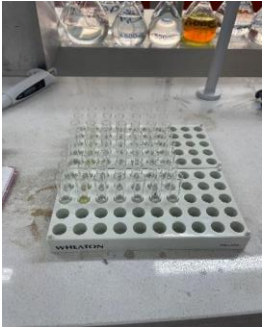
Fuente: tomado de la norma mexicana y de la norma ISO

A continuación, se muestran las características de los materiales y equipos utilizados en el laboratorio para realizar las pruebas toxicológicas (tabla 9).

Tabla 9. Fotos de los materiales y equipos

Elemento	Imagen	Marca	Referencia
Vial de la suspensión bacteriana	<i>Imagen 17. Vial de Vibrio fischeri</i>	Macherey - Nagel	945003

	 <i>Fuente: autora</i>		
Luminómetro Bio Fix Lumi-10	<i>Imagen 18. Luminómetro Bio Fix</i>  <i>Fuente: autora</i>	Macherey - Nagel	940008
Reactivo de Dicromato de potasio	<i>Imagen 19. Dicromato de potasio</i>  <i>Fuente: autora</i>	-	-

Micropipeta	<i>Imagen 20. Micropipeta</i>  <i>Fuente: autora</i>	Macherey-Nagel	-
pHmetro	<i>Imagen 21. pHmetro</i>  <i>Fuente: autora</i>	PH/MV Meter HANNA	HI2211
Gradilla para viales y viales para diluciones	<i>Imagen 22. Gradilla para viales</i>  <i>Fuente: autora</i>	-	-

Reactivos utilizados en las pruebas toxicológicas	<i>Imagen 23. Reactivos</i>  <i>Fuente: autora</i>	-	-
---	---	---	---

Fuente: autora

3.6.1. Preparaciones previas

Las muestras de agua residual se ajustaron a una salinidad el 2%, para ello fueron adicionados 110 g de NaCl a 500 mL de agua destilada y posteriormente se adicionó 1 mL de dilución de NaCl a 10 mL de muestra de agua residual. Esta solución debía mantener una temperatura de 15°C.

Para la reactivación de las bacterias debía contarse con agua destilada, la cual debía mantener una temperatura de 5°C al momento de reactivar la bacteria para evitar el choque térmico.

Se preparó el tóxico de referencia, el cual correspondió al Dicromato de Potasio ($K_2Cr_2O_7$), por lo cual, se pesaron aproximadamente 211,6 mg de $K_2Cr_2O_7$ y se disolvieron en 1 L de agua destilada para obtener una disolución patrón de aproximadamente 74,8 mg/L de Cr VI. Esta solución de mantuvo a 15°C.

3.6.2. Preparación de las diluciones:

En la tabla 10 se muestran los volúmenes requeridos para preparar cada nivel de dilución de cada muestra.

Tabla 10. Serie de diluciones

Dilución	Nivel de dilución	Muestra de agua residual (μL)	Agua de dilución (μL, solución de NaCl)	Solución Stock (μL)
Control	-	-	500	500
1 en 2	2	500	-	500

1 en 3	3	333,3	166,7	500
1 en 4	4	250	250	500
1 en 6	6	166,7	333,3	500
1 en 8	8	125	375	500
1 en 12	12	83,3	416,7	500
1 en 16	16	62,5	437,5	500
1 en 24	24	41,7	458,3	500
1 en 32	32	31,3	468,7	500

Fuente: Norma ISO 11348-3

Una vez preparadas las diluciones, se preparó la suspensión bacteriana, acorde con lo establecido en la tabla 11.

Tabla 11. Preparación de la suspensión bacteriana

Requerimientos previos	Preparación suspensión bacteriana
*El liofilizado bacteriano debía tener una temperatura de congelación de -20°C. *La disolución de reconstitución (agua destilada) debía mantener una temperatura de 4°C antes de su adición al liofilizado.	*Se sacaron del congelador las bacterias liofilizadas. *Se rehidrató la bacteria con 1,0 mL de la disolución de reconstitución y se mezcló la suspensión mediante agitación del recipiente. La suspensión bacteriana se mantuvo a una temperatura de 4°C en la nevera. *Se esperaron 15 minutos antes de iniciar las pruebas toxicológicas para que la sensibilidad bacteriana se estabilizara.

Fuente: autora

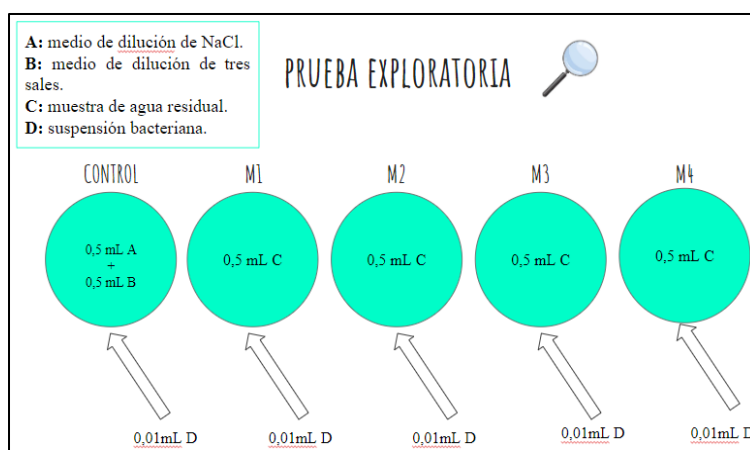
3.6.3. Prueba presuntiva o exploratoria

Esta prueba se llevó a cabo con la muestra en su estado original, es decir, sin diluciones, por lo que no proporciona datos para calcular la CE₅₀, sino que solamente se obtiene la magnitud del efecto de la muestra expresada en porcentaje de inhibición de la luminiscencia (%E).

Esta prueba es útil para determinar si una muestra es tóxica o no lo es, entendiéndose como tóxica aquella que presente una inhibición de la luminiscencia mayor al 10% respecto al control.

En primer lugar, se controló que las temperaturas de los tubos estuvieran en 15°C para no alterar el metabolismo de las bacterias, posteriormente se organizaron los tubos en la gradilla de forma que, el primer tubo (control) tuviese 0,5 mL de la dilución de NaCl y 0,5 mL del medio de dilución de 3 sales, los tubos M1, M2, M3, M4 y M5 tuvieran entre 0,5 mL y 1 mL de agua residual (cada tubo con cada muestra). Posteriormente, se adicionó a cada tubo (incluyendo el control) 0,01 mL de la suspensión bacteriana y se cronometró el tiempo, a partir de la adición de la suspensión bacteriana en el primer tubo. Luego se realizaron las lecturas de luminiscencia en cada tubo a los 15 min y 30 min de exposición, iniciando con el control y se registró el valor de la emisión de luz que brindaba el luminómetro para cada tubo en los distintos tiempos de exposición (15 min y 30 min). Finalmente, se determinó el porcentaje de reducción de la luz emitida (% E), para cada muestra, respecto a la observada en la luz del control (LC). La imagen 24 muestra la representación gráfica de la prueba exploratoria.

Imagen 24. Representación gráfica de la prueba exploratoria



Fuente: autora

3.6.4. Prueba definitiva

Después de realizar la prueba presuntiva para tener una aproximación de la magnitud de la toxicidad de las muestras de agua residual, se procedió a realizar la prueba definitiva. En este sentido, primero se adicionó en un balón aforado de 100 mL 50 mL de la dilución de NaCl, luego de los 15 minutos de estabilización de las bacterias, se adicionó 1 mL de bacterias reconstituidas para obtener un volumen final de 51 mL de solución stock o solución madre, posteriormente, al tener las diluciones preparadas y la solución stock, se realizó la medición de la luminiscencia de las bacterias con el luminómetro Bio Fix, de la siguiente manera:

- Se adicionaron 500 uL de la Solución Stock a cada vial del luminómetro con intervalos de 20 segundos y se midió la luminiscencia inicial (I_0) tanto del control, como del patrón (tóxico de referencia) y las diferentes muestras. La luminiscencia es expresada en Unidades de Luz Relativa (RLU).

- Luego se adicionaron 0,5 mL de cada dilución preparada en cada vial y se empezó a cronometrar el tiempo de 15 minutos desde que se agregó la primera dilución en el primer vial. Cabe resaltar que cada dilución está conformada por un volumen de la muestra de agua residual tomada en campo (con ajuste de pH) y otro volumen que corresponde al medio de dilución (solución de NaCl). Por lo tanto, por cada una de las muestras (20 en total, considerando afluente y efluente de ambas sedes) se tenían 9 diluciones por duplicado.
- Luego de los 15 minutos se midió la luminiscencia (I15) en RLU y luego a los 30 minutos (I30), ambos tiempos tanto para el control como el patrón y las muestras.

3.7. Tratamiento matemático y estadístico de los datos de la prueba toxicológica

En primer lugar, se calculó el factor de corrección a los diferentes tiempos de contacto, es decir, a los 15 y 30 minutos de exposición de las bacterias con cada nivel de dilución de las muestras, mediante la ecuación 5.

$$f_{kt} = \frac{I_{kt}}{I_0} \text{ (Ecuación 5)}$$

En donde:

f_{kt} : factor de corrección al tiempo de contacto de 15 y 30 minutos;

I_{kt} : luminiscencia en el control tras un tiempo de contacto de 15 minutos y 30 minutos, expresada en unidades de luminiscencia relativa;

I_0 : luminiscencia al tiempo cero expresada en unidades de luminiscencia relativa; y

t : tiempo.

Al tener mediciones del control por duplicado, se obtuvieron dos valores del factor de corrección, por lo tanto, se calculó el promedio entre ambos valores para de esta forma tener un único valor del f_{kt} . Cabe resaltar que la prueba es válida siempre y cuando este valor promedio se encuentre entre 0,6 y 1,8.

Posteriormente, se calculó el valor corregido de I_0 para cada una de las diluciones de las muestras, antes de la adición de las mismas, mediante la ecuación 6, cabe resaltar que esto se realizó tanto para el tiempo de 15 minutos como para el de 30 minutos.

$$I_{ct} = I_0 * f_{kt(\text{valor promedio})} \text{ (Ecuación 6)}$$

Luego se calculó la proporción de luz perdida para cada una de las diluciones y por cada duplicado a los 15 y 30 minutos mediante la ecuación 7:

$$H = \left(\frac{I_{ct} - I_t}{I_{ct}} \right) * 100 \text{ (Ecuación 7)}$$

En donde:

H : proporción de luz perdida para cada dilución expresada en porcentaje;

I_{ct} : definido en la ecuación 6;

I_t : intensidad de luminiscencia de las diluciones de la muestra después del tiempo de contacto de 15 minutos y 30 minutos, expresada en unidades de luminiscencia relativa (RLU).

Es importante mencionar que para este cálculo (H), es posible que exista una pérdida importante en la luminiscencia de las bacterias debido a la toxicidad de la muestra, por lo que los valores pueden ser negativos, por lo tanto, al ser un porcentaje lo que se espera obtener, se debe realizar el cálculo añadiendo la función de valor absoluto.

Al igual que con el factor de corrección (f_{kt}), se obtuvieron dos valores de H debido a que se realizaron mediciones por duplicado para una mayor precisión estadística, por lo tanto, se calculó el promedio para obtener un único valor de H por cada dilución de la muestra.

Por último, se calculó la relación concentración/efecto por cada dilución mediante la ecuación 8.

$$\Gamma_t = \frac{H_t(\text{valor promedio})}{100 - H_t(\text{valor promedio})} \text{ (Ecuación 8)}$$

En donde:

Γ_t : es el valor Gamma de la muestra de ensayo tras un tiempo de contacto de 15 minutos y 30 minutos;

$H_{t(\text{valor promedio})}$: es la media de H_t

Después de organizar los datos obtenidos mediante las ecuaciones descritas anteriormente, se calculó la concentración efectiva 20 y 50 para cada muestra tanto para el tiempo de contacto de 15 minutos como para el de 30 minutos. En este sentido, se emplea el modelo estadístico de regresión lineal simple con el fin de explicar la relación existente entre una variable dependiente (logaritmo de la concentración) y variable independiente (logaritmo de gamma). Por lo tanto, este modelo tiene la siguiente expresión:

$$y = mx + b$$

$$\text{Log } C_t = b \text{ Log } \Gamma_t + \text{Log } a \text{ (Ecuación 9)}$$

En donde:

C_t : es la concentración de la muestra expresada en porcentaje;

Γ_t : definida en la ecuación 8;

b : es la pendiente de la recta; y

$\text{Log } a$: valor de la ordenada al origen.

Esta ecuación describe una recta con pendiente b y una intercepción de $\text{Log } a$, la cual representa la concentración y la Gamma correspondiente. Esta ecuación se utiliza para estimar la concentración que debe dar un efecto nominal, en este caso, la CE_{20} y la CE_{50} (NMX-AA-112-SCFI, 2017).

