



Pontificia Universidad Católica del Ecuador
Sede Ibarra

ESCUELA DE CIENCIAS AGRÍCOLAS Y AMBIENTALES (ECAA)

INFORME FINAL DEL PROYECTO

TEMA:

TRATAMIENTO DE AGUA EN LA CANALIZACIÓN DE LA ACEQUIA “LA VICTORIA” EN EL CANTÓN ANTONIO ANTE DE LA PROVINCIA DE IMBABURA.

**PREVIO A LA OBTENCIÓN DEL TÍTULO DE
INGENIERA EN CIENCIAS AMBIENTALES Y ECODESARROLLO**

LÍNEAS DE INVESTIGACIÓN:

LÍNEA 2: AMBIENTE Y BIODIVERSIDAD

AUTORA: ARACELLY KATHERINE SEVILLANO CARRERA

ASESOR: Dr. RUBÉN DEL TORO DÉNIZ

IBARRA, OCTUBRE - 2018



Ibarra, 09 de Octubre del 2018

Dr. RUBEN DEL TORO DÉNIZ
ASESOR

CERTIFICA:

Haber revisado el presente informe final de investigación, el mismo que se ajusta a las normas vigentes en la Escuela de Ciencias Agrícolas y Ambientales (ECAA), de la Pontificia Universidad Católica del Ecuador Sede Ibarra (PUCESI); en consecuencia, autorizo su presentación para los fines legales pertinentes.

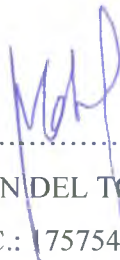
(f.)


Dr. RUBÉN DEL TORO DÉNIZ
C.C.: 175754447-1



PÁGINA DE APROBACIÓN DEL TRIBUNAL

El jurado examinador, aprueba el presente informe de investigación en nombre de la Pontificia Universidad Católica del Ecuador Sede Ibarra (PUCESI):

(f): 
Dr. RUBEN DEL TORO DÉNIZ
C.C.: 175754447-1

(f): 
Dr. CÉSAR ZULETA
C.C.: 100103754-6

(f): 
Dr. TOMAS ZARAGOZA
C.C.: 000990015-1



ACTA DE CESIÓN DE DERECHOS

Yo Aracelly Katherine Sevillano Carrera, declaro conocer y aceptar la disposición del Art. 165 del Código Orgánico de la Economía Social de los Conocimientos, Creatividad e Innovación, que manifiesta textualmente: “Se reconoce facultad de los autores y demás titulares de derechos de disponer de sus derechos o autorizar las utilizaciones de sus obras o prestaciones, a título gratuito u oneroso, según las condiciones que determinen. Esta facultad podrá ejercerse mediante licencias libres, abiertas y otros modelos alternativos de licenciamiento o la renuncia”.

Ibarra, 09 de Octubre de 2018

f): 
.....

Aracelly Katherine Sevillano Carrera

C.C.: 100440017-0



AUTORÍA

Yo, Aracelly Katherine Sevillano Carrera, portador de la cédula de ciudadanía N°100440017-0, declaro que la presente investigación es de total responsabilidad del autor, y eximo expresamente a la Pontificia Universidad Católica del Ecuador Sede Ibarra de posibles reclamos o acciones legales.

f): 

Aracelly Katherine Sevillano Carrera

C.C.: 100440017-0



DECLARACIÓN Y AUTORIZACIÓN

Yo: Aracelly Katherine Sevillano Carrera, con CC: 100440017-0, autora del trabajo de grado titulado: TRATAMIENTO DE AGUA EN LA CANALIZACIÓN DE LA ACEQUIA “LA VICTORIA” EN EL CANTÓN ANTONIO ANTE DE LA PROVINCIA DE IMBABURA, previo a la obtención del título profesional de Ingeniería en Ciencias Ambientales y Ecodesarrollo, en la Escuela de Ciencias Agrícolas y Ambientales.

1.- Declaro tener pleno conocimiento de la obligación que tiene la Pontificia Universidad Católica del Ecuador Sede- Ibarra, de conformidad con el artículo 144 de la Ley Orgánica de Educación Superior de entregar a la SENESCYT en formato digital una copia del referido trabajo de graduación para que sea integrado al Sistema Nacional de Información de la Educación Superior del Ecuador para su difusión pública respetando los derechos de autor.

2.- Autorizo a la Pontificia Universidad Católica del Ecuador Sede Ibarra a difundir a través de sitio web de la Biblioteca de la PUCESI el referido trabajo de graduación, respetando las políticas de propiedad intelectual de Universidad.

Ibarra, (09 de Octubre de 2018)

(f.).....
Aracelly Katherine Sevillano Carrera

C.C. 100440017-0



**DECLARACIÓN DE COMPORTAMIENTO ÉTICO EN LA ELABORACIÓN,
DESARROLLO Y EVALUACIÓN DE TRABAJOS DE TITULACIÓN**

Por medio de la presente declaro conocer y aplicar en la elaboración, desarrollo y evaluación del Proyecto de Titulación “TRATAMIENTO DE AGUA EN LA CANALIZACIÓN DE LA ACEQUIA “LA VICTORIA” EN EL CANTÓN ANTONIO ANTE DE LA PROVINCIA DE IMBABURA”, lo propuesto en el Código de Ética de la Investigación y Aprendizaje de la Pontificia Universidad Católica del Ecuador, aprobado por el Consejo Superior de la PUCE con fecha 15 de enero de 2018.

Para constancia firma:

Aracelly Katherine Sevillano Carrera

Estudiante que ejecuta el Trabajo de Titulación

C.C. 100440017-0

Carrera: Ingeniería en Ciencias Ambientales y Ecodesarrollo

Ibarra, (09 de Octubre de 2018)



DEDICATORIA

Dedico este trabajo a Dios por ser el guía en cada uno de mis pasos para alcanzar esta nueva meta.

A mis padres Carlos y Angelica por el apoyo brindado en mi etapa estudiantil y en mi vida diaria de manera especial a mi madre quien ha estado día a día motivándome a seguir adelante a pesar de las adversidades encontradas en el camino.

A mis hermanos por ser el hombro amigo para poder apoyarme en los momentos difíciles y ser siempre mi apoyo moral.

A mi tía Yoly por ser mi inspiración para seguir siempre adelante, guiándome en los momentos dolorosos y aplaudiendo cada uno de mis logros.

A mi familia por haberme apoyado moralmente en todo este camino estando al pendiente de mí para extenderme su mano siempre que lo necesite.

ARACELLY



AGRADECIMIENTO

A mi padre Carlos, por el buen ejemplo a seguir a pesar de las dificultades encontradas en el camino y como no agradecer a mi madre Angelica, por ser el pilar fundamental en mi carrera universitaria y acompañarme siempre en las arduas horas de estudios. Gracias padres por estar presentes no solo en esta etapa tan importante de mi vida, sino en todo momento ofreciéndome lo mejor y buscando lo mejor para mi persona.

A mis hermanos, que de una u otra manera hicieron que este sueño se haga realidad en particular a Lisseth que con cada broma hacía que la carga fuese más liviana y las dificultades superadas.

A mi tía Yoly, a quien considero como una segunda madre gracias por estar presente siempre en cualquier momento que yo necesitase y siempre guiarme a tomar las mejores decisiones y ayudarme a que hoy todo esto suceda, sin ti hubiera sido imposible alcanzar esta meta.

A mis amigas, quienes sin esperar nada a cambio compartieron sus conocimientos, alegrías y tristezas durante la carrera universitaria.

A mis maestros por su gran ayuda y colaboración en cada momento de consulta y soporte en este trabajo de investigación de manera especial a mi asesor Dr. Rubén del Toro por la paciencia y entrega para culminar este trabajo.

Y sin dejar atrás a mi familia por confiar en mí, gracias infinitas por ser parte de mi vida y permitirme ser parte de su orgullo.

ARACELLY

ÍNDICE GENERAL

1. Resumen.....	1
2. Abstract.....	3
3. Introducción.....	5
3.1 Objetivos.....	7
3.1.1 Objetivo general.....	7
3.1.2 Objetivos específicos.....	7
4. Estado del arte.....	8
4.1 El agua y su disponibilidad.....	8
4.2 Agua para riego.....	9
4.3 Sistemas de agua de riego para la agricultura.....	9
4.4 Acequias de riego.....	10
4.4.1 Tipos de acequias de riego.....	10
4.5 Muestreo de aguas.....	11
4.5.1 Tipos de muestras.....	12
4.5.2 Tipos de muestreo de agua.....	12
4.6 Calidad de agua para riego.....	12
4.7 Aspectos microbiológicos.....	13
4.8 Aspectos biológicos.....	14
4.8.1 Protozoarios.....	14
4.8.2 Macroinvertebrados y su valor como indicadores de la calidad de agua.....	14
4.8.3 Evaluación de la calidad de las aguas, con el índice IBMWP “Iberian Biological Monitoring Working Party”.....	15
4.9 Análisis químicos del agua.....	19
4.10 Análisis de pesticidas.....	20
4.11 Cromatografía líquida.....	23
4.12 Remediación del agua por medio de filtración.....	25
4.13 Marco legal.....	26
5. Materiales y métodos.....	29
5.1 Localización del área de estudio.....	29
5.1.1 Recopilación de datos.....	29

5.1.2 Puntos de muestreo	29
5.1.3 Toma de muestras	31
5.2 Análisis de laboratorio	31
5.3 Análisis microbiológicos	31
5.4 Análisis biológicos.....	32
5.4.1 Análisis de protozoarios.....	32
5.4.2 Análisis de macroinvertebrados	33
5.5 Análisis químicos.....	33
5.6 Análisis de pesticidas.....	36
5.6.1 Preparación de la muestra en época seca	36
5.6.2 Preparación de la muestra en época lluviosa	36
5.6.3 Estándar	36
5.6.4 Condiciones del método para la separación de pesticidas	37
5.7 Remediación del agua de la acequia por medio de filtros	39
5.7.1 Sistema de filtración plasmado a la acequia de agua “La Victoria”	40
6. Resultados y discusión.....	41
6.1 Análisis realizados en época seca	41
6.1.1 Análisis microbiológicos	41
6.1.2 Análisis químicos.....	41
6.1.3 Análisis de protozoarios.....	42
6.1.4 Análisis de macroinvertebrados	45
6.1.5 Análisis de pesticidas	52
6.1.6 Tratamiento del agua	83
6.2 Análisis realizados en época lluviosa	87
6.2.1 Análisis de protozoarios.....	87
6.2.2 Análisis de pesticidas.....	89
6.2.3 Tratamiento del agua	106
6.3 Socialización.....	109
6.3.1 Resultados obtenidos de las encuestas realizadas.....	109
7. Conclusiones.....	114
8. Recomendaciones	116
9. Bibliografía	117

10. Anexos	124
------------------	-----

ÍNDICE DE TABLAS

Tabla 1. Clases y calidades del agua según el Iberian Biological Monitoring Working Party (IBMWP)	16
Tabla 2. Puntuaciones del Andean Biotic Index (ABI)	17
Tabla 3. Exposición a pesticidas y síntomas de intoxicación	22
Tabla 4. Solventes más comunes para cromatografía líquida de alta eficiencia (HPLC)....	24
Tabla 5. Criterios de calidad de aguas para riego agrícola según la Reforma del Texto Unificado de Legislación Secundaria del Ministerio del Ambiente en el libro VI.....	27
Tabla 6. Límites de descarga a un cuerpo de agua dulce según la Reforma del Texto Unificado de Legislación Secundaria del Ministerio del Ambiente en el libro VI.....	28
Tabla 7. Coordenadas de los puntos de muestreo	31
Tabla 8. Comparación de los análisis microbiológicos en época seca con la Reforma del Texto Unificado de Legislación Secundaria del Ministerio del Ambiente en el libro VI, del registro oficial N°387, acuerdo ministerial 097A	41
Tabla 9. Comparación de los análisis químicos en época seca con la Reforma del Texto Unificado de Legislación Secundaria del Ministerio del Ambiente en el libro VI, del registro oficial N°387, acuerdo ministerial 097A.....	42
Tabla 10. Puntuación del Anden Biotic Index (ABI) de acuerdo con los macroinvertebrados de la acequia.....	51
Tabla 11. Comparación del tiempo de retención entre el cromatograma del estándar del fabricante de la columna (ver figura 4) y el cromatograma del estándar de pesticidas en la primera corrida (ver figura 8)	53
Tabla 12. Comparación del tiempo de retención entre el cromatograma del estándar del fabricante de la columna (ver figura 5) y el cromatograma del estándar de pesticidas en la segunda corrida (ver figura 22).....	68

