

UNIVERSIDAD POLITÉCNICA SALESIANA
SEDE CUENCA

CARRERA DE INGENIERÍA AMBIENTAL

**Tesis previa a la obtención del
Título de Ingeniero Ambiental**

TEMA:

**DISEÑO Y CONSTRUCCIÓN DEL PROTOTIPO EN LÍNEA DE UN
SISTEMA DE TRATAMIENTO DE AGUAS RESIDUALES A BASE DE LUZ
ULTRAVIOLETA**

AUTOR:

GABRIEL ROMEO CALDERÓN LANDY

DIRECTOR:

INGENIERO SERVIO RODRIGO ASTUDILLO SEGOVIA

Cuenca, noviembre del 2014

CERTIFICACIÓN

Certifico que el presente trabajo fue desarrollado por Gabriel Romeo Calderón Landy con cédula de ciudadanía 0105551246, bajo mi supervisión.

Cuenca, Noviembre del 2014



Ing. Servio Astudillo

DIRECTOR DEL PROYECTO

**DECLARATORIA DE RESPONSABILIDAD Y AUTORIZACIÓN DE USO
DEL TRABAJO DE TITULACIÓN**

Yo, GABRIEL ROMEO CALDERÓN LANDY autorizo a la Universidad Politécnica Salesiana la publicación total o parcial de este trabajo de titulación y su reproducción sin fines de lucro.

Además, declaro que los conceptos y análisis desarrollados y las conclusiones del presente trabajo son de exclusiva responsabilidad del autor.

Cuenca, noviembre del 2014



Gabriel Romeo Calderón Landy

0105551246

DEDICATORIA

Mi tesis se la dedico con mucho amor especialmente:

A mi Dios, por guiarme por el buen camino y darme fuerzas para poder superar los obstáculos que se presentaron y por haberme enseñado a encarar las adversidades sin perder nunca mi dignidad ni desfallecer en el intento.

A mi esposa Fanny y mi hija Amy Dayana que son lo más valioso y maravillosa que me ha pasado en mi vida

A mis Padres por su apoyo, comprensión, amor y ayuda en los momentos difíciles, y por ayudarme con los recursos necesarios para estudiar ya que sin duda fueron y serán una parte importante en mi vida.

Y para todas las personas que han estado a mi lado motivándome para lograr esta meta que me propuse.

AGRADECIMIENTOS

Vaya mis más sinceros agradecimientos a la Universidad Politécnica Salesiana por haberme permitido terminar mis estudios universitarios en tan prestigiosa institución.

Debo agradecer de manera especial y sincera a mi director de tesis el Ingeniero Servio Astudillo por su apoyo y paciencia en mi trabajo y su capacidad para guiarme con sus conocimientos.

A todos los docentes de la carrera de Ingeniería Ambiental por haberme brindado muchos conocimientos en mi vida estudiantil.

Al Ingeniero Galo Rivadeneira por haberme brindado el apoyo necesario para poder realizar este tema investigativo

ÍNDICE DE CONTENIDO

PLANTEAMIENTO DEL PROBLEMA.....	1
JUSTIFICACIÓN	1
OBJETIVOS.....	2
Objetivo General.	2
Objetivos Específicos.	2
HIPÓTESIS.	2
ALCANCE DE LA TESIS	3
ESTRUCTURA DE LA TESIS.....	3
 CAPÍTULO 1.....	 4
1.1 DESINFECCIÓN DEL AGUA CON LUZ ULTRAVIOLETA (UV).	4
1.1.1.- Perspectiva histórica.	4
1.1.2.- ¿Qué es la luz ultravioleta?	5
1.1.3.- ¿Cómo funciona la luz ultravioleta contra los patógenos?	6
1.1.4.- Operatividad.....	8
1.1.5.- Dosificación de luz ultravioleta.	10
1.1.6.- Aplicabilidad.	10
1.1.7.- Parámetros de desinfección.....	11
1.1.8.- Los factores que afectan la efectividad de la luz ultravioleta.	12
1.1.9.- Ventajas y desventajas.	14
1.2 DISEÑO Y CONSTRUCCIÓN DEL PROTOTIPO.	16
1.2.1.- Diseño mecánico.	16
1.2.2.- Cálculo de caudales.....	20
1.2.3.- Cálculo de dosificación	22
1.2.4.- Funcionamiento y calibración del prototipo.	23
1.3 LAS FLORÍCOLAS EN EL ECUADOR.	24
1.3.1 Quienes demandan este producto.	25
1.3.2 Ubicación de las empresas florícolas en el Ecuador.....	25
1.4 IMPORTANCIA DE LA POST-COSECHA	
DE TALLOS FLORALES.	25
1.4.1 Factores Pre-Cosecha.	26
1.4.1.1 Intensidad luminosa.	26

1.4.1.2 Temperatura.....	26
1.4.1.3 Nutrición mineral.....	27
1.4.1.4 Agua.....	27
1.4.2 Factores Cosecha.....	28
1.4.2.1 Estado de desarrollo de la flor.....	28
1.4.2.2 Momento de cosecha.....	28
1.4.3. Factores Post-Cosecha.....	29
1.4.3.1. Agua.....	30
1.4.3.2 Suministro de alimento floral.....	30
1.4.3.3 Reguladores de crecimiento.....	30
1.4.3.4 Plagas y enfermedades.....	31
1.4.3.5 Temperatura.....	31
1.5 LA SACAROSA EN LA SOLUCIÓN HIDRATANTE.....	32
1.5.1 Características de la sacarosa.....	32
1.5.2 La sacarosa como conservante.....	33
1.5.3 El papel de la sacarosa en la solución hidratante.....	33
1.6 MICROORGANISMOS EN LA SOLUCIÓN HIDRATANTE.....	34
1.6.1 Coliformes totales como indicadores de calidad.....	35
1.7 MANEJO ESPECÍFICO DEL PROCESO POSTCOSECHA DE LA FLORÍCOLA.....	36
1.7.1 Cosecha.....	36
1.7.2 Transporte.....	36
1.7.3 Recepción de la flor.....	37
1.7.4 Inmersión y lavado.....	37
1.7.5 Hidratación en recepción.....	37
1.7.6 Clasificación.....	38
1.7.7 Boncheo.....	38
1.7.8 Empaque.....	38
CAPÍTULO 2.....	39
2.1. MATERIAL BIOLÓGICO.....	39
2.1.1. Toma de muestras en el Quinche – Quito.....	39
2.2. ANÁLISIS PREVIO DE COLIFORMES TOTALES EN LA SOLUCIÓN HIDRATANTE.....	40

2.3. MATERIALES FÍSICOS.....	41
2.3.1. Materiales.	41
2.3.2. Material experimental.....	41
2.3.3. Equipos.....	41
2.4. METODOLOGÍA.	43
2.5. FACTORES EN ESTUDIO.	44
2.6. MUESTRAS.	45
2.7. ANÁLISIS DE RESULTADOS.....	45
2.7.1. Variables a evaluar.	45
 CAPÍTULO 3.....	 46
3.1. ANÁLISIS DE RESULTADOS (COLIFORMES TOTALES).	47
3.1.1. Análisis de Promedios.	67
3.2. ANÁLISIS DE RESULTADOS (pH).	69
3.3. ANÁLISIS DE RESULTADOS (CONDUCTIVIDAD ELÉCTRICA).....	70
3.4. ANÁLISIS DE RESULTADOS (% SACAROSA).	71
 CAPÍTULO 4.....	 72
CONCLUSIONES.....	72
RECOMENDACIONES.....	74
BIBLIOGRAFÍA.....	75
ANEXOS.....	79

DEFINICIONES

Etileno.- es una hormona que sintetizan todos los vegetales, el cual se encuentra al estado líquido y al contacto con el aire se transforma en gas, no posee olor, esta hormona activa la senescencia de la flor.

Embolismo.- es la formación de burbujas en el conducto del xilema obstruyendo la continuidad de la columna de agua e impide el transporte de agua por el xilema provocando la deshidratación y la muerte de las hojas.

Fotosíntesis.- es un proceso metabólico mediante el cual la energía de la luz solar es captada y utilizada para convertir el dióxido de carbono (CO_2) y el agua (H_2O) en hidratos de carbono y azúcares y oxígeno gaseoso (O_2).

Hormona.- es cualquier producto químico de naturaleza orgánica que sirve de mensajero químico, ya que producido en una parte de la planta tiene como "blanco" otra parte de ella.

Metabolismo.- es el conjunto de reacciones bioquímicas y procesos físico-químicos que ocurren en las células y permiten las diversas actividades como crecimiento, reproducción así como el mantenimiento de sus estructuras.

Biosíntesis.- Síntesis de sustancias orgánicas complejas realizadas por los seres vivos a partir de otras más simples.

Nanómetros.- es la unidad de longitud que equivale a una milmillonésima parte de un metro. Comúnmente utilizada para medir la longitud de onda de la radiación ultravioleta, radiación infrarroja y la luz.

Fotorreactivación.- es un mecanismo específico para reparar los dímeros de pirimidina en ciclobutano, las principales lesiones producidas por la radiación ultravioleta, consiste en una reversión directa de la lesión.

ÍNDICE DE ILUSTRACIONES

Ilustración 1. Espectro electromagnético de la luz ultravioleta.....	6
Ilustración 2. Secuencias de ADN normal y modificado	7
Ilustración 3. Generación de luz ultravioleta.....	9
Ilustración 4. Esquema de un sistema de desinfección con luz ultravioleta.....	9
Ilustración 5. Aplicaciones de desinfección con luz ultravioleta	11
Ilustración 6. Esquema constructivo de la base del prototipo	16
Ilustración 7. Base del prototipo construido.....	17
Ilustración 8. Base del prototipo provisto de los filtros y lámparas ultravioleta	18
Ilustración 9. Adaptación de las lámparas ultravioleta.....	19
Ilustración 10. Regulador de frecuencias	19
Ilustración 11. Bomba de agua adaptada al dispositivo.....	20
Ilustración 12. Esquema funcional de la bomba en el dispositivo.....	21
Ilustración 13. Molécula de sacarosa.....	32
Ilustración 14. Localización geográfica de la florícola en estudio	39
Ilustración 15. Presencia de coliformes totales en la solución hidratante	40
Ilustración 16. Conductímetro Portátil 910/3 marca Nahita.....	42
Ilustración 17. Peachímetro utilizado	42
Ilustración 18. Prototipo construido	43
Ilustración 19. Concentración de coliformes totales con caudal 3,61 ml/s	47
Ilustración 20. Eficiencia del sistema con caudal 3,61 ml/s.....	48
Ilustración 21. Muestra inicial (Q1)	48
Ilustración 22. Corrida en tiempo de 5 minutos (Q1).....	49
Ilustración 23. Corrida en tiempo de 10 minutos (Q1).....	49
Ilustración 24. Corrida en tiempo de 15 minutos (Q1).....	49
Ilustración 25. Concentración de coliformes totales con caudal 4,17 ml/s	51
Ilustración 26. Eficiencia del sistema con caudal 4,17 ml/s.....	52
Ilustración 27. Muestra inicial (Q2).	52
Ilustración 28. Corrida en tiempo de 5 minutos (Q2).....	53
Ilustración 29. Corrida en tiempo de 10 minutos (Q2).....	53
Ilustración 30. Corrida en tiempo de 15 Minutos (Q2).	54
Ilustración 31. Concentración de coliformes totales con caudal 16,03 ml/s	55
Ilustración 32. Eficiencia del sistema con caudal 16,03 ml/s.....	56
Ilustración 33. Muestra inicial (Q3)	56
Ilustración 34. Corrida en tiempo de 5 minutos (Q3).....	57
Ilustración 35. Corrida en tiempo de 10 minutos (Q3).....	57
Ilustración 36. Corrida en tiempo de 15 minutos (Q3).....	58
Ilustración 37. Concentración de coliformes totales con caudal 57,87 ml/s	59
Ilustración 38. Eficiencia del sistema con caudal 57,87 ml/s.....	60
Ilustración 39. Muestra inicial (Q4)	60
Ilustración 40. Corrida en tiempo de 5 minutos (Q4).....	61
Ilustración 41. Corrida en tiempo de 10 minutos (Q4).....	61

Ilustración 42. Corrida en tiempo de 15 minutos (Q4).....	62
Ilustración 43. Concentración de coliformes totales con caudal 102,56 ml/s	63
Ilustración 44. Eficiencia del sistema con caudal 102,56 ml/s.....	64
Ilustración 45. Muestra inicial (Q5).	64
Ilustración 46. Corrida en tiempo de 5 minutos (Q5).....	64
Ilustración 47. Corrida en tiempo de 10 minutos (Q5).....	65
Ilustración 48. Corrida en tiempo de 15 minutos (Q5).....	66
Ilustración 49. Porcentaje de disminución de coliformes totales	67
Ilustración 50. Variación del pH según el promedio	69
Ilustración 51. Variación del pH según el promedio	70
Ilustración 52. Variación del % de sacarosa según el promedio	71
Ilustración 53. Esquematización del circuito eléctrico	81
Ilustración 54. Diseño estructural del prototipo	81
Ilustración 55. Purificador ultravioleta	82
Ilustración 56. Esquematización del sistema de tubería	83
Ilustración 57. Resultado del análisis en laboratorio – presencia de coliformes totales	86
Ilustración 58. Resultado del análisis en laboratorio – presencia de coliformes totales en la muestra inicial	88
Ilustración 59. Resultado del análisis en laboratorio – eliminación de coliformes totales	90
Ilustración 60. Recuento de colonias formadoras.....	92
Ilustración 61. Placa sin colonias formadoras	94
Ilustración 62. Placa con colonias formadoras con gas	95
Ilustración 63. Colonias fuera de la franja de recuento	96
Ilustración 64. Placa con un gran número de colonias formadoras.	96

ÍNDICE DE TABLAS

Tabla 1. Luz ultravioleta necesaria para destruir hasta en un 99,99 % de los microorganismos patógenos en el agua.....	8
Tabla 2. Frecuencias y caudales de circulación del prototipo.....	22
Tabla 3. Cálculo de dosificaciones con los diferentes caudales.....	23
Tabla 4. Estado de desarrollo óptimo para la cosecha de las principales flores de corte.....	29
Tabla 5. Resultados de coliformes totales con caudal 3,61 ml/s.....	47
Tabla 6. Resultados de coliformes totales con caudal 4,17 ml/s.....	51
Tabla 7. Resultados de coliformes totales con caudal 16,03 ml/s.....	55
Tabla 8. Resultados de coliformes totales con caudal 57,87 ml/s.....	59
Tabla 9. Resultados de coliformes totales con caudal 102,56 ml/s.....	63
Tabla 10. Resultados análisis de promedios de coliformes totales	67
Tabla 11. Resultados análisis de promedios de pH.....	69
Tabla 12. Resultados análisis de promedios de conductividad eléctrica.....	70
Tabla 13. Resultados análisis de promedios de sacarosa	71
Tabla 14. Valores de pH con caudal 3,61 ml/s	98
Tabla 15. Valores de pH con caudal 4,17 ml/s	98
Tabla 16. Valores de pH con caudal 16,03 ml/s	98
Tabla 17. Valores de pH con caudal 57,87 ml/s	99
Tabla 18. Valores de pH con caudal 102,56 ml/s	99
Tabla 19. Valores de conductividad eléctrica con caudal 3,61 ml/s	100
Tabla 20. Valores de conductividad eléctrica con caudal 4,17 ml/s	100
Tabla 21. Valores de conductividad eléctrica con caudal 16,03 ml/s	100
Tabla 22. Valores de conductividad eléctrica con caudal 57,87 ml/s	101
Tabla 23. Valores de conductividad eléctrica con caudal 102,56 ml/s	101
Tabla 24. Valores de sacarosa con caudal 3,61 ml/s.....	102
Tabla 25. Valores de sacarosa con caudal 4,17 ml/s.....	102
Tabla 26. Valores de sacarosa con caudal 16,03 ml/s.....	102
Tabla 27. Valores de sacarosa con caudal 57,87 ml/s.....	102
Tabla 28. Valores de sacarosa con caudal 102,56 ml/s.....	103

RESUMEN

La aplicación de luz ultravioleta como un medio desinfectante, es uno de los métodos de desinfección más prácticos en aguas residuales, debido a que es capaz de inactivar bacterias, virus, esporas y quistes de protozoos. [1]

Considerando esta metodología de desinfección, el presente trabajo de investigación determinó la eficiencia de la aplicación de luz ultravioleta sobre una agua residual.

Para este estudio se diseñó y construyó el equipo con luz ultravioleta tomando en detalle las especificaciones eléctricas, mecánicas y caudales de exposición.

Las muestras utilizadas en la investigación fueron obtenidas del proceso de hidratación de tallos florales de una plantación florícola. El indicador de la eficiencia establecido radica en la presencia o ausencia de coliformes totales, debido a que son considerados como indicadores de calidad de agua.

Los primeros ensayos realizados fueron pruebas preliminares para identificar las variables a considerar, posteriormente en los ensayos fueron utilizadas las variables: tiempo y caudal. Se realizaron ensayos aplicando luz ultravioleta en 5 caudales diferentes ($Q_1=3,61$ ml/s, $Q_2= 4,17$ ml/s, $Q_3= 16,03$ ml/s, $Q_4= 57,87$ ml/s, $Q_5= 102,56$ ml/s), y en lapsos de tiempo de 5 minutos de exposición tomando tres muestras por corrida.

Los resultados obtenidos fueron alentadores en cuanto a la eficiencia del tratamiento con el menor de los caudales, puesto que eliminó totalmente los coliformes totales constituyéndose un 100% de eficacia. Además se pudo constatar que mientras se incrementaba el caudal y tiempo también se incrementaba la cantidad de coliformes totales.

Palabras Claves: Luz Ultravioleta, Coliformes Totales, Solución Hidratante Residual.

ABSTRACT

The application of ultraviolet light as a disinfectant means is one of the most practical methods for waste water disinfection because it is capable of inactivating bacteria, viruses, spores and protozoa cysts. [1]

Considering this brief instruction to this disinfection methodology, the present research determined the efficiency of the application of ultraviolet light on wastewater.

For this study the ultraviolet light equipment was designed and built, taking into detail the electrical, mechanical and exposure flow specifications.

The samples used in the investigation were taken from from the hydration process of flowering stems of cut flower plantation. The efficiency indicator set is determines by the presence or absence of total coliforms, given that they are considered as indicators of water quality.

The first trials carried out were preliminary tests to identify the variables to be considered, then in the trials the variables used were: time and flow. Tests applying ultraviolet light in 5 different flow rates were performed ($Q_1 = 3.61$ ml/s, $Q_2 = 4.17$ ml/s , $Q_3 = 16.03$ ml/s, $Q_4 = 57.87$ ml/s, $Q_5 = 102,56$ ml/s), in time-lapse of 5 minutes of exposure taking three samples per run.

The obtained results were encouraging in terms of treatment efficiency with the lowest of the flow rates, since total coliforms were completely set meaning 100 % efficiency. In addition it was found that while the flow rate and time increased the amount of total coliforms increased as well.

Keywords: Ultraviolet light, Total Coliforms, Residual Hydrating Solution.

PLANTEAMIENTO DEL PROBLEMA

JUSTIFICACIÓN

La luz ultravioleta está siendo investigada como medio depurador de agua residual, y sus aplicaciones abarcan gran variedad de efluentes, especialmente los que tienen carga bacteriana.

Su importancia en el ámbito ambiental radica en que no genera residuos contaminantes y no es necesaria la utilización de productos químicos para realizar el mismo efecto. [2]

Es por ello, que la presente investigación está enfocada al diseño, construcción y optimización del proceso de tratamiento de aguas residuales con luz ultravioleta, con el propósito de determinar la eficiencia del sistema según la variación del caudal en el flujo de las muestras a ser utilizadas.

En lo referente a las muestras para la investigación se utilizó la solución hidratante residual de una empresa florícola, tomando en consideración que después de haber sido utilizadas en el proceso post cosecha de tallos florales estas se contaminan y son eliminadas sin tratamiento alguno formando parte de las aguas residuales de esta industria.

El indicador de eficiencia del sistema está determinado de acuerdo a la presencia o eliminación de coliformes totales y los caudales de circulación en el prototipo.

Cabe recalcar que el análisis de coliformes totales está considerado por la utilización del agua de riego para el proceso de hidratación, además por *ser más resistentes en comparación con otras bacterias patógenas y por ser indicadores de calidad de agua*¹, permitirán realizar una evaluación significativa en cuando a la eficiencia del sistema propuesto.

¹ [3] G. Roldan, J. Ramírez. Fundamentos de Limnología Tropical, 2da Edición, Colombia, 2008. P, 337.

OBJETIVOS.

OBJETIVO GENERAL.

- Diseñar, construir y ejecutar el prototipo con luz ultravioleta para el tratamiento de aguas residuales.

OBJETIVOS ESPECIFICOS.

- Caracterizar la solución hidratante residual.
- Diseñar y construir el sistema de tratamiento con luz ultravioleta
- Determinar la eficiencia del sistema

HIPÓTESIS.

- **H0.-** LA APLICACIÓN DE LUZ ULTRAVIOLETA COMO MEDIO DESINFECTANTE, NO MODIFICA LAS CONCENTRACIONES DE COLIFORMES TOTALES PRESENTES.
- **H1.-** LA APLICACIÓN DE LUZ ULTRAVIOLETA COMO MEDIO DESINFECTANTE MODIFICA LAS CONCENTRACIONES DE COLIFORMES TOTALES PRESENTES.

ALCANCE DE LA TESIS

La investigación ha sido posible desarrollarla debido a que se dispone de bibliografía que nos permite tener un respaldo de la investigación.

Además contamos con los materiales y equipos necesarios para realizar los ensayos.

Por lo mencionado; el trabajo de investigación se limita a determinar la eficiencia de la aplicación de luz ultravioleta sobre la solución hidratante para eliminar coliformes totales.

ESTRUCTURA DE LA TESIS

El trabajo de investigación está organizado en tres capítulos:

Con anterioridad se muestra brevemente el tema de investigación y su alcance, el objetivo general y objetivos específicos, la hipótesis central y la metodología utilizada para cumplir con el desarrollo del trabajo.

En el Capítulo 1 se expone el marco conceptual de la investigación. Describimos los conceptos teóricos necesarios para fundamentar y limitar el trabajo de investigación.

En el Capítulo 2 describimos de manera específica todos los materiales y la metodología utilizada para cumplir con el objetivo general de la investigación y desarrollar de buena manera el trabajo.

En el Capítulo 3 se exponen los resultados obtenidos en los diferentes ensayos mediante tablas e histogramas realizados con el Software Microsoft Excel 2010.

En tanto que las Conclusiones obtenidas en la investigación y Recomendaciones que tiene a futuro la investigación son expuestas en el Capítulo 4.

CAPÍTULO 1

MARCO CONCEPTUAL

1.1 DESINFECCIÓN DEL AGUA CON LUZ ULTRAVIOLETA (UV).

Moguel Hidalgo, menciona que la luz ultravioleta tiene un poder germicida que causa desarreglos moleculares en el material genético (ácido nucleico, DNA) del microorganismo, esto impide su reproducción y así no puede reproducirse, por lo que se le considera MUERTO. Ningún otro medio de desinfección es tan efectivo como la luz ultravioleta, además su aplicación no modifica las propiedades del agua. [4]

La EPA (Agencia de Protección Ambiental de U.S.A.), a su vez recalca que la desinfección es considerada como el principal mecanismo para la desactivación o destrucción de organismos patógenos con el fin de prevenir la dispersión de enfermedades transmitidas a través del agua. [2]

1.1.1.- Perspectiva histórica.

Antiguamente se han realizado publicaciones en temas relacionados con la desinfección con luz ultravioleta ejecutados por (Grocock, 1984; Schenck, 1981; USEPA, 1996), además en 1878 Downs y Blunt, reportaron por primera vez efectos germicidas de energía radiante del sol. Prácticamente su aplicación estaba ligada a la construcción de la lámpara de vapor de mercurio como fuente de luz ultravioleta artificial y del cuarzo como envoltura ideal de la lámpara. [5]

El mismo autor cita que se realizaron ensayos experimentales para desinfectar el agua, en Marsella Francia en el año de 1910, posteriormente en Estados Unidos se utilizó esta técnica para la desinfección de agua y fue empleado en barcos para proveer de agua potable entre los años 1916 y 1926.

Sin embargo, con el avance de aplicabilidad del gas cloro y sus derivados a bajo costo ocasionaron que se retrasara la producción de equipos hasta la década de 1950 y más aún hasta la de 1970 en que las lámparas comienzan a ser confiables y de vida prolongada. [5]

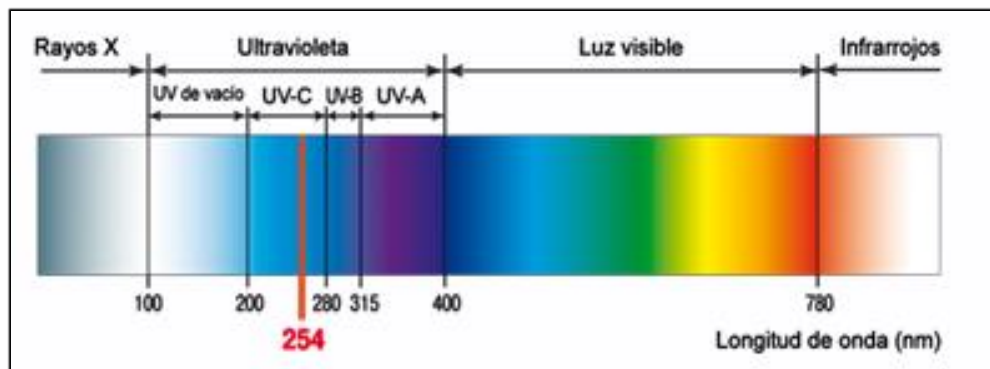
En la actualidad Estados Unidos y Europa muestran una importante aplicación de esta técnica de tratamiento para fines como el abastecimiento de agua, industrias de alimentos, hoteles, entre otras., debido a su capacidad de desinfectar sin producir cambios físicos o químicos notables. Es importante notar también que se ha incrementado su uso para el saneamiento de efluentes de plantas de tratamiento de aguas servidas.