Para elaborar el modelo gráfico, se construyó una tabla por cada muestra y por cada tiempo de exposición en donde se pudiesen organizar dos columnas que correspondiera al eje x y al eje y, en este sentido, el eje x se refiere a los logaritmos de las concentraciones de las diluciones de la muestra en porcentaje y el eje y se refiere a los los logaritmos de las Gammas. Para precisar, las concentraciones por dilución fueron las siguientes: 50%, 33,33%, 25%, 16,66%,

12,5%, 8,33%, 6,250%, 4,16% y 3,215%, las cuales se refieren a las concentraciones de 1 en 2, 1 en 3, 1 en 4, 1 en 6, 1 en 8, 1 en 12, 1 en 16, 1 en 24 y 1 en 32, respectivamente.

Para el cálculo de la concentración efectiva 50 (CE₅₀) se debe considerar que Gamma es igual a 1, por lo que el log (1) es igual a cero y la ecuación de la recta se reduce a:

$$\text{Log } C_t = \text{Log } a$$

Para el cálculo de la concentración efectiva 20 (CE₂₀) se debe considerar que Gamma es igual a 0,25 y se reemplazan los valores en la ecuación de la recta. Para ambas concentraciones se calculan de la siguiente forma:

$$C_t = 10^{\log a}$$

Para el tratamiento estadístico de los datos de CE₅₀ y CE₂₀, así como la elaboración de los modelos gráficos que representan la relación concentración/efecto mediante la regresión lineal simple, se utilizó el programa estadístico GraphPad Prism 9, el cual permite realizar pruebas estadísticas, gráficos, ajuste de curvas y organización de datos.

4. RESULTADOS

4.1. Fotografías de las PTAR's de ambas sedes

Tras el recorrido por las PTAR's de cada sede de la universidad, se obtuvieron las siguientes fotografías de cada instalación de las etapas del tratamiento de agua residual (tabla 5 y 6).

Tabla 12. Estructuras que conforman la PTAR de la sede Principal de la Universidad Santo Tomás

Estructura	Foto
Tubería cafetería (roja) y tubería de edificio F de laboratorios (amarilla)	<i>Imagen 25. Tuberías</i>  <i>Fuente: autora</i>
Trampa de grasas	<i>Imagen 26. Trampa de grasas</i>  <i>Fuente: autora</i>
Tanque de sedimentación con bomba sumergible	<i>Imagen 27. Tanque de sedimentación</i>  <i>Fuente: autora</i>

Reactor biológico	<i>Imagen 28. Reactor biológico</i>  <i>Fuente: autora</i>
Aireador por burbuja gruesa	<i>Imagen 29. Aireador por burbuja gruesa</i>  <i>Fuente: autora</i>
Aireador por burbuja fina	<i>Imagen 30. Aireador por burbuja fina</i>  <i>Fuente: autora</i>

Tanque de desinfección

Imagen 31. Tanque de desinfección



Fuente: autora

Filtros

Imagen 32. Filtros



Fuente: autora

Filtro de carbón activado

Imagen 33. Filtro de carbón activado



Fuente: autora

Tablero de control automático	<i>Imagen 34. Tablero de control automático</i>  <i>Fuente: autora</i>
Punto de muestreo del afluente	<i>Imagen 35. Punto de muestreo del afluente</i>  <i>Fuente: autora</i>
Punto de muestreo del efluente	<i>Imagen 36. Punto de muestreo del efluente</i>  <i>Fuente: autora</i>

Fuente: autora

Tabla 13. Estructuras de la PTAR del Campus San Alberto Magno

Ítem	Foto
Pozo colector 3 (punto de muestreo antes de tratamiento)	<i>Imagen 37. Pozo colector</i>  <i>Fuente: autora</i>
Sedimentador	<i>Imagen 38. Sedimentador</i>  <i>Fuente: autora</i>
Sistema de aireación (reactor biológico)	<i>Imagen 39. Sistema de aireación</i>  <i>Fuente: autora</i>

Recuperación de lodos	<i>Imagen 40. Recuperación de lodos</i>  <i>Fuente: autora</i>
Filtración del agua	<i>Imagen 41. Filtración del agua</i>  <i>Fuente: autora</i>
Tanque de desinfección	<i>Imagen 42. Tanque de desinfección</i>  <i>Fuente: autora</i>
Punto de muestreo del efluente	<i>Imagen 43. Punto de muestreo del efluente</i>  <i>Fuente: autora</i>

Punto de muestreo del afluente	<i>Imagen 44. Punto de muestreo del afluente</i>  <i>Fuente: autora</i>
--------------------------------	---

Fuente: autora

4.2. Volumen de las alícuotas del muestreo compuesto

En relación con el cálculo del volumen de cada alícuota mediante la ecuación de muestreo compuesto (ecuación 1), se obtuvieron los siguientes resultados (tabla 14).

Tabla 14. Volumen de cada alícuota calculada mediante la ecuación de muestreo compuesto

Sede	Volumen alícuota (L)	Volumen alícuota (mL)	Aproximación (mL)
Sede campus	0,112	112	120
Sede principal	0,117	117	120

Fuente: autora

4.3. Tamaño de muestra para la prueba toxicológica con *Vibrio fischeri*

Para obtener el tamaño de muestra se decidió trabajar con un nivel de confianza del 80%, es decir un valor de z de 1,282. Se escogió una probabilidad a favor y en contra del 50% ($p=0,5$ $q=0,5$) y un porcentaje de error del 20%, por lo tanto, el tamaño de muestra obtenido fue de 10. Esto indica que se debían tomar 10 muestras de agua residual en el afluente y 10 muestras en el efluente, es decir un total de 40 muestras contando ambas sedes. No obstante, este estudio no contó con suficientes bacterias en el laboratorio, debido a que había limitaciones institucionales para la adquisición de más lotes, por lo tanto, el estudio consideró tomar 5 muestras tanto para el afluente como para el efluente en ambas sedes, es decir, se obtuvo un total de 20 muestras para todo el ensayo toxicológico. En este sentido, teniendo en cuenta este tamaño de muestra, el nuevo nivel de confianza se aproximó al 60% con un valor de z de 0,89.

4.4. Datos de parámetros insitu y fisicoquímicos

Las tablas 15 y 16 muestran los resultados de parámetros insitu y los datos de DQO, DBO₅, sólidos suspendidos y tensoactivos, los cuales se obtuvieron en el laboratorio con la realización de las pruebas explicadas en la metodología.

Tabla 15. Parámetros insitu y fisicoquímicos de la PTAR de la sede del Campus

Sede	Muestra	Punto de toma de muestra	Hora	Parámetro físico químico										
				insitu					Caudal (L/s)	Caudal promedio (L/s)	Laboratorio			
				pH (unidades de pH)	Conductividad (uS/cm)	Sólidos disueltos (mg/L)	Temperatura (°C)	SS (mg/L)			DQO (mg/L O2)	DBO5 (mg/L O2)	Sólidos suspendidos totales (g/L)	Tensoactivos (mg/L MBAS)
Campus San Alberto Magnó	1	Afluyente	9:35	6,18	456	230	16,4	0,3	2,5	3,36	200	96,15	0,148	1,32
	2		10:15	6,23	480	240	16,49	0,9	3,5					
	3		10:45	6,11	494	247	16,12	0,4	2,6					
	4		11:15	6,25	498	249	16,69	0,2	4,4					
	5		11:45	6,21	504	252	16,34	0,3	3,3					
	6		12:15	6,23	488	245	16,2	0,1	3,3					
	7		12:45	6,35	489	245	16,75	0,1	3,7					
	8		13:15	6,39	513	257	16,08	0,1	3,6					
	1	Efluente	9:22	6,16	536	232	15,37	0,2		205	98,56	0,5	2,15	
	2		10:00	6,51	485	242	15,5	0,7						
	3		10:30	6,49	788	394	15,79	0,9						
	4		11:00	6,4	811	403	16,12	0,1						
	5		11:30	6,38	812	406	16,65	0,4						
	6		12:00	6,39	823	412	15,83	0,2						
	7		12:30	6,45	821	411	16,13	0,1						
	8		13:00	6,56	828	413	16,9	0,1						

Fuente: autora

Tabla 16. Parámetros insitu y fisicoquímicos de la PTAR de la sede Principal

Sede	Muestra	Punto de toma de muestra	Hora	Parámetro físico químico											
				insitu								Laboratorio			
				pH (unidades de pH)	Conductividad (uS/cm)	Sólidos disueltos (mg/L)	Temperatura (°C)	SS (mg/L)	Caudal (L/s)	Caudal promedio (L/s)	DQO (mg/L O2)	DBO5 (mg/L O2)	Sólidos suspendidos totales (g/L)	Tensoactivos (mg/L MBAS)	
Sede Principal	1	Afluente	2:00 pm	5,52	799	401	14,52	600	3,52	2,62	1,281	0,62	0,000188	>4	
	2		2:30 pm	5,51	778	389	14,57	600	3,52						
	3		3:00 pm	5,56	731	365	14,62	500	1,75						
	4		3:30 pm	5,63	696	348	14,68	500	2,25						
	5		4:00 pm	5,86	677	339	14,68	600	2,49						
	6		4:30 pm	6,22	750	375	14,72	500	2,49						
	7		5:00 pm	6,28	833	417	14,77	500	2,46						
	8		5:30 pm	6,41	881	440	14,76	500	2,46						
	1	Efluente	2:00 pm	6,43	203	101	13,24	0	0,90	0,58	<100	No detectable	0,00036	2,83	
	2		2:30 pm	6,15	194	97	13,35	0	0,46						
	3		3:00 pm	6,18	181	90	13,45	0	0,57						
	4		3:30 pm	6,15	185	92	13,41	0	0,51						
	5		4:00 pm	6,16	189	94	13,38	0	0,60						
	6		4:30 pm	6,46	187	93	13,33	0	0,54						
	7		5:00 pm	6,53	181	90	13,26	0	0,54						
	8		5:30 pm	6,64	184	92	13,23	0	0,54						

Fuente: autora

4.5. Prueba presuntiva o exploratoria

Según los resultados obtenidos, todas las muestras tomadas de la sede principal y del campus resultaron tóxicas debido a que los porcentajes de inhibición de luminiscencia de las bacterias fueron mayores al 10% respecto al control (ver anexos 6, 7, 8 y 9).

En consecuencia, se procedió a realizar las pruebas definitivas de toxicidad con todas las muestras y, posteriormente, después del tratamiento matemático y estadístico, se obtuvieron las gráficas que se expondrán a continuación.

4.6. Muestras de la sede del Campus

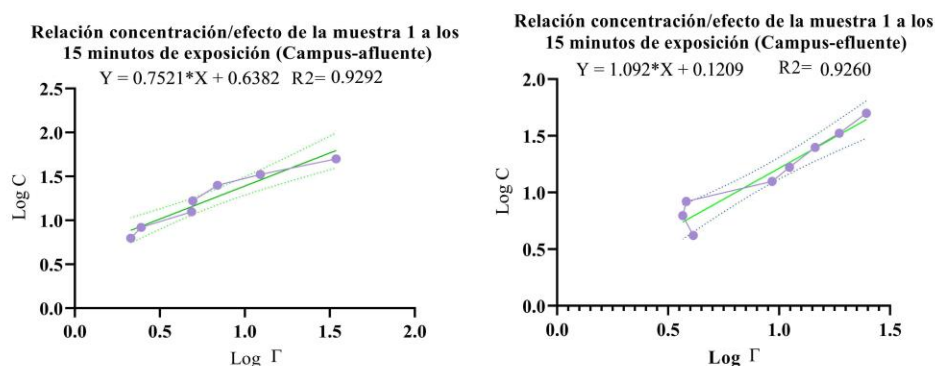
A continuación, se exponen las gráficas obtenidas mediante el programa GraphPad Prism 9, las cuales representan la relación concentración/efecto de las diferentes muestras del afluente y efluente de la sede del Campus a los 15 minutos de exposición.

4.6.1. A los 15 minutos de exposición

- **Muestra 1:**

En la gráfica 1 se observa la relación concentración/efecto de la muestra 1 correspondiente al afluente y el efluente de la sede del Campus a los 15 minutos de exposición con las bacterias, respectivamente.

Gráfica 1. Relación concentración/efecto de la muestra 1 Campus-15 min



Fuente: autora

CE50 (%)	4,347	CE20 (%)	1,532	CE50 (%)	1,321	CE20 (%)	0,291
----------	-------	----------	-------	----------	-------	----------	-------

Las gráficas muestran líneas punteadas las cuales representan el intervalo de confianza del 95% y se espera que los datos graficados se encuentren dentro de ese intervalo, por otro lado, la línea verde representa la línea de tendencia de los datos.