ÍNDICE DE FIGURAS

Figura 1. Esquema de un cromatógrafo líquido.....	23
Figura 2. Separación cromatográfica.	25
Figura 3: Mapa de la acequia “La Victoria” por parroquias.....	29
Figura 4. Cromatograma del fabricante para la primera corrida.....	38
Figura 5. Cromatograma del fabricante para la segunda corrida.	38
Figura 6. Ejemplo de un cromatograma de limpieza.	39
Figura 7. Sistema de filtración para la acequia.	40
Figura 8. Paramecium encontrado en el análisis de protozoarios en época seca.....	43
Figura 9. Holophrya encontrado en el análisis de protozoarios en época seca.....	43
Figura 10. Nemátodo encontrado en el análisis de protozoarios en época seca.	43
Figura 11. Rotífero encontrado en el análisis de protozoarios en época seca.....	43
Figura 12. Fotografías de Euglena encontradas en el análisis de protozoarios en época seca.	44
Figura 13. Platelminto encontrado en el análisis de protozoarios en época seca.	44
Figura 14. Oligoqueto encontrado en el análisis de protozoarios en época seca.....	44
Figura 15. Individuo sin identificar encontrado en el análisis de protozoarios en época seca.	45
Figura 16. Fotografías de Hirundinea encontradas en los análisis de macroinvertebrados en época seca.	46
Figura 17. Hyalellidae encontrada en los análisis de macroinvertebrados en época seca. ..	46
Figura 18. Planorbiidae encontrada en los análisis de macroinvertebrados en época seca. 46	
Figura 19. Muscidae encontrada en los análisis de macroinvertebrados en época seca.....	47
Figura 20. Tubificidae encontrada en los análisis de macroinvertebrados en época seca.47	
Figura 21. Fotografías de Culicidae encontradas en los análisis de macroinvertebrados en época seca.	47
Figura 22. Fotografías de Ceratopogonidae encontradas en los análisis de macroinvertebrados en época seca.....	48
Figura 23. Fotografías de Chironomidae encontradas en los análisis de macroinvertebrados en época seca.	48
Figura 24. Fotografías de Syrphidae encontrados en los análisis de macroinvertebrados en época seca.	49

Figura 25. Fotografías de Elmidae encontrados en los análisis de macroinvertebrados en época seca.	49
Figura 26. Fotografías de Pyralidae encontrados en los análisis de macroinvertebrados en época seca.	50
Figura 27. Fotografías de Aneylidae encontrados en los análisis de macroinvertebrados en época seca.	50
Figura 28. Cromatograma del estándar de pesticidas primera corrida.	52
Figura 29. Cromatograma del éter de petróleo en la primera corrida.	54
Figura 30. Cromatograma de la muestra de agua de Otavalo en la primera corrida (época seca).	55
Figura 31. Cromatograma del éter de petróleo en la primera corrida, superpuesto al cromatograma de la muestra de agua de Otavalo.	56
Figura 32. Cromatograma del estándar de pesticidas en la primera corrida, superpuesto al cromatograma de la muestra de agua de Otavalo en la primera corrida (época seca)..	57
Figura 33. Cromatograma de la muestra de agua de San Juan de Ilumán en la primera corrida (época seca).	58
Figura 34. Cromatograma éter de petróleo en la primera corrida, superpuesto al cromatograma de la muestra de agua de San Juan de Ilumán en la primera corrida (época seca)..	59
Figura 35. Cromatograma del estándar de pesticidas en la primera corrida, superpuesto al cromatograma de la muestra de agua de San Juan de Ilumán en la primera corrida (época seca).	60
Figura 36. Cromatograma de la muestra de agua de San Roque en la primera corrida (época seca).....	61
Figura 37. Cromatograma del éter de petróleo en la primera corrida, superpuesto al cromatograma de la muestra de agua de San Roque en la primera corrida (época seca). ...	62
Figura 38. Cromatograma del estándar de pesticidas en la primera corrida, superpuesto al cromatograma de la muestra de agua de San Roque en la primera corrida (época seca). ...	63
Figura 39. Cromatograma de la muestra de agua de Andrade Marín en la primera corrida (época seca).....	64

Figura 40. Cromatograma del éter de petróleo en la primera corrida, superpuesto al cromatograma de la muestra de agua de Andrade Marín en la primera corrida (época seca).	65
Figura 41. Cromatograma del estándar de pesticidas en la primera corrida, superpuesto al cromatograma de la muestra de agua de Andrade Marín en la primera corrida (época seca).	66
Figura 42. Cromatograma del estándar de pesticidas segunda corrida.	67
Figura 43. Cromatograma del éter de petróleo en la segunda corrida.	70
Figura 44. Cromatograma de la muestra de agua de Otavalo en la segunda corrida (época seca).	71
Figura 45. Cromatograma del éter de petróleo en la segunda corrida, superpuesto al cromatograma de la muestra de agua de Otavalo en la segunda corrida (época seca).	72
Figura 46. Cromatograma del estándar de pesticidas en la segunda corrida, superpuesto al cromatograma de la muestra de agua de Otavalo en la segunda corrida (época seca).	73
Figura 47. Cromatograma de la muestra de agua de San Juan de Ilumán en la segunda corrida (época seca).	74
Figura 48. Cromatograma del éter de petróleo en la segunda corrida, superpuesto al cromatograma de la muestra de agua de San Juan de Ilumán en la segunda corrida (época seca).	75
Figura 49. Cromatograma del estándar de pesticidas en la segunda corrida, superpuesto al cromatograma de la muestra de agua de San Juan de Ilumán en la segunda corrida (época seca).	76
Figura 50. Cromatograma de la muestra de agua de San Roque en la segunda corrida (época seca).	77
Figura 51. Cromatograma del éter de petróleo en la segunda corrida, superpuesto al cromatograma de la muestra de agua de San Roque en la segunda corrida (época seca). ..	78
Figura 52. Cromatograma del estándar de pesticidas en la segunda corrida, superpuesto al cromatograma de la muestra de agua de San Roque en la segunda corrida (época seca). ..	79
Figura 53. Cromatograma de la muestra de agua de Andrade Marín en la segunda corrida (época seca).	80

Figura 54. Cromatograma del éter de petróleo en la segunda corrida, superpuesto al cromatograma de la muestra de agua de Andrade Marín en la segunda corrida (época seca).	81
Figura 55. Cromatograma del estándar de pesticidas en la segunda corrida, superpuesto al cromatograma de la muestra de agua de Andrade Marín en la segunda corrida (época seca).	82
Figura 56. Análisis de protozoarios de la muestra de agua de Otavalo filtrada en época seca	83
Figura 57. Análisis de protozoarios de la muestra de agua de San Juan de Ilumán filtrada en época seca.	83
Figura 58. Análisis de protozoarios de la muestra de agua de San Roque filtrada en época seca.....	84
Figura 59. Análisis de protozoarios de la muestra de agua de Andrade Marín filtrada en época seca.	84
Figura 60. Cromatograma de la muestra de agua de San Juan de Ilumán filtrada en la primera corrida (época seca).....	85
Figura 61. Cromatograma del éter de petróleo en la primera corrida, superpuesto al cromatograma de la muestra de agua de San Juan de Ilumán filtrada en la primera corrida (época seca).....	86
Figura 62. Pramecium encontrado en el análisis de protozoarios en época lluviosa.....	87
Figura 63. Holophrya encontrado en el análisis de protozoarios en época lluviosa.	87
Figura 64. Nemátodo encontrado en el análisis de protozoarios en época lluviosa.	87
Figura 65. Rotíferos encontrados en el análisis de protozoarios en época lluviosa.....	87
Figura 66. Oligoqueto encontrado en el análisis de protozoarios en época lluviosa.	88
Figura 67. Platelmito encontrado en el análisis de protozoarios en época lluviosa.....	88
Figura 68. Euglena encontrada en el análisis de protozoarios en época lluviosa.	88
Figura 69. Individuo sin identificar encontrado en el análisis de protozoarios en época lluviosa.....	89
Figura 70. Cromatograma de la muestra de agua de Otavalo en la primera corrida (época lluviosa).	90
Figura 71. Cromatograma del estándar de pesticidas en la primera corrida, superpuesto al cromatograma de la muestra de agua de Otavalo en la primera corrida (época lluviosa). ..	91

Figura 72. Cromatograma de la muestra de agua de San Juan de Ilumán en la primera corrida (época lluviosa).	92
Figura 73. Cromatograma del estándar de pesticidas en la primera corrida, superpuesto al cromatograma de la muestra de agua de San Juan de Ilumán en la primera corrida (época lluviosa).	93
Figura 74. Cromatograma de la muestra de agua de San Roque en la primera corrida (época lluviosa).	94
Figura 75. Cromatograma del estándar de pesticidas en la primera corrida, superpuesto al cromatograma de la muestra de agua de San Roque en la primera corrida (época lluviosa).	95
Figura 76. Muestra de agua de Andrade Marín en la primera corrida (época lluviosa)..	96
Figura 77. Cromatograma del estándar de pesticidas en la primera corrida, superpuesto al cromatograma de la muestra de agua de Andrade Marín en la primera corrida (época lluviosa).	97
Figura 78. Muestra de agua de Otavalo en la segunda corrida (época lluviosa).	98
Figura 79. Cromatograma del estándar de pesticidas en la segunda corrida, superpuesto al cromatograma de la muestra de agua de Otavalo en la segunda corrida (época lluviosa). .	99
Figura 80. Cromatograma de la muestra de agua de San Juan de Ilumán en la segunda corrida (época lluviosa).	100
Figura 81. Cromatograma del estándar de pesticidas en la segunda corrida, superpuesto al cromatograma de la muestra de agua de San Juan de Ilumán en la segunda corrida (época lluviosa).	101
Figura 82. Cromatograma de la muestra de agua de San Roque en la segunda corrida (época lluviosa).....	102
Figura 83. Cromatograma del estándar de pesticidas en la segunda corrida, superpuesto al cromatograma de la muestra de agua de San Roque en la segunda corrida (época lluviosa).	103
Figura 84. Cromatograma de la muestra de agua de Andrade Marín en la segunda corrida (época lluviosa).....	104
Figura 85. Cromatograma del estándar de pesticidas en la segunda corrida, superpuesto al cromatograma de la muestra de agua de Andrade Marín en la segunda corrida (época lluviosa).	105

Figura 86. Análisis de protozoarios de la muestra de agua de Otavalo filtrada en época lluviosa.....	106
Figura 87. Análisis de protozoarios de la muestra de agua de San Juan de Ilumán filtrada en época lluviosa.....	106
Figura 88. Análisis de protozoarios de la muestra de agua de San Roque filtrada en época lluviosa.....	107
Figura 89. Análisis de protozoarios de la muestra de agua de Andrade Marín filtrada en época lluviosa.	107
Figura 90. Cromatograma del estándar de pesticidas en la primera corrida, superpuesto al cromatograma de la muestra de agua de Otavalo filtrada en la primera corrida (época lluviosa).	108
Figura 91. Resultados obtenidos en la pregunta 1 de la encuesta realizada en la socialización.....	109
Figura 92. Resultados obtenidos en la pregunta 2 de la encuesta realizada en la socialización.....	110
Figura 93. Resultados obtenidos en la pregunta 3 de la encuesta realizada en la socialización.....	110
Figura 94. Resultados obtenidos en la pregunta 4 de la encuesta realizada en la socialización.....	111
Figura 95. Resultados obtenidos en la pregunta 5 de la encuesta realizada en la socialización.....	111
Figura 96. Resultados obtenidos en la pregunta 6 de la encuesta realizada en la socialización.....	112
Figura 97. Resultados obtenidos en la pregunta 7 de la encuesta realizada en la socialización.....	112
Figura 98. Resultados obtenidos en la pregunta 8 de la encuesta realizada en la socialización.....	113
Figura 99. Resultados obtenidos en la pregunta 9 de la encuesta realizada en la socialización.....	113

ÍNDICE DE ANEXOS

Anexo 1. Fotografías de la identificación de la zona de estudio.	124
Anexo 2. Fotografías de los análisis realizados in situ.	125
Anexo 3. Fotografías de los análisis realizados en los laboratorios de la PUCESI.	126
Anexo 4. Socialización de los resultados obtenidos.	127
Anexo 5. Encuesta realizada en el proceso de socialización.	128
Anexo 6. Lista de asistencia a socialización de investigación.	129

1. RESUMEN

La Acequia de agua “La Victoria” se encuentra ubicada entre los cantones Otavalo y Antonio Ante en la provincia de Imbabura. Aceldo y Lomas (2017) afirman que la Acequia tiene una longitud de 16,8 km de conducción principal y un caudal de 0,8 m³/s. Según el Plan de Ordenamiento Territorial del Cantón Antonio Ante (PDOT, 2011) la Acequia beneficia aproximadamente a 1472 usuarios y los principales cultivos que se riegan con esta agua son cereales, legumbres, hortalizas, tubérculos, frutas y hierbas. Además, la Acequia está formada por tramos abiertos con revestimiento de hormigón, tramos excavados sin revestimiento alguno y otros cerrados en forma de túnel con tuberías galvanizadas.

Generalmente, las aguas de quebradas y riachuelos son analizados teniendo en cuenta parámetros macros de existencia de sustancias que definen la calidad como: pH, Conductividad, Nitratos, Nitritos, Amonio, Dureza, etc. Sin embargo, en ocasiones, otros parámetros son pasados por alto; siendo estos también de vital importancia, para la calidad de las aguas.

La finalidad de este estudio es presentar una alternativa para disminuir la contaminación que presenta la Acequia “La Victoria” en el Cantón Antonio Ante. Para lo cual se realizó un estudio hidroquímico de las características del agua de riego de la Acequia que incluye análisis de componentes macros tales como: análisis especiales de presencia de pesticidas, biológicos, microbiológicos y químicos.

Para este estudio todos los análisis se realizaron en época seca y lluviosa; también se establecieron cuatro puntos estratégicos para las tomas de agua a lo largo de toda la Acequia. Se eligieron estos puntos debido a que son más susceptibles a la contaminación ya que se observaron descargas de aguas residuales y además son puntos que están cerca de asentamientos humanos.

Los principales resultados obtenidos en cuanto al análisis microbiológico, se relacionan con la presencia de coliformes fecales, se encontró que sobrepasan el límite máximo permisible que establece la Reforma del Texto Unificado de Legislación Secundaria del Ministerio del Ambiente en el libro VI, del registro oficial N° 387, Acuerdo Ministerial

097A. De igual forma en los análisis químicos, los parámetros: amonio, demanda biológica de oxígeno y demanda química de oxígeno sobrepasan el límite máximo permisible que establece el Acuerdo Ministerial 097A.