1.1.2.- ¿Qué es la luz ultravioleta?

Según Francisco Díaz y Liliana Serrano, la luz ultravioleta es parte del espectro electromagnético de radiación la cual también es emitida por el sol, se encuentra entre las bandas de rayos x y la luz visible, con longitudes de onda que van desde 100 hasta 400 nanómetros (nm). [6]

La longitud de onda ultravioleta se divide en 4 grupos, cada uno con un efecto germicida diferente: UV-A (315–400 nm), UV-B (280–315 nm), UV-C (200–280 nm) y UV de vacío (100–200 nm). Determinándose que la radiación con mayor efecto germicida se encuentra entre las bandas UV-C Y UV-B, correspondiendo a 265 nm. [7]

Ilustración 1. Espectro electromagnético de la luz ultravioleta.



Fuente: LIT, Tecnología Ultravioleta, 2012, www.lit-uv.com/es/technology/.

Según Terrán Elio, la alta energía asociada a la corta longitud de onda (240 – 280 nm) es absorbida por el ARN y el ADN de la célula. La máxima absorción de la luz ultravioleta por el ácido nucleico ADN, ocurre con una longitud de onda de 260 nm. Una célula que no puede ser reproducida es considerada muerta o inactivada, porque ya no se reproducirá. [8]

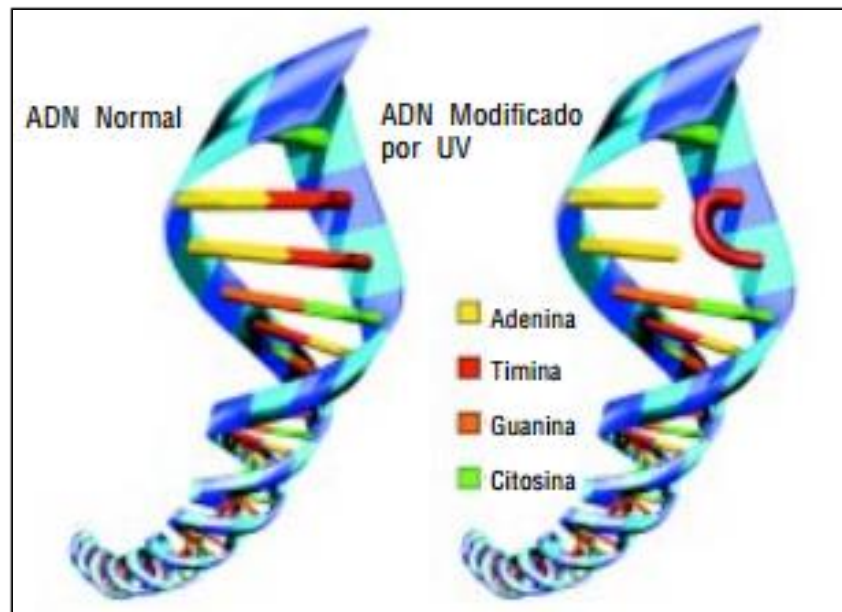
Mientras tanto Catells Xavier menciona que las radiaciones usadas oscilan entre 200 y 320 nm de longitud de onda, sin embargo la más efectiva para la destrucción de los microorganismos es la de 265 nm. [9]

1.1.3.- ¿Cómo funciona la luz ultravioleta contra los patógenos?

La acción de la luz ultravioleta se basa especialmente en la destrucción del ADN de todos los microorganismos, tales como virus, bacterias, levaduras y hongos, de manera amigable con el medio ambiente, sin la adición de productos químicos.[10]

El blanco principal de la desinfección mediante la luz ultravioleta es el material genético (el ácido nucleico). Los microbios son destruidos por la luz ultravioleta cuando esta penetra a través de la célula y es absorbida por el ácido nucleico. [11]

Ilustración 2. Secuencias de ADN normal y modificado.



Fuente: F. Díaz y L. serrano, Desinfección de Agua con Luz Ultravioleta, Ciudad de México, 2005.

“Para toda una serie de microorganismos, se conoce la dosis letal de luz ultravioleta con las que las células no pueden mantener su metabolismo ni multiplicarse. Por lo que se considera que la dosis de luz para que sea efectiva la desinfección depende del tipo de patógeno.”² [10].

² ClubDarwin.net. Luz UV: desinfección eficaz y sostenible del packaging
<http://www.clubdarwin.net/seccion/ingredientes/luz-uv-desinfeccion-eficaz-y-sostenible-del-packaging>

Tabla 1. Luz ultravioleta necesaria para destruir hasta en un 99,99 % de los microorganismos patógenos en el agua.

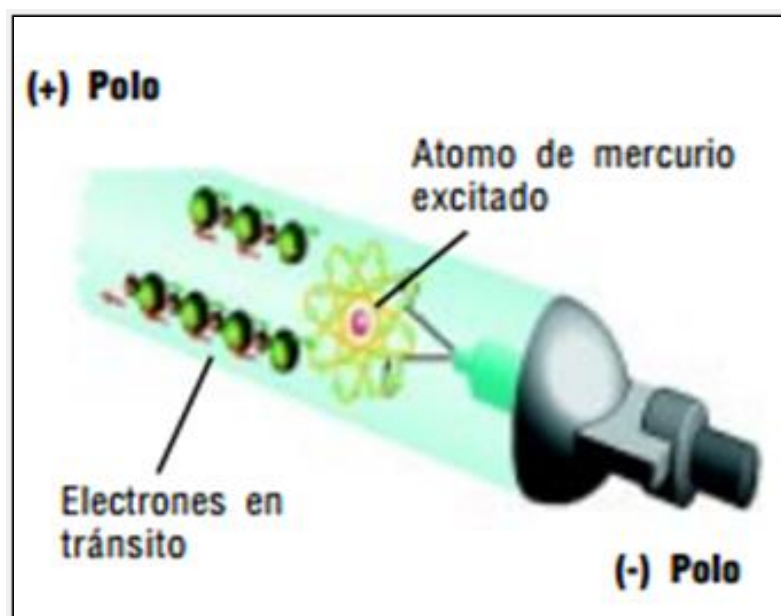
BACTERIAS	ENERGIA $\mu\text{W}/\text{cm}^2$	OTROS ORGANISMOS	ENERGIA $\mu\text{W}/\text{cm}^2$
Bacillus anthracis	8.700		
S. enteritidis	7.600		
B. Megatherium sp.(veg)	2.500	LEVADURA	
B. Megatherium sp.(sporas)	5.200		
B. peratyphosus	6.100	Saccharomyces ellipsoideus	13.200
B. subtilis	11.000	Saccharomyces sp.	1.600
B. subtilis spores	22.000	Saccharomyces cerevisiae	13.200
Clostridium tetani	22.000	Levadura para cerveza	660
Corynebacterium diphtheriae	6.500	Levadura para panadería	800
Eberthella typosa	4.100	Levadura para repostería	13.200
Escherichia coli	6.600		
Micrococcus candidus	12.300	ESPORAS	
Mycobacterium tuberculosis	10.000		
Neisseria catarrhalis	8.500	Penicillium roqueforti	26.400
Phytomonas tumefaciens	500	Penicillium expansum	22.000
Proteus vulgaris	6.600	Mucor racemosus A	35.200
Pseudomonas aeryginosa	10.500	Mucor racemosus B	5.200
Pseudomonas fluorescens	6.600	Oospora lactis	1.100
S. typhimurium	15.200		
Salmonella	10.000	VIRUS	
Sarcina lutea	26.400		
Serratia marcescens	6.160	Bacteriophage (E. coli)	6.600
Dysentry bacilli	4.200	Virus de la influenza	6.600
Shigella paradysenteriae	3.400	Virus de la hepatitis	8.000
Spirillum rubrum	6.160	Poliovirus(Poliomyelitis)	1.000
Staphylococcus alous	5.720	Rotavirus	24.000
Staphylococcus aureus	6.600		
Streptococcus hemolyticus	5.500	ALGAS	
Streptococcus lactis	8.800		
Streptococcus viridans	3.800	Chlorella vulgaris	2.000
Vibrio cholerae	6.500		

Fuente: F Solsona 2009, www.bvsde.paho.org/bvsacg/fulltext/desinfeccion/capitulo4.pdf

1.1.4.- Operatividad.

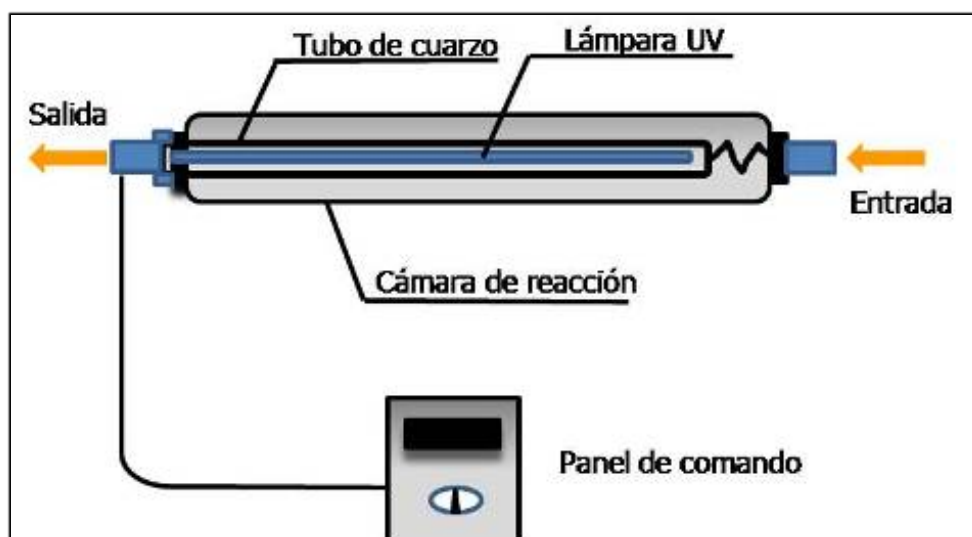
En el funcionamiento de los sistemas con luz ultravioleta el agua fluye sin detenerse por el interior de los purificadores, que contienen estas lámparas, posteriormente la luz UV es radiada por tubos de cuarzo que contienen vapor de mercurio (emisor). Cuando se induce una corriente eléctrica en los polos, se genera un arco voltaico que ioniza a los átomos de este metal (Hg), en donde los electrones incrementan su energía hasta que son convertidos en fotones de luz ultravioleta. [6]

Ilustración 3. Generación de luz ultravioleta.



Fuente: F. Díaz y L. serrano, Desinfección de Agua con Luz Ultravioleta, Ciudad de México, 2005.

Ilustración 4. Esquema de un sistema de desinfección con luz ultravioleta.



Fuente: Neo Corp Water, Sistemas de Purificación y Tratamiento de Agua, 2011.

1.1.5.- Dosificación de luz ultravioleta.

Elio Tarrán, propone la utilización de la siguiente fórmula que muestra la manera de calcular la dosificación de luz ultravioleta [12].

$$\text{Dosificación} = \text{Intensidad} \times \text{Tiempo de Retención}$$

Dónde:

- Dosificación, intensidad medida en microwatt-segundos por centímetro cuadrado ($\mu\text{Ws}/\text{cm}^2$).
- El tiempo es medido en segundos (s).

Equivalencias: $1000 \mu\text{Ws}/\text{cm}^2 = 1\text{mWs}/\text{cm}^2 = 1\text{mJ}/\text{cm}^2$ (mWs= miliwatt-segundos; mJ= milijoules)

1.1.6.- Aplicabilidad.

La luz ultravioleta como alternativa eficiente para el tratamiento de diferentes tipos de aguas abarca muchas aplicaciones. Su creciente popularidad en cuanto a la sustitución al uso de químicos y a la no generación de subproductos problemáticos conllevan a ser uno de los métodos más modernos y eficaces para tratar una agua con microorganismos. Desde luego que su utilización está ligada a los objetivos de desinfección buscados.

En la siguiente tabla se expone en que ámbito se utilizan este tipo de tratamiento.

Ilustración 5.- Aplicaciones de desinfección con luz ultravioleta.

<u>Aqua Potable</u>	<u>Comercial</u>
Municipal	Criaderos de Peces
Comunal	Hidrofonics
Subdivisiones	Laboratorios
Parques de casas móviles	Acuarios
Terrenos de campamento	Restaurantes
Alojamientos de caza	
Sitios de Esquí	<u>Industrial</u>
Hoteles	Cervecerías
Barcos	Farmacéuticas
Institucional	Embotelladoras
Hospitales	Electrónicas
Escuelas	Conservas
Asilos de ancianos	Lecherías
Centros Comunales	Alimentos
Residencias	Marinas
<u>Aguas Residuales</u>	Destilerías
Municipal	Petróleo
Comunal	Textile
Institucional	Cosméticos
Residencial	Imprenta

Fuente: H. Wright y W. Cairns, Canadá, www.ingenieroambiental.com/2info/ultravio.pdf

1.1.7.- Parámetros de desinfección.

Felipe Solsona y Juan Pablo Méndez exponen los parámetros más importantes de la luz ultravioleta relacionados con la desinfección del agua:

- **Longitud de onda:** El rango germicida se encuentra entre 240 y 280 nm (nanómetros) y se obtiene la máxima eficiencia desinfectante cerca de los 260 nm. [13]
- **Calidad del agua:** La temperatura del agua tiene poca o ninguna influencia en la eficacia de la desinfección con luz ultravioleta, pero afecta el rendimiento operativo de la lámpara de luz ultravioleta, cuando la misma está inmersa en el agua. La energía ultravioleta es absorbida por el agua, pero en mucho mayor grado es absorbida por los sólidos en suspensión o disueltos, turbiedad y color. [13]

- **Intensidad de la radiación:** A menor distancia del agua respecto al punto de emisión de los rayos, mayor será la intensidad de los mismos y por tanto la desinfección será más eficiente. [13]

- **Tipo de microorganismos:** La luz ultravioleta se mide en microvatios por centímetro cuadrado ($\mu\text{W}/\text{cm}^2$) y la dosis en microvatios segundo por centímetro cuadrado ($\mu\text{Ws}/\text{cm}^2$) (radiación x tiempo). La resistencia al efecto de la luz dependerá del tipo de microorganismo. No obstante, la dosificación de luz ultravioleta requerida para destruir los microorganismos más comunes varía entre 6.000 y 10.000 $\mu\text{Ws}/\text{cm}^2$. [13]

- **Tiempo de exposición:** Como cualquier otro desinfectante, el tiempo de exposición es vital para asegurar un buen desempeño. No es fácil determinar con exactitud el tiempo de contacto (ya que éste depende del tipo de flujo y de las características del equipo), pero el período debería estar relacionado con la dosificación necesaria. De cualquier modo, las exposiciones normales son del orden de 10 a 20 segundos. [13]

Para un grado determinado de inactivación de microorganismos, el tiempo requerido de exposición del agua a la luz ultravioleta es inversamente proporcional a la intensidad de la luz que penetra el agua, teniendo en cuenta la capacidad de absorción del agua y la dispersión de la luz debido a la distancia.

1.1.8.- Los factores que afectan la efectividad de la luz ultravioleta.

Según Jaramillo Cristian, 2010, la eficiencia de un sistema de luz ultravioleta para eliminar la contaminación biológica es directamente dependiente de las características físicas del agua. [14]

Considerando estas características se recalcan las siguientes:

- **Sólidos suspendidos o partículas** ocasionan un problema de blindaje en que un microbio puede pasar al través del esterilizador sin realmente tener la penetración luz ultravioleta directa. Este blindaje puede ser reducido por la filtración mecánica a por lo menos cinco micras en el tamaño.
- **Hierro y manganeso** ocasionarán manchado sobre el cartucho de cuarzo o lámpara. Un apropiado pretratamiento se requiere para eliminar este problema de manchado.
- **Calcio y magnesio** (Dureza) permitirá formación de incrustaciones sobre el cartucho de cuarzo o lámpara. Este problema especialmente se magnificará cuando el flujo es bajo (o ninguno) los iones de magnesio y calcio se unen con carbonatos y sulfatos para formar acumulación progresiva de incrustaciones dentro de la cámara de esterilizador y sobre la lámpara o cartucho.
- **La temperatura** es un factor determinante. La temperatura óptima de la lámpara ultravioleta debe estar cerca de 40° C (104°F). Los niveles de luz ultravioleta fluctuarán con niveles de temperatura excesivamente bajos o altos. Un cartucho de cuarzo se utiliza para mediar el contacto agua/lámpara, reduciendo fluctuación de temperatura. Un método típico empleado en un sistema sin cartucho de cuarzo, es restringirlo considerando estas fluctuaciones.

1.1.9.- Ventajas y desventajas.

Esta metodología de desinfección de aguas residuales posee una serie de ventajas y desventajas en su aplicabilidad. Dentro de las cuales están las siguientes:

Ventajas:

- La desinfección con luz ultravioleta es eficaz para la desactivación de la mayoría de los virus, esporas y quistes.[2]
- No requieren químicos consumibles ni tóxicos. [6]
- No existe ningún efecto residual que pueda afectar a los seres humanos o cualquier organismo acuático. [2]
- La desinfección con luz ultravioleta es de uso fácil para los operadores. [4]
- No existe riesgo de sobredosis. [6]
- La desinfección con luz ultravioleta tiene un período de contacto más corto en comparación con otros desinfectantes. [2]
- El equipo de desinfección con luz ultravioleta requiere menos espacio que otros métodos. [2]
- El consumo de energía es bajo por lo que es ambientalmente amigable. [6]
- Fácilmente adaptable al caudal y condiciones variables del agua. [6]
- Se perfila como la tecnología con mayor aplicación en el futuro. [6]

Desventajas:

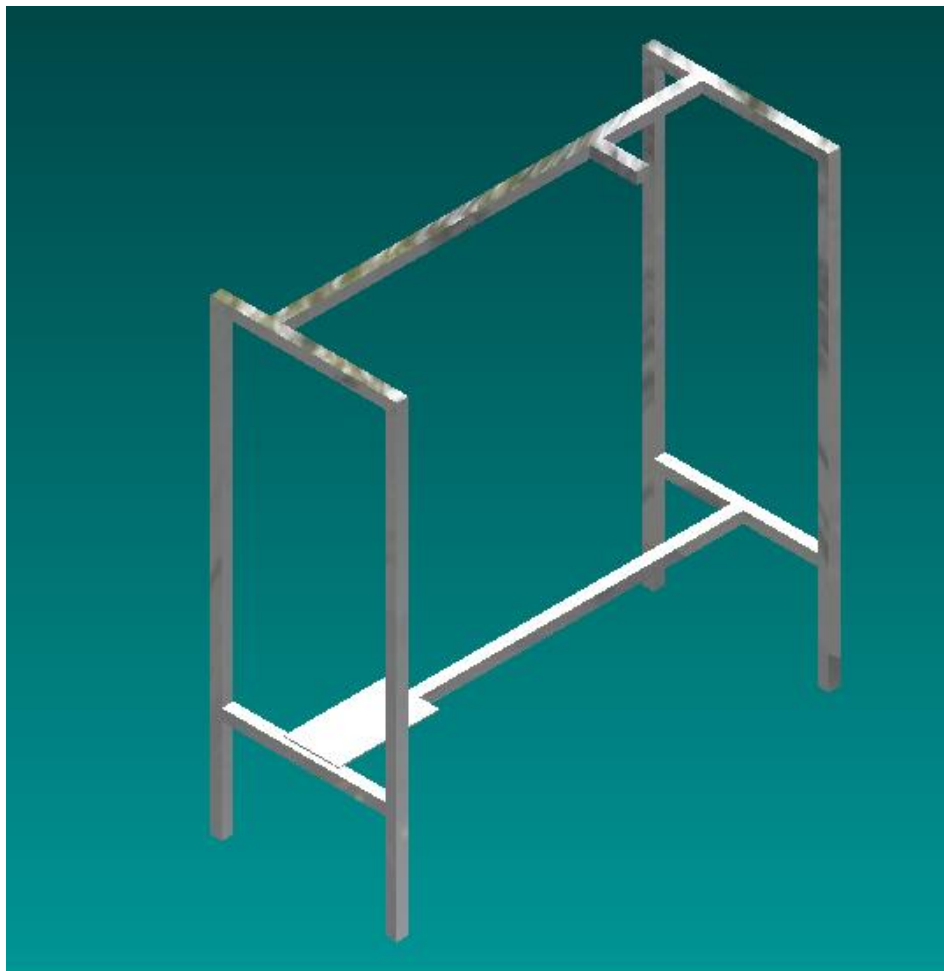
- La baja dosificación puede no desactivar efectivamente algunos virus, esporas y quistes. [2]
- Algunas veces los organismos pueden reparar o invertir los efectos destructivos de la luz ultravioleta mediante un “mecanismo de reparación”, también conocido como fotorreactivación o, en ausencia de radiación, como “reparación en oscuro”. [2]
- Un programa de mantenimiento preventivo es necesario para controlar la acumulación de sólidos en la parte externa de los tubos de luz. [2]
- La turbidez y los sólidos suspendidos totales en el agua residual hacen que la desinfección con luz ultravioleta sea ineficaz. [2]
- La desinfección con luz ultravioleta no es tan económica como la desinfección con cloro, pero los costos son competitivos cuando la cloración requiere de cloración. [2]

1.2 DISEÑO Y CONSTRUCCIÓN DEL PROTOTIPO.

1.2.1.- Diseño mecánico.

Se construyó la base del dispositivo utilizando acero inoxidable (anticorrosivo) como material estructural debido al contacto permanente que va a tener con el agua, y además se consideró las posteriores adaptaciones que se realizarán a la base del sistema con luz ultravioleta.

Ilustración 6. Esquema constructivo de la base del prototipo.



Elaborado por: Gabriel Calderón.

Ilustración 7. Base del prototipo construido.



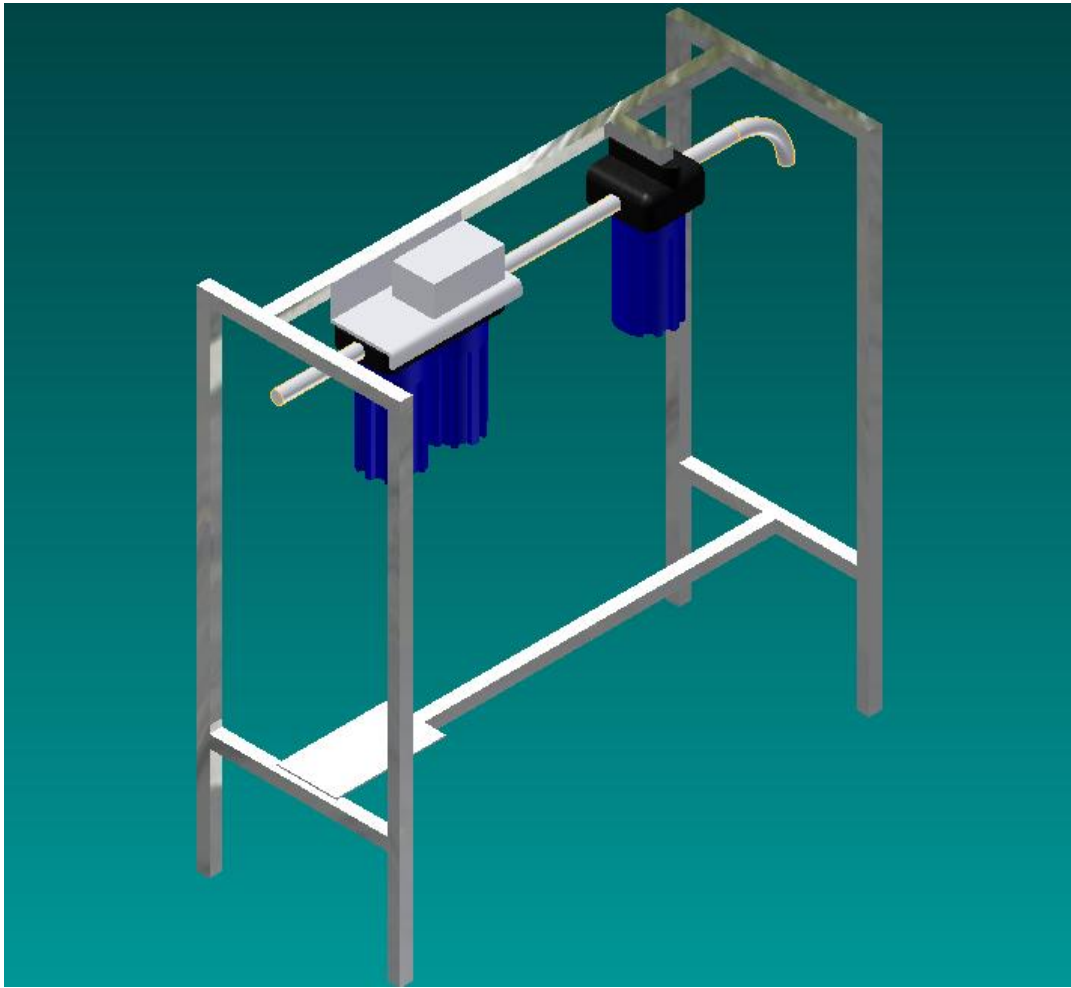
Fuente: Gabriel Calderón.