En cuanto a la CE₅₀ de la muestra del afluente, se puede evidenciar que este valor es mayor en relación con la muestra del efluente, pues la CE₅₀ del afluente es de 4,347% mientras que la

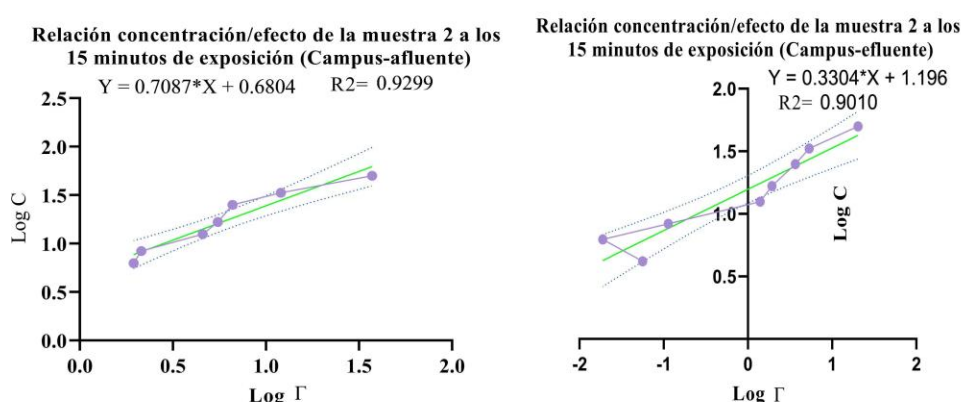
CE₅₀ del efluente es de 1,321%. En cuanto a la CE₂₀, se observa el mismo comportamiento anteriormente descrito.

En relación con los datos del bioensayo, el porcentaje de inhibición de luminiscencia de las bacterias en el afluente a los 15 minutos osciló entre el 71% y 97%, mientras que, para el caso de la muestra del efluente, este intervalo varió entre el 78% y el 96%.

● Muestra 2:

En la gráfica 2 se observa la relación concentración/efecto de la muestra 2 correspondiente al afluente y el efluente de la sede del Campus a los 15 minutos de exposición con las bacterias.

Gráfica 2. Relación concentración/efecto de la muestra 2 Campus-15 min



Fuente: autora

CE ₅₀ (%)	4,791	CE ₂₀ (%)	1,794
----------------------	-------	----------------------	-------

CE ₅₀ (%)	15,704	CE ₂₀ (%)	9,933
----------------------	--------	----------------------	-------

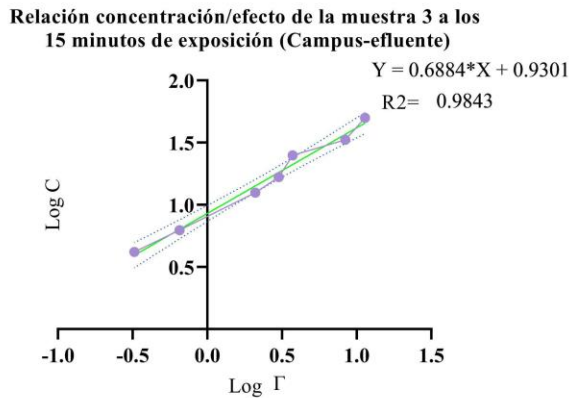
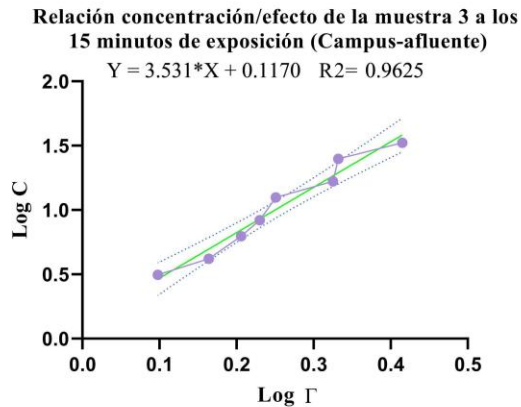
En relación con la muestra 2 del campus a los 15 minutos de exposición, se evidencia que la CE₅₀ de afluente es de 4,79% mientras que en el efluente el valor aumenta a 15,705%; por su parte, la CE₂₀ mantiene el mismo comportamiento, es decir, el valor aumenta en el efluente.

En relación con los datos del bioensayo, se obtuvo que el porcentaje de inhibición de la luminiscencia de las bacterias para el afluente a los 15 minutos osciló entre el 66% y el 97%, mientras que para el efluente el rango osciló entre el 1,85% y el 95%.

● Muestra 3:

En la gráfica 3 se observa la relación concentración/efecto de la muestra 3 correspondiente al afluente y el efluente de la sede del Campus a los 15 minutos de exposición con las bacterias, respectivamente.

Gráfica 3. Relación concentración/efecto de la muestra 3 Campus-15 min



Fuente: autora

CE50 (%)	1,309	CE20 (%)	0,010
----------	-------	----------	-------

CE50 (%)	8,513	CE20 (%)	3,278
----------	-------	----------	-------

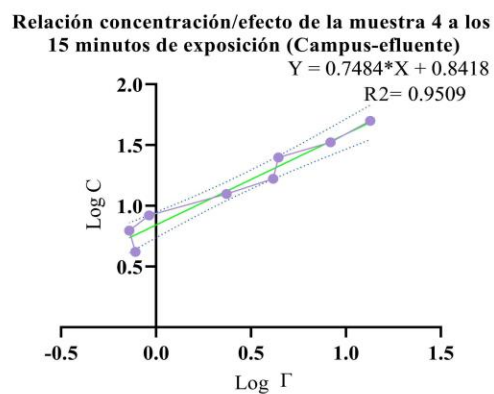
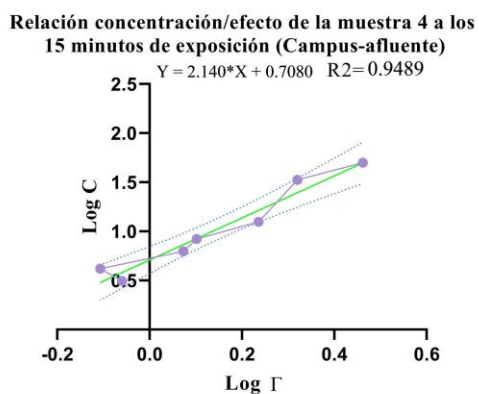
Se evidencia que la CE₅₀ del afluente es de 1,309% mientras que en el efluente el valor aumenta a 8,513%; a su vez, el valor de la CE₂₀ en el afluente es de 0,010% mientras que en el efluente es de 3,278%.

Por otro lado, según los datos del bioensayo, se obtuvo que, para el caso de la muestra del afluente a los 15 minutos de exposición, el rango del porcentaje de inhibición de la luminiscencia de las bacterias osciló entre 55% y 96%, mientras que, para el caso del efluente, el rango osciló entre 24% y 91%.

● Muestra 4:

La gráfica 4 expone la relación concentración/efecto de la muestra 4 correspondiente al afluente y el efluente de la sede del Campus a los 15 minutos de exposición con las bacterias.

Gráfica 4. Relación concentración/efecto de la muestra 4 Campus-15 min



Fuente: autora

CE50 (%)	5,105	CE20 (%)	0,263
----------	-------	----------	-------

CE50 (%)	6,947	CE20 (%)	2,462
----------	-------	----------	-------

En relación con la muestra 4, se evidencia al igual que la muestra 2 y 3, que el valor de la CE₅₀ y CE₂₀ aumenta en el efluente. Para este caso, la CE₅₀ del afluente corresponde a 5,105%

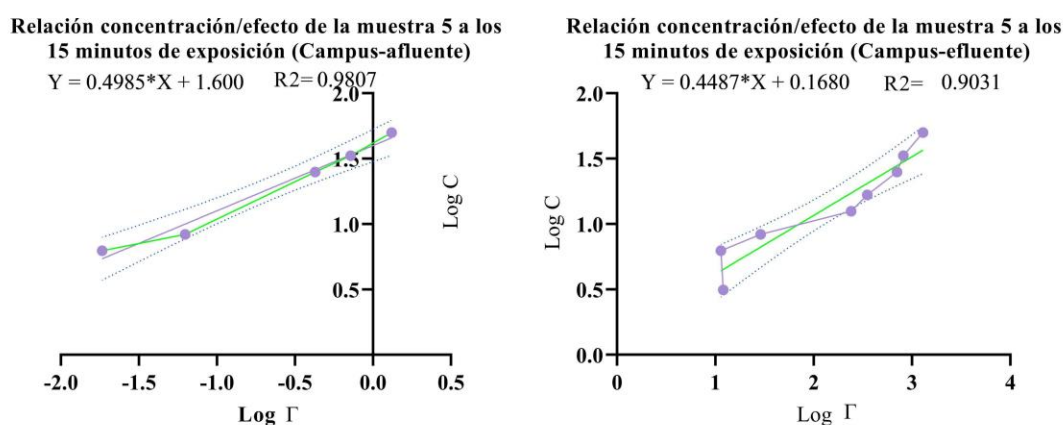
mientras que, para el efluente, el valor es de 6,947%; en cuanto a la CE_{20} , el valor aumenta de 0,263% a 2,462%.

Según los datos obtenidos del bioensayo, se obtuvo que, para la muestra del afluente a los 15 minutos, el porcentaje de inhibición de la luminiscencia de las bacterias osciló entre el 43% y el 74%, mientras que, para el caso del efluente, este rango varió entre el 41% y el 93%.

- **Muestra 5:**

Las gráficas 5 presenta la relación concentración/efecto de la muestra 5 correspondiente al afluente y el efluente de la sede del Campus a los 15 minutos de exposición con las bacterias.

Gráfica 5. Relación concentración/efecto de la muestra 5 Campus-15 min



Fuente: autora

CE50 (%)	39,811	CE20 (%)	19,947
-----------------	--------	-----------------	--------

CE50 (%)	1,472	CE20 (%)	0,790
-----------------	-------	-----------------	-------

La muestra 5 del efluente evidencia una disminución en los valores de CE_{50} y CE_{20} , pues en el caso de la primera concentración esta disminuye de 39,811% a 1,472%, y para la CE_{20} , esta disminuye de 19,97% a 0,790%.

En relación con los resultados obtenidos del bioensayo, se observa que para la muestra del afluente a los 15 minutos el porcentaje de inhibición de luminiscencia de las bacterias oscila entre el 56% y el 1,81%, mientras que, para el efluente, el rango varía entre el 99% y el 91%.

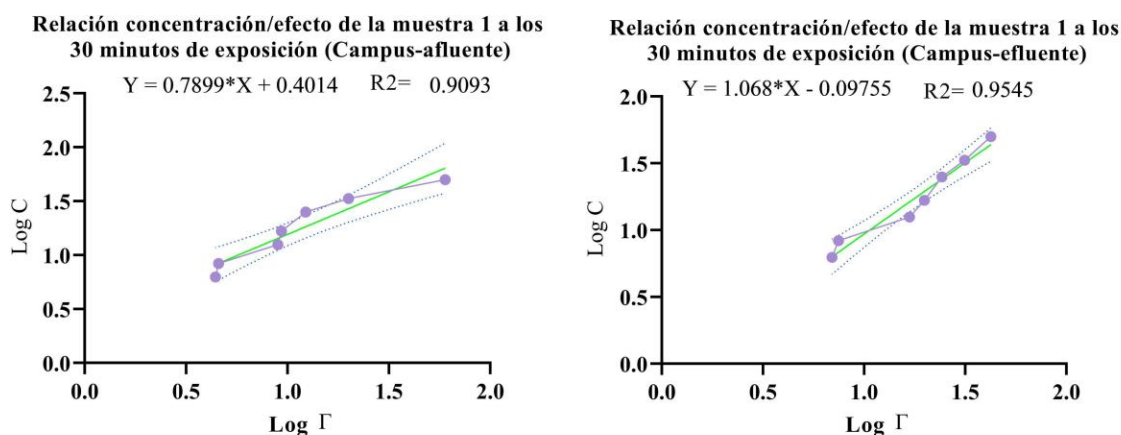
4.6.2. A los 30 minutos de exposición

En este apartado se exponen las gráficas que representan la relación concentración/efecto de las diferentes muestras del afluente y efluente de la sede del Campus a los 30 minutos de exposición.

- **Muestra 1:**

La gráfica 6 muestra la relación concentración/efecto de la misma muestra 1 de la sede del Campus (afluente y efluente), pero en este caso transcurridos 30 minutos.