En los análisis de protozoarios se registraron algunos paramecios, nemátodos, rotíferos, platelmitos, oligoquetos que son causantes de enfermedades gastrointestinales. Los análisis de macroinvertebrados sirvieron para establecer que el agua de riego de la Acequia es claramente contaminada y pertenece a la clase III de calidad dudosa de acuerdo con el índice biótico andino (ABI). Los análisis de pesticidas se realizaron a través de cromatografía líquida de alta resolución (HPLC) y de acuerdo con los resultados el agua de riego de la Acequia está contaminada por el pesticida Metamitron ($C_{10}H_{10}N_4O$) y otros pesticidas que no fueron identificados.

De acuerdo con los resultados obtenidos se establece que la calidad de agua de riego de la Acequia “La Victoria” presenta problemas de contaminación que puede afectar la seguridad alimentaria, debido al uso de esta agua para el riego de productos del agro, de alta demanda popular. En el trabajo se propone una alternativa de eliminación de este tipo de sustancias encontradas en la Acequia “La Victoria” mediante un filtro constituido por arena, zeolita y carbón activado granular. Esta propuesta puede ser adecuada a cualquier sistema de regadío en canalizaciones con la finalidad de mejorar la calidad del recurso agua, especialmente de la Acequia La Victoria.

PALABRAS CLAVE: acequia, riego agrícola, macroinvertebrados, cromatografía, pesticidas.

2. ABSTRACT

The irrigation ditch “La Victoria” is located between the Antonio Ante and Otavalo municipalities on Imbabura province. Aceldo and Lomas (2017) said that the irrigation ditch had a 16,825 km of main conduction length and a flow of 800 L/s. According to the Antonio Ante Municipality Territorial Arrangement Planning (MTAP,2011) the irrigation ditch benefits 1.472 users approximately and the main crops that uses this water are cereals, legumes, vegetables, tubers, fruits and herbs. Also, the irrigation ditch is formed by open sections with concrete coating, sections excavated without any coating and others closed in tunnel form with galvanized pipes.

Generally, the waters of streams are analyzed considering macro parameters of the existence of substances that define the water quality as: pH, Conductivity, Nitrates, Nitrites, Ammonium, Hardness, etc. However, sometimes, other parameters are overlooked; being these also of vital importance, for the quality of the waters.

The purpose of this study is to reduce the pollution that the irrigation ditch "La Victoria" presents in Antonio Ante Municipality. For which a hydrochemical study of the water characteristics of the ditch was carried out, including, in addition: analyzes such as: microbiological, biological and special analysis of the presence of pesticides.

For this study all analyzes were carried out in the dry and rainy season; Four strategic points were also established for the water intakes along the whole ditch. These points were chosen because they are more susceptible to contamination since they observed discharges of wastewater and are also points that are close to human settlements.

The main results obtained with respect to the microbiological analysis, in which the presence of fecal coliforms was investigated, exceeded the maximum limit established by the Reform of the Unified Text of the Secondary Legislation of the Ministry of Environment in book VI, of the official registry No. 387, Ministerial Agreement 097A. Similarly, in chemical analyzes, the parameters: oxygen demand, biological demand for oxygen and chemical oxygen exceed the maximum limit established by Ministerial Agreement 097A.

In the analyzes of protozoa some parametes, nematodes, rotiferos, platelmitos, oligoquetos were registered, the same ones that cause gastrointestinal diseases. The analysis of macroinvertebrates served to establish that irrigation water in the irrigation ditch is clearly contaminated water and belongs to class III of doubtful quality according to the Andean biotic index (ABI). The pesticide analyzes were carried out through high resolution liquid chromatography (HPLC) and according to the results the irrigation water of the irrigation ditch is contaminated by the pesticide Metamitron ($C_{10}H_{10}N_4O$).

According to the obtained results, it is established that the water quality of the irrigation ditch "La Victoria" presents pollution problems, which may affect food safety, due to the use of this water for irrigation of high popular demand agricultural products. In this work an alternative of elimination of this type of substances found in "La Victoria" ditch is proposed by means of a filter constituted by sand, zeolite and granular activated carbon. This proposal can be adapted to any irrigation system in pipelines in order to improve the quality of the water resource, especially in "La Victoria" ditch.

KEY WORDS: irrigation ditch, agricultural irrigation, macroinvertebrates, chromatography, pesticides.

3. INTRODUCCIÓN

A nivel mundial el agua es un recurso que se hace cada vez más escaso. El desperdicio, la presión demográfica, la contaminación, la destrucción de los ecosistemas acuíferos y el acceso a sistemas adecuados de acueducto y alcantarillado son algunos de los problemas ligados al agua (Navarro Carrascal, 2011).

En Latino América aún existen pequeñas poblaciones que utilizan aguas de riego que contienen aguas residuales sin ningún tipo de tratamiento, las mismas que son distribuidas a los distintos terrenos, debido a ello es de gran importancia conocer el nivel en el que las sustancias tóxicas pueden ser incorporadas en el suelo afectando su capacidad productiva, o sean a su vez absorbidas por los cultivos, pasando de esta manera a la cadena trófica (Siebe, 1994).

Según el Ministerio de Agricultura, Ganadería, Acuacultura y Pesca (2011), en el Ecuador la mayoría de los sistemas de riego son de pendientes y sección transversal muy variable, por lo cual casi siempre la base y paredes del canal suelen desbordarse por la velocidad excesiva del agua. Gran parte de los sistemas de riego en zonas rurales no cuentan con obras de captación y regulación de caudales y si tienen son muy rudimentarias. Además, estos sistemas no tienen la tecnología adecuada para almacenar las aguas de lluvia a través de microcuencas.

Aceldo y Lomas (2017) mencionan que el agua de riego de la Acequia “La Victoria” presenta descargas directas de aguas residuales y el inadecuado manejo de los desechos sólidos y desechos peligrosos de las poblaciones cercanas hacen que la calidad del agua se altere.

En base a estos problemas se propone desarrollar un tratamiento de agua en la canalización de la Acequia “La Victoria” considerando que, de tal forma, se busca mejorar la calidad de agua de la Acequia, a fin de que contribuya a la restauración del agua del afluente; permitiendo de esta manera a las poblaciones aledañas a la misma, darle un uso provechoso a dicho afluente y que de esta forma ellas obtengan mejores beneficios.

Para alcanzar esta finalidad se ejecutó un estudio hidroquímico del agua de la Acequia a profundidad, en donde se realizó, primero un análisis microbiológico, en el cual se

investigó la presencia de coliformes fecales, las mismas que sobrepasan el límite permisible que establece la Reforma del Texto Unificado de Legislación Secundaria del Ministerio del Ambiente en el libro VI, del registro oficial N° 387, Acuerdo Ministerial 097A. De igual forma en los análisis químicos los parámetros: amonio, demanda biológica de oxígeno y demanda química de oxígeno sobrepasan el límite permisible que establece el Acuerdo Ministerial 097A. En los análisis de protozoarios se registraron algunos paramecios, nemátodos, rotíferos, platelmitos, oligoquetos los mismos que son causantes de enfermedades gastrointestinales.

Los análisis de macroinvertebrados sirvieron para establecer que el agua de riego de la Acequia es claramente contaminada y pertenece a la clase III de calidad dudosa de acuerdo con el índice biótico andino (ABI).

Los análisis de pesticidas se realizaron a través de cromatografía líquida de alta resolución (HPLC) y de acuerdo con los resultados, el agua de riego de la Acequia está contaminada por el pesticida Metamitron ($C_{10}H_{10}N_4O$) el mismo que es utilizado por la mayoría de los agricultores para el control de malezas y plagas en los cultivos (Castellanos, et al., 2016).

Finalmente se propone una alternativa para eliminar sustancias biológicas, químicas y tóxicas del agua de la Acequia “La Victoria” que consta a base de un filtro con arena, zeolita y carbón activado debido a su gran poder de absorción de pesticidas y algunos metales pesados (Torres, Cruz y Patiño, 2009).

3.1 Objetivos

3.1.1 Objetivo general

Desarrollar una metodología para el tratamiento de agua con la finalidad de disminuir la contaminación que presenta la Acequia “La Victoria” en el Cantón Antonio Ante de la Provincia de Imbabura.

3.1.2 Objetivos específicos.

1. Recopilar información hidro-química sobre la situación actual de la canalización del agua en la Acequia “La Victoria”.
2. Elaborar las diferentes metodologías de trabajo para la solución del problema de la Acequia empleando los análisis físico-químicos como forma cuantitativa.
3. Diseñar una propuesta técnica para la mejora de la calidad del agua de la Acequia La Victoria.
4. Socializar los resultados obtenidos dirigidos al escenario donde se desarrolla el proyecto.

4. ESTADO DEL ARTE

4.1 El agua y su disponibilidad

Benavides y Ramírez (2016) afirman que el 97% del agua que conforma el planeta Tierra no es aprovechable para las distintas actividades del ser humano. El restante se encuentra disperso entre los casquetes de hielo de la Antártida y agua subterránea. Aproximadamente el 1% sobrante corresponde a agua dulce distribuida en aguas superficiales de fácil acceso.

Navarro (2011) menciona que el agua es una de las preocupaciones en auge de la sociedad, debido a la escasez mundial, a la mala calidad que cada vez es mayor y las desigualdades que existen para acceder a ella. Políticamente el agua es de gran interés ya que sin ella el desarrollo y la subsistencia no existiría en la humanidad.

Cisneros, Galarza y Sáenz (2008) indican que, según la Comisión Mundial del Agua, cerca de 1400 millones de personas realizan sus actividades diarias sin agua potable; 7 millones de personas mueren con enfermedades afines a la contaminación del agua; y 2500 millones de personas sufrirán la carencia de este recurso vital para el año 2050.

Acosta y Martínez (2010) aluden que el Ecuador es un país que no ha pasado por la carencia de agua en comparación con otros países en el mundo. Pero desde hace unos años atrás se ha notado un cambio drástico con el líquido vital, ya que existe un deterioro de la calidad e incluso de la cantidad del agua. El vertido de desechos industriales y domésticos a las aguas superficiales, la deforestación creciente, el uso excesivo de pesticidas, etc, explican este problema actual.

Vargas, Herrera, Marín y Borges (1999) sugieren que cuando un recurso es inadecuado para su uso se establece que el mismo es de mala calidad o está contaminado. De esta manera los agricultores que usan en exceso fertilizantes químicos son los principales responsables de la contaminación de aguas subterráneas y superficiales ya sea para la agricultura o cualquier otro uso que se le dé a este recurso.

4.2 Agua para riego

Cifuentes, Blumenthal, Ruiz, Bennett y Peasey (1994) afirman que la escasez de agua para uso agrícola en zonas de rápido crecimiento poblacional es cada vez mayor; siendo esta la causa que ha contribuido para que aumente el interés de este recurso vital a nivel mundial.

La agricultura es el principal sector que consume más agua, con un índice del 69% de los 3.600km³ de agua dulce que se extraen para consumo humano; seguido por el uso doméstico que abarca cerca del 10% y por último se tiene al sector de la industria con un 21% (La Organización de las Naciones Unidas para la Alimentación y la Agricultura [FAO], 2002).

Acosta y Martínez (2010) plantean que en el Ecuador se tiene un aproximado de 3'140.000 hectáreas cultivables (datos de Senagua de 2009), de las cuales alrededor de 939.000 poseen una infraestructura de riego. Solo el 22% se beneficia del riego público y el 78% restante posee sistemas de riego propio y en su mayoría corresponden a campesinos e indígenas.

Knapp (1992) plantea que el riego es uno de los factores primordiales en la economía agrícola del Ecuador. Usando el agua de riego para la seguridad alimentaria del país, así como para la cantidad de producción de los cultivos tradicionales del país, en especial de la Sierra ecuatoriana.

Calatayud (1993) reporta que existe una distribución inequitativa con el agua de riego, abasteciendo de forma continua a los lugares aledaños a las acequias y de manera intermitente o casi nula a los predios que se encuentran ubicados a mayor distancia. La escasez del agua de riego significaría pérdidas en la inversión de los agricultores ya que de ella depende la obtención de buenas cosechas.

4.3 Sistemas de agua de riego para la agricultura

Gerben (1998) afirma que, para facilitar el riego en los terrenos, la mayoría de las poblaciones han construido un sistema de canales que sirve como medio de transporte del agua desde la fuente hasta los diversos sitios donde lo necesitan. En la mayoría de los casos este sistema de canales se combina con reservorios, de manera que el agua esta acumulada para su posterior uso, especialmente cuando existe escases de esta.

Eling y Sánchez (2000) mencionan que los sistemas de agua que nacen de una derivación directa del río son considerados como: tajo o saca abierta del cauce, acequia o bien un canal de donde se benefician los distintos usuarios propietarios de terrenos.

La mayoría de los sistemas de riego han sido construidos y administrados por una autoridad o por un gobierno descentralizado para que de esta manera se distribuya de manera equitativa el agua de riego a todos los propietarios de los terrenos (Hunt, 1997).

4.4 Acequias de riego

Calatayud (1993) afirma “La acequia se define como un canal principal que toma el agua del río y del que parten múltiples canales secundarios, los cuales, a su vez, se ramifican en pequeñas canalizaciones que conducen el agua a cada parcela”.

La estructura de la acequia varia dependiendo del sitio y las características del sitio; se debe tener en cuenta el flujo del caudal, si existen pendientes o no y la distancia a recorrer de la acequia. Por lo general, la mayoría de acequias tienen forma rectangular de esta manera se cree que el agua fluye más rápido y además poseen una capa dura en los bordes de la acequia debido a la lixiviación de los silicatos (Knapp, 1992).