Posteriormente se procedió a la adaptación de los filtros con lámparas ultravioleta y un filtro para retener partículas sólidas, este último con el propósito de efectivizar el funcionamiento de las lámparas ya que la presencia de sólidos minimizaría el poder germicida que tienen las lámparas.

Características de las lámparas ultravioleta.- las lámparas funcionan con 220 voltios de corriente y el poder germicida es de 254 nanómetros equivalente a $16000 \mu\text{Ws}/\text{cm}^2$.

Según WATER QUALITY, empresa que fabricó las lámparas menciona que el rango ultravioleta es ideal para la eliminación de microorganismos tales como *Escherichia coli*, *coliformes*, etc.

Ilustración 8. Base del prototipo provisto de los filtros y lámparas ultravioleta.



Elaborado por: Gabriel Calderón.

Ilustración 9. Adaptación de las lámparas ultravioleta.



Fuente: Gabriel Calderón.

Se adaptó al sistema un regulador de frecuencias con el propósito de variar los caudales de experimentación.

Ilustración 10. Regulador de frecuencias.



Fuente: Gabriel Calderón.

Dentro del diseño mecánico consta la bomba de agua, la misma que está en función del regulador de frecuencias y es la encargada de bombear el agua del recipiente de almacenamiento de solución hidratante residual.

Ilustración 11. Bomba de agua adaptada al dispositivo.



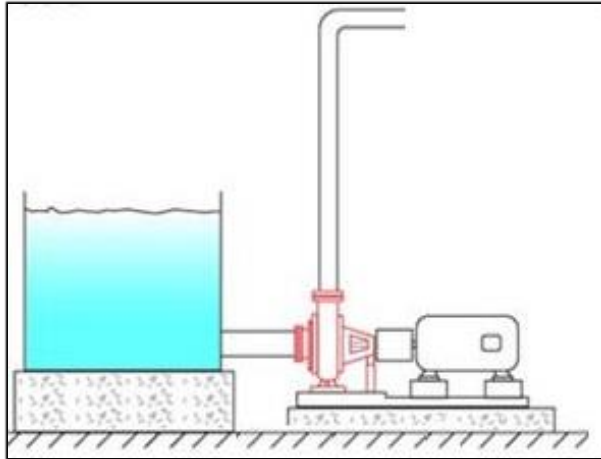
Fuente: Gabriel Calderón.

1.2.2.- Cálculo de caudales

Dentro de las especificaciones técnicas del prototipo se determinó el caudal máximo de la bomba, con el propósito de poder establecer los caudales de experimentación.

El mismo que detallo a continuación:

Ilustración 12. Esquema funcional de la bomba en el dispositivo.



Elaborado por: Gabriel Calderón.

Para el cálculo se consideró la siguiente fórmula matemática:

$$P = \frac{\rho * g * Q * H}{1000 * \eta} \text{ en KW}$$

Donde;

- densidad ρ en Kg/m³
- gravedad g en m/s²
- caudal Q en l/s
- altura dinámica H en m

La altura dinámica debe ser mínima de 0,5 m para evitar cavitación en la bomba

De la formula expuesta despejamos Q (caudal) y reemplazamos los datos.

$$P = 0.55 \text{ kw}$$

$$\rho = 999,97 \text{ Kg/m}^3$$

$$g = 9.81 \text{ m/s}^2$$

$$Q = \text{ l/s}$$

$$H = 1 \text{ m}$$

$$Q_{\text{máximo}} = \frac{P * 1000 * \pi}{\rho * g * H}$$

$$Q_{\text{máximo}} = \frac{0.55 * 1000 * \pi}{999,97 * 9.81 * 1}$$

$$Q_{\text{máximo}} = 0,17 \text{ lt/s}; \text{ Equivalente a } 170 \text{ ml/s}$$

De acuerdo al caudal máximo y al regulador de frecuencia de caudales del prototipo se determinó los siguientes caudales con los cuales se llevará a cabo los ensayos.

Tabla 2. Frecuencias y caudales de circulación del prototipo.

FRECUENCIA	CAUDAL
13	3,61 ml/s
15	4,17 ml/s
20	16,03 ml/s
30	57,87 ml/s
45	102,56 ml/s

Elaborado por: Gabriel Calderón.

1.2.3.- Cálculo de dosificación

Tomando referencia a la formula expuesta por Elio Tarrán en el punto 1.1.5., se obtiene los siguientes valores de dosificación de luz ultravioleta.

Formula:

$$\text{Dosificación} = \text{Intensidad} \times \text{Tiempo de Retención}$$

Tabla 3. Cálculo de dosificaciones con los diferentes caudales.

Caudales de Aplicación	Tiempo de Retención (Segundos)	Intensidad del equipo ($\mu\text{W}/\text{cm}^2$)	Dosificación $\mu\text{Ws}/\text{cm}^2$ (microwatt-segundo por centímetro cuadrado)
Q1= 3,61 ml/s	2	16000	32000
Q2= 4,17 ml/s	1/3	16000	5328
Q3= 16,03 ml/s	1/4	16000	4000
Q4= 57,87 ml/s	1/4	16000	4000
Q5= 102,56 ml/s	1/5	16000	3200

Elaborado por: Gabriel Calderón.

En la tabla 1 se expone la cantidad necesaria de luz ultravioleta para eliminar un tipo de microorganismo. En nuestro estudio se tomó como referencia a la bacteria *Escherichia coli* debido a que forma parte del grupo de los coliformes y su inactivación se logra con $6600 \mu\text{Ws}/\text{cm}^2$.

1.2.4.- Funcionamiento y calibración del prototipo.

Funcionamiento: El funcionamiento del sistema empieza con la adición de la solución hidratante residual al recipiente de depósito inicial, posteriormente este es succionado por la bomba y enviado al primer filtro utilizado para retener sólidos suspendidos debido a que podría reducir la efectividad de los rayos uv, ya pasado por este filtro el agua va directamente hacia el dispositivo provisto de las lámparas ultravioleta para finalmente salir por la tubería que permite el abandono del agua ya tratada.

Calibración del prototipo: Esta operación se realiza al regulador de frecuencias que es el encargado de modificar o cambiar los rangos de caudales que proporciona la bomba de agua, este proceso se lo realiza de manera manual.

Adjunto en el anexo A se expone todos los planos constructivos.

1.3 LAS FLORÍCOLAS EN EL ECUADOR.

Natalhy Alarcón, Junio 2009, menciona que, el Ecuador se ha situado dentro de los principales exportadores de flores a nivel mundial convirtiéndose en una de las actividades que más rubros genera para los ingresos por exportaciones, generando cerca de 76.758 empleos directos, ya que dichas flores se encuentran entre las mejores del mundo por su calidad y belleza inigualables, además la situación geográfica del país ha permitido contar con micro climas y una excelente luminosidad que proporcionan características únicas a las flores como son: tallos gruesos, largos y totalmente verticales, botones grandes y colores sumamente vivos y con mayor durabilidad.[15]

Natalhy Alarcón, Junio 2009, también menciona que las rosas (*Rosa sp.*) son la principal variedad exportable dentro del sector florícola, aproximadamente el 80% de las exportaciones pertenecen a esta especie, otra variedad de importancia es la gypsophila (*Gypsophila repens*) con el 8% de producción, de la cual el Ecuador es el principal productor mundial, con el mayor número de hectáreas en cultivo. [15]

J, Perez, Junio 2006, indica que, consecuentemente debido a las características de días cálidos, noches frías, agua pura, sol radiante y 12 horas de luz solar durante todo el año, se pueden producir flores con excelentes características. La variedad del clima, sin cambios bruscos, es otro factor que a su vez permite producir esta sorprendente variedad de flores. [16]

1.3.1 Quienes demandan este producto.

J, Perez, Junio 2006, menciona que en Europa y Estados Unidos se mantiene la preferencia y gusto por las flores, no sólo para fechas especiales, sino como un adorno permanente para los hogares. Hay muchos sustitutos en el mercado, pero la calidad y variedad en colores es la característica definitiva que mantiene a los productores en el mercado, lógicamente cuidando el nivel de los precios florícola, si se toma en cuenta que alrededor del 88% de la producción de flores se destina para exportación a países como Rusia, Holanda, Alemania, Estados Unidos, entre otros. [16]

1.3.2 Ubicación de las empresas florícolas en el Ecuador.

J, Perez, Junio 2006, indica que las provincias con mayor crecimiento productivo en flores durante los últimos años han sido Pichincha, Cotopaxi y Azuay. La producción está distribuida en Pichincha 66%; Cotopaxi 16%; Azuay 6%; Guayas 4.4%; Imbabura 5%; Otras 2.6%. [16]

1.4 IMPORTANCIA DE LA POST-COSECHA DE TALLOS FLORALES.

Mijail Rimache en el 2011, menciona que la tendencia actual es la producción de flores de calidad y duración, con características sobresalientes, libres de plagas y enfermedades, que les permita abrir sus pétalos en su totalidad, con tecnologías idóneas de post-cosecha que prolonguen el tiempo estimado de vida de florero evitando su deterioro. [17]

Mientras tanto Verdugo en el 2003 menciona que el tratamiento de post-cosecha se basa en preservar la flor una vez cortada para así prolongar su comercialización ya que la duración de las flores cortadas es una característica de calidad, en general los tallos florales duran entre cinco y catorce días dependiendo del cultivo y el manejo de post-cosecha. [18]

1.4.1 Factores Pre-Cosecha.

Cabe recalcar que la duración de la flor cortada está ligada a las condiciones ambientales en las que ha sido producida, como por ejemplo:

1.4.1.1 Intensidad luminosa.

Según Mijail Rimache Artica, 2008, la intensidad lumínica tiene gran importancia debido a su efecto directo sobre la fotosíntesis, un incremento en la intensidad luminosa antes de la cosecha aumenta la actividad fotosintética y por consiguiente eleva los niveles de carbohidratos. [19]

Sacalis en 1993, afirma que existe escasa información del efecto de la luz sobre la longevidad de las flores cortadas, sin comprobar aun que pueda afectar significativamente la vida en un florero. Sin embargo, al exponer a la luz un botón de flor cortado, se promueve una intensidad en la coloración cuando son abiertas, inhibiendo el amarillamiento del follaje durante el almacenaje. [20]

1.4.1.2 Temperatura.

Según Mijail Rimache Artica, 2008, las temperaturas a las que crece la flor cortada antes de ser cosechada también tiene influencia en su vida posterior, las altas temperaturas pueden reducir los niveles de carbohidratos y afectar negativamente su duración. Las altas temperaturas nocturnas aumentan la velocidad de respiración, lo cual produce una disminución en la reserva de carbohidratos. La luz y la temperatura antes de la cosecha también afectan a la pigmentación y coloración de los pétalos, que son parámetros importantes en la calidad de la flor. Por consiguiente tenemos que considerar que las temperaturas nocturnas ejercen un mayor efecto sobre el rendimiento y calidad de la flor que las temperaturas diurnas. [19]

1.4.1.3 Nutrición mineral.

Bañon en 1997, menciona que, la excesiva fertilización nitrogenada disminuye la longevidad de la flor, por ende este favorece a la aparición de enfermedades como botrytis (*Botrytis cinérea*) y royas (*Phragmidium mucronatum*). [21]

Según Mijail Rimache Artica, en el 2008, los niveles nutricionales del suelo parecen tener poca influencia en la duración en la mayoría de las flores, aunque una deficiencia extrema de nutrientes durante el crecimiento puede originar una disminución en su calidad. [19]

1.4.1.4 Agua.

Dole y WilKins, 1999, mencionan que en las plantas es importante y esencial la presencia de agua, es por ello que en el momento del proceso de transpiración, estas pierden este elemento por los estomas de las hojas y del tallo, dependiendo en sí de las condiciones del ambiente que lo rodee; por lo tanto se debe considerar este factor en el momento de la cosecha. [22]

Los mismos autores mencionan que la cosecha debería ser realizada cuando las flores cortadas se encuentran totalmente turgentes, generalmente temprano en las mañanas, ya que el agua contenida en las flores es el factor de mayor relevancia en la vida de post - cosecha. [22]

“Otros factores que afectan a la flor después del corte son los microorganismos y las enfermedades, sobre todo las vasculares, que impiden la absorción de agua y producen etileno.”³

³ RIMACHE ARTICA, Mijail, *Floricultura Cultivo y Comercialización*, 1^{ra}. Edición, Ediciones de la U, Bogota - Colombia 2011, p. 21.

1.4.2 Factores Cosecha.

1.4.2.1 Estado de desarrollo de la flor.

“La duración de muchas flores de corte está relacionada con su estado de desarrollo en el momento de la cosecha, pero esto varía mucho en cada especie y además está influenciada por la estación, condiciones ambientales, la distancia de mercado y las necesidades específicas de los consumidores.”⁴

Mijail Rimache, 2008 también menciona que las flores cortadas en estado correcto de madurez tienen suficientes carbohidratos para alcanzar su desarrollo total, además cuando son cosechadas inmaduras carecen de las reservas necesarias para su total apertura y de las señales hormonales correctas para guiar su desarrollo; si son cosechadas en un estado de madurez avanzada, su vida disminuye y son más sensibles a daños de transporte y etileno. [19]

“En algunas especies, el estado óptimo de cosecha puede variar con las condiciones climáticas dado por la estación del cultivo.”⁵

1.4.2.2 Momento de cosecha.

Mijail Rimache nos indica que cuando las flores son cosechas por las mañanas y a temperaturas bajas poseen un nivel de agua adecuada pero una menor cantidad de reservas debido al gasto producido en la respiración nocturna, consecuentemente por las tardes las flores frecuentemente no están turgentes, pero su contenido de carbohidratos es mayor debido al proceso fotosintético, es por ello que las diferencias entre cosechar por las mañanas o tardes parecen no ser significativas. [19]

⁴ RIMACHE ARTICA, Mijail, Floricultura Manejo y Comercialización, 1ra. Edición, Ediciones MACRO E.I.R.L., Surquillo - Perú 2008, p. 13.

⁵ CHAHIN M., VERDUGO G., MONTESINOS A., Manejo de Pos-cosecha de Flores, Temuco, 2002

Mientras tanto, Sola y Cano en 1999, mencionan que, se debe evitarse las temperaturas mayores a 20 °C al momento del corte y que se debe realizarse con la planta lo más hidratada posible, siendo preferible regar antes de la cosecha. [23]

Tabla 4. Estado de desarrollo óptimo para la cosecha de las principales flores de corte.

Especie floral	Estado desarrollo flor
Allium	1/3 flor abierta
Alstroemeria	4 botones con color
Astilbe	1/3 a 1/2 panoja abierta
Cala de colores	Espata coloreada y antes emisión polen
Crisantemo estándar	Primera corrida flores radiales con color
Crisantemo spray	2 flores abiertas
Clavel: verano invierno	Pétalo paralelo Estado de copa
Fresia	1º botón hinchado con color
Gladiolo	1 a 2 flores de la espiga mostrando color
Iris: otoño/invierno primavera/verano	3 cm de color Apenas asomando color a 1 cm color
Liatris	1/3 a 1/4 espiga abierta
Lilium	1 a 2 botones con color
Nerine	1º botón hinchado
Peonía	Botón completamente cerrado y blando
Tulipán	Botón con 50% color a color completo

Fuente: Chahin M., Verdugo G., Montesinos A, Manejo de Pos-cosecha de Flores, 2002.

1.4.3. Factores Post-Cosecha.

La flor cosechada se separa de su fuente natural de suministro de agua y nutrientes y se expone a factores externos como temperatura y etileno que afectan su vida comercial. Un control adecuado de los factores: agua, aporte de carbohidratos, reguladores de crecimiento y temperatura, permitirá reducir el envejecimiento de la flor cortada.

1.4.3.1. Agua.

Según Mijail Rimache si la turgencia de la flor se pierde, su vida comercial termina prematuramente. Esto se puede deber a diversas causas:

- Déficit de absorción y transporte de agua, provocado por la presencia de microorganismos en el agua, el taponamiento fisiológico y el embolismo. [19]
- Deshidratación, provocada por factores como la humedad relativa, luz, temperatura y factores internos como la capacidad de retención de agua. [19]
- Calidad de agua, es fundamental e importante la carencia de elementos tóxicos en el agua ni la presencia de microorganismos nocivos que impidan el proceso normal de hidratación de la flor cortada. [19]

1.4.3.2 Suministro de alimento floral.

Según Ried Michael en el 2009, los almidones y azúcares almacenados dentro de los tallos, hojas y pétalos proporcionan la mayor parte del alimento necesario para que las flores abran y se mantengan. Los niveles de estos carbohidratos llegan a su máximo nivel cuando las plantas han sido cultivadas con alta luminosidad y con un manejo cultural apropiado. La calidad y la vida en florero de muchas flores de corte pueden mejorarse tratándolas con una solución que contenga azúcar (solución hidratante) después de la cosecha. [24]

1.4.3.3 Reguladores de crecimiento.

Mijail Rimache menciona que, después de la cosecha la flor tiene un periodo de crecimiento y desarrollo del capullo, y un periodo de maduración, envejecimiento y marchitez. Para lograr un periodo mayor de vida es necesario un conocimiento adecuado del control de los diferentes procesos de interacción de hormonas de crecimiento. [19]

1.4.3.4 Plagas y enfermedades.

Según María Chahin en el 2002., las plagas y enfermedades disminuyen la calidad de las flores, haciendo perder el valor estético de las mismas. Los daños causados por lo general aceleran la deshidratación de las flores y la producción de etileno en la herida, disminuyendo la longevidad y la calidad de la flor. [25]

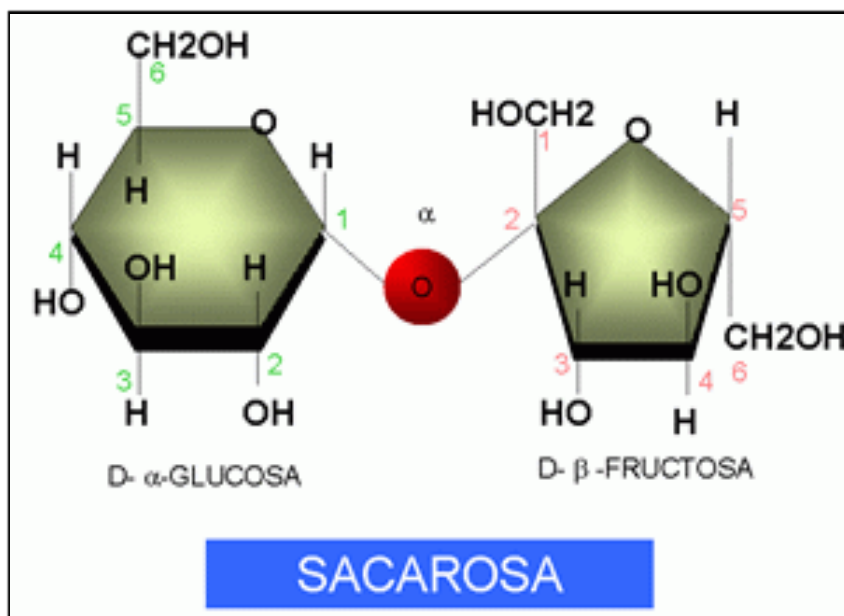
1.4.3.5 Temperatura.

Mijail Rimache menciona que la temperatura es el factor más importante de post-cosecha, ya que mediante un control se puede reducir la pérdida de agua y la velocidad de respiración, por ende disminuye el gasto de las reservas de carbohidratos y la producción de etileno. Si la cantidad de agua perdida por transpiración es mayor a la cantidad de agua absorbida a través del tallo, la flor muere en un corto periodo de tiempo. La temperatura influye directamente sobre la velocidad de respiración. Si la respiración aumenta, causa el agotamiento de los azúcares almacenados y reduce la vida de la flor. [19]

1.5 LA SACAROSA EN LA SOLUCIÓN HIDRATANTE.

La sacarosa es un disacárido formado por la unión de una molécula de glucosa y una de fructosa, que por lo general es el azúcar utilizado en la alimentación.

Ilustración 13. Molécula de sacarosa.



Fuente: Bioquímica de alimentos, 2013, arenasmelibea.mex.tl

1.5.1 Características de la sacarosa.

La sacarosa es el disacárido más extendido en el reino vegetal, se encuentra en casi todos los frutos y en muchas semillas de plantas sobre todo en la remolacha azucarera (16-20%) y en la caña de azúcar (14-16%). [26]

Dentro del grupo de los carbohidratos, la sacarosa se clasifica como un carbohidrato doble o disacárido, porque está compuesto por la unión de dos moléculas de monosacáridos o glúcidos. [27]

1.5.2 La sacarosa como conservante.

La sacarosa, más conocida como azúcar de mesa, se produce de forma natural en la mayoría de frutas y verduras. Se caracteriza por ser un hidrato de carbono que proporciona energía, además es un conservante natural ya que extrae la humedad de las bacterias.

Según Mary Meyer en 1988, un conservante floral es una mezcla compleja de sacarosa (azúcar), acidulante, un inhibidor de microorganismos, y un inhibidor de las vías respiratorias. La Sacarosa sirve como una fuente de energía para compensar la pérdida del funcionamiento de la flor y asegura el desarrollo continuo y la longevidad de la flor. [28]

1.5.3 El papel de la sacarosa en la solución hidratante.

Su principal funcionalidad en una flor es proporcionar energía ya que todas las partes de la planta la necesitan. Antes de que una flor sea cortada, absorbe energía del sol para aprovecharla (proceso de la fotosíntesis), una vez que la flor es colocada en agua, su tallo sólo absorbe sales y agua para mantener su vida posterior al corte.

De Stigter, 1981, menciona que la sacarosa contribuye a mantener el balance hídrico en la flor cortada, al provocar el cierre de los estomas (impidiendo así la pérdida inicial de agua), y además, favorece la retención de agua y solutos por las células, preservando la integridad de la membrana a través de procesos dependientes del metabolismo energético. [29]

Según Enna Sáenz 2009, ingeniera agrónoma de la Universidad Nacional UN/DICYT, también afirma que el uso de sustancias como sacarosa alargan la vida del pompón en florero hasta por diez días, es decir, casi el doble de lo que normalmente permanece en buen estado. [30]

Además, De la Riva Fernando 2011, menciona que la adición de azúcares a la solución hidratante no sólo prolonga la vida útil de las flores, sino que también promueve su apertura, mejora el color de algunas flores y prolonga su vida en el florero, lo que está asociado con el mejoramiento en la absorción de agua. [31]

1.6 MICROORGANISMOS EN LA SOLUCIÓN HIDRATANTE.

De acuerdo a Havely y Mayak en 1981, la presencia de microorganismos en la solución hidratante puede afectar a la longevidad del tallo floral, a su vez inhibir la biosíntesis del etileno. El proceso de post-cosecha de los tallos florales es limitado a menudo por una acumulación de bacterias en las soluciones para la hidratación de las varas florales. [32]

“El ataque de bacterias y hongos acorta la vida de la flor por lo que la poca higiene, las altas temperaturas y la deshidratación en las flores aceleran la presencia de microorganismos los mismos que pueden obstruir los vasos vasculares del tallo.”⁶

López, 1981 y Pizano, 1997, recomiendan que inmediatamente luego de la formación de ramos o rollos estos se deban colocar en solución hidratante. Este paso es determinante en la pérdida de la calidad de la flor, ya que las flores pueden sufrir obstrucción vascular a causa de bacterias o pequeñas partículas presentes en las soluciones de hidratación que ingresan a los tallos. [34]

Sin embargo, la solución nutritiva no consigue eliminar totalmente la contaminación microbiana, lo que constituye un problema durante la manipulación, comercialización y mantenimiento posterior de las flores en casa del consumidor.

⁶ [33] HONT, 1988. Tomado de SANTACRUZ, Ana, Tesis Efecto de Tres Tiempos de Refrigeración y Tres Soluciones Hidratantes en el Manejo Post-cosecha de Tres Variedades de Rosas De Exportación en Quichinche – Imbabura, Ibarra Ecuador, 2008, p 12.

1.6.1 Coliformes totales como indicadores de calidad.

Dependiendo del uso que se quiera dar al agua residual tratada deberá cumplir unos parámetros mínimos de calidad tanto microbiológicos como físico-químicos. Una agua con suficiente calidad evitara posibles enfermedades procedentes de patógenos y una continuidad en la reutilización. [35]

Para obtener una agua con calidad biológica hay que tener en cuenta los microorganismos que contiene, estos pueden ser bacterias, hongos, protozoos, nematodos y virus. Por lo tanto para obtener una estimación de la calidad de agua se deben efectuar análisis microbiológicos en busca de especies de microorganismos indicadores de la contaminación. [36]

Los grupos de indicadores más ampliamente utilizados son:

- Coliformes Totales
- Coliformes fecales y *Escherichia coli*
- *Esteptococos fecales* y *Enterococos*

De los organismos indicadores, las bacterias coliformes totales son las que se usan con mayor frecuencia.

1.7 MANEJO ESPECÍFICO DEL PROCESO POSTCOSECHA DE LA FLORÍCOLA.

Las labores culturales que se realizan tanto en cultivo como en el área de pos-cosecha, se rigen a los parámetros establecidos en la florícola donde se realizó esta investigación.