Gráfica 6. Relación concentración/efecto de la muestra 1 Campus-30 min



Fuente: autora

CE50 (%)	2,520	CE20 (%)	0,843
----------	-------	----------	-------

CE50 (%)	0,799	CE20 (%)	0,182
----------	-------	----------	-------

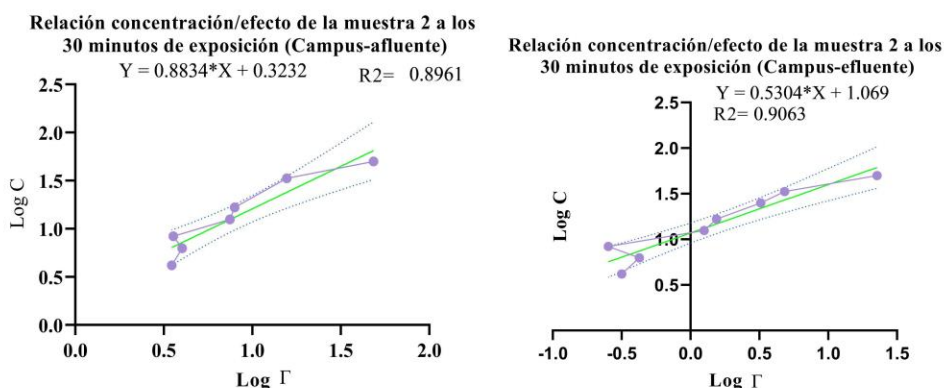
En este caso se evidencia que la pendiente de la recta es positiva indicando así una relación de incremento directamente proporcional, lo cual es igual si se compara con la muestra a los 15 minutos. Por otro lado, se observa que, pasados los otros 15 minutos, es decir, la media hora, el valor de la CE₅₀ y la CE₂₀ guardan el mismo comportamiento que en el caso de 15 minutos, esto es, en el efluente el valor disminuye. Se percibe que el valor de la CE₅₀ disminuye de 2,52% a 0,799%, mientras que la CE₂₀ disminuye de 0,843% a 0,182%.

En relación con los datos del bioensayo, se observa que el porcentaje de inhibición de la luminiscencia de las bacterias para la muestra del afluente oscila entre el 80% y el 98%, mientras que, para la muestra del efluente, el rango varía entre el 86% y el 98%.

• Muestra 2:

La gráfica 7 expone la relación concentración/efecto de la muestra 2 (afluente y efluente) transcurridos 30 minutos.

Gráfica 7. Relación concentración/efecto de la muestra 2 Campus-30 min



Fuente: autora

CE50 (%)	2,104	CE20 (%)	0,618
----------	-------	----------	-------

CE50 (%)	11,722	CE20 (%)	5,619
----------	--------	----------	-------

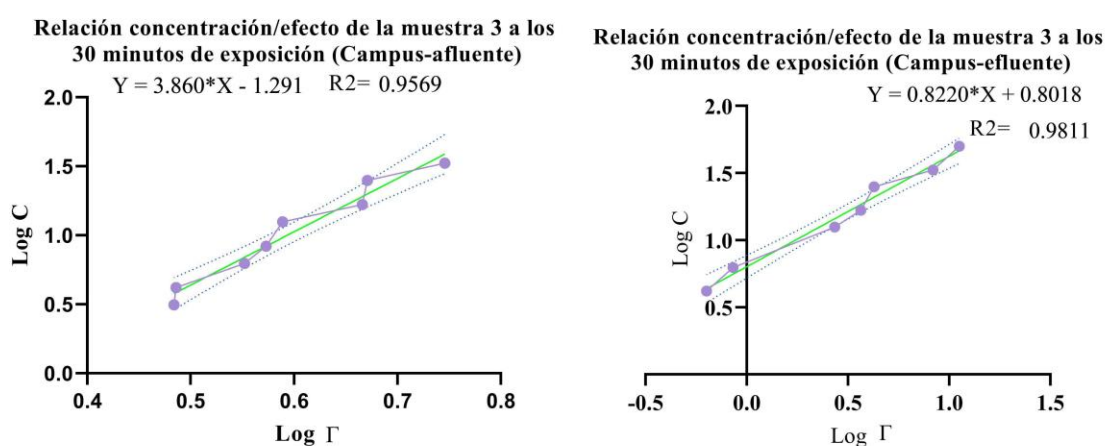
En este caso se observa que, transcurridos los 30 minutos de exposición con las bacterias, el valor de las CE de la muestra 2 disminuyen en relación con la muestra correspondiente a los 15 minutos, sin embargo, si se compara el afluente con el efluente, se evidencia que el último presenta un valor de CE₅₀ y CE₂₀ mayor.

En relación con el bioensayo de toxicidad, el rango de porcentajes de la inhibición de la luminiscencia del sustrato biológico para la muestra del afluente oscila entre el 77% y el 97%, mientras que, para la muestra del efluente, el rango varía entre el 20% y el 95%.

• Muestra 3:

La gráfica 8 expone la relación concentración/efecto de la muestra 3 tanto del afluente como del efluente transcurridos 30 minutos.

Gráfica 8. Relación concentración/efecto de la muestra 3 Campus-30 min



Fuente: autora

CE50 (%)	0,051	CE20 (%)	0,00024
----------	-------	----------	---------

CE50 (%)	6,336	CE20 (%)	2,027
----------	-------	----------	-------

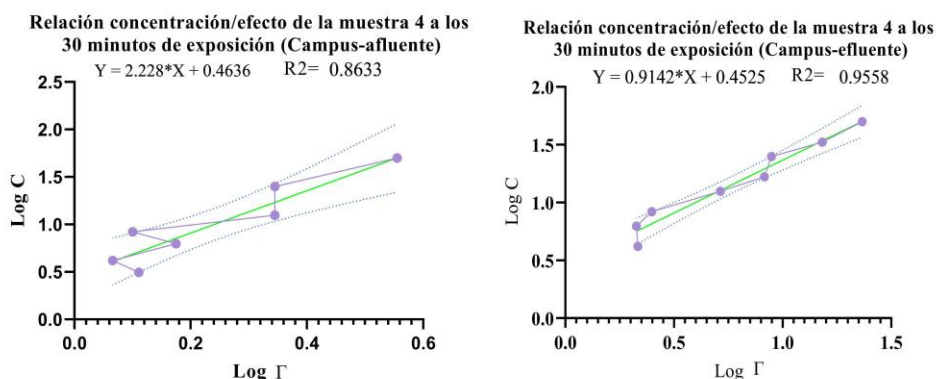
En relación con la muestra 3 a los 30 minutos de exposición se puede observar que la CE₅₀ y CE₂₀ aumentan significativamente en el efluente, adicionalmente se observa que el valor de las concentraciones entre los tiempos de 15 y 30 minutos disminuye.

En cuanto al bioensayo, para la muestra del afluente, el porcentaje de la pérdida de luminiscencia de las bacterias osciló entre el 75% y el 97%, mientras que, para el efluente, este intervalo se encontró entre el 38% y el 91%.

• Muestra 4:

La gráfica 9 presenta la relación concentración/efecto de la muestra 4 tanto del afluente como del efluente transcurridos 30 minutos.

Gráfica 9. Relación concentración/efecto de la muestra 4 Campus-30 min



Fuente: autora

CE50 (%)	2,908	CE20 (%)	0,13250
----------	-------	----------	---------

CE50 (%)	2,835	CE20 (%)	0,798
----------	-------	----------	-------

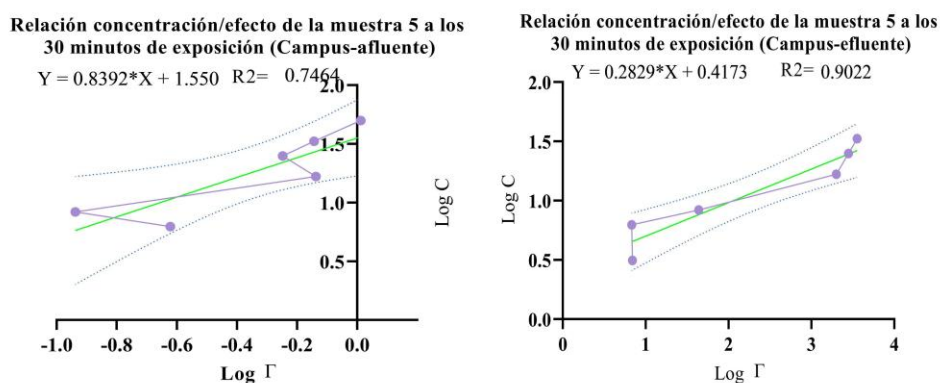
En cuanto a la muestra 4 a los 30 minutos de exposición, se observa que el valor de la CE₅₀ es muy similar en el afluente y en el efluente, sin embargo, el efluente presenta un valor menor en comparación con al afluente.

En relación con los datos del bioensayo, el porcentaje de inhibición de la luminiscencia de las bacterias en la muestra del afluente osciló entre el 54% y el 78%, mientras que, para la muestra del efluente, el rango osciló entre el 41% y el 93%.

• Muestra 5:

En la gráfica 10 se presenta la relación concentración/efecto de la muestra 5 tanto del afluente como del efluente transcurridos 30 minutos.

Gráfica 10. Relación concentración/efecto de la muestra 5 Campus-30 min



Fuente: autora

CE50 (%)	35,481	CE20 (%)	11,08540		CE50 (%)	2,614	CE20 (%)	1,766
----------	--------	----------	----------	--	----------	-------	----------	-------

En cuanto a la muestra 5 del afluente y del efluente transcurridos los 30 minutos, se observa que la CE₅₀ disminuye de 35,481% a 2,614%; por otro lado, se observa que la CE₂₀ disminuye de 11,08% a 1,766%.

Para el caso de la muestra del afluente, los porcentajes de inhibición de la luminiscencia de las bacterias variaron entre el 10% y el 50%, mientras que, para la muestra del efluente, el rango osciló entre el 87% y el 99%.

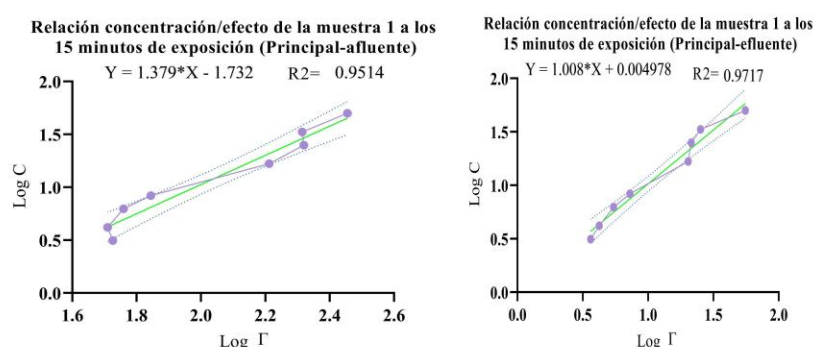
4.7. Muestras de la sede Principal

A continuación, se exponen las gráficas correspondientes a la relación concentración/efecto de las muestras de la sede principal.

4.7.1. A los 15 minutos de exposición

- **Muestra 1:**

Gráfica 11. Relación concentración/efecto de la muestra 1 Principal-15 min



Fuente: autora

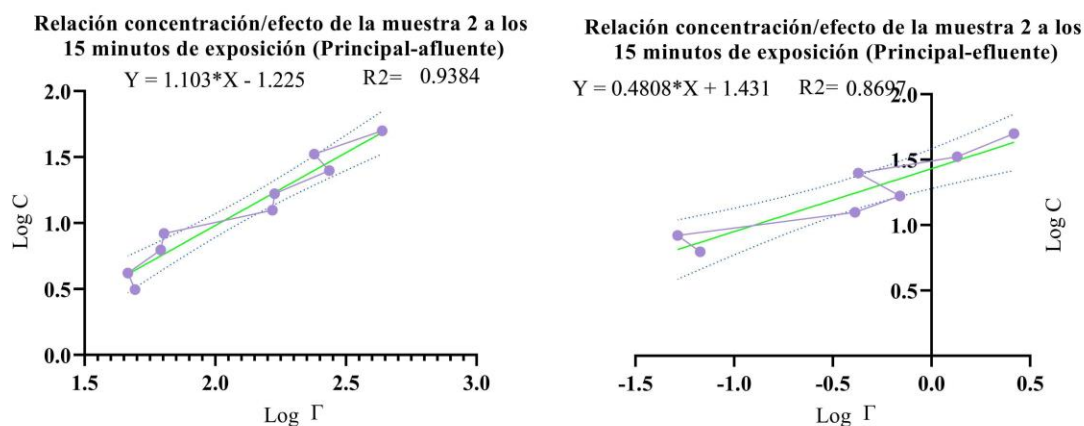
CE50 (%)	0,019	CE20 (%)	0,003	CE50 (%)	1,012	CE20 (%)	0,250
-----------------	-------	-----------------	-------	-----------------	-------	-----------------	-------

En la gráfica 11 se observa la línea de tendencia de los datos representada por la línea verde, así como dos líneas punteadas que hacen referencia al intervalo de confianza del 95%, por lo tanto, se espera que los datos graficados se encuentren dentro de ese intervalo para rectificar la precisión estadística. En relación con los valores de CE₅₀ y CE₂₀, se puede observar que los valores aumentan en el efluente al compararlos con los valores del afluente.