Eling y Sánchez (2000) argumentan que la función de las acequias es transportar el agua y luego distribuirla de manera equitativa por canales secundarios o cajas de agua hasta las distintas parcelas.

4.4.1 Tipos de acequias de riego

Acequia abierta con revestimiento. - Estas acequias pueden estar revestidas con mampostería que consiste en el uso de piedras cercanas a la obra, resultando ser una técnica de bajo costo. También existe el revestimiento prefabricado diseñado con maderas, cerámicas o placas de hormigón que recubren al canal. Finalmente tenemos al revestimiento de hormigón el cual la mayoría de las veces es reforzado con estructuras de hierro, haciéndolo muy resistente a temblores y aumentando el costo de construcción (Nakamura, 2000).

Acequia excavada sin revestimiento. – Son acequias de tierra que usualmente se construyen en invierno, con la función de que las lluvias asienten bien la tierra; la banquetta

que se forma en los lados de la acequia debe ser suficientemente amplios para evitar desbordamientos (Domínguez, 1950).

Acequia por tuberías. –El agua de riego se distribuye por un espacio cerrado de esta manera se disminuye la contaminación del agua, la filtración del agua y la pérdida por evaporación. Los materiales de construcción más utilizados para este tipo de acequia son: el concreto, el P.V.C y el polietileno. Son tuberías que se instalan bajo tierra para evitar golpes y daños debido al clima (Nakamura, 2000).

La elección de los materiales para la acequia de riego tiene un impacto directo en cuanto a calidad, rentabilidad y éxito financiero se trata; ya sea para iniciar, sustituir o realizar el mantenimiento de la obra (Bueno, 2007).

4.5 Muestreo de aguas

Ronco, Diaz y Pica (2002) deducen que la finalidad del muestreo es adquirir una parte de agua, la misma que contenga la composición verdadera de la muestra, para asegurar que los datos que se vayan a realizar tengan validez y sobre todo se acerquen a la realidad del agua de muestreo.

Según la Agencia Ecuatoriana de Aseguramiento de la Calidad del Agro (AGROCALIDAD, 2015) en el sitio del muestreo se debe analizar de manera eficiente todo el lugar para luego definir el punto más adecuado para la toma de muestra. Es de mucha importancia anotar las coordenadas del punto de muestreo; preparar los envases a ser utilizados dependiendo de los parámetros que se vayan a realizar; las muestras de agua deben ser recolectadas y preservadas de acuerdo a los análisis que se van a realizar; cada envase debe ser rotulado y transportado en coolers para evitar su contaminación; los envases deben colocarse de manera vertical en el cooler y bien cerrados; se debe realizar los análisis de campo (T, pH, O.D, Turbiedad, etc) si las condiciones lo permiten y por ultimo enviar las muestras al laboratorio para la determinación de los análisis que se requieran realizar.

Arce, Calderón y Tomasini (2009) expresan que las muestras que no se realizan in situ deben ser almacenadas a bajas temperaturas de preferencia a (4°C).

4.5.1 Tipos de muestras

Muestra simple o puntual. - Cuando la muestra representa las mismas características al cuerpo de agua original de acuerdo con el tiempo, lugar y circunstancias en las que se colectaron las muestras de agua (Instituto de Hidrología, Meteorología y Estudios Ambientales [IDEAM], 2009).

Muestra compuesta. -Está formada por dos o más muestras puntuales tomadas en el mismo lugar, pero en diferentes tiempos. El objetivo de estas muestras es determinar concentraciones promedio de los análisis a determinar (Agencia Ecuatoriana de Aseguramiento de la Calidad del Agro [AGROCALIDAD], 2015).

4.5.2 Tipos de muestreo de agua

Muestreo manual. - Es una técnica de recolección simple en la cual interviene equipamiento mínimo. En algunos casos suele ser laborioso debido al tema de espacio y tiempo (Instituto de Hidrología, Meteorología y Estudios Ambientales [IDEAM], 2009).

Muestreo automático. - Es una técnica más precisa con la cual no se corre el riesgo de tener errores humanos, se reducen los costos y facilita el número de repeticiones del muestreo. Se debe evitar contaminar la muestra con el equipo automático a utilizar y sobre todo programarlo con las especificaciones del mismo equipo y las necesidades del muestreo (Ministerio de Agricultura y Riego del Perú [MINAGRI], 2011).

4.6 Calidad de agua para riego

Cifuentes, Blumenthal, Ruiz, Bennett y Peasey (1994) ratifican que en la actualidad cada vez se incrementa el uso de las aguas residuales para el riego, pero muy escasa es la información sobre los riesgos que trae esta realidad sobre todo para los agricultores y para los consumidores de los productos cultivados con este tipo de riego.

Urgilés (2016) hace referencia a los agricultores y personas afines hablan mucho sobre el agua de riego; pero conocen muy poco sobre la calidad del agua, las características físicas, químicas y biológicas con las que están regando sus cultivos; que en la mayoría de los casos son productos que llegan a los mercados de la ciudad.

Galárraga (2000) enfatiza que la mayoría de los ríos de Ecuador, que se encuentran o pasan por zonas muy pobladas, presentan altos niveles de coliformes, DBO, nitrógeno y fosforo.

No existen muchos estudios sobre este tema en el país; pero de los pocos que se puede obtener información constatan la presencia de pesticidas y alguno de ellos de prohibida importación.

Torres, Cruz y Patiño (2009) concluyen que los sistemas de agua al ser un factor importante para transmitir agentes causantes de enfermedades al ser humano tienen dos clases de riesgo: el agudo y el crónico. El riesgo agudo es adquirir una enfermedad a corto plazo por microorganismos como la gastroenteritis. Mientras que el riesgo crónico es adquirir una enfermedad a largo plazo por la presencia de contaminantes químicos como pesticidas que afectan la salud humana después de largos periodos de exposición.

4.7 Aspectos microbiológicos

Arcos, Ávila, Estupiñán y Gómez (2005) han llegado a sostener que la eutrofización es un método natural de las aguas superficiales y se da por la abundancia de nutrientes en un cuerpo de agua. En los últimos años el hombre ha acelerado de manera impresionante este proceso trayendo consigo consecuencias como: el cambio drástico de la calidad de aguas y modificando la comunidad de especies biológicas. A las aguas que se manifiestan con altos niveles de eutrofización ya no se les puede dar el mismo uso que antes de pasar por este proceso, debido a que empiezan a proliferar microorganismos (bacterias y virus). En muchos casos los microorganismos son de riesgo para la salud humana.

Arce, Calderón y Tomasini (2009) mencionan que el agua es el acceso más fácil para el crecimiento y transporte de microorganismos, como, por ejemplo, bacterias, virus y helmintos en estado de huevecillos. La calidad del agua en cuanto al aspecto microbiológico está dada por la existencia de ciertas especies de microorganismos indicadores de presencia fecal. Siendo uno de estos grupos los coliformes fecales y los huevos de helminto.

Isaac, Lezama, Ku-Pech y Tamay (1994) afirman que se considera al grupo de coliformes como indicadores de contaminación fecal debido a que se encuentran presentes en el intestino y heces de animales de sangre caliente. La determinación de coliformes en un estudio brinda mayor validez sobre contaminación fecal en el agua y la presencia de cualquier coliforme en el agua que tenga interacción con el ser humano resulta ser peligrosa.

4.8 Aspectos biológicos

4.8.1 Protozoarios

Solarte, Peña y Madera (2006) ratifican que los protozoarios tienen gran importancia en la calidad del agua, pues esta es un vehículo para la transmisión de la mayoría de estos parásitos. En general los protozoarios causan en los seres humanos enfermedades intestinales como gastroenteritis y los grupos más sensibles a estos parásitos son los niños y adultos mayores.

Lura, Beltramino, Abramovich, Carrera, Haye, Contini (2002) manifiestan que los protozoarios tienen peculiaridades que los identifica como indicadores de contaminación, transmitiendo diversos tipos de enfermedades por medio del agua. Las principales características que presentan son estabilidad en el medio ambiente y no son afectados de ninguna manera por el cloro. Para detectar protozoarios en un estudio de agua resulta ser muy laborioso, costoso y se requiere de bastante tiempo para la identificación de cada uno de ellos.

Cortes, Alerte, Díaz, Vollaire, Espinoza, Solari, Cerda (2012) expresan que, según la Organización Mundial de la Salud, se registran 1.500 millones de casos anuales de diarrea a nivel mundial, con un índice de mortalidad anual de 3 millones de niños de 0 a 5 años. La mayor parte de las diarreas son consecuencia del consumo de alimentos contaminados con microorganismos, bacterias, virus, parásitos, metales y pesticidas.

Arcos, Ávila, Estupiñán y Gómez (2005) mencionan que las enfermedades más comunes que causan estos agentes patógenos son gastroenteritis simple hasta cuadros graves de diarrea, disentería, hepatitis o fiebre tifoidea. Se debe tener en cuenta que la transmisión hídrica es solo una de las tantas formas en las que se pueden propagar estos agentes patógenos.

4.8.2 Macroinvertebrados y su valor como indicadores de la calidad de agua

Prieto (2013) considera que un organismo vivo es macroinvertebrado cuando es visible al ojo humano y son retenidos por redes de malla de entre 250 a 300 μm . Cada familia de macroinvertebrados tiene características específicas para definir el lugar en el cual vivir al mismo que se lo denomina hábitat. En un cuerpo de agua existen distintos tipos de hábitats (orillas, vegetación, agua estancada, etc.).

Roldán (1999) enfatiza que un organismo es un indicador de calidad de agua cuando este se encuentra permanentemente en un ecosistema de características definidas y cuando su población reúne características parecidas al resto de organismos del mismo hábitat.

Alba (1996) hace referencia a la metodología en la que se usan macroinvertebrados acuáticos como indicadores de calidad de agua, ha resultado ser la más eficaz en la localización de puntos de alteración en la calidad del agua. Esta técnica tiene varios puntos a su favor como el bajo costo de su utilización, la rapidez de su aplicación y su fiabilidad haciéndola idónea para el estudio de cuencas hidrográficas.

Roldán (1999) destaca que en aguas aparentemente de buena calidad, como es el caso de los ríos de montaña, se suele encontrar la mayoría de las veces poblaciones dominantes de efemerópteros, tricópteros y plecópteros. En aguas que están en proceso de contaminación con materia orgánica, poco oxígeno y eutrofizadas se espera encontrar poblaciones dominantes de oligoquetos, chironómidos y algunos moluscos; pocas veces se puede encontrar algunos individuos indicadores de aguas limpias.

Alba (1996) explica que para la toma de muestra de macroinvertebrados se debe primero hacer un recorrido minucioso por el cuerpo de agua distinguiendo todos los microhábitats que pueden existir; luego con ayuda de la red “D” se realiza batidas por los microhábitats atrapando los distintos representantes de las familias de macroinvertebrados. Este proceso se debe repetir más de dos veces hasta que en las batidas ya no salgan representantes de familias nuevas. Por último, se extrae los macroinvertebrados del sustrato, en un envase con alcohol al 96% y se los transporta al laboratorio para su posterior identificación.

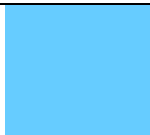


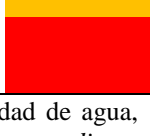
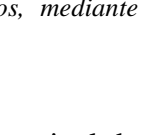
4.8.3 Evaluación de la calidad de las aguas, con el índice iberian biological monitoring working party (IBMWP)

Naranjo, González, Garcés, Brandimarte, Muñoz y Musle (2005) relacionan que para determinar la calidad de agua de un estudio casi siempre se recurre a los análisis de parámetros físico- químicos. Pero la inmensa variedad de contaminantes producidos actualmente exige nuevos métodos para evaluar la calidad de agua. Las técnicas que usan a los macroinvertebrados como indicadores de agua han demostrado total eficacia en la determinación de puntos de contaminación.

Alba y Sánchez (1988) reafirman que el (IBMWP) es un índice biológico fiable y de fácil aplicación que consiste en la identificación de macroinvertebrados a nivel de familias. De acuerdo con una tabla establecida por el Andean Biotic Index (ABI), se va comparando las familias nivel de contaminación del cuerpo de agua a estudiar.

Tabla 1

Clases y calidades del agua según el Iberian Biological Monitoring Working Party (IBMWP)

CLASE	CALIDAD	VALOR DEL IBMWP	SIGNIFICADO	COLOR
I	Buena	> 101	Aguas limpias, no contaminadas ni alteradas de modo apreciable.	
II	Aceptable	61 - 100	Aguas con algún signo evidente de contaminación.	
III	Dudosa	36 - 60	Aguas claramente contaminadas.	
IV	Critica	16 - 35	Aguas muy contaminadas.	
V	Muy critica	< 15	Aguas fuertemente contaminadas.	

Nota: Las unidades de los datos del IBWP son adimensionales. Adaptado de “Clases de calidad de agua, valores BMWP,” por P. A. Cordero, 2015, *Calidad del agua para los ríos alto andinos, mediante indicadores biológicos*. Quito, Ecuador.

El Andean Biotic Index (ABI) establece la composición de macroinvertebrados a nivel de familias según su tolerancia a la contaminación, otorgando a cada familia un puntaje del 1 al 10 mientras más tolerante a la contaminación es la familia menos puntaje se establece. El puntaje final se obtiene sumando los valores de cada familia (Crespo, 2013).