1.7.1 Cosecha.

- ✓ Esta labor se realiza a partir de las 7h00 hasta las 10h30 de la mañana, en este tiempo, el cultivador en campo provisto de una tijera de podar ejecuta un corte de acuerdo a la longitud del tallo de cada variedad así como de la madurez fisiológica del botón floral o punto de corte.
- ✓ El número de tallos que se recolectaron en cada malla dependen de la variedad a tratar y se colocaron 35 tallos por malla y para variedades de botón grande se colocaron 20 tallos por malla. Estos tallos se ubicaron a 10 cm del borde de la malla de manera uniforme tomando en cuenta la longitud del tallo, con el fin de evitar daños mecánicos en pétalos por manipuleo durante el transporte.

1.7.2 Transporte.

- ✓ Los mallas permanecen en tinas de hidratación hasta que llegue el transporte (cable vía y coche), el transportista sujeta las mallas de la parte media y las ubica con cuidado en el coche en el que se colocaron tinas de hidratación para el transporte a la pos-cosecha, tomando en cuenta que el tiempo desde el corte en cultivo hasta que llegue a la recepción de la pos-cosecha es de 20 minutos.

1.7.3 Recepción de la flor.

- ✓ Las mallas procedentes del cultivo son receptadas en la sala de pos-cosecha en donde se realiza un control de calidad que consiste en:
 - Control de puntos de corte de cada una de las variedades, dentro de la malla el punto de corte debe ser homogéneo al 92%.
 - Control de enfermedades.
 - Control de número de botones maltratados.

1.7.4 Inmersión y lavado.

- ✓ Para la inmersión y lavado se sujetan las mallas por su parte media y se sumergen los botones florales de tal manera que estos entren en contacto con la solución hidratante, para esto, la malla no debe tocar el fondo del recipiente, para evitar maltratos de botones; y, se dejó escurrir el exceso de solución.
- ✓ El lavado tiene como objetivo quitar las impurezas, polvo, residuos de productos químicos del cultivo y sobre todo para darle brillo al follaje.

1.7.5 Hidratación en recepción.

- ✓ Luego de la inmersión y lavado, las mallas son colocadas en tinajas de hidratación de acuerdo a las variedades, en esta solución los tallos florales en las mallas deben permanecer una hora en hidratación para luego proceder a ser clasificadas.
- ✓ Posteriormente esta solución es desechada como agua residual.

1.7.6 Clasificación.

- ✓ La clasificación consiste en separar las flores para el mercado de exportación de acuerdo a diferentes parámetros técnicos como: tallo recto y vigoroso, puntos de corte uniforme, follaje libre de plagas y enfermedades, follaje limpio y libre de impurezas, tamaño de la flor uniforme con respecto al tallo, longitud de tallo de 50 cm.

1.7.7 Boncheo.

- ✓ Para el boncheo o embonche se procede de la siguiente manera: se utilizó lámina plástica, a cuatro centímetros del filo superior de esta lámina, va la primera fila de cuatro botones, luego se coloca la segunda fila de cuatro botones y luego la tercera al mismo nivel de la primera fila, para completar el ramo con 12 botones florales, realizado este procedimiento se selló sujetando la lámina del ramo con cinta adhesiva. Posteriormente sus tallos son sujetos con ligas de caucho y a continuación, se procede a cortar en la guillotina los tallos a una longitud de 50 cm para igualar tallos largos.

1.7.8 Empaque.

- ✓ Los ramos se acomodaron en las cajas en forma horizontal, formando dos pisos de 8 ramos y sobre estos dos ramos más se sujetaron las bases de los tallos con zunchos, previamente protegidos con cartón, para evitar tallos maltratados y rotos; se tapó y selló la caja con cinta adhesiva. Posteriormente se sujetó la caja con cinta plástica o zuncho.
- ✓ Posteriormente se realiza la comercialización de los ramos.

CAPÍTULO 2

MATERIALES Y MÉTODOS

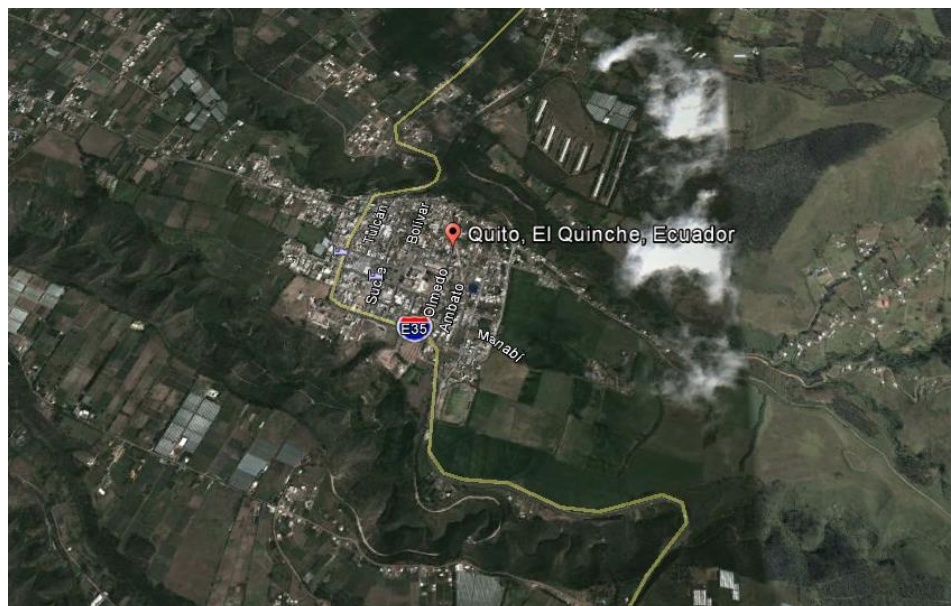
2.1. MATERIAL BIOLÓGICO.

2.1.1. Toma de muestras en el Quinche – Quito.

En el cantón el Quinche perteneciente a la provincia de Pichincha, se procedió a la toma de muestras de la solución hidratante residual, cabe considerar que el agua utilizada para el proceso de hidratación de los tallos florales proviene de un riachuelo que pasa por el límite de la florícola. Esta agua es caracterizada por ser utilizada como agua de riego para las flores y además se pudo constatar que aguas arriba se observó la existencia de ganado bovino que es el factor que determina que la existencia de coliformes totales.

Anexo B. Resultado del agua analizada.

Ilustración 14. Localización geográfica de la florícola en estudio.



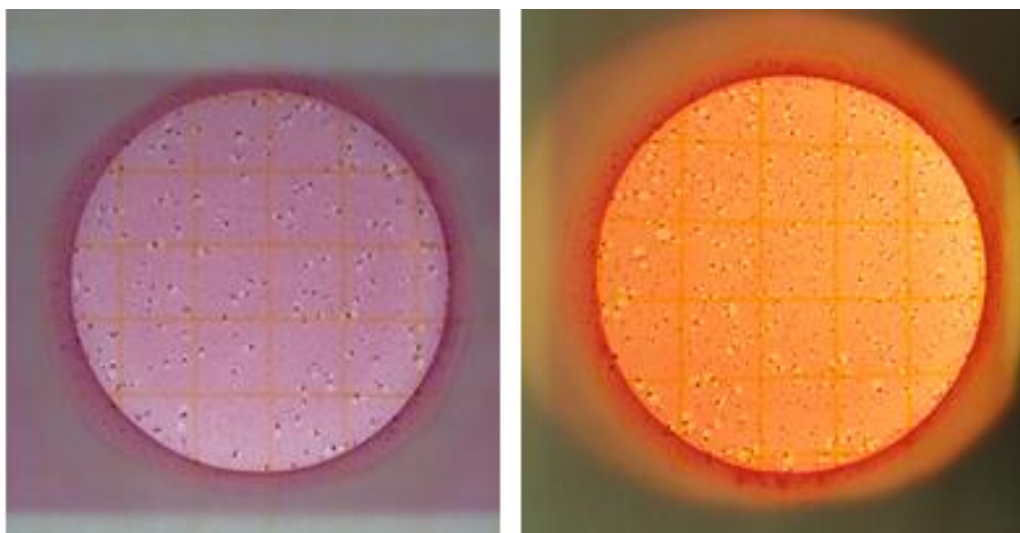
Fuente: Búsqueda en Google Earth, El Autor, Cantón El Quinche, 2013.

2.2. ANÁLISIS PREVIO DE COLIFORMES TOTALES EN LA SOLUCIÓN HIDRATANTE.

Para comprobar la presencia de estos microorganismos (coliformes totales) en la solución desechada se procedió a realizar una práctica en laboratorio según la guía de Interpretación de Placas para el Recuento de Coliformes emitida por Microbiology Products Laboratoires 3M Santé (ver anexo E), además se realizó un análisis en el laboratorio de ETAPA EP, institución acreditado por la OAE, para demostrar la existencia de los mismos (ver anexo C. Resultados de los Análisis).

Considerando la práctica realizada se pudo determinar la presencia de colonias productoras de ácido con y sin gas, lo que indica la existencia de coliformes totales en la solución hidratante.

Ilustración 15. Presencia de coliformes totales en la solución hidratante.



Fuente: Gabriel Calderón.

2.3. MATERIALES FÍSICOS.

2.3.1. Materiales.

Los materiales utilizados para la realización de la presente investigación son:

SIEMBRA

- Placas Petrifilm
- Estufa
- Cámara para siembra
- Contador de colonias
- Autoclave
- Tubos de ensayo
- Algodón
- Alcohol
- Varilla
- Vasos de precipitación

TRANSPORTE DE LA MUESTRA

- Baldes
- Cooler
- Fundas con hielo

2.3.2. Material experimental.

- Solución Hidratante Residual

2.3.3. Equipos.

Los equipos utilizados son los expuestos a continuación:

Conductímetro.- utilizado para la determinación de la conductividad eléctrica que posee la muestra, y un factor importante para determinar si hay variación en los análisis.

Ilustración 16. Conductímetro Portátil 910/3 marca Nahita.



Fuente: Auxilab S.L., www.auxilab.es/es/catalogo/ph-conductividad-od_conductividad_conductimetros_Conductimetro-portatil-910-3.aspx.

Peachímetro.- equipo utilizado para la determinación del pH en la muestra, además es un parámetro indispensable en los análisis.

Ilustración 17. Peachímetro utilizado.



Fuente: Representaciones adendorf, www.adendorf.net/peachimetro-sumergible-p-75.html

Sistema con luz ultravioleta.- equipo diseñado y construido provisto de filtros con lámparas ultravioleta.

Ilustración 18. Prototipo construido.



Fuente: Gabriel Calderón.

2.4. METODOLOGÍA.

El proceso metodológico para la experimentación que se realizó fue de tres tratamientos para lo cual, siguiendo el proceso de tratamiento de aguas con luz ultravioleta será considerado los caudales de experimentación con tiempos de 5 minutos por cada tratamiento tomando en cuenta el tiempo “0” como testigo; por cada corrida se miden los cuatro parámetros establecidos: Coliformes Totales, pH, Conductividad Eléctrica y % de sacarosa.

2.5. FACTORES EN ESTUDIO.

Los factores tomados en consideración son los siguientes:

FACTOR A.

Caudales.- Los caudales establecidos están relacionados al funcionamiento y adaptabilidad del equipo diseñado, considerando el caudal mínimo y el caudal máximo e intervalos de caudales de acuerdo al regulador de caudales adaptado.

- Q1: 3,61 ml/s
- Q2: 4,17 ml/s
- Q3: 16,03 ml/s
- Q4: 57,87 ml/s
- Q5: 102,56 ml/s

FACTOR B: Concentración de Coliformes Totales, establecido para determinar la presencia y eficacia del sistema con luz ultravioleta.

FACTOR C: Varianza del % de sacarosa

FACTOR D: pH

FACTOR E: Conductividad Eléctrica

Los factores C, D y E, son considerados para determinar si existe variación de los resultados relacionados a la aplicación de la luz ultravioleta sobre la solución hidratante residual, además son factores significativos para la eficiencia del sistema.

2.6. MUESTRAS.

Las muestras tomadas para los análisis fueron determinadas de la siguiente manera:

Muestra Inicial.- caracterizada por ser tomada y sembrada directamente en las placas petrifilm sin tratamiento alguno.

Muestras con Tratamiento.- caracterizadas por haber pasado por el sistema con luz ultravioleta con los caudales establecidos. Además el tiempo de toma de muestras es cada 5 minutos hasta completar los 15 minutos. Las muestras extraídas inmediatamente fueron sembradas en las placas petrifilm para su análisis.

2.7. ANÁLISIS DE RESULTADOS.

Para el análisis de resultados se tomó como referencia las características de los datos obtenidos, razón por la cual se interpretó mediante la utilización de tablas e histogramas determinando en porcentaje la reducción e eficacia del sistema aplicado.

2.7.1. Variables a evaluar.

➤ Variación de caudales.

Mediante un regulador de velocidades adaptado al dispositivo construido, se procedió a circular el agua residual por el sistema con 5 diferentes caudales medidos en mililitros sobre segundos (ml/s).

➤ Tiempos de varianza.

Se procedió con la variación de tiempos por cada tratamiento que se efectuó, con lapsos de tiempo cada 5 minutos.

➤ Cantidad de microorganismos.

La presencia de microorganismos está ligada a la capacidad del equipo que actúa sobre los microorganismos, a su vez al caudal para cada tratamiento que se realice.

CAPÍTULO 3

RESULTADOS

La finalidad de mi trabajo investigativo es determinar la eficiencia de la aplicación de luz ultravioleta sobre una agua residual, que en este caso es la solución hidratante desechada del proceso post cosecha de tallos florales de una florícola, teniendo como indicador la presencia o eliminación de coliformes totales.

Además se determinó si la aplicación de luz ultravioleta modificó o altero los valores de pH, conductividad eléctrica y % de sacarosa en la solución hidratante.

Para la ejecución del análisis de resultados se procedió a la utilización del Software Microsoft Excel 2010, con la creación de tablas e histogramas.

Los resultados expuestos de coliformes totales son determinados de acuerdo al caudal de circulación, en tanto que parámetros como el pH, conductividad eléctrica y % de sacarosa se tomaron los promedios de los resultados obtenidos, sin embargo en los anexos se adjunta todos los datos conseguidos (Anexo F).

3.1. ANÁLISIS DE RESULTADOS (COLIFORMES TOTALES).

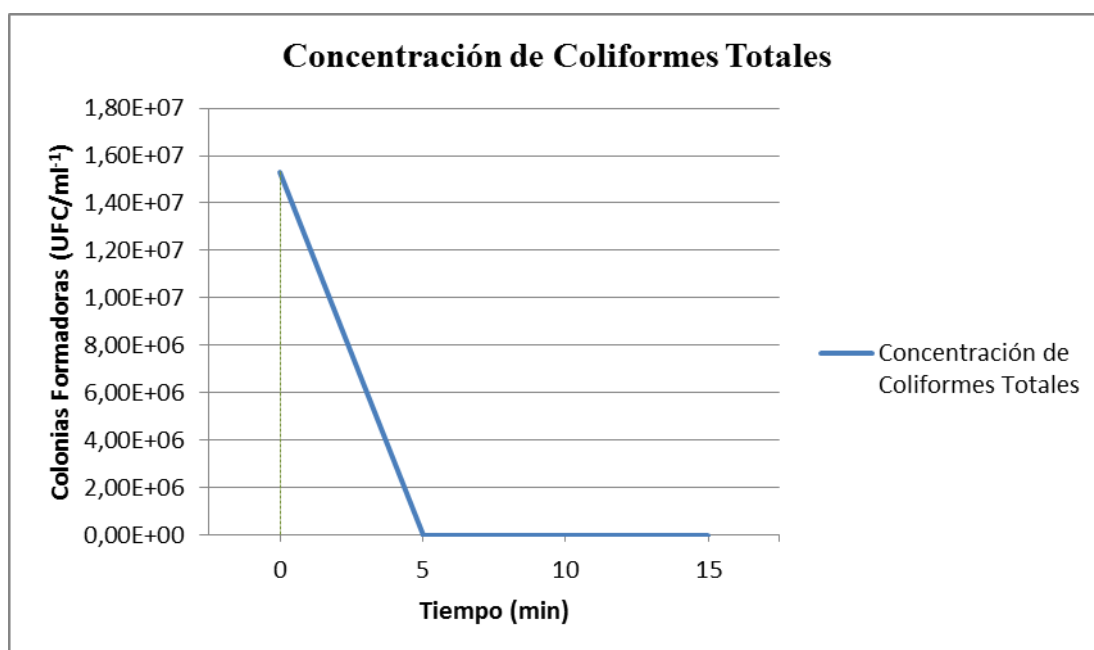
- Caudal 3,61 ml/s (Q1, mínimo caudal).

Tabla 5. Resultados de coliformes totales con caudal 3,61 ml/s.

COLIFORMES TOTALES						
TIEMPO (min)	CAUDAL Q1			PROMEDIO	UNIDADES	% EFICIENCIA
	R1	R2	R3			
0	1,67E+07	1,50E+07	1,42E+07	1,53E+07	UFC/ml ⁻¹	-
5	0	0	0	0,00E+00	UFC/ml ⁻¹	100
10	0	0	0	0,00E+00	UFC/ml ⁻¹	100
15	0	0	0	0,00E+00	UFC/ml ⁻¹	100

Elaborado por: Gabriel Calderón.

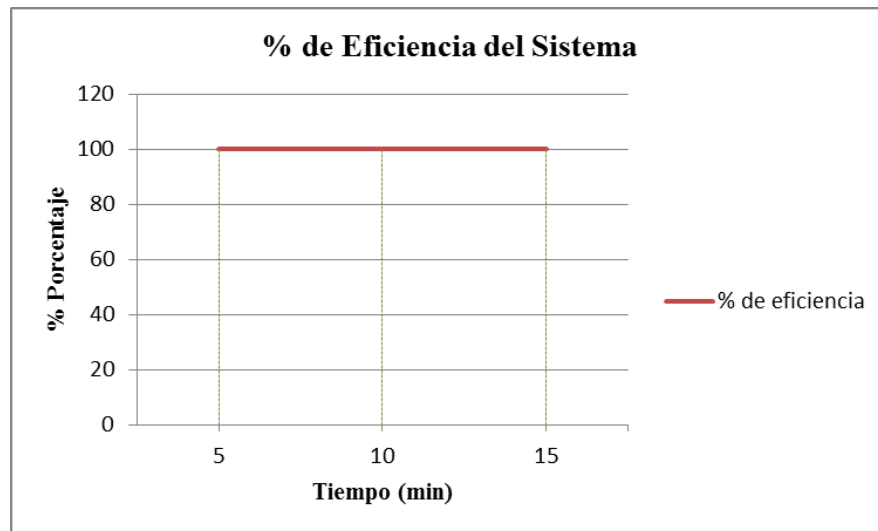
Ilustración 19. Concentración de coliformes totales con caudal 3,61 ml/s.



Elaborado por: Gabriel Calderón.

La concentración de coliformes totales disminuye notablemente hasta permanecer nula en los tiempos de aplicación.

Ilustración 20. Eficiencia del sistema con caudal 3,61 ml/s.

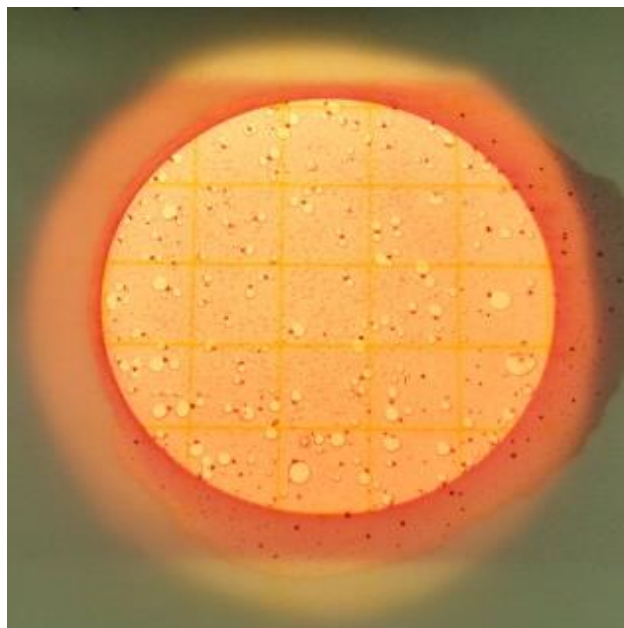


Elaborado por: Gabriel Calderón.

En este caudal de aplicación se obtuvo el 100% de eficacia del sistema.

En tanto que, en la siguiente fotografía se puede apreciar la presencia de coliformes totales antes de la aplicación del tratamiento.

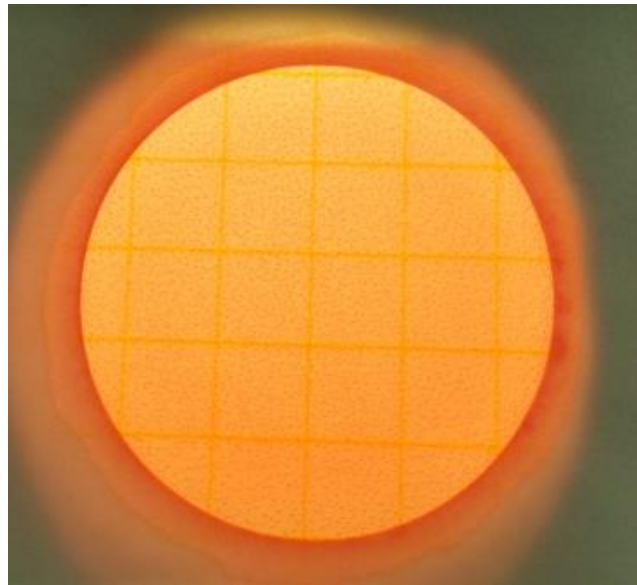
Ilustración 21. Muestra inicial (Q1).



Fuente: Gabriel Calderón.

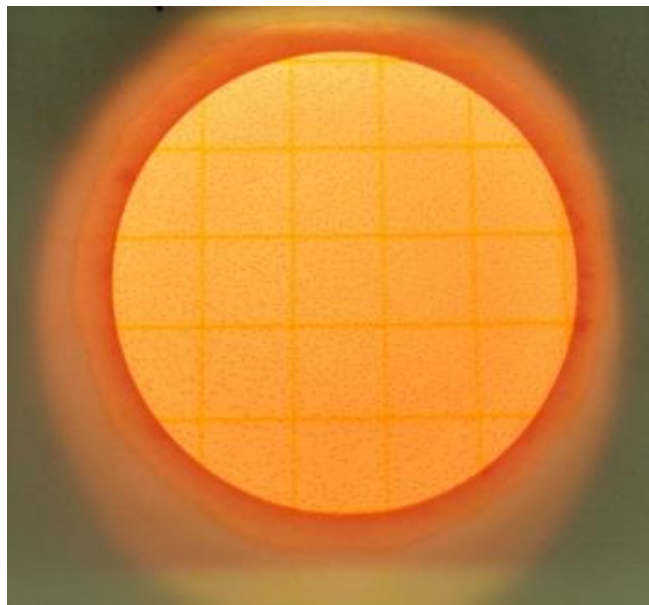
Por consiguiente, en las siguientes ilustraciones se identifica claramente la eliminación de coliformes totales con la aplicación de luz ultravioleta. Además se realizó el análisis de la misma muestra en el laboratorio de ETAPA, comprobando el resultado obtenido. (Anexo D.)

Ilustración 22. Corrida en tiempo de 5 minutos (Q1).



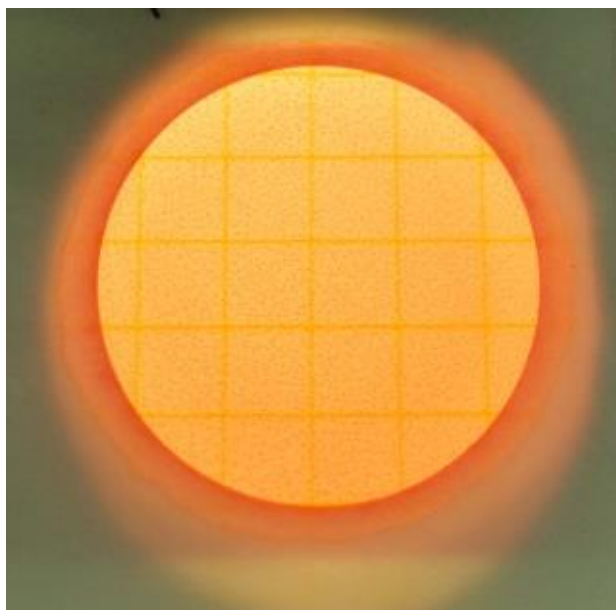
Fuente: Gabriel Calderón.

Ilustración 23. Corrida en tiempo de 10 minutos (Q1).



Fuente: Gabriel Calderón.

Ilustración 24. Corrida en tiempo de 15 minutos (Q1).



Fuente: Gabriel Calderón.