Los porcentajes de inhibición de luminiscencia en el afluente oscilaron entre el 98% y el 99%, mientras que en el efluente el rango estuvo entre el 78% y el 98%. En este caso, el primer porcentaje corresponde a la muestra más diluida, mientras que el segundo porcentaje se refiere a la muestra más concentrada.

- **Muestra 2:**

Gráfica 12. Relación concentración/efecto de la muestra 2 Principal-15 min



Fuente: autora

CE50 (%)	0,060	CE20 (%)	0,013
-----------------	-------	-----------------	-------

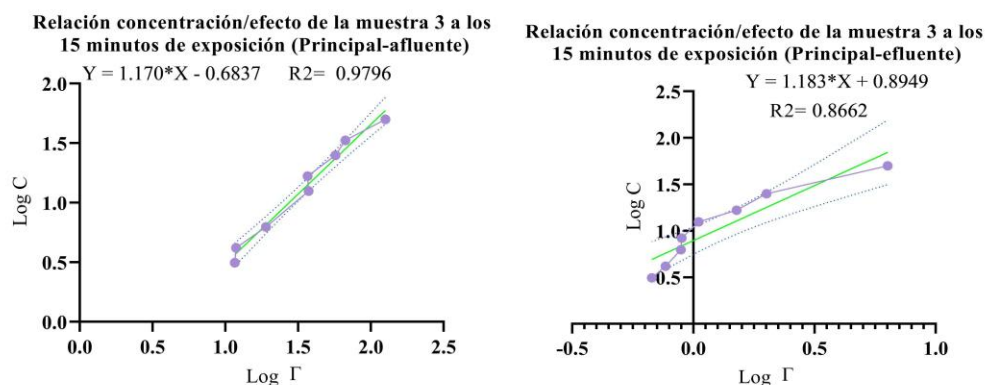
CE50 (%)	26,977	CE20 (%)	13,853
-----------------	--------	-----------------	--------

Se observa que la muestra del efluente presenta un aumento importante en los valores de CE₅₀ y CE₂₀, pues el valor de la CE₅₀ de la entrada corresponde a 0,060%, mientras que el de la salida corresponde a 26,977%; por su parte, la CE₂₀ aumenta de 0,013% a 13,85%.

En relación con los datos del bioensayo, los porcentajes de inhibición de la luminiscencia del afluente oscilan entre el 97% y el 99%, mientras que en el efluente los porcentajes de inhibición de luminiscencia se encuentran entre el 6% y el 72%.

- **Muestra 3:**

Gráfica 13. Relación concentración/efecto de la muestra 3 Principal-15 min



Fuente: autora

CE50 (%)	0,207	CE20 (%)	0,041
-----------------	-------	-----------------	-------

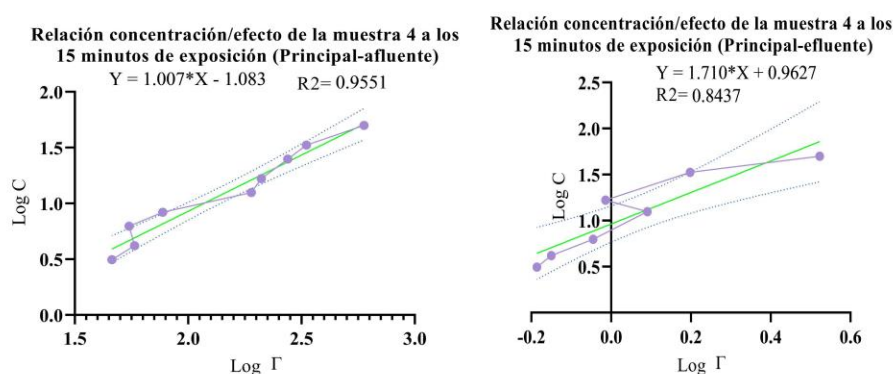
CE50 (%)	7,851	CE20 (%)	1,523
-----------------	-------	-----------------	-------

En cuanto a la CE₅₀ y CE₂₀ de la muestra 3 correspondiente al afluente y el efluente, se observa que también existe un aumento del valor en el efluente. En relación con los datos obtenidos del bioensayo, la muestra correspondiente al afluente presentó valores de inhibición de la

luminiscencia de las bacterias entre el 92% y el 99%. Por otro lado, en el efluente se evidenció que los porcentajes de inhibición del biomarcador osciló entre el 40% y el 86%.

- **Muestra 4:**

Gráfica 14. Relación concentración/efecto de la muestra 4 Principal-15 min



Fuente: autora

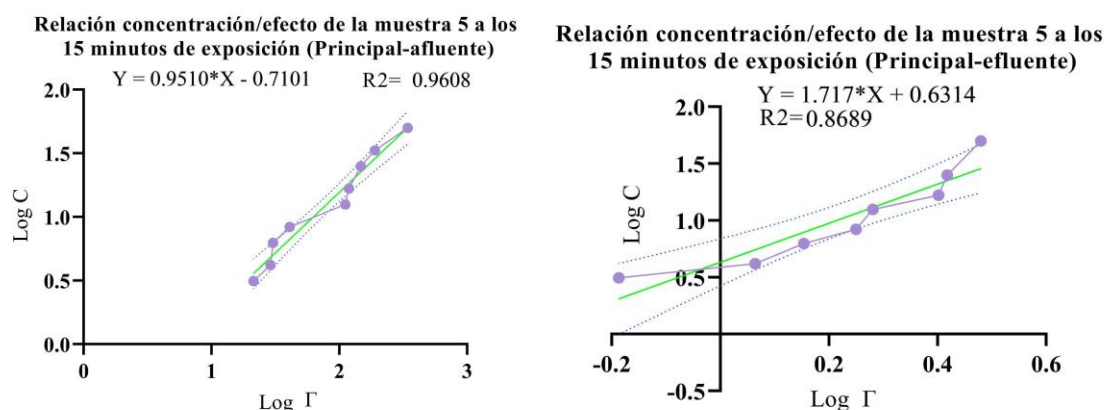
CE50 (%)	0,083	CE20 (%)	0,020
----------	-------	----------	-------

CE50 (%)	9,177	CE20 (%)	0,857
----------	-------	----------	-------

Los valores de CE₅₀ aumentaron de 0,083% (afluente) a 9,177% (efluente) y los de CE₂₀ aumentaron de 0,020% a 0,857%. En relación con los porcentajes de inhibición de la luminiscencia de las bacterias en la muestra del afluente, estos oscilaron entre el 97% y el 99%, mientras que, en el caso del efluente, la inhibición del biomarcador se encontró entre el 33% y el 76%.

- **Muestra 5:**

Gráfica 15. Relación concentración/efecto de la muestra 5 Principal-15 min



Fuente: autora

CE50 (%)	0,195	CE20 (%)	0,052
----------	-------	----------	-------

CE50 (%)	4,280	CE20 (%)	0,396
----------	-------	----------	-------

En relación con la muestra 5 del afluente y del efluente correspondiente a la sede principal, se observa en las gráficas, al igual que las anteriores, una pendiente positiva lo que denota el

incremento de ambas variables (concentración, toxicidad). Por otro lado, se observa que la muestra del efluente presenta un aumento en el valor de la CE₅₀ y la CE₂₀.

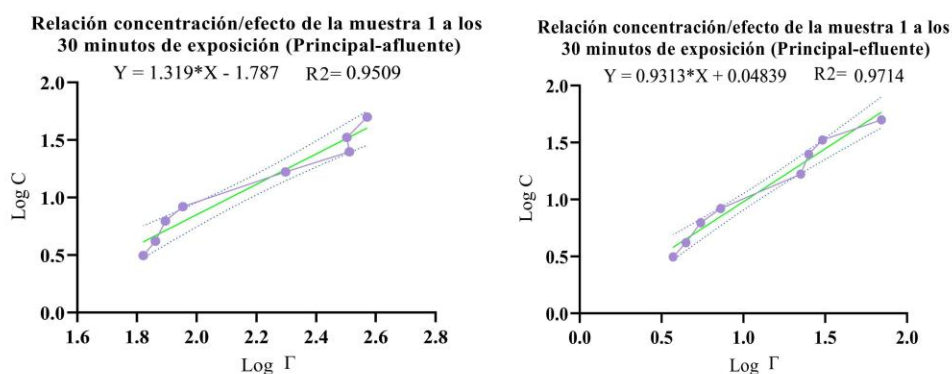
En cuanto a los datos obtenidos del bioensayo, el porcentaje de inhibición de luminiscencia de las bacterias para el afluente varía entre 95% y 99%, mientras que en el caso del efluente oscila entre el 39% y el 75%, indicando una disminución de la toxicidad del 56%.

4.7.2. A los 30 minutos de exposición

En cuanto a las gráficas que representan la relación concentración/efecto de las muestras del afluente y del efluente de la sede principal a los 30 minutos de exposición, se puede observar que todas presentan el mismo comportamiento, el cual se refiere a una pendiente positiva indicando que cuando la concentración de la muestra aumenta la toxicidad también lo hace.

- **Muestra 1:**

Gráfica 16. Relación concentración/efecto de la muestra 1 Principal-30 min



Fuente: autora

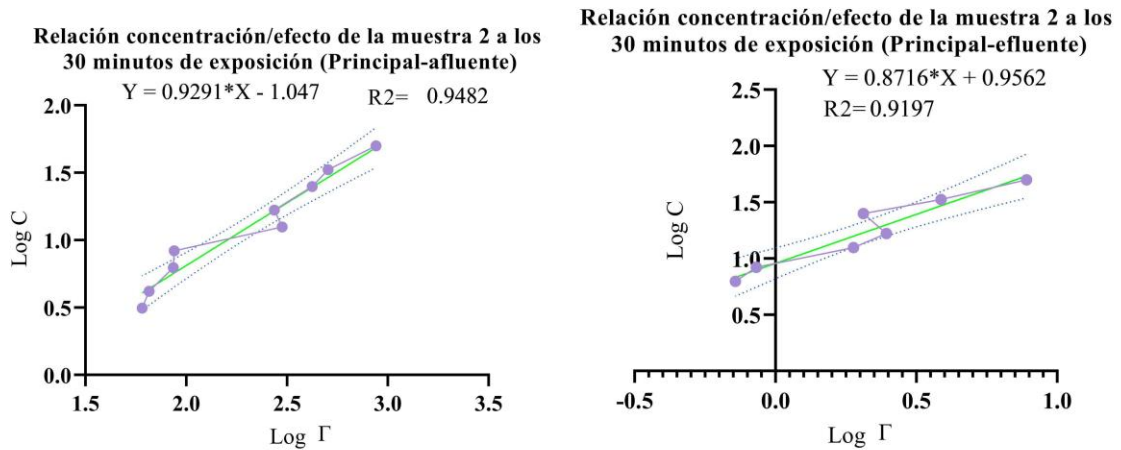
CE ₅₀ (%)	0,016	CE ₂₀ (%)	0,003
----------------------	-------	----------------------	-------

CE ₅₀ (%)	1,118	CE ₂₀ (%)	0,307
----------------------	-------	----------------------	-------

Para el caso de la muestra 1 transcurridos 30 minutos, se observa que la CE₅₀ y la CE₂₀ también aumentan en el efluente. En cuanto a la pérdida de luz de las bacterias en el afluente a los 30 minutos, estos porcentajes oscilaron entre el 98% y el 99%, mientras que en el efluente los porcentajes variaron entre el 78% y el 98%.

- **Muestra 2:**

Gráfica 17. Relación concentración/efecto de la muestra 2 Principal-30 min



Fuente: autora

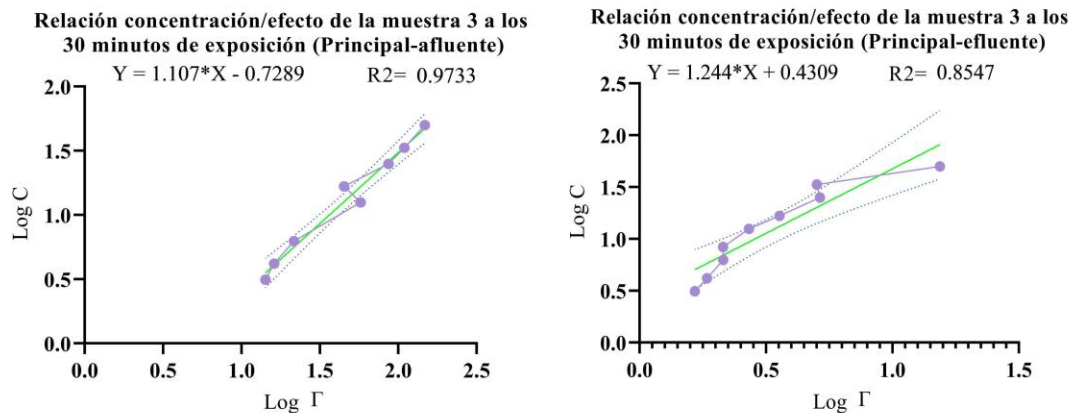
CE50 (%)	0,090	CE20 (%)	0,025
----------	-------	----------	-------

CE50 (%)	9,041	CE20 (%)	2,701
----------	-------	----------	-------

Para el tiempo de contacto de media hora, se observa que la CE₅₀ y la CE₂₀ aumenta en el efluente y en relación con los datos del bioensayo del afluente a los 30 minutos, se obtuvo que el porcentaje de inhibición de la luminiscencia de las bacterias osciló entre el 98% y el 99%, mientras que para la muestra del efluente este intervalo estuvo entre el 46% y el 88%.