Tabla 2

Puntuaciones del Andean Biotic Index (ABI)

ORDEN	FAMILIA	PUNTUACIÓN
Turbellaria		5
Hirundinea		3
Oligochaeta		1
Gasteropoda	Aneylidae	6
	Physidae	3
	Hydrobiidae	3
	Limnaeidae	3
	Planorbidae	3
Bivalvia	Sphaeriidae	3
Amphipoda	Hyalellidae	6
Ostracoda		3
Hydracarina		4
Ephemeroptera	Baetidae	4
	Leptophlebiidae	10
	Leptohiphidae	7
	Oligonewidae	10
Odonata	Aeshnidae	6
	Gomphidae	8
	Libellulidae	6
	Coenagrionidae	6
	Calopterygidae	8
	Polythoridae	10
Plecoptera	Perlidae	10
	Gripopterygidae	10
Heteroptera	Veliidae	5
	Gerridae	5
	Corixidae	5

Continuación de la tabla 2

ORDEN	FAMILIA	PUNTUACIÓN
	Notonectidae	5
	Belostomatidae	4
	Naucoridae	5
Trichoptera	Helicopsychidae	10
	Calamoceratidae	10
	Odontoceridae	10
	Leptoceridae	8
	Polycentropodidae	8
	Hydroptilidae	6
	Xiphocentronidae	8
	Hydrobiosidae	8
	Glossosomatidae	7
	Hydropsychidae	5
	Anamalopsychidae	10
	Philopotamidae	8
	Limnephilidae	7
Lepidoptera	Pyralidae	4
Coleoptera	Ptilodactylidae	5
	Lampyridae	5
	Psephenidae	5
	Scirtidae (Helodidae)	5
	Staphylinidae	3
	Elmidae	5
	Dryopidae	5
	Gyrinidae	3
	Dytiscidae	3
	Hydrophilidae	3
	Hydraenidae	5

Continuación de la tabla 2

ORDEN	FAMILIA	PUNTUACIÓN
Diptera	Blepharoceridae	10
	Simuliidae	5
	Tabanidae	4
	Tipulidae	5
	Limoniidae	4
	Ceratopogonidae	4
	Dixidae	4
	Psychodidae	3
	Dolichopodidae	4
	Stratiomyidae	4
	Empididae	4
	Chironomidae	2
	Culicidae	2
	Muscidae	2
	Ephydriidae	2
	Athericidae	10
Syrphidae	1	

Nota: Las unidades de los datos de puntuación son adimensionales. Adaptado de “Lista de taxones y sus puntajes para cada uno de los índices,” por D. Rosero & O. Fossati, 2009. *Comparación entre dos índices bióticos para conocer la calidad del agua en ríos del páramo de Papallacta*. p. 20. Papallacta. Ecuador.

4.9 Análisis químicos del agua

Pérez, León y Delgadillo (2013) sugieren que el fósforo es el primer indicador del grado de eutrofización del agua; a mayor concentración de fosforo, mayor eutrofia.

Los sulfatos y cloruros definen el carácter salino del agua, un contenido excesivo no sólo es nocivo para el hombre, sino que es además origen de corrosiones en las tuberías metálicas (Barraque, 1979).

Pérez, León y Delgadillo (2013) indican que la demanda biológica de oxígeno (DBO5) se usa como una medida de la cantidad de oxígeno requerido para la oxidación de la materia

orgánica biodegradable presente en el agua y como resultado de la oxidación bioquímica aerobia.

Los nitritos y nitratos son iones que existen de manera natural en el agua y forman parte del ciclo del nitrógeno. Los niveles naturales de nitratos en aguas superficiales y subterráneas son generalmente de unos pocos miligramos por litro. En muchos canales de agua se ha encontrado un incremento de los niveles de nitratos debido a la intensificación de las prácticas agrícolas y ganaderas (Lenntech, 2018).

Lenis (2015) afirma que el amonio junto con los nitritos y nitratos es un típico indicador de contaminación del agua. La presencia de amonio indica una degradación incompleta de la materia orgánica. Se produce naturalmente por descomposición de la materia orgánica y también se fabrica industrialmente.

Pérez, León y Delgadillo (2013) mencionan que todas las actividades humanas contribuyen a la contaminación orgánica del agua, de la actividad agrícola resultan residuos de pesticidas que también afectan a la calidad del agua. La demanda química de oxígeno (DQO) proporciona la medida del oxígeno que es igual a la proporción de la muestra orgánica presente en una muestra de agua, capaz de oxidarse por procedimientos químicos oxidantes fuertes.

4.10 Análisis de pesticidas

Arce, Calderón y Tomasini (2009) definen a los pesticidas como “Compuestos químicos tóxicos diseñados para controlar insectos, plantas, hongos y animales que se consideran plagas incluyendo los vectores de enfermedades humanas y animales”.

Hernández y Hansen (2011) mencionan que los pesticidas producen daños tanto a la salud humana como ambientales ya que llegan a contaminar suelo, agua y aire. El recurso agua tanto superficial como subterráneo es contaminado por plaguicidas debido al escurrimiento, infiltración y erosión de los suelos en los lugares donde se ha aplicado el producto.

La necesidad de la producción agraria ha causado que los agricultores expandan el riego y cada vez se utilice fertilizantes más dañinos al ambiente para aumentar la producción. El uso de faguas contaminadas con pesticidas, contaminan a la misma vez los cultivos y por ende transmiten enfermedades a los consumidores (Ongley, 1997).

Yanggen, Crissman y Espinosa (2003) reafirman que en Ecuador la mayoría de los agricultores abandonan los envases de los plaguicidas en los terrenos, después de fumigar los botan en las zanjas o los ocultan debajo de piedras, dada la cantidad de productos aplicados conforme pasa el tiempo el producto final es miles y miles de envases los mismos que terminan en las acequias más cercanas contaminando las fuentes de riego. Otra mala práctica ambiental que suelen tener los agricultores es lavar las bombas de fumigar en las acequias o a su vez verter los sobrantes de la fumigación en las fuentes de agua cercanas contaminando de esta manera las aguas de riego con pesticidas.

Perez, Costa, Meneses, Lerner y Claudio (2007) mencionan que diversas son las enfermedades a las que están expuestos los trabajadores que usan pesticidas como diversos son los componentes químicos de cada uno de los pesticidas. Existen datos de alteraciones al sistema nervioso central debido a la exposición de pesticidas organofosforados y carbamatos; los insecticidas clorados tienen una capacidad de acumularse en las células adiposas de los organismos humanos y animales afectando a la salud con diversos tipos de cánceres como: respiratorio, de tórax, de estómago, pancreático y de próstata; además estos agentes perduran en el organismo y ambiente por más de 30 años.

Tabla 2

Exposición a pesticidas y síntomas de intoxicación

Clasificación del Organismo Objetivo	Clasificación del Grupo Químico	Síntomas de Intoxicación Aguda	Síntomas de Intoxicación Crónica
Insecticida	Organofosfatos y Carbamatos	1) Debilidad 2) Calambres abdominales 3) Vómitos 4) Espasmos musculares 5) Convulsiones	1) Efectos neurológicos 2) Aberraciones cromosómicas 3) Dermatitis
	Pesticidas Orgánicos Clorados	1) Nauseas 2) Vómitos 3) Espasmos musculares involuntarios	1) Enfermedades hepáticas 2) Arritmia cardiaca 3) Lesión renal 4) Neuropatías periferales
	Piretroides Sintéticos	1) Irritación de la conjuntiva 2) Alergia (estornudo) 3) Convulsiones	1) Alergia 2) Asma 3) Irritación de la mucosa 4) Hipersensibilidades
Fungicida	Ditiocarbamatos	1) Vértigo 2) Vómito 3) Temblores musculares 4) Dolores de cabeza	1) Alergias respiratorias 2) Dermatitis 3) Enfermedades de Parkinson 4) Cáncer
	Dipiridilos	1) Sangramiento nasal 2) Debilidad 3) Desmayo 4) Conjuntivitis	1) Enfermedades hepáticas 2) Dermatitis de contacto 3) Fibrosis pulmonar
Herbicida	Dinitrofenol y Pentaclorofenol	1) Dificultad respiratoria 2) Hipertermia 3) Convulsiones	1) Cáncer 2) Acné inducidos por cloro

Nota: Adaptado de “Pesticidas y la salud del trabajador, un problema más allá de la salud pública,” por F. Peres, J. Costa, K. Meneses, R. Lerner, & L. Claudio, 2007, *El uso de pesticidas en la agricultura y la salud del trabajador rural en Brasil*, 26. Revista Ciencia y Trabajo.

4.11 Cromatografía líquida

Según el Instituto Politécnico Nacional de Mexico (IPN, 2016) la cromatografía de líquidos es utilizada en muchas áreas, pero de manera especial en las ciencias exactas y sirve para la separación e identificación de compuestos; es decir separa mezclas en sus componentes individuales para que puedan ser después identificados y cuantificados. Cada equipo de cromatografía líquida está compuesto por: un sistema de bombeo para el manejo de los solventes, un inyector de muestra, una columna, detectores y un sistema de manejo de datos.

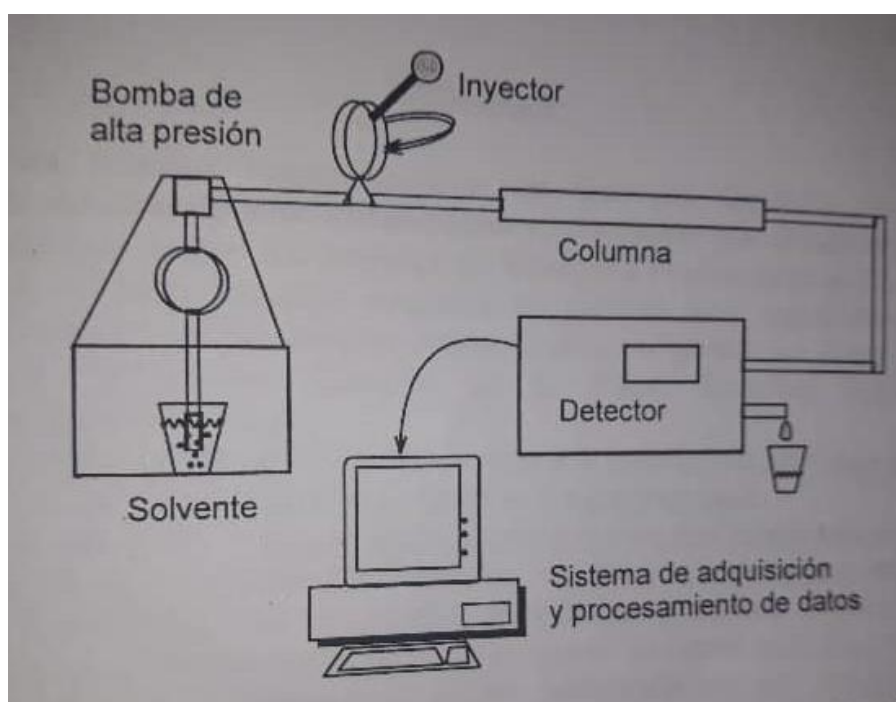


Figura 1. Esquema de un cromatógrafo líquido. Adaptado de “Partes de un sistema de Cromatografía,” por Instituto Politécnico Nacional. (2016). *Cromatógrafo de Líquidos de Alta Resolución*. Mexico : SEP.

Según la Universidad Nacional Autónoma de México (UNAM, 2007), la cromatografía líquida de alta resolución consta de dos fases la primera es conocida como la fase móvil y se dispersa a través del HPLC, en la mayoría de los casos vienen a ser los solventes y la segunda es conocida como la fase estacionaria ya que permanece dentro del sistema y es una columna.

García de Marina y Yusá (2008) inducen que existen cuatro pasos importantes para un buen funcionamiento del HPLC: primero la fase móvil y la fase estacionaria deben ser de

polaridad opuesta; segundo todos los solutos serán totalmente solubles en la fase móvil; tercero todo soluto que entra en la columna ha de salir de ella; por último y como objetivo de este sistema los solutos se separan entre sí.

La calidad de una separación por cromatografía líquida depende mucho de la pureza de los solventes. Existen una diversidad de solventes que se utilizan dependiendo del tipo de muestra que se quiera analizar (Supelco, 2013).

Tabla 3

Solventes más comunes para cromatografía líquida de alta eficiencia (HPLC)

Solventes	Pureza %
1,4 Dioxano	99.8
Acetona	99.9
Acetonitrilo	99.9
Cloroformo	99.9
Diclorometano	99.9
Éter	99.9
Acetato de etilo	99.8
Heptano	99.0
Hexano	95.0
Metanol	99.9
N,N-Dimetilacetamida	99.9
N,N-Dimetilformamida	99.9
Tetracloroetileno	99.8
Tetrahidrofurano (THF)	99.9
Tolueno	99.8
Agua	100

Nota: Adaptado de “Cromatografía líquida de alta eficiencia HPLC,” por Supelco, 2013, *Boletín* 826A. Alemania: Sigma Aldrich Co.

García de Marina y Yusá (2008) enfatizan que para la separación cromatográfica los solutos comienzan juntos su carrera en la columna y cuando más avanzan por ella (propagación), más se separan entre sí (migración diferencial). La migración diferencial es

la base de la separación: si cada compuesto avanza por la columna con una velocidad distinta, eluirá en un tiempo distinto, separado del resto.