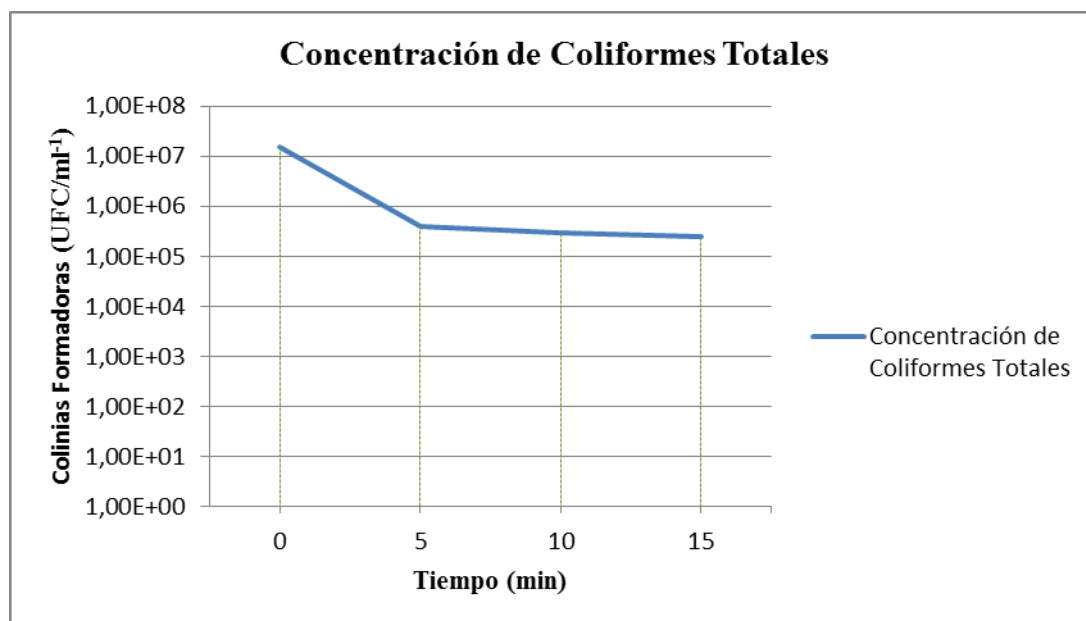
- Caudal 4,17 ml/s (Q2).

Tabla 6. Resultados de coliformes totales con caudal 4,17 ml/s.

COLIFORMES TOTALES						
TIEMPO (min)	CAUDAL Q2			PROMEDIO	UNIDADES	% EFICIENCIA
	R1	R2	R3			
0	1,67E+07	1,50E+07	1,42E+07	1,53E+07	UFC/ml ⁻¹	-
5	4,58E+05	2,56E+05	4,86E+05	4,00E+05	UFC/ml ⁻¹	97,39
10	3,90E+05	2,00E+05	2,80E+05	2,90E+05	UFC/ml ⁻¹	98,10
15	3,50E+05	1,50E+05	2,20E+05	2,40E+05	UFC/ml ⁻¹	98,43

Elaborado por: Gabriel Calderón.

Ilustración 25. Concentración de coliformes totales con caudal 4,17 ml/s.

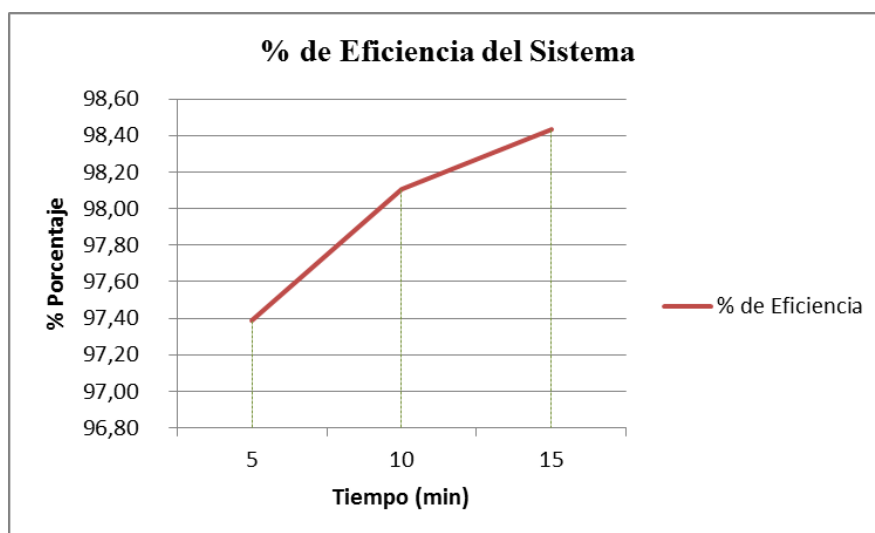


Elaborado por: Gabriel Calderón.

A partir de la concentración inicial se observa de reducción de coliformes totales según el tiempo de exposición.

A partir del tiempo 5 se observa el incremento del porcentaje de eficiencia del sistema cercano al 100% consecuentemente debido a la disminución en la concentración de coliformes totales.

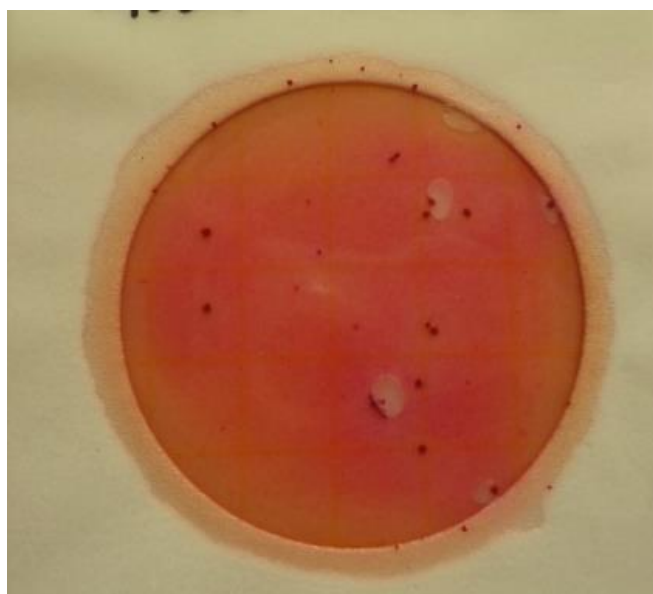
Ilustración 26. Eficiencia del sistema con caudal 4,17 ml/s.



Elaborado por: Gabriel Calderón.

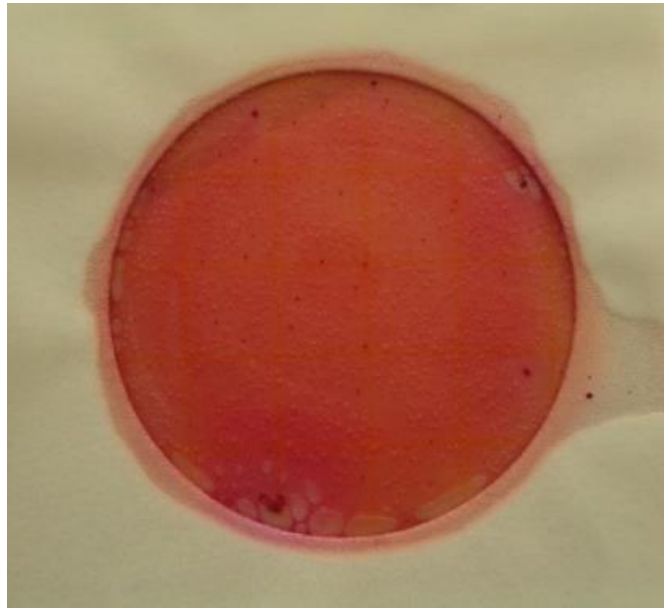
En las ilustraciones expuestas se puede apreciar la presencia en menores cantidades de coliformes totales sin aplicación y con aplicación de luz ultravioleta.

Ilustración 27. Muestra inicial (Q2).



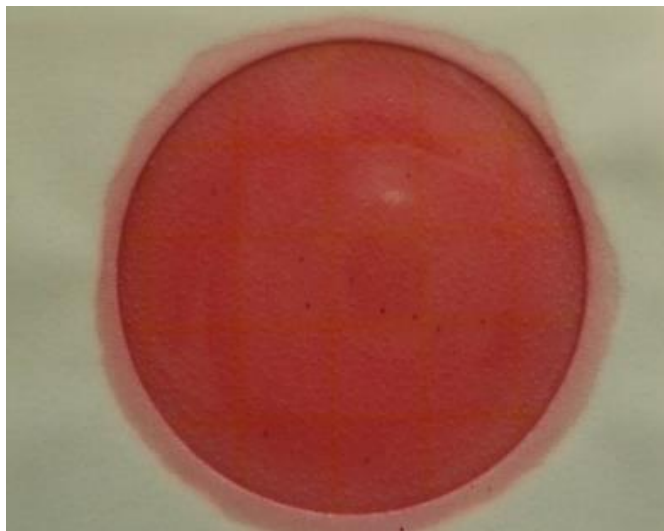
Fuente: Gabriel Calderón.

Ilustración 28. Corrida en tiempo de 5 minutos (Q2).



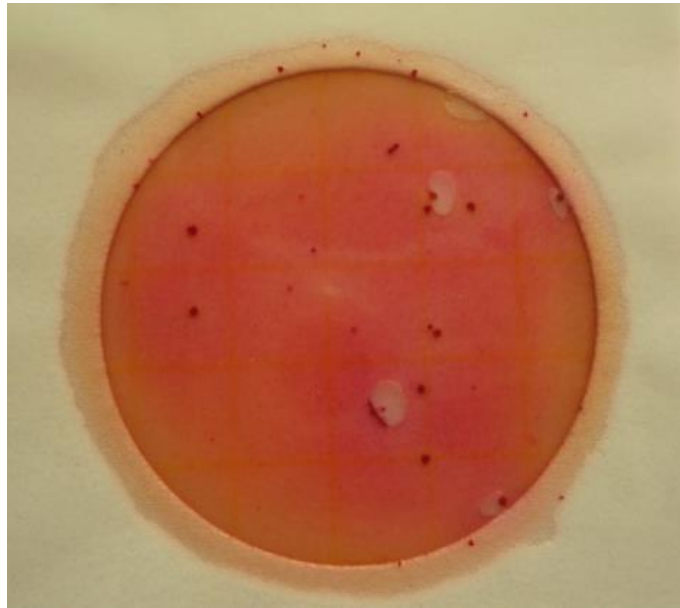
Fuente: Gabriel Calderón.

Ilustración 29. Corrida en tiempo de 10 minutos (Q2).



Fuente: Gabriel Calderón.

Ilustración 30. Corrida en tiempo de 15 Minutos (Q2).



Fuente: Gabriel Calderón.

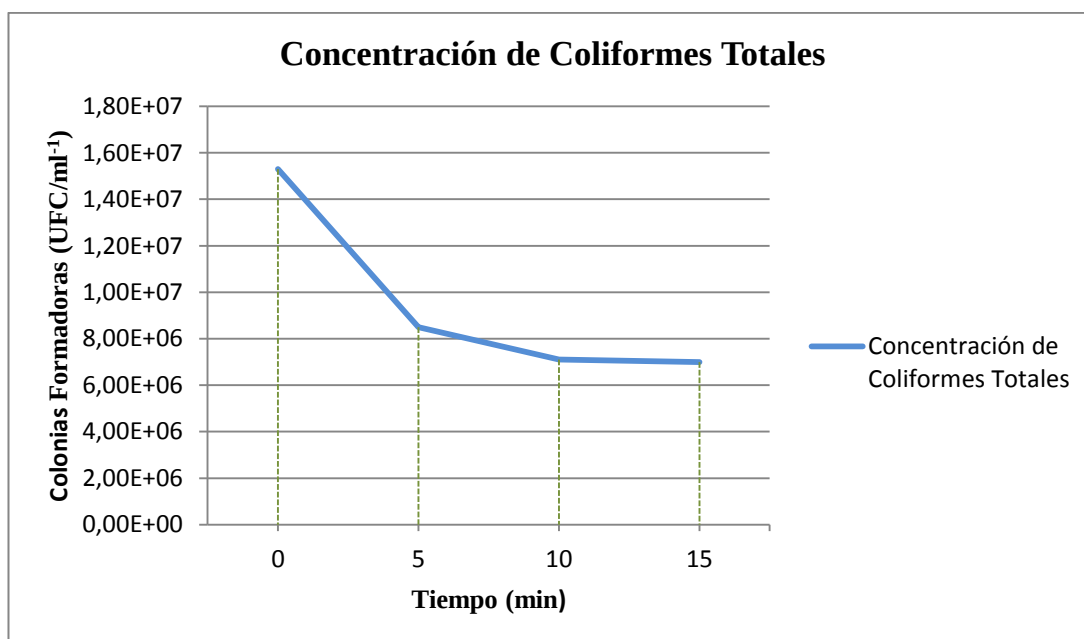
- Caudal 16,03 ml/s, (Q3).

Tabla 7. Resultados de coliformes totales con caudal 16,03 ml/s.

COLIFORMES TOTALES						
TIEMPO (min)	CAUDAL Q3			PROMEDIO	UNIDADES	% EFICIENCIA
	R1	R2	R3			
0	1,67E+07	1,50E+07	1,42E+07	1,53E+07	UFC/ml ⁻¹	-
5	8,50E+06	7,50E+06	9,50E+06	8,50E+06	UFC/ml ⁻¹	44,44
10	6,05E+06	6,70E+06	8,56E+06	7,10E+06	UFC/ml ⁻¹	53,59
15	5,90E+06	6,60E+06	8,51E+06	7,00E+06	UFC/ml ⁻¹	54,25

Elaborado por: Gabriel Calderón.

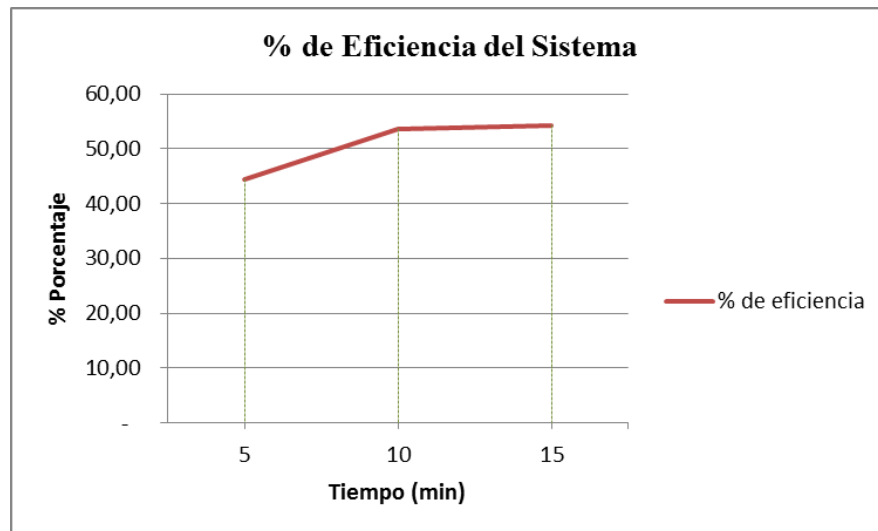
Ilustración 31. Concentración de coliformes totales con caudal 16,03 ml/s.



Elaborado por: Gabriel Calderón.

La concentración de coliformes totales va disminuyendo consecuentemente al incremento del tiempo de exposición.

Ilustración 32. Eficiencia del sistema con caudal 16,03 ml/s.

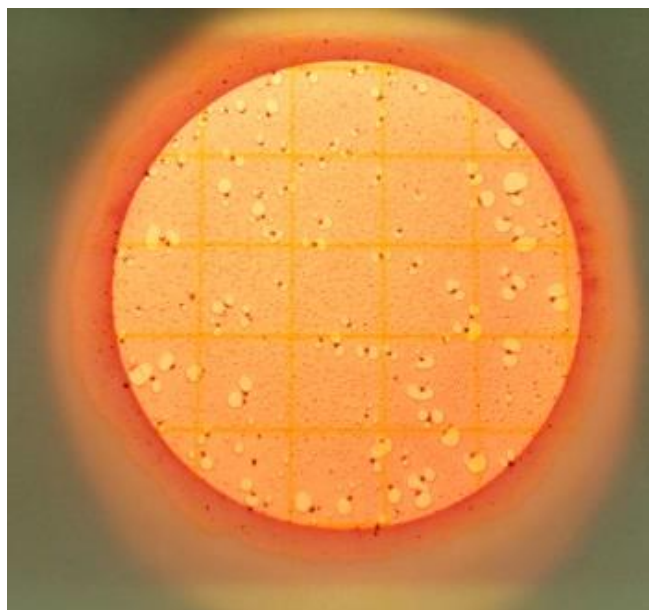


Elaborado por: Gabriel Calderón.

En este ensayo también se observa el incremento de la eficiencia relacionado al incremento del tiempo de exposición.

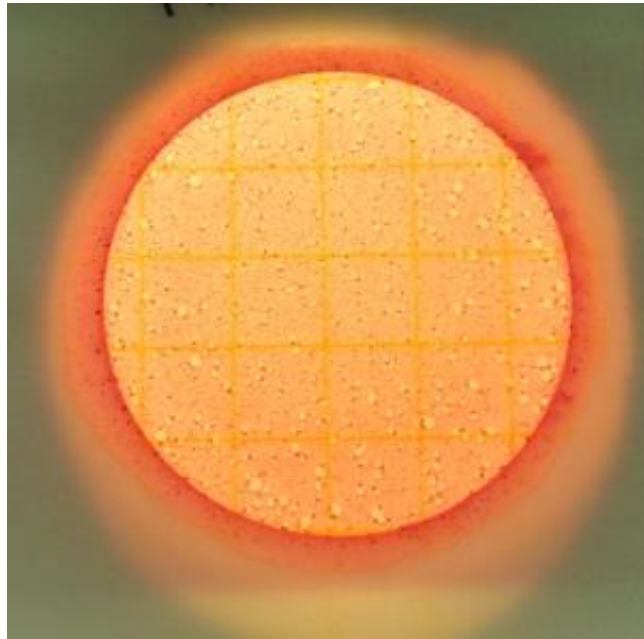
Como se puede observar en las siguientes ilustraciones se nota claramente el incremento de la concentración de coliformes totales luego de la aplicación del proceso de tratamiento con luz ultravioleta.

Ilustración 33. Muestra inicial (Q3).



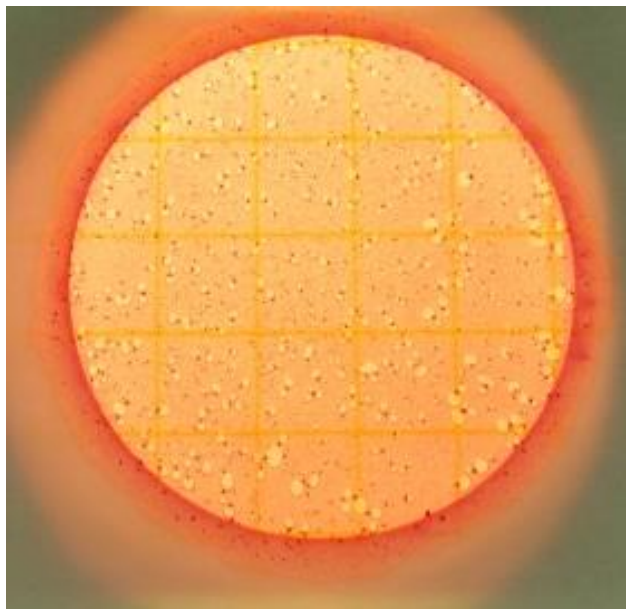
Fuente: Gabriel Calderón.

Ilustración 34. Corrida en tiempo de 5 minutos (Q3).



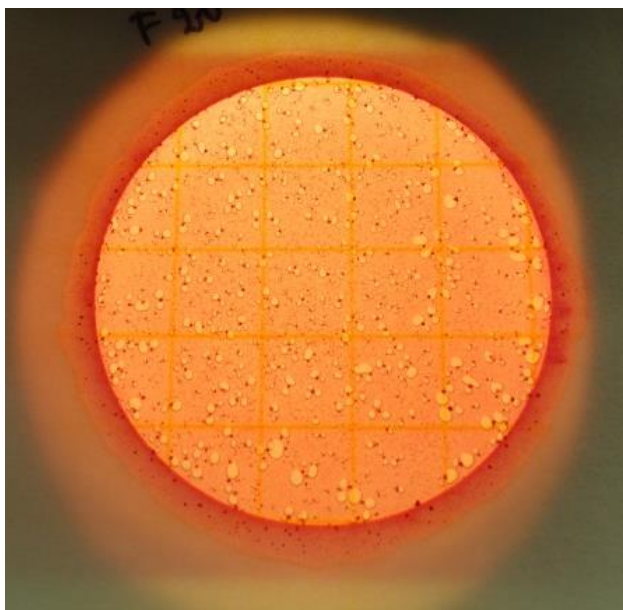
Fuente: Gabriel Calderón.

Ilustración 35. Corrida en tiempo de 10 minutos (Q3).



Fuente: Gabriel Calderón.

Ilustración 36. Corrida en tiempo de 15 minutos (Q3).



Fuente: Gabriel Calderón.

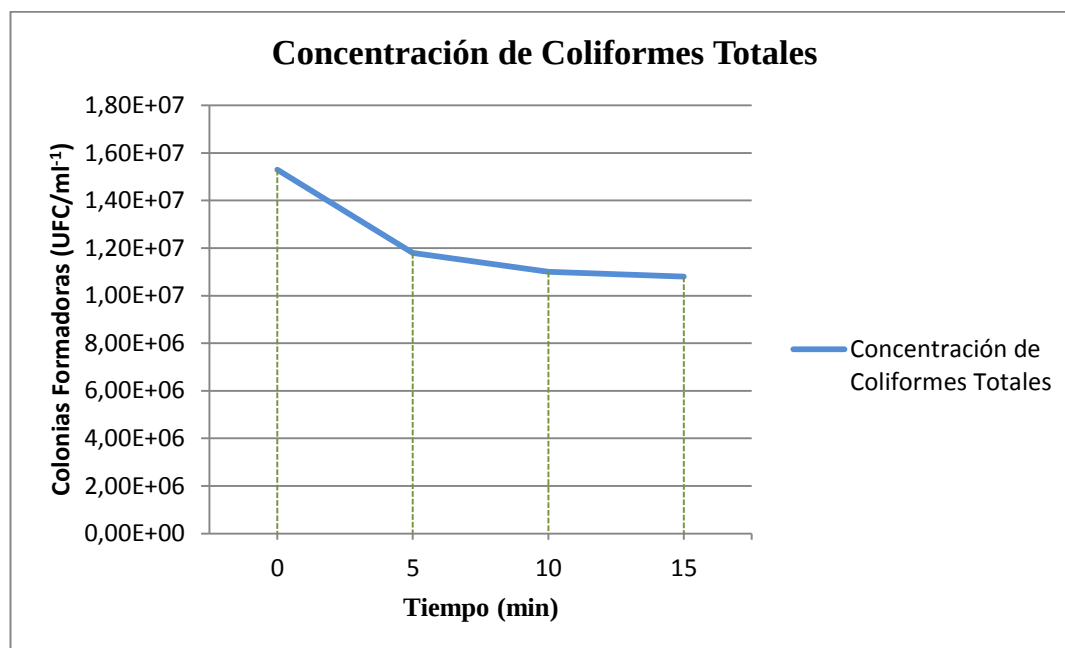
- Caudal 57,87 ml/s (Q4).

Tabla 8. Resultados de coliformes totales con caudal 57,87 ml/s.

COLIFORMES TOTALES						
TIEMPO (min)	Q4			PROMEDIO	UNIDADES	% EFICIENCIA
	R1	R2	R3			
0	1,67E+07	1,50E+07	1,42E+07	1,53E+07	UFC/ml ⁻¹	-
5	1,21E+07	1,12E+07	1,20E+07	1,18E+07	UFC/ml ⁻¹	22,88
10	1,09E+07	1,08E+07	1,12E+07	1,10E+07	UFC/ml ⁻¹	28,10
15	1,05E+06	1,02E+07	1,00E+07	7,08E+06	UFC/ml ⁻¹	29,41

Elaborado por: Gabriel Calderón.

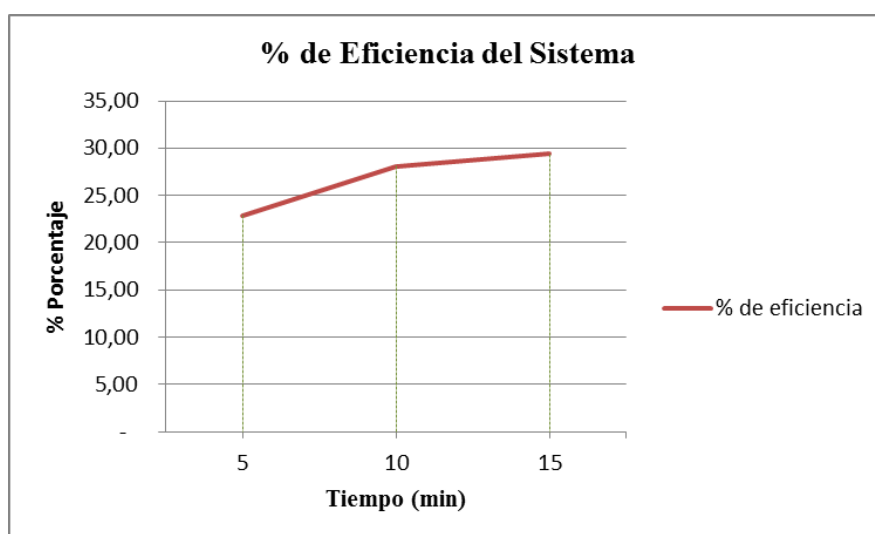
Ilustración 37. Concentración de coliformes totales con caudal 57,87 ml/s.



Elaborado por: Gabriel Calderón.

A partir del tiempo 5 se observa la disminución de la concentración de coliformes totales.

Ilustración 38. Eficiencia del sistema con caudal 57,87 ml/s.