● Muestra 3:

Gráfica 18. Relación concentración/efecto de la muestra 3 Principal-30 min



Fuente: autora

CE50 (%)	0,187	CE20 (%)	0,040
----------	-------	----------	-------

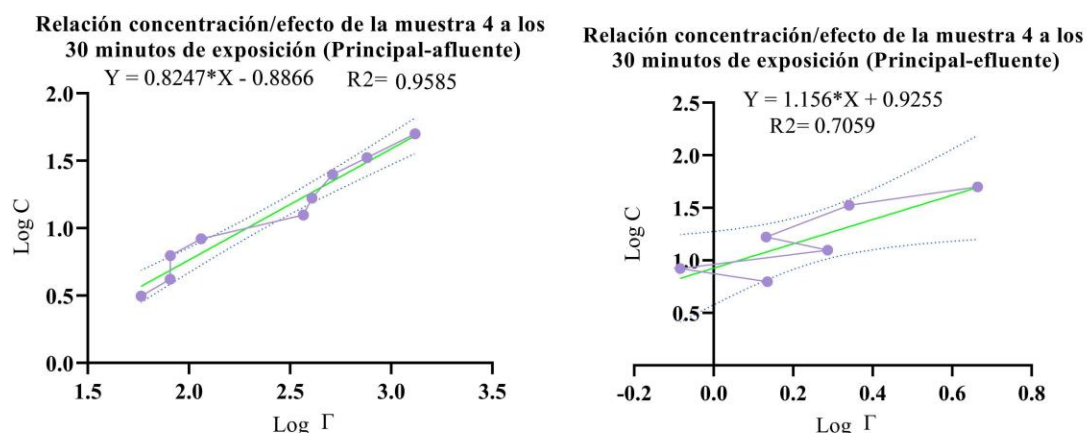
CE50 (%)	2,697	CE20 (%)	0,481
----------	-------	----------	-------

En relación con la muestra 3, a los 30 minutos de exposición, se evidencia que el valor de la CE₅₀ y la CE₂₀ siguen disminuyendo a medida que el tiempo transcurre. Sin embargo, se puede observar que la CE₅₀ del efluente es mayor en comparación con la del afluente, lo cual se observa también en el valor de la CE₂₀.

En cuanto a los datos obtenidos del bioensayo, la muestra del afluente presentó un rango de inhibición de la luminiscencia de las bacterias entre el 93% y el 99%, mientras que, para el caso del efluente, los valores oscilaron entre el 62% y el 93%.

- **Muestra 4:**

Gráfica 19. Relación concentración/efecto de la muestra 4 Principal-30 min



Fuente: autora

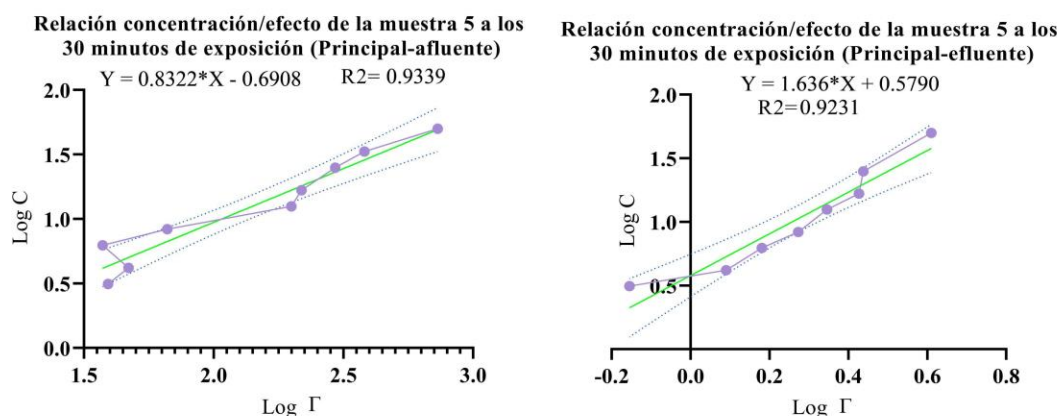
CE50 (%)	0,130	CE20 (%)	0,041
----------	-------	----------	-------

CE50 (%)	8,424	CE20 (%)	1,696
----------	-------	----------	-------

Los valores de CE₅₀ y CE₂₀ aumentaron al comparar la muestra del afluente con la del efluente y se observa que, para la muestra del afluente, el porcentaje de la inhibición de la luminiscencia de las bacterias oscila entre el 98% y el 99%, mientras que en el efluente varía entre el 40% y el 77%.

- **Muestra 5:**

Gráfica 20. Relación concentración/efecto de la muestra 5 Principal-30 min



Fuente: autora

CE50 (%)	0,204	CE20 (%)	0,064
----------	-------	----------	-------

CE50 (%)	3,793	CE20 (%)	0,393
----------	-------	----------	-------

En relación con la muestra 5 a los 30 minutos de exposición, se observa que la CE_{50} y la CE_{20} aumentan en el efluente y en cuanto a los valores obtenidos del bioensayo, el porcentaje de pérdida de luminiscencia del afluente osciló entre el 97% y el 99%, mientras que, para la muestra del efluente, los porcentajes se encontraron entre el 41% y el 80%.

5. ANÁLISIS DE RESULTADOS

Partiendo de que el muestreo en campo se llevó a cabo mediante un muestreo compuesto, esto evidenció mayor representatividad en los datos de toxicidad obtenidos, pues al tomar muestras cada media hora durante 4 horas, se pudo percibir el comportamiento de las PTAR's de una forma más completa y más acertada, brindando de esta forma una mayor garantía de la precisión de los resultados.

Por otro lado, para mayor facilidad de la lectura de los resultados de toxicidad, se debe tener en cuenta que, una disminución de la toxicidad se evidencia por el aumento de las CE, esto es, si la CE es alta, esto indica que se necesita más dosis para producir un efecto en el 50% o 20% de la población de bacterias (pérdida de luminiscencia), mientras que, si la CE es baja, esto indica que se necesita menos dosis para producir un efecto en el 50% o 20% de las bacterias, es decir, existe mayor potencialidad tóxica.

5.1. PTAR sede Campus

En todas las gráficas obtenidas se evidenció una pendiente positiva, lo cual indica que ambas variables (x y) incrementan, es decir, a medida que la concentración de la muestra es mayor, el porcentaje de toxicidad expresado como H (proporción de luz perdida) también aumenta, mientras que cuando la muestra está más diluida, la proporción de luz perdida no es tan alta, puesto que la toxicidad disminuye.

Según los datos obtenidos de concentraciones efectivas a partir del bioensayo toxicológico, se puede evidenciar que, para el caso de la sede del Campus, las muestras que lograron una disminución de la toxicidad en el efluente corresponden a la número 2, 3 y 4, siendo la muestra 2 la que obtuvo un mejor resultado, pues se logró una disminución del 64%.

Por otro lado, se evidenció un aumento en la toxicidad del efluente en las muestras 1 y 5, siendo la número 5 la que obtuvo un aumento más significativo en comparación con las demás, pues la toxicidad aumentó en un 90% según los porcentajes de inhibición de luminiscencia de las bacterias obtenidos.

En relación con la muestra 3 del campus a los 15 minutos de exposición, se observa que la diferencia del valor de la CE_{50} del afluente y del efluente es muy mínima, sin embargo, el valor en el efluente es mayor, evidenciando así, que éste es menos tóxico que el afluente, así mismo, el valor de la CE_{20} también aumenta a la salida del tratamiento, es decir, la muestra es menos tóxica al tener menor potencialidad tóxica. En consecuencia, se observó una disminución en la pérdida de luminiscencia de las bacterias, es decir, una disminución de la toxicidad del 31%.

En relación con la muestra 4, se evidencia al igual que la muestra 2 y 3, que el valor de la CE_{50} y CE_{20} aumenta en el efluente, es decir, que la muestra es menos tóxica al someterse a un tratamiento previo en la PTAR. Sin embargo, si se compara la CE_{50} del efluente (6,947%) con la del afluente (5,106%), los valores son muy cercanos, es decir, que la disminución en la toxicidad a la salida del tratamiento es muy leve, pues es apenas del 2%.

En relación con las muestras de la sede del campus a los 30 minutos de exposición, se observa que los valores de CE continúan disminuyendo en la mayoría de las muestras, indicando de esta forma que a medida que transcurre el tiempo, la dosis para afectar al 50% y 20% de las bacterias es menor, interpretándose esto como un aumento de la toxicidad.

En términos de los resultados de los parámetros fisicoquímicos para la sede del Campus, se demuestra que tanto la DQO como la DBO₅ aumentan en el efluente. Por lo tanto, a pesar de que la PTAR de la sede del Campus cuenta con un tratamiento secundario, es decir, un reactor en donde se lleva a cabo el tratamiento biológico para lograr una disminución de dichos parámetros, se puede evidenciar que existe una falencia en dicho tratamiento debido a que dos de las cinco muestras tomadas resultaron más tóxicas en el efluente.

En relación con los valores límites máximos permisibles establecidos en la Resolución 631 de 2015, se evidencia que la DQO y la DBO₅ tanto del afluente como del efluente no cumplen con la normatividad, pues según la resolución, en el capítulo VII, el cual corresponde a actividades industriales, comerciales o de servicios diferentes a los capítulos V y VI, para la DQO el valor máximo permitido corresponde a 150 mg/L O₂ y para la DBO₅, el valor máximo permitido corresponde a 50 mg/L O₂, por lo tanto, se puede observar que los resultados obtenidos superan los permitidos.

El aumento de la DBO₅, puede deberse a que la naturaleza del agua residual presenta altas cantidades de materia orgánica por lo que el proceso biológico con el que cuenta la PTAR de la sede del Campus no es suficiente para reducirla, en consecuencia, la toxicidad también aumenta (Saldaña, Lerdo de Tejada, Gómez, López, s.f.). Por lo tanto, la ineficiencia en la degradación de la materia orgánica se debe a que existen fallas principalmente en la cepa bacteriana y en el licor de mezcla en la fase biológica del tratamiento.

Por otro lado, en relación con el aumento de la DQO, en la toma de muestras del efluente se percibieron olores de productos de limpieza, es decir, olor a hipoclorito, lo cual indica que a la salida de la caja estas sustancias, como detergentes y surfactantes, están presentes en el agua residual y afectan de manera importante la cepa del lodo activo, por lo cual, se disminuye la eficiencia del tratamiento secundario.

En relación con los valores de pH tomados en campo, estos oscilaron entre 6,0 y 6,5, por lo tanto, este estrecho rango provoca un cambio en el tamaño de los flóculos biológicos, así como en la densidad de los mismos, dando lugar a un arrastre de los flocs en la etapa de separación, provocando de esta forma pérdida de la calidad del agua tratada, así como una pérdida importante de los microorganismos, por lo tanto, todo este fenómeno contribuye a la desestabilización del sistema por el cambio abrupto en la cepa o microbiota y, en consecuencia, una disminución en la calidad del efluente (Rancaño y Garido, 2004).

Los microorganismos que se emplean en un sistema biológico de tratamiento de aguas residuales son sensibles a muchos parámetros, por lo tanto, una carga orgánica elevada hace

que las bacterias del sistema no sean suficientes para consumir todos los nutrientes existentes, así mismo, las temperaturas extremas pueden ralentizar el metabolismo de las bacterias explicando de esta forma el aumento de la DQO y la DBO₅ en el efluente de la PTAR del Campus (Filtec, 2014).

Por otro lado, los tratamientos convencionales de agua residual como las plantas de tratamiento que emplean procesos biológicos (tratamiento secundario) no remueven con facilidad los contaminantes emergentes, los cuales aportan toxicidad al agua (Grisales, Ortega y Rodríguez, 2012). Por lo tanto, esto sugiere que el tratamiento biológico de la PTAR del Campus no está removiendo los contaminantes emergentes por lo que el efluente presenta niveles de toxicidad mayores a los del afluente.