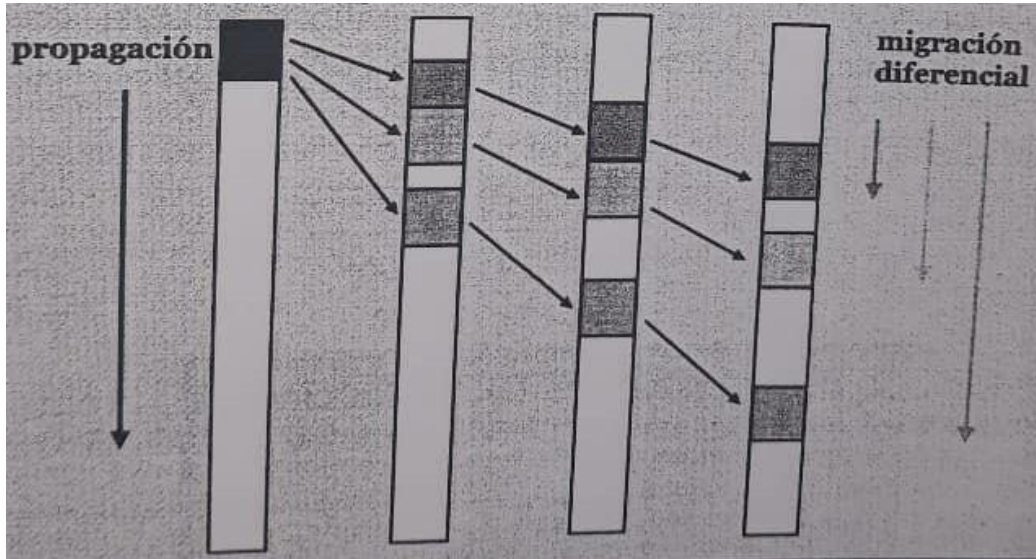


Figura 2. Separación cromatográfica. Adaptado de “Separación Cromatográfica,” por García de Marina Bayo, A., y Yusá Marco, D. J. (2008). *HPLC Fundamental*. Valencia: UPV.

4.12 Remediación del agua por medio de filtración

Solarte, Peña y Madera (2006) mencionan que los tratamientos de agua retiran la gran mayoría de protozoarios existentes en las mismas, por ejemplo, la filtración lenta en arena retira desde el 93% a 100% de protozoarios; es decir en la mayoría de los casos se retira el 99.99% de parásitos mientras que el otro 0,1% representa a quistes los cuales después del proceso de filtración no producen enfermedades infecciosas.

Para tratamiento de agua, la filtración es uno de los procesos donde interviene el uso de zeolitas, las cuales son sustratos filtrantes de origen natural. La aplicación de este sustrato ayuda a obtener un rendimiento alto en cuanto a filtrado se trata. La zeolita tiene una estructura a base de minerales volcánicos y cristales que funcionan como intercambiadores de iones. En el intercambio de iones los canales absorben los elementos contaminantes del agua purificándola (QuimiNet, 2012).

Según Carbotecnia (2018) las ventajas de utilizar zeolita en el proceso de purificación del agua son:

- Reduce la acidez del agua

- Se requiere una menor cantidad de producto respecto a la arena por la porosidad y densidad
- Posee una mayor superficie y porosidad
- Produce una mayor claridad en el agua filtrada
- La zeolita es el medio filtrante más durable (5 años)
- La zeolita solo requiere de un simple retrolavado periódico para mantener su eficiencia
- La zeolita tiene una capacidad de flujo 4 veces mayor a la de los medios filtrantes convencionales
- Tiene una mayor capacidad de retención debido a que posee una mayor área superficial

Para tener éxito en la purificación de agua, el carbón activado debe ser de buena calidad. Se usa el carbón activado granular cuando el agua contiene uno o más contaminantes que pueden ser moléculas tóxicas, tales como, benceno, tolueno, fenol, compuestos clorados, nitratos, plaguicidas, taninos, lignina, entre otros (Carbotecnia, 2004).

Torres, Cruz y Patiño (2009) indican que el uso de carbón activado para remediar aguas contaminadas con compuestos químicos incide de manera directa, debido a que se minimiza considerablemente la presencia de MON y compuestos fenólicos.

4.13 Marco legal

El artículo 14 de la Constitución de la República, reconoce, el derecho de la población a vivir en un ambiente sano y ecológicamente equilibrado, que garantice la sostenibilidad y el buen vivir, Sumak Kawsay. Se declara de interés público la preservación del ambiente, conservación de ecosistemas, la biodiversidad y la integridad del patrimonio genético del país, la prevención del daño ambiental y la recuperación de los espacios naturales degradados (Registro oficial 387- Am 097A, 2015).

Se entiende por agua de uso agrícola aquella empleada para la irrigación de cultivos y otras actividades conexas o complementarias que establezcan los organismos competentes. Se prohíbe el uso de aguas servidas para riego, exceptuándose las aguas servidas tratadas y que cumplan con los niveles de calidad establecidos (Registro oficial 387- Am 097A, 2015).

Tabla 4

Criterios de calidad de aguas para riego agrícola según la Reforma del Texto Unificado de Legislación Secundaria del Ministerio del Ambiente en el libro VI

PARÁMETRO	EXPRESADO COMO	UNIDAD	CONCENTRACIÓN
Aceites y grasas	Película Visible		Ausencia
Aluminio	Al	mg/l	5,0
Arsénico	As	mg/l	0,1
Berilio	Be	mg/l	0,75
Cadmio	Cd	mg/l	0,05
Cinc	Zn	mg/l	2,0
Cobalto	Co	mg/l	0,01
Cobre	Cu	mg/l	0,2
Coliformes Fecales	NMP	NMP/100ml	1000
Cromo	Cr ⁺⁵	mg/l	0,1
Fluor	F	mg/l	1,0
Hierro	Fe	mg/l	5,0
Huevos de parásitos			Ausencia
Litio	U	mg/l	2,5
Materia Flotante	Visible		Ausencia
Mercurio	Hg	mg/l	0,001
Manganeso	Mn	mg/l	0,2
Molibdeno	Mo	mg/l	0,01
Níquel	NI	mg/l	0,2
Nitritos	NO ₂	mg/l	0,5
Oxígeno Disuelto	OD	mg/l	3
Ph	Ph		6-9
Plomo	Pb	mg/l	5,0

Continuación de la tabla 5

PARÁMETRO	EXPRESADO COMO	UNIDAD	CONCENTRACIÓN
Selenio	Se	mg/l	0,02
Sulfato	SO ₄ ⁻²	mg/l	250
Vanadio	V	mg/l	0,1

Nota: Adaptado de “Criterios de calidad de aguas para riego agrícola,” por Registro Oficial 387- Acuerdo Ministerial 097A, 04 de Noviembre de 2015, Ministerio del Ambiente de Ecuador.

Tabla 5

Límites de descarga a un cuerpo de agua dulce según la Reforma del Texto Unificado de Legislación Secundaria del Ministerio del Ambiente en el libro VI

PARÁMETROS	EXPRESADOS COMO	UNIDAD	LÍMITE MÁXIMO PERMISIBLE
Demanda Bioquímica de Oxígeno (5 días)	DBO ₅	mg/l	100
Demanda Química de Oxígeno	DQO	mg/l	200

Nota: Adaptado de “Límites de descarga a un cuerpo de agua dulce,” por Registro Oficial 387- Acuerdo Ministerial 097A, 04 de Noviembre de 2015, Ministerio del Ambiente de Ecuador.

5. MATERIALES Y MÉTODOS

5.1 Localización del área de estudio

5.1.1 Recopilación de datos

Se recopiló todo tipo de información sobre el estado actual de la acequia mediante libros, tesis, revistas, entrevistas, artículos científicos e internet. La información adquirida fue de gran ayuda para el desarrollo de este proyecto donde se encontraron datos precisos de la Acequia y a partir de ellos poder dar solución al problema que atraviesa esta fuente de agua.

5.1.2 Puntos de muestreo

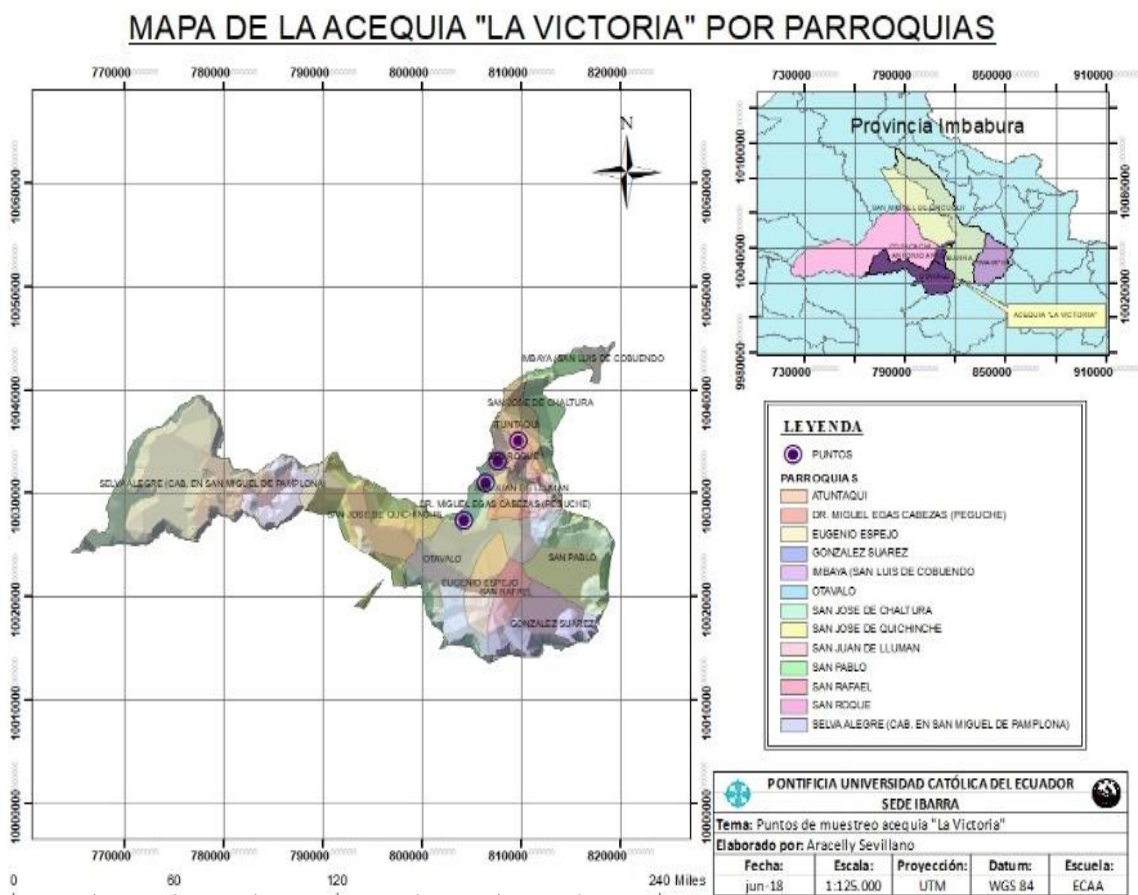


Figura 3: Mapa de la acequia “La Victoria” por parroquias. Por Sevillano A.K, 2018.

La Acequia de riego “La Victoria” se encuentra ubicada en los cantones Otavalo y Antonio Ante de la provincia de Imbabura. Para llevar a cabo este estudio se han seleccionado los

puntos de muestreo más susceptibles a la contaminación de la acequia, que son cuatro distribuidos a lo largo de toda la Acequia. El primer punto se encuentra en el inicio de la Acequia “La Victoria” y pertenece a la comunidad de Cotama de la parroquia de Otavalo, se designó este punto porque se observaron descargas directas de aguas residuales además en este punto la Acequia de riego se abastece del caudal del río Jatunyacu el mismo que es contaminado por vertidos de origen industrial.

El segundo punto está ubicado en la comunidad de Carabuela que pertenece a la parroquia de San Juan de Ilumán, el motivo de selección de este punto es principalmente, porque la Acequia es abierta con revestimiento de hormigón y al pasar por varios centros poblados se puede observar cómo se depositan desechos sólidos de origen doméstico en el cauce de la Acequia, igualmente al margen derecho de la Acequia se encuentra una hacienda la misma que cuenta con sembríos de diversos cultivos en los cuales se usa la fumigación, causa principal para afectar la calidad del agua de riego de la Acequia.

El tercer punto se encuentra ubicado en la comunidad de Agua Longo de Paredes que pertenece a la parroquia de San Roque, el agua en este punto se ha podido observar que está muy degradada, lleva mucha materia en suspensión, residuos sólidos (latas, botellas plásticas, fundas, envases de medicamentos) y restos de origen animal (perros, gatos, cerdos, ratas).

Por último, el cuarto punto está ubicado en la Comunidad de Santa Berta que pertenece a la parroquia de Andrade Marín, en este punto la Acequia se encuentra rodeada tanto al margen izquierdo como derecho por grandes extensiones de cultivos y una florícola en la cual la fumigación es evidente y muchas veces se pudo observar cómo se lavaba el equipo de fumigación en el agua de la Acequia.

Tabla 6

Coordenadas de los puntos de muestreo

PARROQUIAS	COORDENADAS UTM		COMUNIDADES
	X	Y	
Otavalo	804250	10027383	Cotama
San Juan de Ilumán	806469	10031099	Carabuela
San Roque	807662	10033128	Agua Longo de Paredes
Andrade Marín	809790	10035136	Santa Bertha

Nota: Por Sevillano A.K, 2018.

5.1.3 Toma de muestras

Las muestras fueron puntuales, es decir que se tomó 1000 ml de agua de cada punto de muestreo de manera que represente la calidad del agua de cada punto establecido. Se realizó la toma de muestras de manera manual en la que interviene equipamiento mínimo (envases, guantes, GPS, cooler, cámara fotográfica). El agua se recolectó en envases plásticos de Tereftalato de Polietileno (PET) reutilizados de agua mineral, los mismos que fueron lavados con agua destilada antes de tomar las muestras, la manera correcta de llenar los envases es sumergirlos y colocarlos en contracorriente, se colocaron etiquetas a cada botella y se transporta los envases en un cooler a 4°C para mantener sus propiedades biológicas como químicas y evitar contaminar las muestras. Todo este proceso se documentó de manera fotográfica.