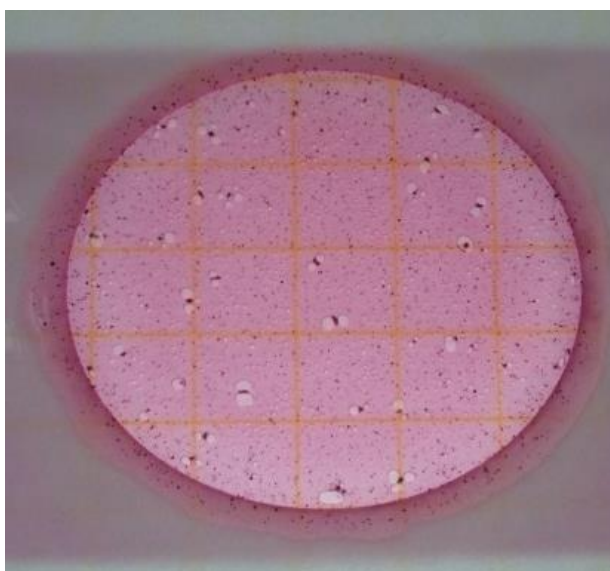


Elaborado por: Gabriel Calderón.

En este ensayo existe una disminución considerada de la eficiencia del sistema, sin embargo la eficiencia se incrementa pasado el tiempo 5 de exposición.

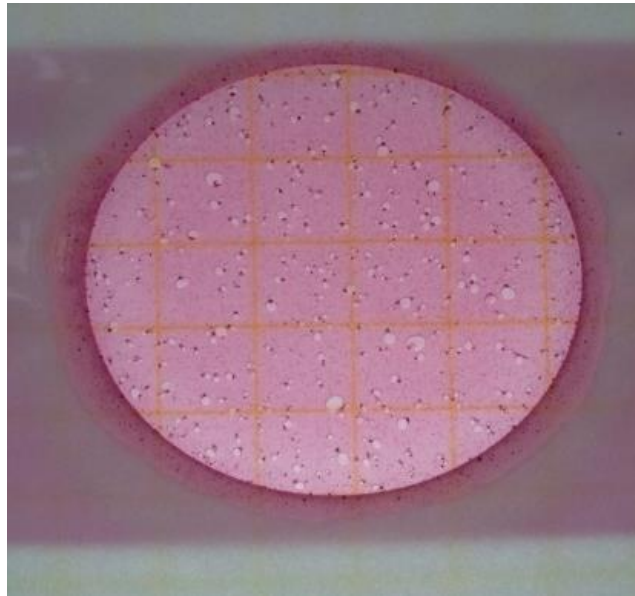
Las siguientes ilustraciones dan a conocer que la presencia de coliformes totales se va incrementando según se eleva el caudal de circulación.

Ilustración 39. Muestra inicial (Q4).



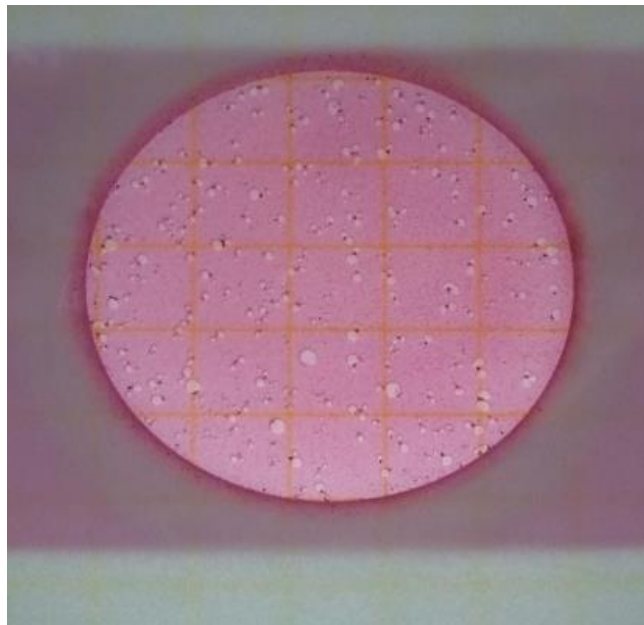
Fuente: Gabriel Calderón.

Ilustración 40. Corrida en tiempo de 5 minutos (Q4).



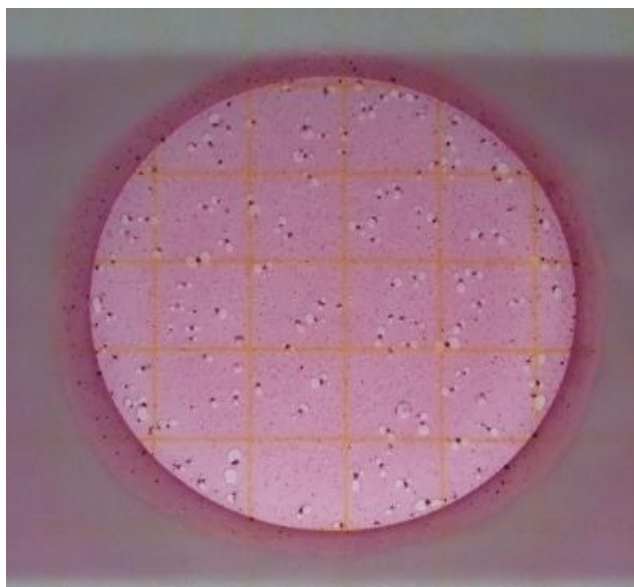
Fuente: Gabriel Calderón.

Ilustración 41. Corrida en tiempo de 10 minutos (Q4).



Fuente: Gabriel Calderón.

Ilustración 42. Corrida en tiempo de 15 minutos (Q4).



Fuente: Gabriel Calderón.

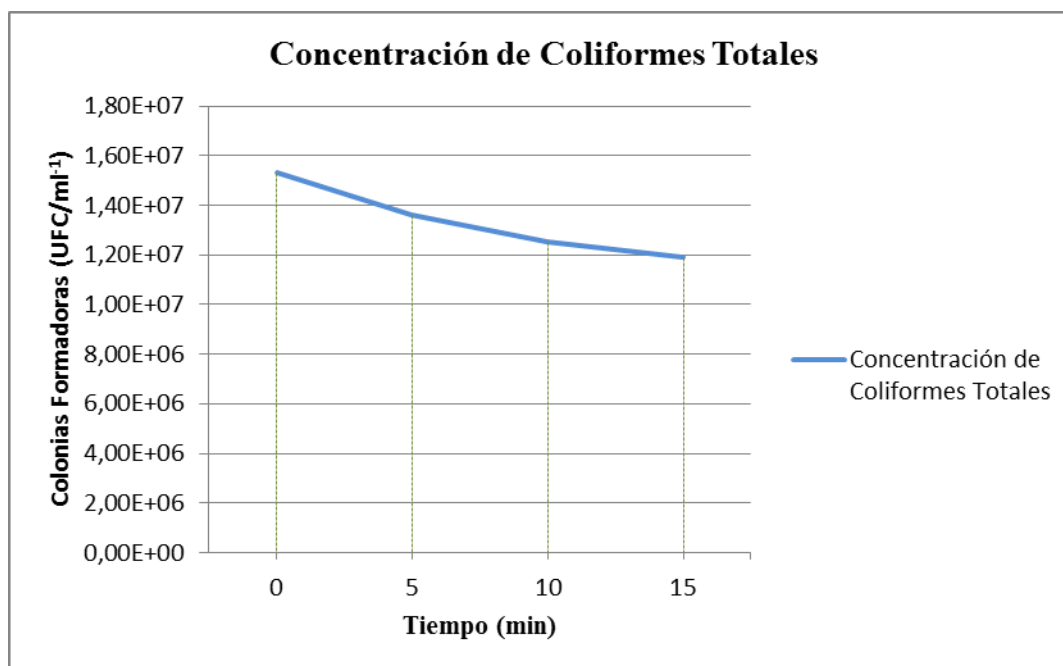
- Caudal 102,56 ml/s (Q5).

Tabla 9. Resultados de coliformes totales con caudal 102,56 ml/s.

COLIFORMES TOTALES						
TIEMPO (min)	Q5			PROMEDIO	UNIDADES	% EFICIENCIA
	R1	R2	R3			
0	1,67E+07	1,50E+07	1,42E+07	1,53E+07	UFC/ml ⁻¹	-
5	1,36E+07	1,31E+07	1,40E+07	1,36E+07	UFC/ml ⁻¹	11,11
10	1,20E+07	1,24E+07	1,32E+07	1,25E+07	UFC/ml ⁻¹	18,30
15	1,15E+07	1,16E+07	1,25E+07	1,19E+07	UFC/ml ⁻¹	22,22

Elaborado por: Gabriel Calderón.

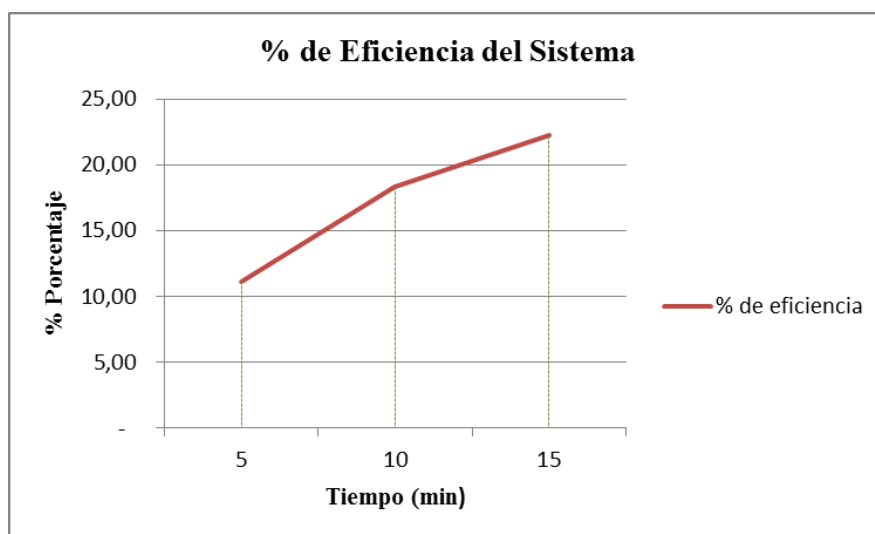
Ilustración 43. Concentración de coliformes totales con caudal 102,56 ml/s.



Elaborado por: Gabriel Calderón.

La concentración de colonias formadoras es elevada a comparación de los otros ensayos, sin embargo existe una disminución de las cantidades según el tiempo de exposición.

Ilustración 44. Eficiencia del sistema con caudal 102,56 ml/s.

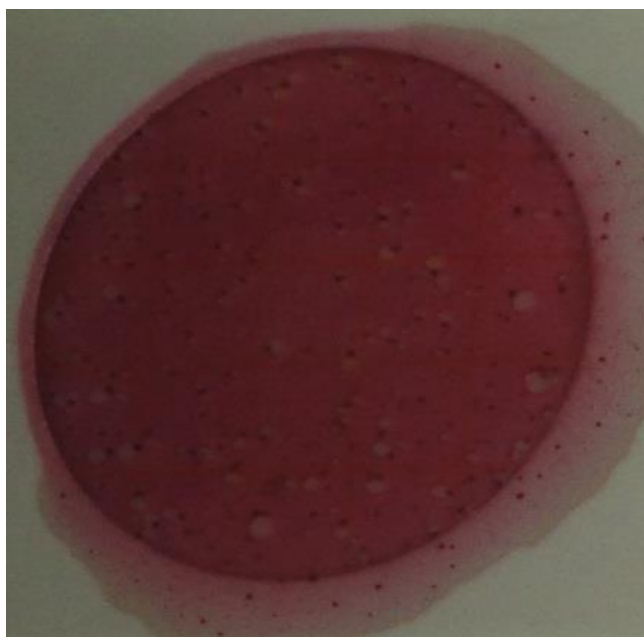


Elaborado por: Gabriel Calderón.

Existe una disminución considerada en la eficiencia del sistema.

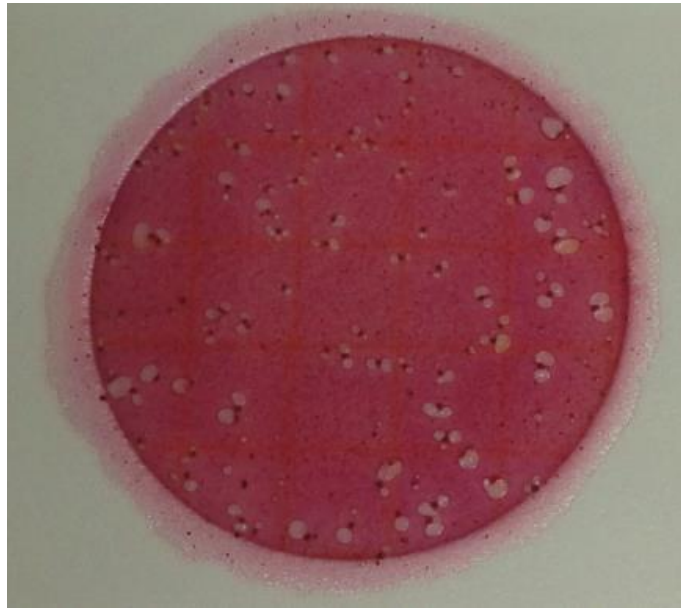
En el máximo caudal utilizado la presencia de coliformes totales es sumamente alta como se puede apreciar en las ilustraciones.

Ilustración 45. Muestra inicial (Q5).



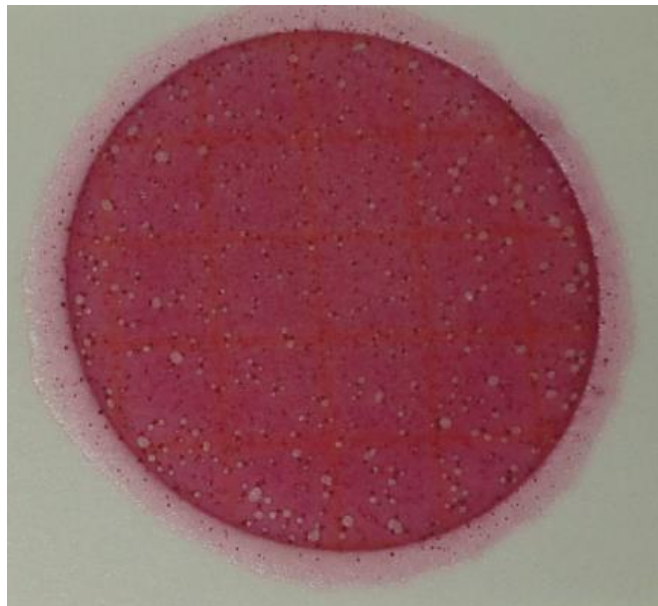
Fuente: Gabriel Calderón.

Ilustración 46. Corrida en tiempo de 5 minutos (Q5).



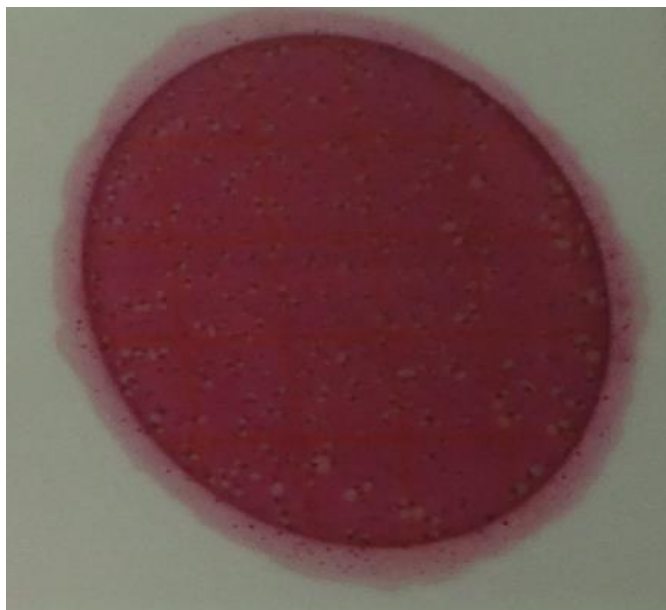
Fuente: Gabriel Calderón.

Ilustración 47. Corrida en tiempo de 10 minutos (Q5).



Fuente: Gabriel Calderón.

Ilustración 48. Corrida en tiempo de 15 minutos (Q5).



Fuente: Gabriel Calderón.

3.1.1. Análisis de Promedios.

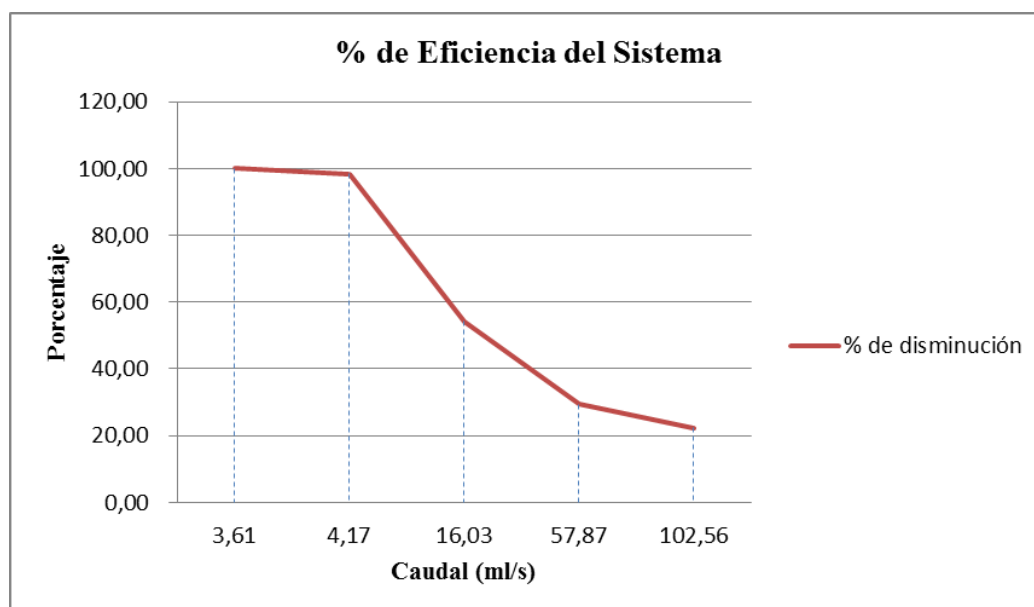
De los cinco caudales utilizados para determinar las concentraciones de coliformes totales, se analizara cuál es el más eficiente en cuanto a la disminución según el tiempo de aplicación en el sistema diseñado.

Tabla 10. Resultados análisis de promedios de coliformes totales.

CAUDAL (ml/s)	TIEMPO (min)				% de disminución
	0	5	10	15	
3,61	1,53E+07	0,00E+00	0,00E+00	0,00E+00	100
4,17	1,53E+07	4,00E+05	2,90E+05	2,40E+05	98,43
16,03	1,53E+07	8,50E+06	7,10E+06	7,00E+06	54,24
57,87	1,53E+07	1,18E+07	1,10E+07	1,08E+07	29,41
102,56	1,53E+07	1,36E+07	1,25E+07	1,19E+07	22,22

Elaborado por: Gabriel Calderón.

Ilustración 49. Porcentaje de disminución de coliformes totales.



Elaborado por: Gabriel Calderón.

Como se puede observar en el histograma los datos en promedio demuestran que las concentraciones de colonias formadoras disminuyen según el tiempo de exposición y el caudal, también se aprecia la disminución total de colonias formadoras con el caudal mínimo establecido (3,61 ml/s), es decir se obtuvo una eficacia del 100% del equipo con luz ultravioleta.

3.2. ANÁLISIS DE RESULTADOS (pH).

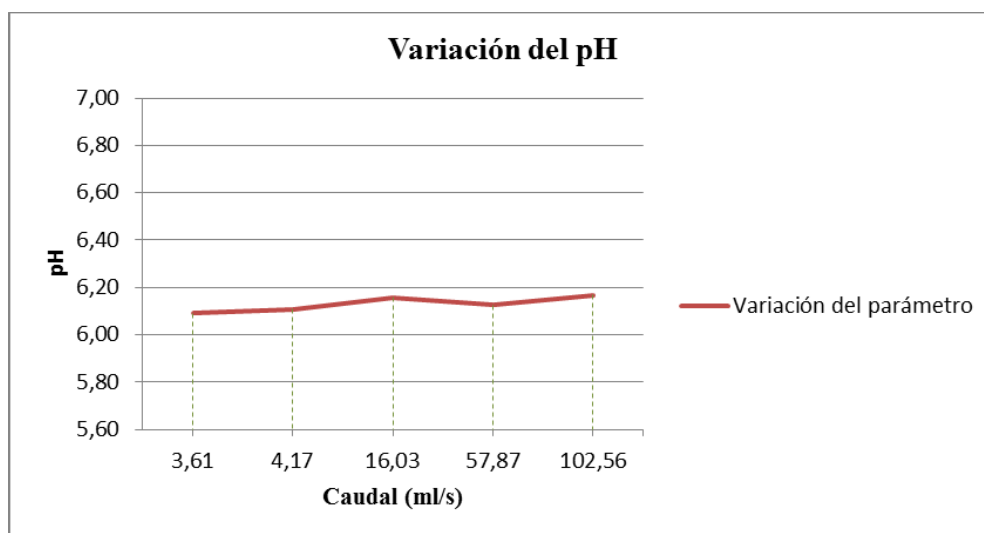
El pH (potencial de hidrógeno) ha sido considerado para determinar si la acción de la luz ultravioleta sobre la solución hidratante desechada, modifica los valores iniciales de las muestras, los cuales se dan a conocer en las siguiente tabla promedio.

Tabla 11. Resultados análisis de promedios de pH.

CAUDAL (ml/s)	TIEMPO (min)				PROMEDIO
	0	5	10	15	
3,61	6,23	6,07	6,03	6,03	6,09
4,17	6,23	6,10	6,07	6,03	6,11
16,03	6,23	6,17	6,10	6,13	6,16
57,87	6,23	6,13	6,07	6,07	6,13
102,56	6,23	6,20	6,13	6,10	6,17

Elaborado por: Gabriel Calderón.

Ilustración 50. Variación del pH según el promedio.



Elaborado por: Gabriel Calderón.

Observando la tabla y el histograma presentados se deduce que existen pequeñas variaciones en cuanto a los valores obtenidos por lo que no serían significativos.

3.3. ANÁLISIS DE RESULTADOS (CONDUCTIVIDAD ELÉCTRICA).

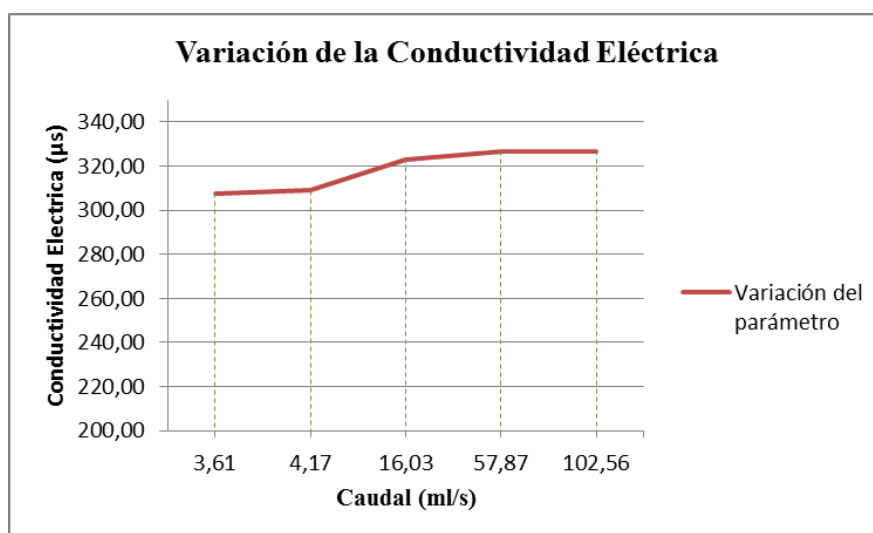
Otro parámetro considerado es la conductividad eléctrica su importancia en mi trabajo de investigación radica en que si la acción de la radiación uv eleva o disminuye la conductividad eléctrica que posee la solución hidratante.

Tabla 12. Resultados análisis de promedios de conductividad eléctrica.

CAUDAL (ml/s)	TIEMPO (min)				PROMEDIO	UNIDADES
	0	5	10	15		
3,61	322,33	306,33	302,33	299,67	307,67	μs
4,17	322,33	308,33	301,67	303,67	309,00	μs
16,03	322,33	318,67	324,33	326,67	323,00	μs
57,87	322,33	323,67	328,67	332,33	326,75	μs
102,56	322,33	322,00	329,67	333,00	326,75	μs

Elaborado por: Gabriel Calderón.

Ilustración 51. Variación del pH según el promedio.



Elaborado por: Gabriel Calderón.

Las cantidades obtenidas dan a conocer que existen cambios en los valores que no son significativos, puesto que estas alteraciones podrían ser ocurridas debido al funcionamiento del equipo utilizado.