Así mismo, los sólidos suspendidos totales aumentaron a la salida del tratamiento al igual que los tensoactivos y los sólidos disueltos. Esto afecta directamente en los procesos de sedimentación, floculación y coagulación, específicamente en la sedimentación, pues los sólidos no están siendo removidos con eficiencia.

El aumento de los sólidos en el agua, representado en el aumento de la DQO, hace que el efluente sea un tóxico potencial para la flora y fauna existente si es vertido directamente a las fuentes hídricas o terrenos agrícolas, produciendo de esta forma alteraciones en el equilibrio ecológico (Barba y García, 2012). En este caso, el vertimiento de las aguas residuales del Campus se realiza diariamente en el vallado de aguas lluvias localizado en el predio la Esperanza, por lo que no se está vertiendo directamente a una fuente hídrica, indicando de esta forma que puede existir una disminución en las afectaciones ecológicas por la naturaleza del agua residual.

Por otra parte, aunque se logró la disminución de la toxicidad en tres de las cinco muestras, dicha disminución no fue significativa, lo cual indica que posiblemente el tratamiento primario y secundario no están siendo eficientes y se deberían realizar mantenimientos periódicos de la planta. Otra explicación de la leve disminución de la toxicidad de esas muestras en el efluente se debe a que justo cuando se tomó la muestra 2 los operarios de la PTAR realizaron una limpieza del pozo, lo cual favoreció el resultado de toxicidad.

5.2. PTAR sede principal

En el caso de la sede principal, se pudo evidenciar con los datos de CE obtenidos a partir del bioensayo toxicológico y con los parámetros fisicoquímicos, que en todas las muestras se percibió una disminución de la toxicidad, siendo la muestra 2 la que obtuvo un mejor resultado, pues en ella se logró una disminución del 91%.

En relación con la muestra 1 a los 15 minutos de exposición, se observa que el valor de la CE₅₀ y la CE₂₀ del afluente disminuyó en relación con los valores del efluente, lo cual indica una disminución de la toxicidad a la salida del tratamiento de la PTAR. Este mismo

comportamiento se pudo observar en todas las demás muestras, en donde los porcentajes de disminución de la toxicidad oscilaron entre el 52% y el 91% según los datos del bioensayo.

En cuanto a las muestras transcurridos los 30 minutos, se evidencia que el valor de la CE_{50} y la CE_{20} siguen disminuyendo a medida que el tiempo transcurre, indicando de esta manera que la muestra de agua residual sigue afectando significativamente a las bacterias, es decir, la toxicidad sigue en aumento. Sin embargo, se puede observar que la CE_{50} del efluente es mayor en comparación con la del afluente, esto es, se percibe que la muestra de agua residual es menos tóxica al someterse por el tratamiento de la PTAR. Este mismo comportamiento se puede notar con el valor de las CE_{20} .

En relación con la muestra 4 transcurridos los 30 minutos de exposición, se puede observar que la muestra del efluente presentó una mayor variación en los datos, pues se obtuvo un valor de correlación un poco menor en comparación con las demás gráficas, sin embargo, esto es posible que suceda debido a que el experimento que se realiza se lleva a cabo con un sustrato biológico, el cual puede tener diversas variaciones metabólicas.

Al analizar los parámetros fisicoquímicos, se obtuvo que la DQO y la DBO_5 disminuyeron en el efluente, indicando de esta forma que la materia orgánica del agua residual se logró degradar en mayor medida en el tratamiento secundario de la PTAR si se compara con el del Campus, pues la disminución de la toxicidad fue mayor. Así mismo, se obtuvo una disminución de los tensoactivos en el efluente.

Adicionalmente, al comparar los resultados obtenidos de estos parámetros, se evidenció que se cumple con los valores límites máximos permisibles establecidos en la Resolución 631 de 2015, indicando de esta forma que la PTAR de la sede principal remueve eficientemente los contaminantes de los vertimientos.

6. IMPACTO SOCIAL Y HUMANÍSTICO DEL TRABAJO

Los resultados del estudio ponen en evidencia una valoración del diseño de las PTAR's a partir de los resultados de toxicidad y de las mediciones de parámetros fisicoquímicos. El estudio visibiliza la calidad de los vertimientos de agua residual, la cual puede ser considerada por parte de la comunidad tomasina, además proporciona elementos de juicio para el Departamento de Gestión Ambiental en términos de la toma de decisiones en relación con la implementación de medidas ambientales y estrategias que posibiliten mejorar el funcionamiento y la eficiencia del tratamiento de los vertimientos de agua residual, principalmente en la sede del Campus.

Con esta investigación se espera motivar a la comunidad estudiantil de Ingeniería Ambiental, interesada en la línea de salud ambiental, a continuar con estudios relacionados con la evaluación de la toxicidad aguda de sustancias y despertar la sensibilidad frente a este tipo de problemática ambiental.

Finalmente, se espera que este estudio posibilite la reflexión sistemática por parte de los investigadores en el área de la Ingeniería Ambiental y la Toxicología Ambiental.

7. CONCLUSIONES

A partir de esta investigación se puede concluir que la bacteria bioluminiscente *Vibrio fischeri* es un sustrato biológico eficiente para evaluar la toxicidad aguda en el agua, pues debido a su amplia sensibilidad a diferentes sustancias tóxicas resulta muy útil en esta función. En consecuencia, fue posible evaluar la toxicidad de los vertimientos de agua residual, provenientes de la sede principal y del campus de la Universidad Santo Tomás de Bogotá.

En este sentido, la evaluación de la toxicidad se representó mediante los datos de CE₅₀ y CE₂₀ calculados, así como con los parámetros fisicoquímicos obtenidos tanto en campo como en el laboratorio. Como se evidenció, las muestras de agua residual recolectadas en la PTAR de la sede principal lograron una disminución importante en la toxicidad en comparación con las de la sede del Campus, esto se demuestra con los datos del bioensayo toxicológico, pues las CE₅₀ y CE₂₀ siempre fueron mayores en el efluente, indicando de esta forma que se necesitaba mayor dosis para provocar una inhibición de la luminiscencia en el 50% y 20% de las bacterias, es decir, había una disminución de la toxicidad. Por lo tanto, se concluye que la PTAR de la sede principal presenta un funcionamiento más eficiente en la remoción de contaminantes en comparación con el de la sede del campus, pues los valores de DQO, DBO₅, tensoactivos y sólidos disminuyeron en todas las muestras del efluente.

Debido a esto, se percibe que la PTAR de la sede principal cuenta con un tratamiento biológico eficiente, pues logra disminuir considerablemente la materia orgánica, disminuyendo así los niveles de toxicidad en las muestras del efluente, es por ello que el licor de mezcla utilizado en la sede principal es suficiente para degradar en mayor medida la materia orgánica del agua residual, mientras que, con la PTAR de la sede del campus, existe una falencia en el tratamiento secundario, así como en los procesos de sedimentación y floculación, esto representado en el aumento de la DQO, DBO₅, tensoactivos, sólidos y, por lo tanto, de la toxicidad en las muestras del efluente.

Los lodos activos son insuficientes para el caso de la PTAR del Campus y la carga bacteriana que realiza el tratamiento biológico es muy baja, adicionalmente, productos de limpieza como detergentes y surfactantes afectan de forma importante a la cepa o microbiota, es por esto que el tratamiento primario tampoco se está llevando a cabo eficientemente porque estos productos están llegando directamente al tratamiento secundario, causando afecciones al licor de mezcla y desestabilizando la eficiencia del tratamiento biológico.

8. RECOMENDACIONES

A partir de este proyecto de investigación se recomienda llevar a cabo los bioensayos toxicológicos mediante *Vibrio fischeri* como complemento de las pruebas que se realizan en el laboratorio para determinar los parámetros fisicoquímicos del agua, pues el sustrato biológico es un bioindicador eficiente de la toxicidad del agua residual, mientras que los parámetros como DQO y DBO₅, a pesar de que brindan información sobre el nivel de contaminación del agua, no representan datos de toxicidad, por lo que se hace necesario agregar en los ensayos de laboratorio las pruebas toxicológicas para que de esta forma se obtengan datos verídicos de la toxicidad aguda que presenta el agua residual.

Otra recomendación consiste en mejorar significativamente la cepa bacteriana que se utiliza en el tratamiento secundario de la PTAR del Campus para de esta forma restaurar el proceso de degradación de la materia orgánica, por lo tanto, se sugiere utilizar microorganismos que se adapten mejor a las condiciones de cambio que presenta la PTAR. También se recomienda aumentar un poco el pH del agua (casi neutro) para mejorar los lodos activos y que el tratamiento biológico no se desestabilice y no afecte la calidad del efluente.

Se recomienda realizar mantenimientos preventivos periódicos en las PTAR's para evitar que en el tratamiento secundario lleguen directamente grasas y aceites, por lo tanto, se debería reforzar también el tratamiento primario, principalmente en la PTAR del campus.

Finalmente, respecto a los recursos necesarios para el desarrollo de los bioensayos toxicológicos, es sugerente contar con un mayor número de lotes de bacterias. Dicha sugerencia se debe a que el uso de un sustrato biológico implica variaciones en su metabolismo por las condiciones del ambiente, y ello genera la posibilidad de hacer repeticiones de los experimentos. Esto podría traducirse como una limitación del estudio, pues en un principio se debían tomar 40 muestras en total y este número se redujo a la mitad.

REFERENCIAS

- Abbas, M., Adil, M., Ehtisham-ul-Haque, S., Munir, B., Yameen, M., Ghaffar, A., Shar, G. A., Asif Tahir, M., & Iqbal, M. (2018). *Vibrio fischeri* bioluminescence inhibition assay for ecotoxicity assessment: A review. *Science of the Total Environment*, 626, 1295–1309. <https://doi.org/10.1016/j.scitotenv.2018.01.066>
- Arango, S. (2012). Biomarcadores para la evaluación de riesgo en la salud humana. *Revista Facultad Nacional de Salud Pública*, 30 (1), 75-82.
- Barba, L. y García, L. (2012). Evaluación de la factibilidad de acople de un sistema fotocatalítico biológico para el tratamiento de vinazas mediante estudios de toxicidad. *EIDENAR*, 11, 63-71.
- Barragán, D. y Lesmes, A. (2009). “*Comparación de dos métodos de conservación, liofilización y microsecado sobre tres especies bacterianas*”: elección del mejor método”. Pontificia Universidad Javeriana, Bogotá D.C.
- Barrios, L., Gaviria, L., Agudelo, E. y Cardona, S. (2016). Estudio de la toxicidad asociada al vertimiento de aguas residuales con presencia de colorantes y pigmentos en el Área Metropolitana del Valle de Aburrá. *Revista EIA*, 13 (26), 61-74. <https://doi.org/10.24050/reia.v13i26.742>
- Brown, K. D., Kulis, J., Thomson, B., Chapman, T. H., & Mawhinney, D. B. (2006). Occurrence of antibiotics in hospital, residential, and dairy effluent, municipal wastewater, and the Rio Grande in New Mexico. *Science of the Total Environment*, 366(2–3), 772–783. <https://doi.org/10.1016/j.scitotenv.2005.10.007>
- Dong, Y., Fang, Z., Xu, Y., Wang, Q., & Zou, X. (2019). The toxic effects of three active pharmaceutical ingredients (APIs) with different efficacy to *Vibrio fischeri*. *Emerging Contaminants*, 5, 297–302. <https://doi.org/10.1016/j.emcon.2019.08.004>
- Espitia, F. (2017). *Diagnóstico, evaluación y planteamiento de mejora en los componentes de la planta de aguas residuales en el municipio de Buenavista Boyacá*. [Tesis de grado]. Universidad Católica de Colombia.
- Filtec (2014). Bacterias para tratamiento de aguas residuales: conceptos generales. Tomado de: https://www.depuradoras.es/blog/248_bacterias-para-tratamiento-de-aguas-residuale
- Fulladosa, E., Murat, J. C., Martínez, M., & Villaescusa, I. (2005). Patterns of metals and arsenic poisoning in *Vibrio fischeri* bacteria. *Chemosphere* 60, Issue 1, pp. 43–48. <https://doi.org/10.1016/j.chemosphere.2004.12.026>
- Garcia-Ordiales, E., Roqueñí, N., Rico, J. M., Cienfuegos, P., Alvarez, R., & Ordoñez, A. (2019). Assessment of the toxicity toward *Vibrio fischeri* in sediments of a mining

impacted estuary in the north of Spain. *Science of the Total Environment*, 660, 826–833. <https://doi.org/10.1016/j.scitotenv.2019.01.086>

GC Tratamiento. (2022). ¿Qué es una PTAR y cuál es su importancia? Tomado de: <https://gctratamiento.mx/que-es-una-ptar/>

Golovko, O., Kumar, V., Fedorova, G., Randak, T., & Grabic, R. (2014). Seasonal changes in antibiotics, antidepressants/psychiatric drugs, antihistamines and lipid regulators in a wastewater treatment plant. *Chemosphere*, 111, 418–426. <https://doi.org/10.1016/j.chemosphere.2014.03.132>

Grisales, D., Ortega, J. y Rodríguez, T. (2012). Remoción de la materia orgánica y toxicidad en aguas residuales hospitalarias aplicando ozono. *Dyna*: 79, 109-115.