5.2 Análisis de laboratorio

Para optimizar los resultados de los análisis microbiológicos, químicos, biológicos y de pesticidas se utilizaron los equipos de los laboratorios de la escuela de Ciencias Agrícolas y Ambientales (ECAA) de la PUCESI, con los datos que se obtuvieron fue posible determinar la calidad en la que se encuentra el agua de riego de la Acequia “La Victoria”.

5.3 Análisis microbiológicos

El parámetro de Coliformes fecales se realizó el mismo día de la toma de muestras de agua. Para este parámetro se empleó placas de marca 3M™Petrifilm™ en las cuales viene incluido las guías de interpretación 3M™Petrifilm™, se ha empleado la técnica que

menciona el fabricante para determinar Coliformes fecales. Se debe tener en cuenta que para la realización de este parámetro es indispensable trabajar cerca del mechero, usar mascarilla y guantes para no contaminar la muestra.

Técnica de la Guía de Interpretación 3mtmPetrifilmtm para Escherichia Coli. - Se coloca la placa Petrifilm en una superficie plana, se levanta la película superior. Pipetear 1 ml de muestra de agua aproximadamente al centro de la película interior, con una pipeta perpendicular a la placa Petrifilm colocar 1 ml de la muestra de agua en el centro de la película interior. Bajar con cuidado la película superior para evitar que atrape burbujas de aire. Con el lado liso hacia abajo, coloque el dispensador en la película superior sobre el inóculo. Presione suavemente el dispensador para distribuir el inóculo sobre el área circular, no girar ni deslizar el dispensador. Levantar el dispensador, esperar por lo menos 1 minuto para que se solidifique el gel. Incubar las placas Petrifilm cara arriba a $30 \pm 1^\circ\text{C}$ durante 72 ± 2 horas. Leer las placas teniendo en cuenta que las colonias son de color azules y rojo-azules (Association of Official Analytical Chemists [AOAC], 2009).

5.4 Análisis biológicos

5.4.1 Análisis de protozoarios

Los análisis de protozoarios se realizaron a las 24 horas de haber tomado las muestras de agua, esto para poder identificar la mayoría de las especies de protozoarios presentes en el agua de la Acequia.

Se establecieron los siguientes pasos para este procedimiento: con ayuda de una pipeta tomar el agua del fondo del vaso precipitado, luego colocar una gota en el portaobjetos y ubicar el cubreobjetos, enseguida poner la muestra en un microscopio y enfocar. Por último, observar los protozoarios encontrados y fotografiar para luego pasar a identificarlos. Este procedimiento se lo realizó a cada muestra de agua con repeticiones de 5 a 10 veces, con la finalidad de que ya no se encuentre nuevos representantes de protozoarios (Stoner y Usinger, 1991).

Una vez que se tenga todas las fotos de los protozoarios encontrados y con ayuda de la guía de protozoarios del laboratorio se procede a identificarlos para después poder clasificarlos de acuerdo con las características de cada especie (Stoner y Usinger, 1991).

5.4.2 Análisis de macroinvertebrados

Se realizó una nueva salida de campo y se recolectaron macroinvertebrados en los cuatro puntos establecidos mediante la siguiente técnica: primero se debe distinguir los diferentes hábitats que existen en el sitio de muestreo, en este caso fue la vegetación, rocas, orillas y la corriente del agua; luego con ayuda de una red “D” se sumerge en cada uno de los hábitats en contracorriente y se van realizando movimientos con los pies de manera que la mayoría de los macroinvertebrados queden atrapados en la red, este paso se debe repetir mínimo 5 veces hasta que ya no salgan nuevos representantes de macroinvertebrados en la red; después de esto se coloca todo lo atrapado de la red en una bandeja de color blanco para poder ir separando los macroinvertebrados del sustrato de una manera más fácil; los macroinvertebrados son colocados en frascos con alcohol al 96% y se los transporta al laboratorio para su posterior identificación (Alba, 1996).

En el laboratorio se sacan los macroinvertebrados del alcohol y se coloca en una caja Petri, se los va separando con ayuda de un punzón, la caja Petri se coloca en un estereoscopio y se enfoca para poder fotografiar; luego con las fotografías se va identificando cada familia con ayuda de las guías de macroinvertebrados del laboratorio (Palma, 2013).

Una vez que se tienen clasificados todos los macroinvertebrados por familias se procede a dar un puntaje a cada familia mediante el Iberian Biological Monitoring Working Party (IBMWP); mientras más tolerante es la familia a la contaminación el puntaje es bajo y las familias que son más sensibles reciben un puntaje alto, se suman todos los puntajes y nos da un total, con este número se procede a comparar con el ABI (Índice Biótico Andino) para saber la calidad del agua de la acequia la Victoria (Alba y Sánchez, 1988). ver tabla 1.

5.5 Análisis químicos

Para la determinación de Nitritos, Nitratos, Amonio, Sulfatos, Fosfatos, DBO y BQO se utilizaron los kits de marca Merck y se realizó la técnica que menciona cada kit dependiendo del parámetro a evaluar. Todo el procedimiento se realizó en los laboratorios de la Escuela de Ciencias Agrícolas y Ambientales (ECAA).

Nitritos. - Para la determinación de este parámetro se usa el kit de Nitritos de Merck en el mismo que se menciona la siguiente técnica: pipetear en un tubo de ensayo debidamente limpio 5,0ml de la muestra de agua, luego añadir 1 microcuchara azul rasa del reactivo

NO_2^{-1} y agitar vigorosamente hasta que el reactivo se haya disuelto completamente. El valor del pH debe encontrarse en el intervalo 2,0 - 2,5. Comprobar con tiras indicadoras Acilit y si es necesario, ajustar el pH con solución de hidróxido sódico o con ácido sulfúrico. Se debe dejar en reposo 10 minutos para que exista una reacción, luego introducir la muestra de medición en la cubeta previamente lavada y por último medir en el fotómetro Genesis 20 (Spectroquant, 2017).

Nitratos. - Para la determinación de este parámetro se usa el Kit de Nitratos de Merck en el cual se menciona la siguiente técnica: introducir en un tubo de ensayo previamente seco 1 microcuchara rasa del reactivo NO_3^{-1} , luego añadir con una pipeta 5,0 ml del reactivo NO_3^{-2} y agitar vigorosamente durante 1 minuto hasta que el reactivo NO_3^{-1} se haya disuelto completamente, luego verter muy lenta y cuidadosamente con ayuda de la pipeta sobre el reactivo en la pared interna del tubo de ensayo manteniendo inclinado 1,5 ml de la muestra de agua y mezclar inmediatamente durante poco tiempo agarrando el tubo solo de la tapa (la mezcla se calienta), se debe dejar en reposo la solución de reacción caliente durante 10 minutos (no refrigerar), luego introducir la muestra de medición en una cubeta rectangular previamente lavada y por último medir en el fotómetro Genesis 20 (Spectroquant, 2017).

Amonio. - Para la determinación de este parámetro se usa el Kit de Amonio de Merck en el cual se menciona la siguiente técnica: pipetear en un tubo de ensayo debidamente limpio 5,0ml de la muestra de agua, luego añadir con una pipeta 0,60 ml del reactivo NH_4^{-1} y mezclar, añadir también 1 microcuchara azul rasa del reactivo NH_4^{-2} y agitar vigorosamente hasta que el reactivo se haya disuelto completamente, se debe dejar en reposo 5 minutos para que exista una reacción A, después añadir 4 gotas del reactivo NH_4^{-3} y mezclar, volver a dejar en reposo 5 minutos para que se produzca una reacción B, luego introducir la muestra de medición en una cubeta previamente lavada y por último medir en el fotómetro Genesis 20 (Spectroquant, 2017).

Sulfatos. - Para la determinación de este parámetro se usa el Kit de Sulfatos de Merck en el cual se menciona la siguiente técnica: pipetear en un tubo de ensayo con tapa rosca debidamente limpio 2,5 ml de la muestra de agua, luego añadir 2 gotas del reactivo SO_4^{-1} y mezclar, añadir también 1 microcuchara verde rasa del reactivo SO_4^{-2} , cerrar el tubo y mezclar, luego se debe calentar el tubo durante 5 minutos a 40°C en el baño de agua agitando de vez en cuando para que exista una reacción A. Añadir con una pipeta 2,5 ml

del reactivo SO_4^{-3} , filtrar el contenido del tubo a través de un filtro redondo a un segundo tubo de ensayo con tapa rosca, añadir al filtrado 4 gotas del reactivo SO_4^{-4} , cerrar el tubo y mezclar. Calentar el tubo durante 7 minutos a 40°C en el baño de agua agitando de vez en cuando para que exista una reacción B, luego introducir la muestra de medición en una cubeta de 10 mm previamente lavada y por último medir en el fotómetro Genesis 20 (Spectroquant, 2017).

Fosfatos. – Para la determinación de este parámetro se usa el Kit de Fosfatos de Merck en el cual se menciona la siguiente técnica: pipetear en un tubo de ensayo debidamente limpio 8,0ml de agua destilada, añadir con una pipeta 0,50 ml de la muestra de agua y mezclar, luego añadir 0,50 ml del reactivo PO_4^{-1} y volver a mezclar, añadir también 1 dosis del reactivo PO_4^{-2} y agitar vigorosamente hasta que el reactivo se haya disuelto completamente, se debe dejar en reposo 5 minutos para que exista una reacción, luego introducir la muestra de medición en una cubeta de 10 mm previamente lavada y por ultimo medir en el fotómetro Genesis 20 (Spectroquant, 2017).

DQO. - Para la determinación de este parámetro se usa el Kit COD HR de Merck que menciona la siguiente técnica: precalentar el digestor de DQO a $150 \pm 2^\circ\text{C}$. Quitar la tapa del tubo de DQO, sostener el tubo en un ángulo de 45° , usar una pipeta volumétrica y añadir cuidadosamente 2,0 ml de agua de muestra permitiendo a la muestra correr por la pared del tubo, tapar y mezclar minuciosamente. Lavar el exterior del tubo con agua destilada. Limpiar y secar con una toalla de papel. Repetir este proceso, pero usando 2,0 ml de agua destilada para obtener el blanco. Colocar los tubos en el digestor debidamente precalentado y mantener la temperatura a $150 \pm 2^\circ\text{C}$ por dos horas. Al finalizar el tiempo apagar el digestor y esperar que se enfríen los tubos hasta 120°C o menos. Quitar los tubos del digestor e invertir los tubos varias veces para mezclar. Y por último medir en el colorímetro (Spectroquant, 2017).

DBO. –Se coloca 0.43 ml del agua de muestra en un frasco ámbar y se coloca un magneto, luego se debe añadir 1 ml de los nutrientes A, B, C y D, rápidamente se coloca la capucha llenándola de Hidróxido de Sodio (NaOH) de marca Merck, rápidamente se debe tapar con el oxitop debidamente encerado y por último se colocan los frascos en el sensor de DBO a 20°C . La lectura de los datos se lo debe hacer durante 5 días (VELP SCIENTIFICA, 2007).

Solución A.- 0.25 g de Cloruro Férrico de marca Merck Hexahidratado ($\text{FeCl}_3 \cdot 6\text{H}_2\text{O}$) a 1 L de agua destilada.

Solución B.- 27.5 g de Cloruro Cálcico Anhídrido de marca Merck (CaCl_2) a 1 L de agua destilada.

Solución C.- 22.5 g de Sulfato Magnésico de marca Merck Heptahidratado ($\text{MgSO}_4 \cdot 7\text{H}_2\text{O}$) a 1 L de agua destilada.

Solución D.- 8.5 g de Fosfato Potásico de marca Merck Monobásico (KH_2PO_4), 33.4 g de Fosfato Disódico de marca Merck Heptahidratado ($\text{Na}_2\text{HPO}_4 \cdot 7\text{H}_2\text{O}$), 21.7 g de Fosfato Dipotásico de marca Merck (K_2HPO_4), 1.7 g de Cloruro Amónico de marca Merck (NH_4Cl) a 1 L de agua destilada (VELP SCIENTIFICA, 2007).

5.6 Análisis de pesticidas

Se usó el cromatógrafo marca JASCO de cromatografía líquida de alta eficiencia (HPLC) con detector UV. El cromatógrafo se compone de las siguientes partes, bomba modelo PU 2089, dispositivo para la columna modelo CO 2067, detector UV modelo UV 2010 plus, válvula modelo LC Net y funciona con el software ChromNAV.

5.6.1 Preparación de la muestra en época seca

Se colocan 200 ml de agua de la muestra en un vaso de precipitación, luego se colocan en un embudo de separación y se añade 50 ml de éter de petróleo; se tapa el embudo y se mezclan los dos líquidos, luego se le quita la tapa y se procede a separar el éter de petróleo en un vaso precipitado; con el baño maría se ayuda a que el éter se evapore y por último se añade 10 ml de acetonitrilo para la dilución (UNAM, 2007).

5.6.2 Preparación de la muestra en época lluviosa

Para las muestras de agua de la Acequia la Victoria en esta época se inyectaron directamente, es decir no se prepararon de ninguna manera, esto para determinar si es mejor la técnica utilizada en época seca o la de la época lluviosa.

5.6.3 Estándar

El estándar que se usó es para determinar pesticidas de la marca AccuStandard method 608 Pesticides (M-608-ASL) y viene preparado para inyectar directamente, con este estándar se

pueden identificar 27 compuestos de pesticidas teniendo en cuenta que se lo ha fabricado solo para compuestos de alta intensidad.