3.4. ANÁLISIS DE RESULTADOS (% SACAROSA).

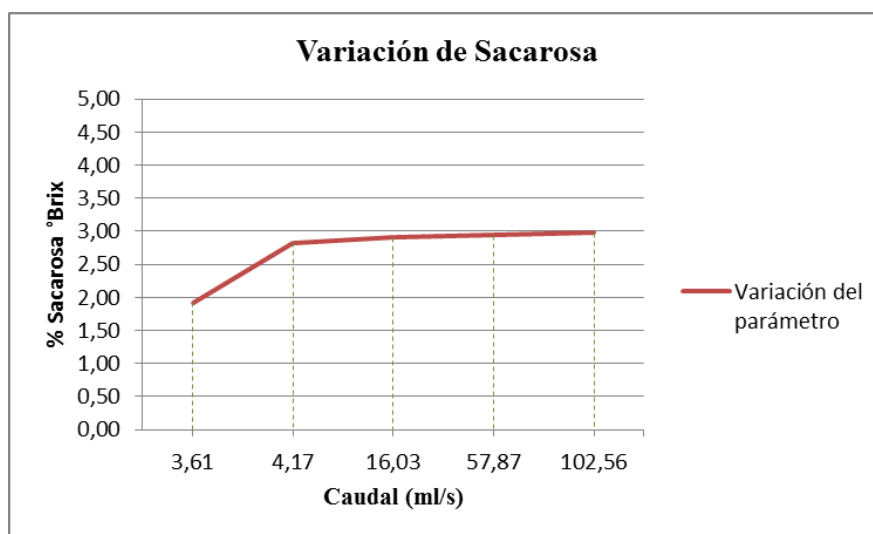
La sacarosa también ha sido considerada para determinar si la luz uv modifica las concentraciones del mismo en la solución hidratante desechada y es medida en °Brix (sirven para determinar la cantidad de sólidos solubles en un líquido).⁷

Tabla 13. Resultados análisis de promedios de sacarosa.

CAUDAL (ml/s)	TIEMPO (min)				PROMEDIO	UNIDADES
	0	5	10	15		
3,61	3,00	1,63	1,50	1,53	1,92	°Brix
4,17	3,00	2,80	2,77	2,73	2,83	°Brix
16,03	3,00	2,90	2,87	2,83	2,90	°Brix
57,87	3,00	2,93	2,90	2,93	2,94	°Brix
102,56	3,00	3,00	2,97	2,93	2,98	°Brix

Elaborado por: Gabriel Calderón.

Ilustración 52. Variación del % de sacarosa según el promedio.



Elaborado por: Gabriel Calderón.

Como se observa en las tablas se puede apreciar que existen unas variaciones mínimas que no son representativas.

⁷ <http://www.virtual.unal.edu.co/cursos/agronomia/2006228/teoria/obpulpfru/p7.htm>

CAPÍTULO 4

CONCLUSIONES

Luego de haber culminado con la elaboración de este proyecto se ha llegado a las siguientes conclusiones:

- El porcentaje de eficiencia del tratamiento con luz ultravioleta según el caudal.
 - Caudal 3,61 ml/s (Q1).- se obtuvo un 100% de eficiencia en cuanto a la aplicación del sistema con luz ultravioleta, eliminando totalmente los coliformes totales.
 - Caudal 4,17 ml/s (Q2).- en este ensayo se determinó el 98,43 % de efectividad, notando la presencia de coliformes totales en menores proporciones.
 - Caudal 16,03 ml/s (Q3).- se determinó una eficiencia del 54,24%, notando claramente la presencia de coliformes totales.
 - Caudal 57,87 ml/s (Q4).- la efectividad en este tratamiento es del 29,41% notando muchos más la presencia de coliformes totales.
 - Caudal 102,56 ml/s (Q5).- Se notó altas concentraciones de colonias formadores teniendo el 22,22% de efectividad del sistema.
- De manera general las concentraciones de coliformes totales van disminuyendo según se reduce el tiempo y caudal de aplicación, logrando una efectividad del 100% con el mínimo caudal establecido. Razón por la cual se estaría cumpliendo la hipótesis 1 planteada.

- Los parámetros de la solución de hidratante no se ven afectados por la aplicación del sistema con luz ultravioleta.
- El tratamiento con luz ultravioleta es eficaz para actuar en la eliminación de coliformes totales.

Producto Final: Luego de cada tratamiento se manifiesta que la aplicación de luz ultravioleta en este tipo de aguas es eficiente, eso si el caudal y el tiempo de retención es el adecuado puesto que estos parámetros determinaran la presencia o no de coliformes totales.

RECOMENDACIONES

- El tratamiento con luz ultravioleta al ser un mecanismo de desinfección moderno y muy utilizado en la actualidad su aplicación mantendría un equilibrio ecológico en cuanto a la relación con el medio ambiente por lo que no genera residuos contaminantes, razón por la cual es muy recomendable su uso para el tratamiento de las aguas residuales.
- Se recomienda la utilización de lámparas en serie para trabajar en caudales mayores al caudal Q3 (16,03 ml/s), del estudio.
- En lo referente a la eficiencia del sistema de tratamiento se recomienda el cálculo adecuado del caudal de circulación y los tiempos de retención ya que es directamente proporcional a la presencia de microorganismos (esta consideración rige para aplicaciones a gran escala).
- Es muy importante la implementación de un sistema de retención de sólidos suspendidos, puesto que mantendría la efectividad que proporcionan las lámparas ultravioleta para eliminar microorganismos.
- Considerando los resultados positivos de la práctica, se recomienda a las florícolas la aplicación de este sistema de tratamiento para eliminar los microorganismos presentes en la solución hidratante desechada, sin embargo se deberá realizar un análisis costo beneficio para determinar la implementación o no del sistema propuesto.

BIBLIOGRAFÍA

La información expuesta en los diferentes temas fueron extraídos de los siguientes libros y artículos del internet.

BIBLIOGRAFÍA:

- [1] OSORIO F, TORRES J, SANCHEZ M, *Tratamiento de Aguas para la Eliminación de Microorganismos y Agentes Contaminantes*, Ediciones Díaz de Santos, Madrid, España 2010, p. 22.

- [3] G. Roldan, J. Ramírez. *Fundamentos de Limnología Tropical*, 2da Edición, Colombia, 2008, p. 337.

- [9] CATELLS Xavier, *Tratamiento y Valoración Energética de Residuos*, Ediciones Díaz de Santos S.A., Albazanz 2, Madrid, España, 2005, p. 1115.

- [13] SOLSONA Felipe y MENDEZ Juan Pablo. *Desinfección del Agua*, Lima, Perú, 2002, p. 93 y 94.

- [14] JARAMILLO CRISTIAN, Tesis, *Desinfección del Agua para Uso Humano*, Quito, Marzo 2010, p. 21.

- [15] ALARCÓN NATHALY, REDCO – PUCE, *Perfil del sector Florícola*, Quito, Junio 2009, p. 1 y 4.

- [16] PEREZ J, *Análisis de la Industria Florícola y su Comportamiento Crediticio*, Superintendencia de Bancos y Seguros, Quito, Junio 2006, p. 1 y 3.

- [17] RIMACHE ARTICA, Mijail, *Floricultura Cultivo y Comercialización*, 1ra. Edición, Ediciones de la U, Bogotá - Colombia 2011, p. 19.

- [18] VERDUGO G, *Efecto de Inhibidores de Etileno en Post-cosecha de Flores cortadas de Lilium*, Valparaíso, Quillota, Chile, 2003, p. 2.

- [19] RIMACHE ARTICA, Mijail, *Floricultura Manejo y Comercialización*, 1^{ra}. Edición, Ediciones MACRO E.I.R.L, Surquillo - Perú 2008, p. 12, 13, 14, 17.
- [20] SACALIS, J. N. *Cut Flowers Prolonging Freshness*, 2da. Edición, J.L Seals, editor, Batavia Illinois, Estados Unidos, 1993, p. 6.
- [21] BAÑON S. *Tecnología de la Conservación de flores cortadas frescas, Plantflor Cultivo y Comercio*, 1997, p. 6.
- [22] DOLE Y WILKINS, *Floriculture Principles And Species*, 1999, p, 7.
- [23] SOLA, A. M Y CANO E.A. *Punto, momento de corte y manejo de la recolección*. Plantflor, Cultivo y Comercio, Bogotá, Colombia, 1999, p. 9.
- [24] RIED, Michael S, *Pos-cosecha y Manejo de las flores de Corte*, Traducción de Marta Pizano, Hortitecnia Ediciones, Bogotá, Colombia, 2009, p. 13.
- [25] CHAHIN M., VERDUGO G., MONTESINOS A., *Manejo de Pos-cosecha de Flores*, Temuco, 2002, p. 8.
- [26] HIRZEL Verlag Stuttgart. *Manual de Química Orgánica*, Edición 19, España 1987, p. 478.
- [29] DE STIGTER, *Effects of glucose with 8-hydroxyquinoline sulfate or aluminum sulfate on the water balance of cut v Sonia' roses*. Z. Pflanzenphysiol.1981. Tomado de IDESIA, Post cosecha de Flores de Corte y Medio Ambiente Chile, Diciembre, 2011.
- [32] HAVELY A.H, and MAYAK S. *Senescence and postharvest physiology of cut flowers*. Part 2. 1981. Tomado de Post-cosecha de Flores de corte y medio ambiente, Volumen 29, Chile, Diciembre 2011.

[33] HONT, 1988. Tomado de SANTACRUZ, Ana, Tesis *Efecto de Tres Tiempos de Refrigeración y Tres Soluciones Hidratantes en el Manejo Post-cosecha de Tres Variedades de Rosas De Exportación en Quichinche – Imbabura*, Ibarra Ecuador, 2008.

[34] BASANTES, Telmo, Tesis *Evaluación del Comportamiento de Cuatro Variedades de Rosas, (Rosa Sp). En tres Soluciones Hidratantes con y sin promotor de Apertura de Haces Vasculares*, Quito Pichincha, 2007, p. 14 y 15.

[35] OSORIO F, TORRES J, SANCHÉZ M, *Tratamiento de Aguas para la Eliminación de Microorganismos y Agentes Contaminantes*, Ediciones Díaz de Santos, Albasanz, 2, Madrid, España, 2010, p. 71.

[36] *ATS/DUE Junta de Extremadura*, editorial Mad, 2da edición, Sevilla, España, Diciembre 2006, p, 599.

NET GRAFÍA

[2] Environmental Protection Agency, Desinfección con luz ultravioleta, Washington, United States, Septiembre, 1999.

water.epa.gov/aboutow/owm/upload/2004_07_07_septics_cs-99-064.pdf

[4] Moguel Hidalgo, Aquarent, Luz Ultravioleta, Michoacán, México.
www.living-water.org/luz_ultravioleta_esterilizacion.htm.

[5] H. B. Wright y W. L. Cairns, Desinfección de Agua por Medio de Luz Ultravioleta, Canadá, bvs.per.paho.org/bvsacg/e/fulltext/simposio/ponen10.pdf

[6] Francisco Díaz Díaz M. y Liliana Serrano O. Desinfección del Agua con Luz Ultravioleta, Ciudad de México. www.agualatinoamerica.com/docs/PDF/3-4-02diaz.pdf.

[7] LIT Tecnología Ultravioleta, tecnología de Desinfección Uv, España, 2012
www.lit-uv.com/es/technology/

[8] Tarrán P. Elio, Desinfección por Luz Ultravioleta, Sao Paulo, Brasil.
www.agualatinoamerica.com/docs/pdf/3-4-02inter.pdf

[10] ClubDarwin.net. Luz UV: desinfección eficaz y sostenible del packaging
[www.clubdarwin.net/seccion/ingredientes/luz-uv-desinfeccion-eficaz-y-sostenible-del-packaging.](http://www.clubdarwin.net/seccion/ingredientes/luz-uv-desinfeccion-eficaz-y-sostenible-del-packaging)

[11] Neo Corp Water, Sistemas de purificación y tratamiento de agua.
[www.neocorpwater.com/desinfeccion-de-agua-por-luz-ultravioleta-uv.html.](http://www.neocorpwater.com/desinfeccion-de-agua-por-luz-ultravioleta-uv.html)

[12] E. Tarrán, Desinfección por Luz Ultravioleta, Brasil
ecured.cuwww.agualatinoamerica.com/docs/pdf/3-4-02inter.pdf

[27] BOTANICAL-ONLINE, www.botanical-online.com/azucar.htm

[28] MARY H. Meyer, Keeping Cut Flowers and Flowering Plants, 1988.
[www.extension.umn.edu/garden/yard-garden/flowers/keeping-cut-flowers-and-flowering-plants/index.html.](http://www.extension.umn.edu/garden/yard-garden/flowers/keeping-cut-flowers-and-flowering-plants/index.html)

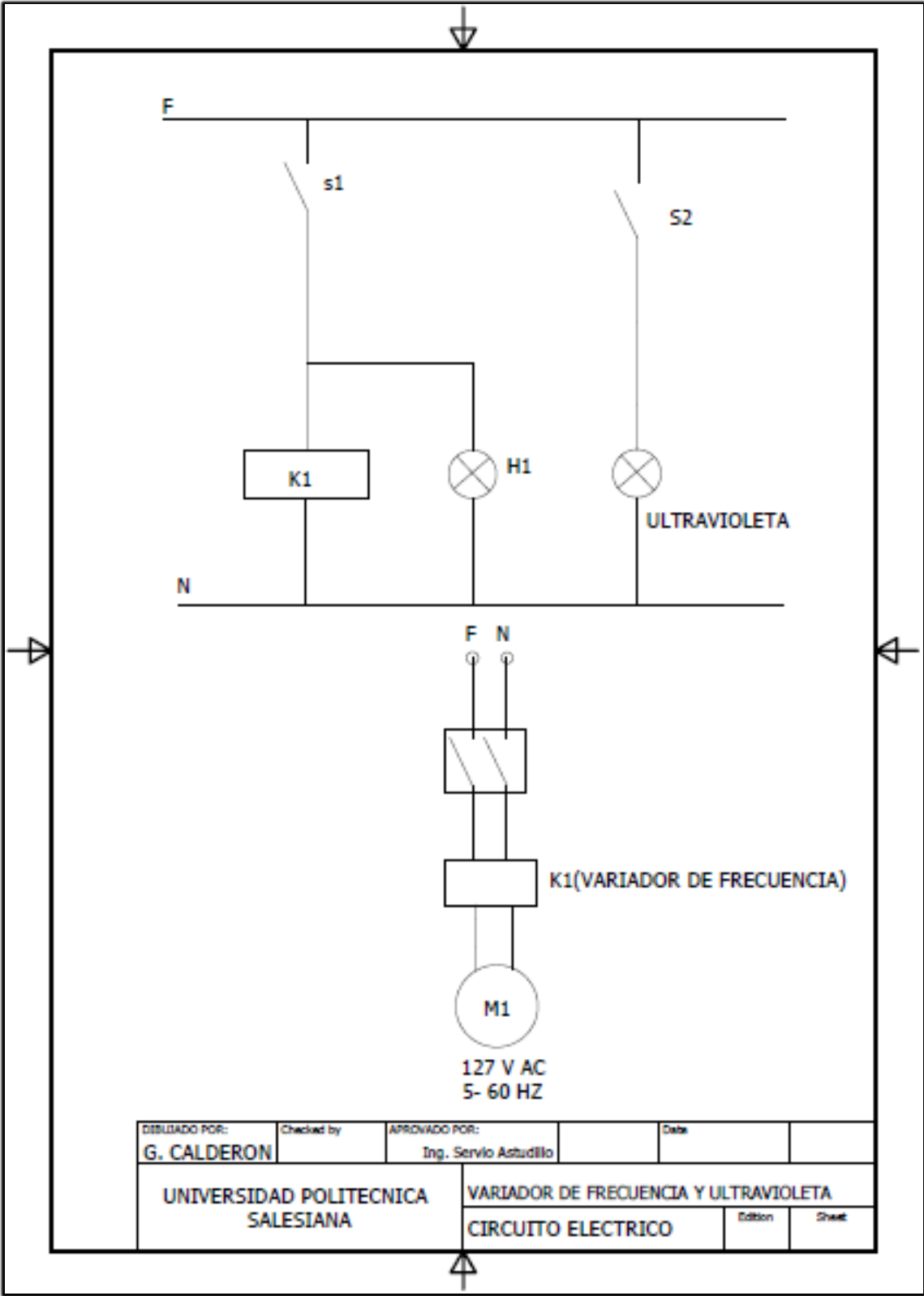
[30] ENNA SÁENZ, Sustancias como la sacarosa alargan la vida del pompón, 2009.
[www.agenciadenoticias.unal.edu.co/nc/ndetalle/article/sustancias-como-la-sacarosa-alargan-la-vida-del-pompon-1.html.](http://www.agenciadenoticias.unal.edu.co/nc/ndetalle/article/sustancias-como-la-sacarosa-alargan-la-vida-del-pompon-1.html)

[31] FERNANDO DE LA RIVA MORALES. Post-cosecha de Flores de corte y medio ambiente, Volumen 29, Chile, Diciembre 2011.
www.scielo.cl/scielo.php?script=sci_arttext&pid=S071834292011000300019

ANEXOS

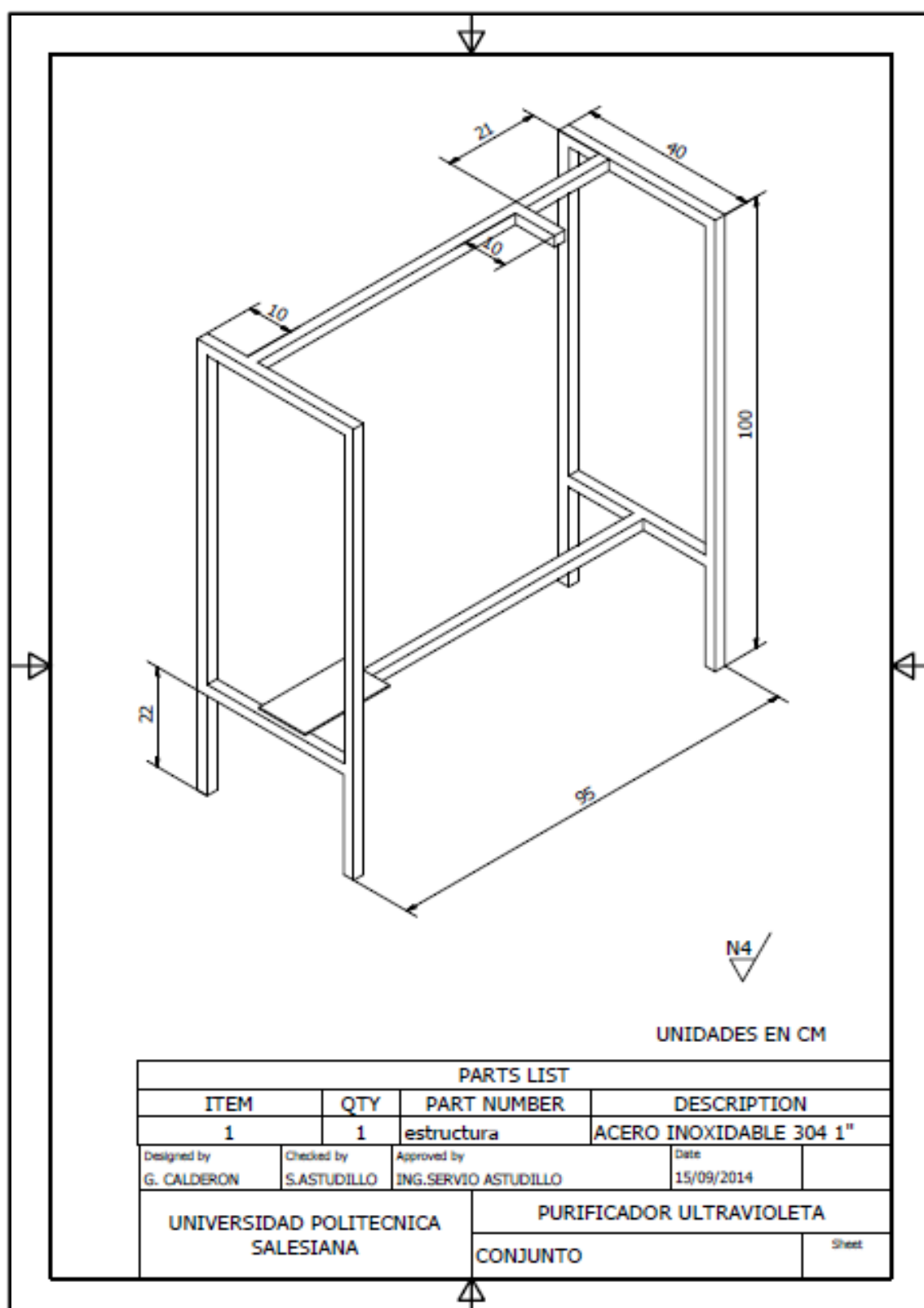
ANEXO A
Planos Constructivos

Ilustración 53. Esquematización del circuito eléctrico.



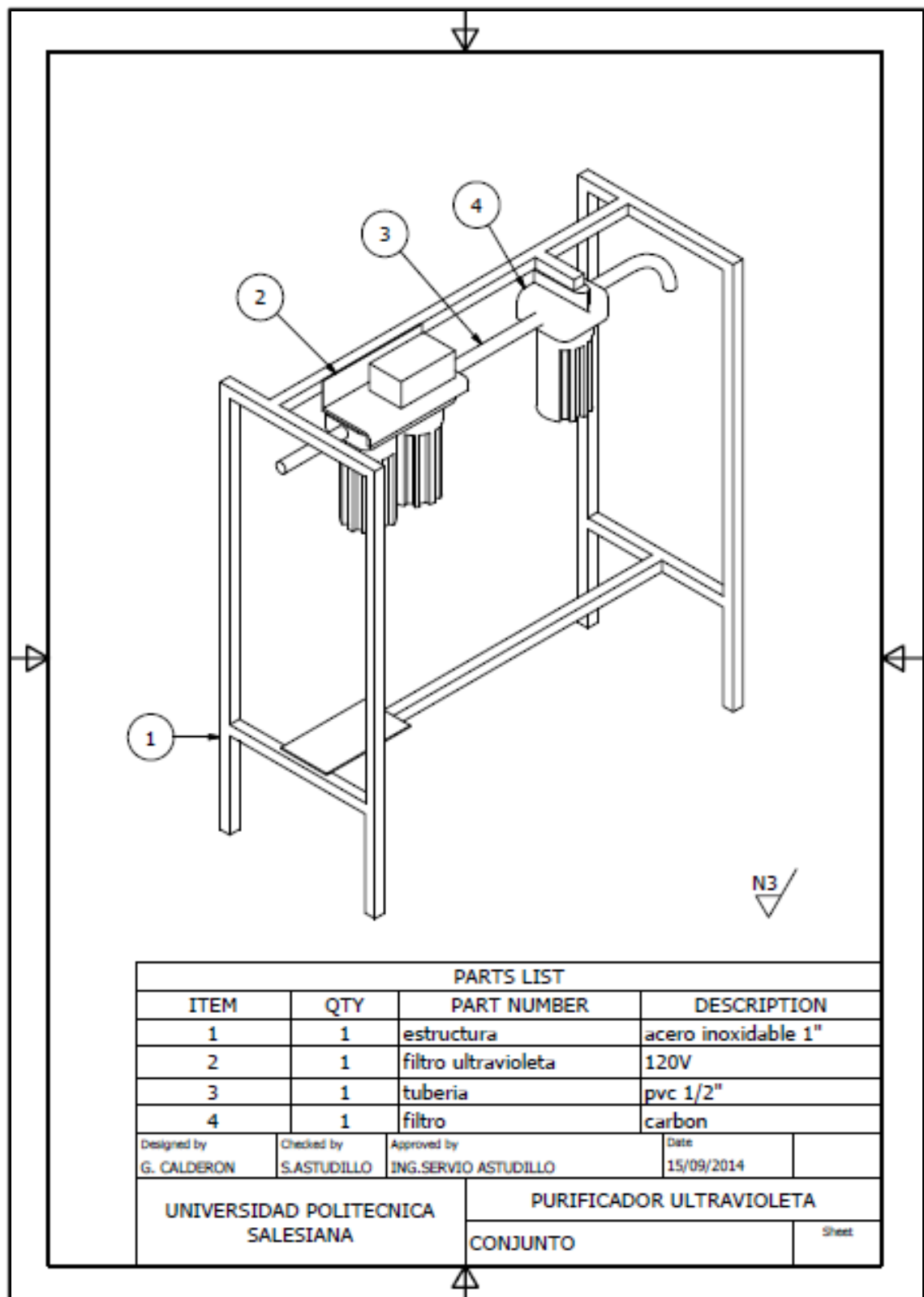
Elaborado por: Gabriel Calderón.

Ilustración 54. Diseño estructural del prototipo.