HANNA Instruments. (s.f.). Guía para el análisis de la Demanda Química de Oxígeno (DQO). Tomado de: <https://www.hannacolombia.com/blog/post/115/guia-para-el-analisis-la-demanda-quimica-oxigeno-dqo>

Hernando, M. D., Malato, O., Farré, M., Fernandez-Alba, A. R., & Barceló, D. (2006). Application of ring study: Water toxicity determinations by bioluminescence assay with *Vibrio fischeri*. *Talanta*, 69(2 SPEC. ISS.), 370–376. <https://doi.org/10.1016/j.talanta.2005.09.039>

IDEAM. (2020). Instructivo de ensayo: determinación de sólidos totales secados a 103°C-105°C. Bogotá, Colombia.

Instituto de Hidrología, Meteorología y Estudios Ambientales. (2007). *Resolución 62 de 2007*.

Insuasty, D., y Merchan, C. (2018). *Evaluación De La Toxicidad Con Bacterias Vibrio Fischeri En Suelos Y Agua Procedentes De Cultivos De Café Y Maíz Contaminados Con Glifosato Y Paraquat*. [Tesis de grado]. Universidad de la Salle.

Ivanković T. y Hrenović J. (2010). Surfactants in the environment. *Arh. Hig. Rada Toksikol.* 61 (1), 95-110. DOI: 10.2478/10004-1254-61-2010-1943

Jaimes, L. (2020). Presence of Emerging Pollutants in Water Sources And Potential Treatments For Their Disposal. Universidad Militar, Bogotá, Colombia.

Disposal. Universidad Militar, Bogotá, Colombia.

Kopplin, M. (2001). Toxicología Ambiental. *The University of Arizona*. <http://toxamb.pharmacy.arizona.edu/c2-3-4-2.html>

Lee R.J. y Saylor J.R. (2010). The effect of a surfactant monolayer on oxygen transfer across an air/water interface during mixed convection. *Int. J. Heat Mass Transfer* 53 (17-18), 3405-3413.

- Libralato, G., Annamaria, V. y Francesco, A. (2010). How toxic is toxic? A proposal for wastewater toxicity hazard assessment. *Ecotoxicology and Environmental Safety*, 73, 1602-1611. doi:10.1016/j.ecoenv.2010.03.007
- López, A. (2020). *Evaluación de la toxicidad del difenoconazol presente en cuerpos de agua superficial de la cuenca baja de la Laguna de Fúquene en Cundinamarca, mediante Vibrio fischeri*. [Tesis de grado]. Universidad de la Salle.
- Ministerio de Ambiente y Desarrollo Sostenible. (2015). *Resolución 631 de 2015*.
- Ministerio de Ambiente, Vivienda y Desarrollo Territorial. (2010). Decreto 3930 de 2010.
- Nihon Kasetsu. (s.f.). DBO y DQO para caracterizar aguas residuales. Tomado de: nihonkasetsu.com
- Observatorio Regional Ambiental y de Desarrollo Sostenible del Río Bogotá. (2022). ¿Qué es una Planta de Tratamiento de Aguas Residuales y cómo beneficia a el Río Bogotá? Tomado de: <http://www.orarbo.gov.co/>
- Para-pérez, M. Á., & Álvarez-berrio, J. A. (2021). *Technologies in Wastewater Treatment Plants for the Removal of Antibiotics, Resistant Bacteria and Antibiotic Resistance Genes: a Review of the Current Literature* *. 26.
- Rancaño, A. y Garido, M. (2004). Efecto del pH sobre la depuración biológica de aguas residuales de la industria conservera. Archena, España.
- Ramírez, D. (2019). Programa de gestión y control de vertimientos de la Universidad Santo Tomás, Sede Bogotá (Trabajo de pregrado de Ingeniería Ambiental). Universidad Santo Tomás. Bogotá, Colombia.
- Rodríguez, D. (2020). Evaluación de la toxicidad residual en el tratamiento de contaminantes emergentes presentes en aguas residuales y su posible impacto en los ecosistemas. (Trabajo de grado). Pontificia Universidad Javeriana, Bogotá, Colombia.
- Rodríguez, L. (2020). El proceso de tratamiento de aguas residuales y eliminación de contaminantes emergentes. Tomado de: www.iagua.es
- Ronzano, E. y Dapena, J. (2015). *Tratamiento biológico de las aguas residuales*. Ediciones Díaz de Santos.
- Saldaña, P., Lerdo de Tejada, A., Gómez, M. y López, R. (s.f.). La importancia de incluir análisis de toxicidad en descargas industriales y municipales que afectan a los cuerpos receptores. Instituto Mexicano de Tecnología del Agua, Morelos, México.
- Sanz, P., & Repetto, M. (1993). Glosario De Términos Toxicológicos. *No Paper*.

Secretaría de Economía. (2017). *Nmx-Aa-112-Scfi-2017*. 48.

Sigurnjak Bureš, M., Ukić, Cvetnić, M., Prevarić, V., Markić, M., Rogošić, M., Kušić, H., & Bolanča, T. (2021). Toxicity of binary mixtures of pesticides and pharmaceuticals toward *Vibrio fischeri*: Assessment by quantitative structure-activity relationships. *Environmental Pollution*, 275. <https://doi.org/10.1016/j.envpol.2020.115885>

Silbergeld, E. (2012). Toxicología. En J. Mager (Ed.), *Enciclopedia de Salud y Seguridad en el Trabajo*. Organización Internacional del Trabajo

Yea, Z., Zhaoa, Q., Zhanga, M. y Gaoa, Y. (2010). Acute toxicity evaluation of explosive wastewater by bacterial bioluminescence assays using a freshwater luminescent bacterium, *Vibrio qinghaiensis* sp. Nov. *Hazardous Materials*, 186, 1351-1354. doi:10.1016/j.jhazmat.2010.12.013

ANEXOS

El anexo 1 muestra el formato utilizado para rotular las muestras de agua residual en campo

Anexo 1. Rótulo para muestras de agua residual

 MUESTRA DE AGUA PARA ANÁLISIS		
NÚMERO DE MUESTRA:	RESPONSABLE: Paula Vergel	
LUGAR:	FECHA: 31/10/2022	HORA:
TIPO DE MUESTRA:	COORDENADAS:	
DEPARTAMENTO:	MUNICIPIO: Bogotá	
TIPO DE ANÁLISIS:	OBSERVACIONES:	

Fuente: autora

El anexo 2 muestra los formatos de registro de datos en campo o actas de campo para la elaboración del muestreo.

Anexo 2. Formatos de registro en campo

Muestreador:								
Fecha del muestreo:								
	Afluente							
Hora	Alícuota	pH (unidades de pH)	Conductividad(uS/cm)	S.Disueltos (mg/L)	OD (mg/L)	T (°C)	Salinidad (mg/L)	S.Suspendidos (mg/L)
	1							
	2							
	3							
	4							
	5							
	6							
	7							
	8							
Muestreador:								
Fecha del muestreo:								
	Efluente							
Hora	Alícuota	pH (unidades de pH)	Conductividad(uS/cm)	S.Disueltos (mg/L)	OD (mg/L)	T (°C)	Salinidad (mg/L)	S.Suspendidos (mg/L)
	1							
	2							
	3							
	4							
	5							
	6							
	7							
	8							

Fuente: autora

El anexo 3 muestra las imágenes tomadas en el laboratorio de la prueba de DQO desarrollado.

Anexo 3. Prueba de DQO inicial y final

Imagen 45. Prueba de DQO antes del termobloque



Imagen 46. Prueba de DQO final



Fuente: autora

A continuación, se expone el anexo 4 el cual hace referencia a la prueba de tensoactivos llevada a cabo en el laboratorio.

Anexo 4. Evidencia de la prueba de tensoactivos en laboratorio

Imagen 47. Prueba de tensoactivos



Fuente: autora

En el anexo 5 se observa el montaje experimental para llevar a cabo la prueba de dterminación de Sólidos Totales Suspendidos.

Anexo 5. Prueba de SST

Imagen 48. Equipos y materiales para la obtención de los SST



Fuente: autora

A continuación, se muestran las tablas correspondientes a la prueba exploratoria con *Vibrio fischeri* desarrollada en el laboratorio para tener la magnitud de la toxicidad de las diferentes muestras, mas no representan datos de concentraciones efectivas.

Anexo 6. Prueba exploratoria para el afluente de la sede principal

	LC15	LM15	%E		LC30	LM30	%E
Control	13688	-	-	Control	7187	-	-
Duplicado	13505	-	-	Duplicado	7018	-	-
Tóxico	-	114	99,167	Tóxico	-	49	99,642
Duplicado	-	79	99,415	Duplicado	-	30	99,778
M1	-	318	97,677	M1	-	169	98,765
M1	-	305	97,742	M1	-	155	98,852
M2	-	109	99,204	M2	-	60	99,562
M2	-	104	99,230	M2	-	62	99,541
M3	-	126	99,079	M3	-	79	99,423
M3	-	131	99,030	M3	-	69	99,489
M4	-	137	98,999	M4	-	84	99,386
M4	-	98	99,274	M4	-	58	99,571
M5	-	113	99,174	M5	-	62	99,547
M5	-	74	99,452	M5	-	38	99,719

Fuente: autora

Anexo 7. Prueba exploratoria para el efluente de la sede principal

	LC15	LM15	%E		LC30	LM30	%E
Control	11677	-	-	Control	6914	-	-
Duplicado	11849	-	-	Duplicado	7033	-	-
Tóxico	-	81	99,306	Tóxico	-	33	99,717
Duplicado	-	65	99,451	Duplicado	-	27	99,772
M1	-	6.884	41,047	M1	-	2.469	78,856
M1	-	7.649	35,446	M1	-	2.434	79,458
M2	-	8.529	26,959	M2	-	2.782	76,175
M2	-	7.381	37,708	M2	-	2.387	79,855
M3	-	7.253	37,886	M3	-	2.571	77,982
M3	-	6.920	41,598	M3	-	2.558	78,412
M4	-	6.381	45,354	M4	-	1.880	83,900
M4	-	3.233	72,715	M4	-	1.892	84,032
M5	-	7.126	38,974	M5	-	2.345	79,918
M5	-	3.248	72,588	M5	-	1.158	90,227

Fuente: autora

Anexo 8. Prueba exploratoria para el afluente de la sede del campus

	LC 15	LM1 5	%E		LC3 0	LM3 0	%E
Control	105 54	-	-	Control	6838	-	-
Duplicado	988 5	-	-	Duplicado	6587	-	-
Tóxico	-	57	99,46 0	Tóxico	-	27	99,74 4
Duplicado	-	66	99,33 2	Duplicado	-	32	99,67 6
M1	-	4.851	54,03 6	M1	-	2.450	76,78 6
M1	-	5.533	44,02 6	M1	-	2.819	71,48 2
M2	-	5.993	43,21 6	M2	-	2.748	73,96 2
M2	-	6.195	37,32 9	M2	-	3.023	69,41 8
M3	-	2.935	72,19 1	M3	-	1.789	83,04 9
M3	-	2.695	72,73 6	M3	-	1.624	83,57 1
M4	-	4.975	52,86 1	M4	-	2.538	75,95 2
M4	-	2.154	78,20 9	M4	-	1.238	87,47 6
M5	-	4.810	54,42 5	M5	-	2.572	75,63 0
M5	-	2.186	77,88 6	M5	-	1.169	88,17 4

Fuente: autora

Anexo 9. Prueba exploratoria para el efluente de la sede del campus

	LC1 5	LM1 5	%E		LC3 0	LM3 0	%E
Control	9301	-	-	Control	6276	-	-
Duplicad o	8983	-	-	Duplicad o	6229	-	-
Tóxico	-	55	99,40 9	Tóxico	-	25	99,73 1
Duplicad o	-	47	99,47 7	Duplicad o	-	23	99,74 4
M1	-	1.637	82,40 0	M1	-	881	90,52 8
M1	-	1.574	82,47 8	M1	-	826	90,80 5
M2	-	1.317	85,84 0	M2	-	796	91,44 2
M2	-	1.414	84,25 9	M2	-	624	93,05 4
M3	-	1.751	81,17 4	M3	-	903	90,29 1
M3	-	1.620	81,96 6	M3	-	873	90,28 2
M4	-	1.429	84,63 6	M4	-	784	91,57 1
M4	-	650	92,76 4	M4	-	445	95,04 6
M5	-	3	99,96 8	M5	-	3	99,96 8
M5	-	2	99,97 8	M5	-	2	99,97 8

Fuente: autora