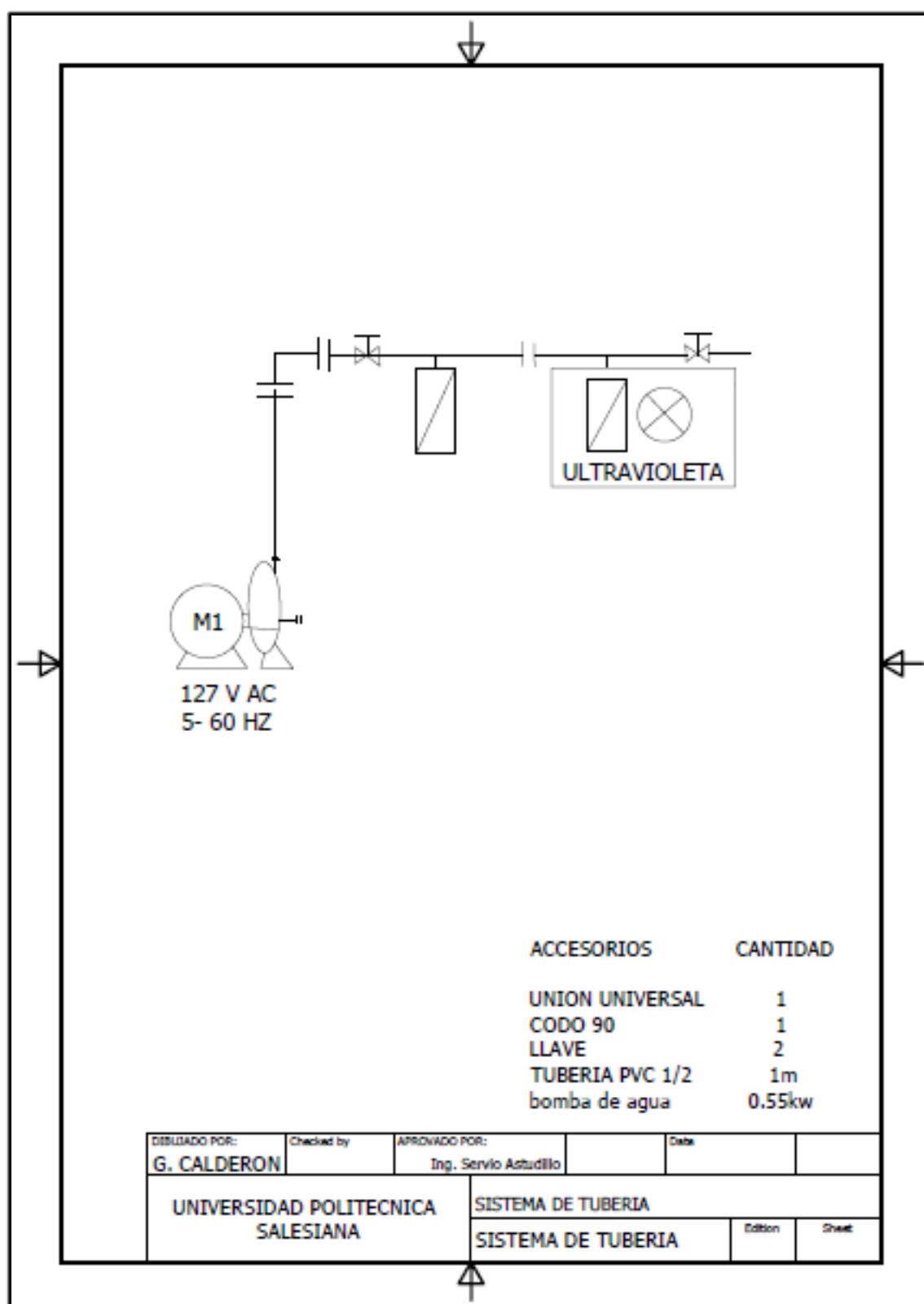
Elaborado por: Gabriel Calderón.

Ilustración 55. Purificador ultravioleta.



Elaborado por: Gabriel Calderón.

Ilustración 56. Esquematación del sistema de tubería.



Elaborado por: Gabriel Calderón.

ANEXO B
Resultados del Análisis de Agua de Riego de la Florícola

ETAPA CARTEJA INTEGRAL DE FERTILIZACIÓN AGROPECUARIA LABORATORIO DE SANEAMIENTO Panamericana Norte Km. 5 y 1/2. – Cuenca Telf : 4175557 - 4175568	INFORME DE RESULTADOS	Página 1 de 1
--	----------------------------------	---------------

FECHA: 2014/05/12

INFORME N°: 233/14

CLIENTE
NOMBRE: SR. GABRIEL CALDERÓN LANDI
DIRECCIÓN: Paute

MUESTRA
CODIGO: 233/01/14
DESCRIPCIÓN: Agua de riego
PROCEDENCIA: El Quinche
FECHA DE RECEPCIÓN: 2014/05/09
ENTREGADAS POR: Sr. Gabriel Calderón

RESULTADOS

PARAMETRO	METODO	FECHA REALIZACION	UNIDADES	AGUA DE RIEGO 233/01/14
COLIFORMES TOTALES	SM 9221 E	2014/05/09 2014/05/11	NMP/ 100 ml	1.1E+04
COLIFORMES TERMOTOLERANTES	SM 9221 E	2014/05/10 2014/05/12	NMP/ 100 ml	2.3E+03

SM: STANDARD METHODS, Edición 22

Atentamente,

Ing. Yolanda Torres Moscoso
RESPONSABLE DEL LABORATORIO

- Los resultados contenidos en el presente informe solo afectan a los objetos sometidos al ensayo.

- Este informe no deberá reproducirse parcialmente sin la aprobación por escrito del laboratorio.

86

ANEXO C

Análisis de Coliformes Totales en la Muestra Inicial

Ilustración 58. Resultado del análisis en laboratorio – presencia de coliformes totales en la muestra inicial.

 ETAPA EMPRESA NACIONAL DE TALLERES DE AGUAS POTABLES, ALIVIADES Y TALLERES DE SANEAMIENTO LABORATORIO DE SANEAMIENTO Panamericana Norte Km. 5 y 1/2. – Cuenca Telf : 4175557 - 4175568	INFORME DE RESULTADOS	Página 1 de 1
--	---	----------------------

FECHA: 2014/05/12

INFORME N°: 234/14

CLIENTE
NOMBRE: SR. GABRIEL CALDERÓN LANDI
DIRECCIÓN: Paute

MUESTRA
CODIGO: 234/01/14
DESCRIPCIÓN: Agua de florícola
PROCEDENCIA: El Quinche
FECHA DE RECEPCIÓN: 2014/05/09
ENTREGADAS POR: Sr. Gabriel Calderón

RESULTADOS

PARAMETRO	METODO	FECHA REALIZACION	UNIDADES	AGUA DE FLORICOLA 234/01/14
COLIFORMES TOTALES	SM 9221 E	2014/05/09 2014/05/11	NMP/ 100 ml	>1.6E+04
COLIFORMES TERMOTOLERANTES	SM 9221 E	2014/05/10 2014/05/12	NMP/ 100 ml	4E+02

SM: STANDARD METHODS, Edición 22

Atentamente,



Ing. Yolanda Torres Moscoso
RESPONSABLE DEL LABORATORIO

- Los resultados contenidos en el presente informe solo afectan a los objetos sometidos al ensayo.
- Este informe no deberá reproducirse parcialmente sin la aprobación por escrito del laboratorio.

Fuente: Laboratorio ETAPA.

ANEXO D

Análisis de la Eliminación de Coliformes Totales

Ilustración 59. Resultado del análisis en laboratorio – eliminación de coliformes totales.

 ETAPA EMPRESA MUNICIPAL DE TALLERES DE SANEAMIENTO, AGUA POTABLE, ALCAANTRES, 2017 SANEAMIENTO LABORATORIO DE SANEAMIENTO Panamericana Norte Km. 5 y 1/2. – Cuenca Telf : 4175557 - 4175568	INFORME DE RESULTADOS	Página 1 de 1
--	----------------------------------	---------------

FECHA: 2012/02/08

CLIENTE
 NOMBRE: Sr. Gabriel Calderón
 DIRECCIÓN: Paute

MUESTRA
 CODIGO: 055/01/-02/12
 DESCRIPCIÓN: Agua de plantación Florícola
 PROCEDENCIA: Paute
 FECHA DE RECEPCIÓN: 2012/02/01
 ENTREGADAS POR: Sr. Gabriel Calderón

INFORME N°: 055/12

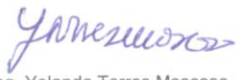
RESULTADOS

PARAMETRO	METODO	FECHA REALIZACION	UNIDADES	055/01/12 Solución Inicial
COLIFORMES TOTALES *	SM 9221 E	2012/02/01 2012/02/03	NMP/ 100 ml	<1.8
COLIFORMES TERMOTOLERANTES *	SM 9221 E	2012/02/02 2012/02/04	NMP/ 100 ml	<1.8

PARAMETRO	METODO	FECHA REALIZACION	UNIDADES	055/02/12 Solución Final
COLIFORMES TOTALES *	SM 9221 E	2012/02/01 2012/02/03	NMP/ 100 ml	<1.8
COLIFORMES TERMOTOLERANTES *	SM 9221 E	2012/02/02 2012/02/04	NMP/ 100 ml	<1.8

SM: STANDARD METHODS, Edición 21

Atentamente,


 Ing. Yolanda Torres Moscoso
 RESPONSABLE DEL LABORATORIO

- Los resultados contenidos en el presente informe solo afectan a los objetos sometidos al ensayo.
 - Este informe no deberá reproducirse parcialmente sin la aprobación por escrito del laboratorio.

Fuente: Laboratorio ETAPA.

ANEXO E
Guía de Interpretación de Placas para el Recuento de Coliformes
Totales

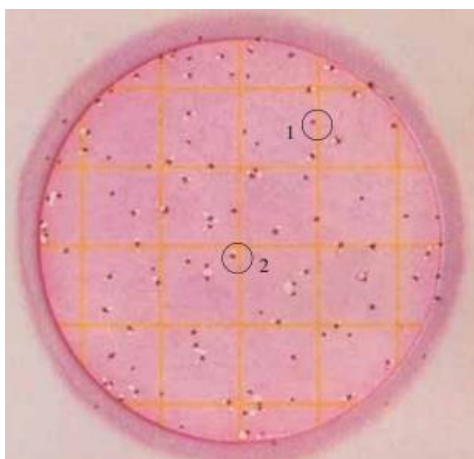
Practica para la determinación de coliformes totales.

La práctica para la determinación de coliformes totales se procedió según la guía de Interpretación de Placas para el Recuento de Coliformes emitida por Microbiology Products Laboratoires 3M Santé.

Las placas Petrifilm CC contienen los nutrientes del Violeta Rojo Bilis (VRB) modificado, un agente gelificante soluble en agua fría y un indicador de tetrazolio que facilita la enumeración de colonias. El film superior atrapa el gas producido por la fermentación de la lactosa por los coliformes.

La ISO define los coliformes por su capacidad de crecer en medios específicos y selectivos. El método ISO 4832, que enumera los coliformes por la técnica del recuento de colonias, define los coliformes por el tamaño de las colonias y la producción de ácido en el Agar VRB con lactosa (VRBL). En las placas Petrifilm CC, estos coliformes productores de ácido se muestran como colonias rojas con o sin gas, como se muestra en el círculo 1.

Ilustración 60. Recuento de colonias formadoras.



Fuente: Guía de Interpretación de Placas para el Recuento de Coliformes, Microbiology Products Laboratoires 3M Santé.

El método ISO 4831, que enumera los coliformes por el método del Número Más Probable (NMP), define los coliformes por su capacidad de crecer y producir gas a partir de la lactosa en un caldo selectivo. En las placas Petrifilm CC, estos coliformes se muestran como colonias rojas asociadas a gas (ver Círculo 2).

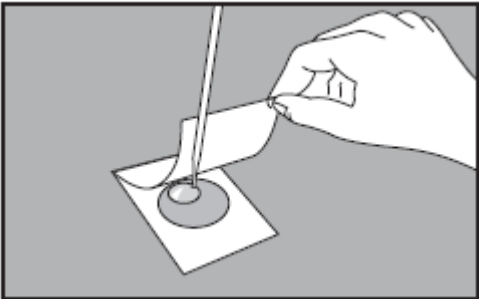
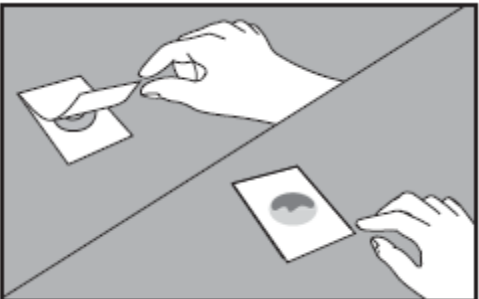
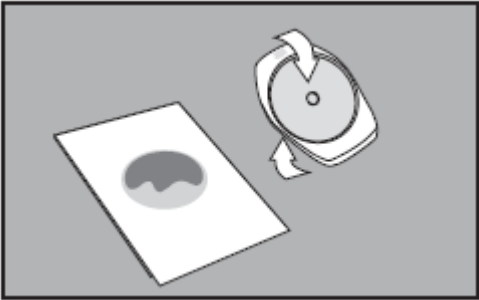
Procedimiento

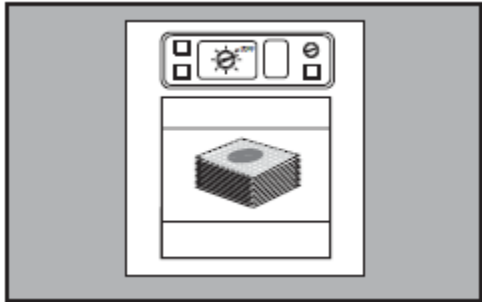
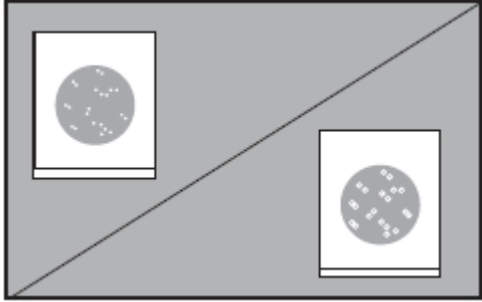
Siembra:

En la siembra se realizaron disoluciones de 10^1 , 10^2 y 10^3 de la solución hidratante residual, con el propósito de establecer una estimación de la carga de coliformes totales presentes para los posteriores ensayos.

Pasos para la siembra en las placas petrifilm.

Inoculación:

1.- Se coloca la placa petrifilm en una superficie plana, luego se levanta el film superior, posteriormente con una pipeta colocada de forma perpendicular a la placa, colocar 1 ml. de la muestra en el centro del film inferior.	
2.- Bajar el film superior con cuidado evitando introducir burbujas de aire, y evitar dejarla caer por que se daña la muestra.	
3.- Posteriormente con la cara lisa hacia abajo, colocar el aplicador en el film superior sobre el inóculo. Con cuidado, ejercer una presión sobre el aplicador para repartir el inóculo sobre el área circular antes de que se forme el gel. No girar ni deslizar el aplicador. Levantar el aplicador. Esperar al menos un minuto a que solidifique el gel.	

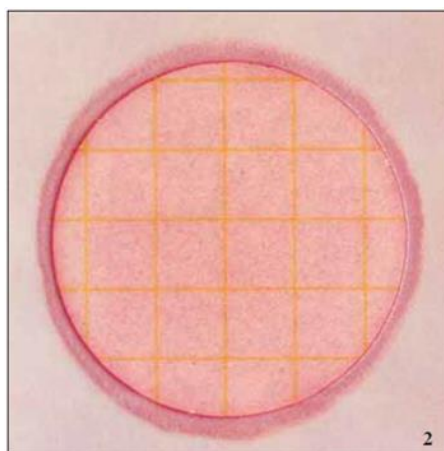
4.- Incubar las placas cara arriba. El tiempo e incubación varía según el método, y el utilizado para los análisis es el siguiente: Método NMKL 147.1993: Incubar $24h \pm 2h$ a $37^{\circ}C \pm 1^{\circ}C$.	
5.- Las placas Petrifilm pueden leerse con un contador de colonias standard u otra lente de aumento iluminada. Para leer los resultados.	

RECUESTO DE COLIFORMES

Dentro de la misma guía se establece la manera de contar las colonias formadores.

1.- Las burbujas de fondo son una característica del gel y no resultado del crecimiento de coliformes. Las burbujas de fondo son pequeñas o puntiformes y no tienen una colonia asociada.

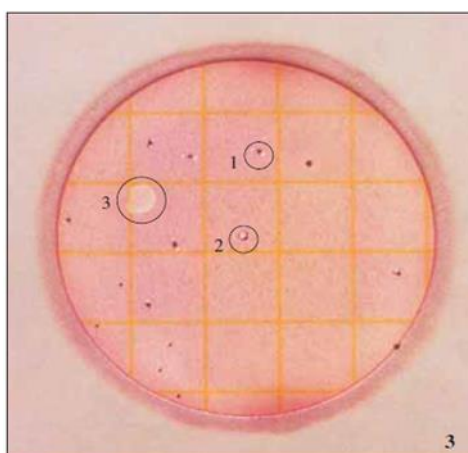
Ilustración 61. Placa sin colonias formadoras.



Fuente: Guía de Interpretación de Placas para el Recuento de Coliformes, Microbiology Products
Laboratoires 3M Santé.

2.- En la siguiente figura se muestra como la forma de las burbujas puede variar. Algunas veces el gas deforma la colonia y hace que la colonia “perfile” la burbuja (ver Círculos 1 y 2). Estas burbujas de gas tienen aproximadamente el diámetro de una colonia. Pueden aparecer burbujas como artefactos debidas a una inoculación inadecuada de la placa Petrifilm CC o de aire atrapado en la muestra. Las burbujas tienen forma irregular y no están asociadas a una colonia (ver círculo 3).

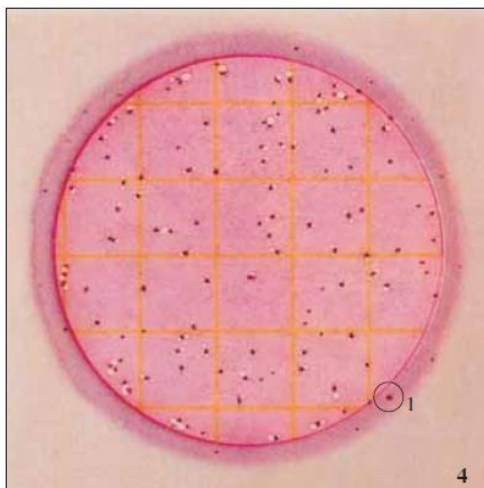
Ilustración 62. Placa con colonias formadoras con gas.



Fuente: Guía de Interpretación de Placas para el Recuento de Coliformes, Microbiology Products
Laboratoires 3M Santé.

3.- El intervalo óptimo de recuento (colonias totales) en las placas Petrifilm CC es 15 - 150 colonias. No contar las colonias que aparecen sobre la zona blanca ya que no están bajo la influencia selectiva del medio (ver Círculo 1).

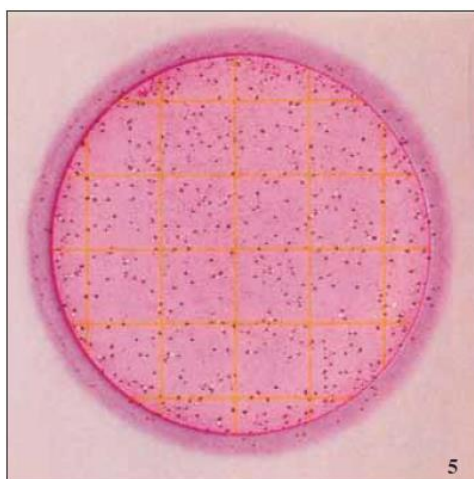
Ilustración 63. Colonias fuera de la franja de recuento.



Fuente: Guía de Interpretación de Placas para el Recuento de Coliformes, Microbiology Products
Laboratoires 3M Santé.

4.- El área de crecimiento circular de la placa Petrifilm CC es de aproximadamente 20 cm². Se pueden hacer estimaciones en placas con más de 150 colonias contando el número de colonias en uno o varios cuadrados representativos y obteniendo el promedio. Multiplicar dicho número por 20 para obtener el recuento estimado por placa Petrifilm CC.

Ilustración 64. Placa con un gran número de colonias formadoras.



Fuente: Guía de Interpretación de Placas para el Recuento de Coliformes, Microbiology Products
Laboratoires 3M Santé.

Para obtener un recuento más preciso, diluir más la muestra

ANEXO F

Resultados del pH, conductividad eléctrica y % de sacarosa

RESULTADOS OBTENIDOS DE PH.

Tabla 14. Valores de pH con caudal 3,61 ml/s.

pH				
TIEMPO (min)	Q1			PROMEDIO
	R1	R2	R3	
0	6,3	6	6,4	6,23
5	6,1	5,9	6,2	6,07
10	6	5,9	6,2	6,03
15	6,1	5,8	6,2	6,03

Elaborado por: Gabriel Calderón.

Tabla 15. Valores de pH con caudal 4,17 ml/s.

pH				
TIEMPO (min)	Q2			PROMEDIO
	R1	R2	R3	
0	6,3	6	6,4	6,23
5	6,2	5,8	6,3	6,10
10	6,1	5,8	6,3	6,07
15	6,1	5,8	6,2	6,03

Elaborado por: Gabriel Calderón.

Tabla 16. Valores de pH con caudal 16,03 ml/s.

pH				
TIEMPO (min)	Q3			PROMEDIO
	R1	R2	R3	
0	6,3	6	6,4	6,23
5	6,2	6	6,3	6,17
10	6,1	5,9	6,3	6,10
15	6,2	5,9	6,3	6,13

Elaborado por: Gabriel Calderón.

Tabla 17. Valores de pH con caudal 57,87 ml/s.

pH				
TIEMPO (min)	Q4			PROMEDIO
	R1	R2	R3	
0	6,3	6	6,4	6,23
5	6,1	5,9	6,4	6,13
10	6	5,9	6,3	6,07
15	6	5,9	6,3	6,07

Elaborado por: Gabriel Calderón.

Tabla 18. Valores de pH con caudal 102,56 ml/s.

pH				
TIEMPO (min)	Q5			PROMEDIO
	R1	R2	R3	
0	6,3	6	6,4	6,23
5	6,2	6	6,4	6,20
10	6,1	5,9	6,4	6,13
15	6,1	5,9	6,3	6,10

Elaborado por: Gabriel Calderón.

RESULTADOS OBTENIDOS DE CONDUCTIVIDAD ELÉCTRICA.

Tabla 19. Valores de conductividad eléctrica con caudal 3,61 ml/s.

CONDUCTIVIDAD ELECTRICA					
TIEMPO (min)	Q1			PROMEDIO	UNIDADES
	R1	R2	R3		
0	383	280	304	322,33	μs
5	294	310	315	306,33	μs
10	252	318	337	302,33	μs
15	241	320	338	299,67	μs

Elaborado por: Gabriel Calderón.

Tabla 20. Valores de conductividad eléctrica con caudal 4,17 ml/s.

CONDUCTIVIDAD ELECTRICA					
TIEMPO (min)	Q2			PROMEDIO	UNIDADES
	R1	R2	R3		
0	383	280	304	322,33	μs
5	323	292	310	308,33	μs
10	290	290	325	301,67	μs
15	291	292	328	303,67	μs

Elaborado por: Gabriel Calderón.

Tabla 21. Valores de conductividad eléctrica con caudal 16,03 ml/s.

CONDUCTIVIDAD ELECTRICA					
TIEMPO (min)	Q3			PROMEDIO	UNIDADES
	R1	R2	R3		
0	383	280	304	322,33	μs
5	363	285	308	318,67	μs
10	374	289	310	324,33	μs
15	376	292	312	326,67	μs

Elaborado por: Gabriel Calderón.

Tabla 22. Valores de conductividad eléctrica con caudal 57,87 ml/s.

CONDUCTIVIDAD ELECTRICA					
TIEMPO (min)	Q4			PROMEDIO	UNIDADES
	R1	R2	R3		
0	383	280	304	322,33	μs
5	363	290	318	323,67	μs
10	374	291	321	328,67	μs
15	376	296	325	332,33	μs

Elaborado por: Gabriel Calderón.

Tabla 23. Valores de conductividad eléctrica con caudal 102,56 ml/s.

CONDUCTIVIDAD ELECTRICA					
TIEMPO (min)	FRECUENCIA 45			PROMEDIO	UNIDADES
	R1	R2	R3		
0	383	280	304	322,33	μs
5	363	285	318	322,00	μs
10	374	293	322	329,67	μs
15	376	298	325	333,00	μs

Elaborado por: Gabriel Calderón.

RESULTADOS OBTENIDOS DEL % DE SACAROSA.

Tabla 24. Valores de sacarosa con caudal 3,61 ml/s.

SACAROSA					
TIEMPO (min)	Q1			PROMEDIO	UNIDADES
	R1	R2	R3		
0	2,9	3	3,1	3,00	°Brix
5	1	2	1,9	1,63	°Brix
10	0,7	1,9	1,9	1,50	°Brix
15	1	2	1,6	1,53	°Brix

Elaborado por: Gabriel Calderón.

Tabla 25. Valores de sacarosa con caudal 4,17 ml/s.

SACAROSA					
TIEMPO (min)	Q2			PROMEDIO	UNIDADES
	R1	R2	R3		
0	2,9	3	3,1	3,00	°Brix
5	2,5	2,8	3,1	2,80	°Brix
10	2,5	2,8	3	2,77	°Brix
15	2,4	2,8	3	2,73	°Brix

Elaborado por: Gabriel Calderón.

Tabla 26. Valores de sacarosa con caudal 16,03 ml/s.

SACAROSA					
TIEMPO (min)	Q3			PROMEDIO	UNIDADES
	R1	R2	R3		
0	2,9	3	3,1	3,00	°Brix
5	2,8	2,9	3	2,90	°Brix
10	2,8	2,9	2,9	2,87	°Brix
15	2,7	2,9	2,9	2,83	°Brix

Elaborado por: Gabriel Calderón.

Tabla 27. Valores de sacarosa con caudal 57,87 ml/s.

SACAROSA					
TIEMPO (min)	Q4			PROMEDIO	UNIDADES
	R1	R2	R3		
0	2,9	3	3,1	3,00	°Brix
5	2,8	3	3	2,93	°Brix
10	2,8	2,9	3	2,90	°Brix
15	2,8	3	3	2,93	°Brix

Elaborado por: Gabriel Calderón.

Tabla 28. Valores de sacarosa con caudal 102,56 ml/s.

SACAROSA					
TIEMPO (min)	Q5			PROMEDIO	UNIDADES
	R1	R2	R3		
0	2,9	3	3,1	3,00	°Brix
5	2,9	3	3,1	3,00	°Brix
10	2,9	3	3	2,97	°Brix
15	2,8	3	3	2,93	°Brix

Elaborado por: Gabriel Calderón.