5.6.4 Condiciones del método para la separación de pesticidas

Para cada muestra incluyendo el estándar, se realizaron dos corridas con diferentes porcentajes de acetonitrilo y agua, esto para poder distinguir en cuál de las corridas existe mayor número de picos y por ende mayor diversidad de pesticidas encontrados en el agua de la acequia.

Primera corrida: La duración de la corrida es de 60min, en la misma que intervendrá la bomba tipo HPG2, con un flujo de 0,8 ml/min, un intervalo de presión desde 0 MPa inicial a 25 MPa máxima, una concentración A: 15% de acetonitrilo y concentración B: 85% agua, la columna utilizada fue NUCLEODUR 100-5 C8ec, con una temperatura de 40°C, las lecturas se realizaron a una longitud de onda de 230nm (MACHEREY-NAGEL, 2017).

Segunda corrida: La duración de la corrida es de 60min, en la misma que intervendrá la bomba tipo HPG2, con un flujo de 0,8 ml/min, un intervalo de presión desde 0 MPa inicial a 25 MPa máxima, una concentración A: 55% de acetonitrilo y concentración B: 45% agua, la columna utilizada fue NUCLEODUR 100-5 C18ec, con una temperatura de 40°C, las lecturas se realizaron a una longitud de onda de 230nm (MACHEREY-NAGEL, 2017).

Inyección: Todas las muestras de agua de la Acequia tanto las preparadas para la época seca como las que se inyectaron directamente en la época lluviosa e incluido los estándares se inyectaron 20 µl (MACHEREY-NAGEL, 2017).

Siguiendo las condiciones anteriormente mencionadas, el fabricante de la columna nos proporciona los siguientes cromatogramas, uno para la primera corrida con una concentración A: 15% de acetonitrilo y concentración B: 85% agua y el otro cromatograma para la segunda corrida con una concentración A: 55% de acetonitrilo y concentración B: 45% agua.

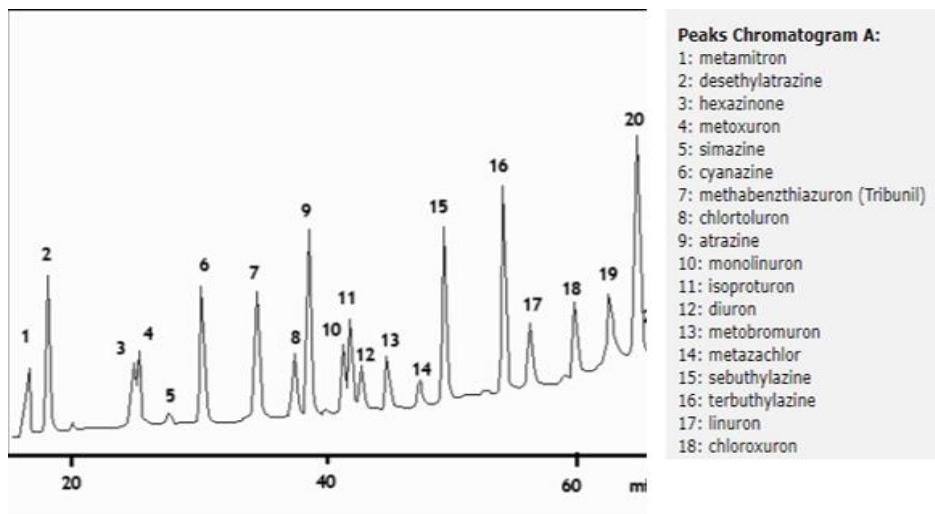


Figura 4. Cromatograma del fabricante para la primera corrida. Adaptado de “Analysis of Pesticides,” por R. Reupert, y E. Plöger, 2017. MACHEREY-NAGEL.

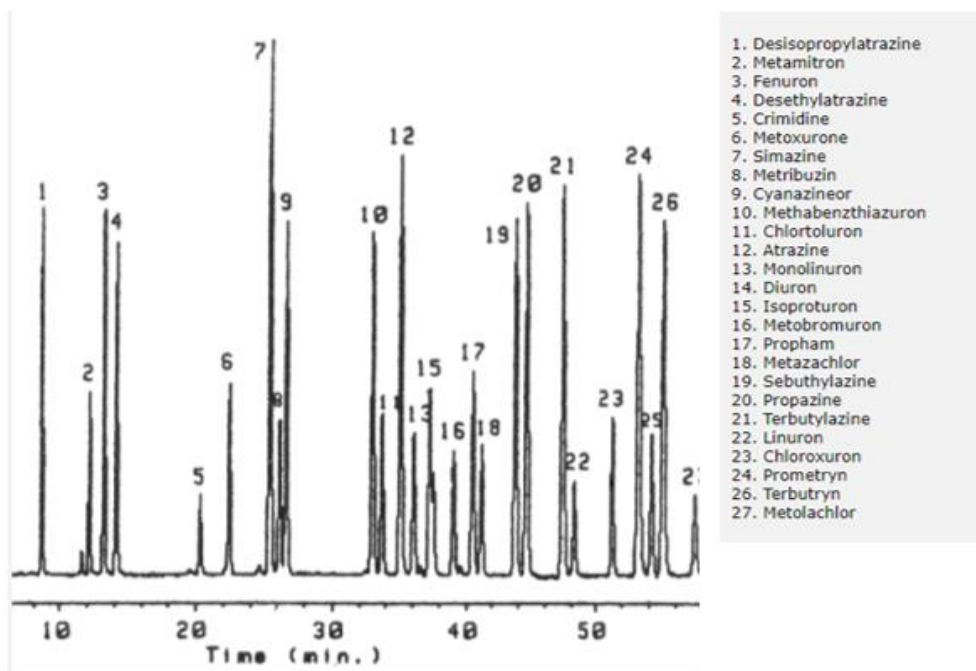


Figura 5. Cromatograma del fabricante para la segunda corrida. Adaptado de “Analysis of Pesticides,” por R. Reupert, y E. Plöger, 2017. MACHEREY-NAGEL.

Cabe recalcar que antes de cualquier corrida a realizar, se limpiaba el equipo para asegurar que no existieran impurezas o residuos de otras muestras y que pudieran afectar a los resultados. En la parte horizontal nos proporcionara los tiempos de retención de cada uno

de los picos y en la parte vertical nos reflejara la intensidad de los picos. Una vez limpio el equipo, el cromatograma que nos debe representar es el siguiente.

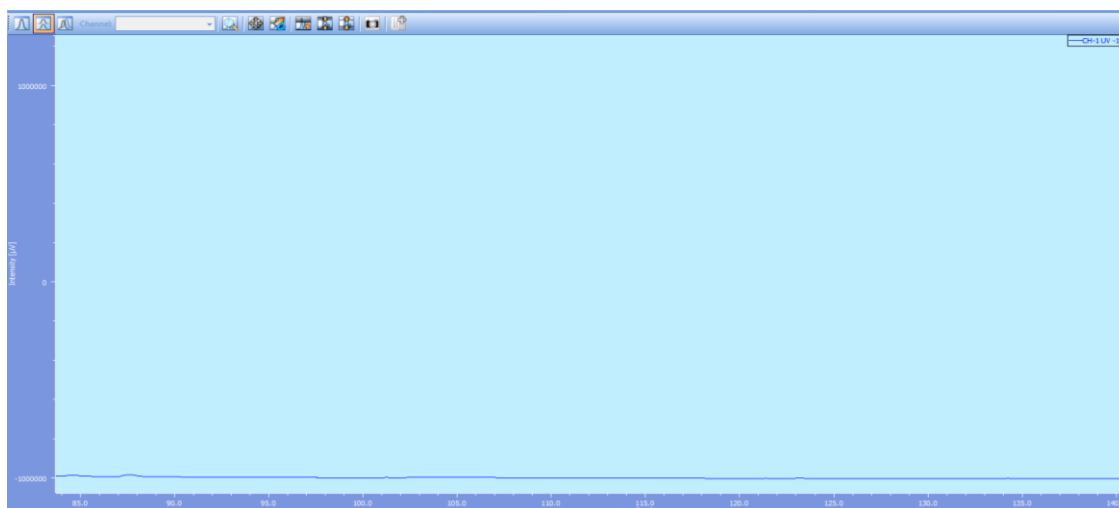


Figura 6. Ejemplo de un cromatograma de limpieza. Por Sevillano A.K, 2018.

5.7 Remediación del agua de la acequia por medio de filtros

Para dar solución al problema que presenta el agua de la Acequia “La Victoria” se propone en el objetivo 3 del proyecto la remediación del agua a través de un filtro, para ello se utilizó arena fina, arena gruesa y finalmente carbón activado con los mismos que se fue probando cantidades y flujos de tiempo para saber cuál es la técnica que mejor funciona en la restauración del agua de la acequia. Una vez realizado esto se determinó que el mejor método es el siguiente: zeolita 100 g, carbón activado 100 g y el flujo del agua debe ser de 10 ml/seg. El filtro se lo construyó de la siguiente manera: en una columna de 70 cm de largo se colocó en uno de sus lados un corcho que en el centro poseía un tubo pequeño, luego se procedió a ubicar algodón en el fondo del tubo de 70 cm con el fin de que no pasen partículas ya que puede taparse el tubo del corcho; por último, se añadió 100 g de arena fina, 100 g de arena gruesa y finalmente 100 g de carbón activado con ayuda de un soporte universal se sujeta la columna de 70 cm. En el extremo la columna donde se ubicó el corcho que sobresale, se coloca una guía de suero, se pasa agua tipo I por la columna y con la guía se regula el flujo hasta tener 10 ml/min; una vez realizado este proceso se pasa por el tubo 1000 ml de cada muestra de agua para que ésta se limpie; por último se guardan los 250 ml finales de cada muestra de agua para volver a realizar los análisis de protozoarios y pesticidas anteriormente mencionados y saber porcentaje de remoción que tiene el filtro para los análisis de protozoarios y pesticidas (Solarte, Peña y Madera, 2006).

5.7.1 Sistema de filtración plasmado a la Acequia de agua “La Victoria”

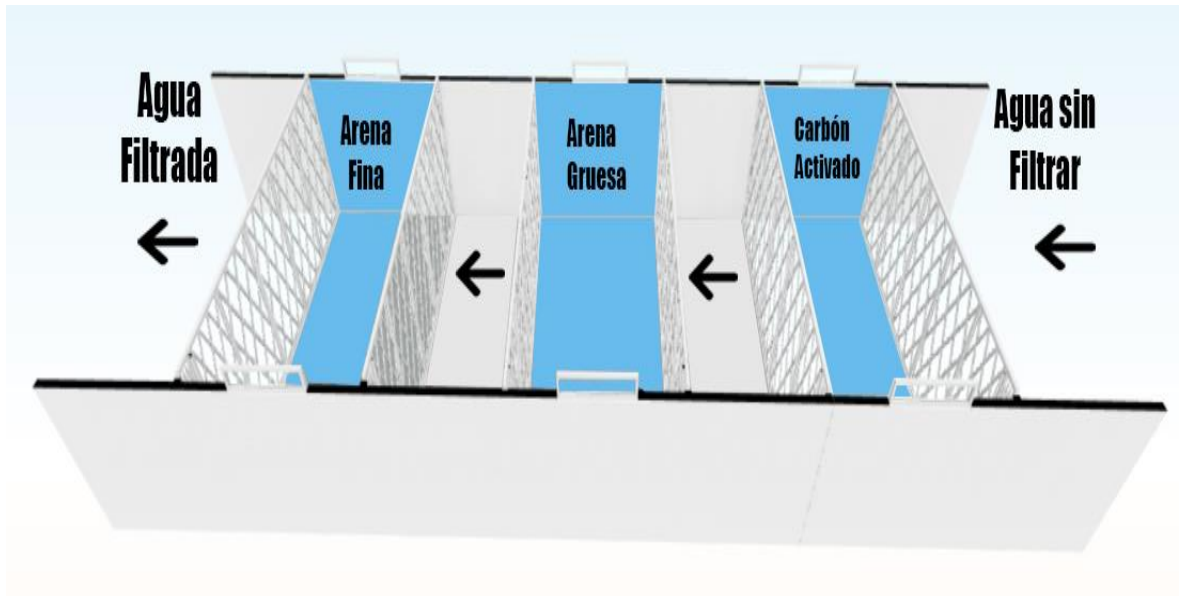


Figura 7. Sistema de filtración para la acequia. Por Sevillano A.K, 2018.

El sistema diseñado para la acequia se compone de tres celdas las mismas que pueden ser de plástico y en cada una de ellas tendrá a la entrada y salida una malla muy fina de manera que pueda retener la arena y el carbón activado que se coloque en su interior, también posee cada una de ellas dos agarraderas en sus costados de modo que sea más fácil sacar la celda manualmente de la acequia y cambiar de material.

Entonces el agua de la Acequia entrará a la primera celda que es del carbón activado a través de la malla, saldrá de esta celda y pasará a la segunda celda que es de la arena gruesa, saldrá de esta celda y pasará a la tercera celda de arena fina una vez que haya terminado el proceso de recorrer el agua por las tres celdas al final se obtendrá un agua de riego que cumpla con los límites permisibles que estipula el Acuerdo Ministerial 097A.

6. RESULTADOS Y DISCUSIÓN

6.1 Análisis realizados en época seca

6.1.1 Análisis microbiológicos

Los datos obtenidos en cuanto al parámetro de Coliformes Fecales de cada punto de muestreo serán comparados con la Reforma del Texto Unificado de Legislación Secundaria del Ministerio del Ambiente en el libro VI, del registro oficial N° 387, Acuerdo Ministerial 097A; para verificar si el agua de riego de Acequia “La Victoria” cumple o no con el límite máximo permisible en cuanto a este parámetro.

Tabla 7

Comparación de los análisis microbiológicos en época seca con la Reforma del Texto Unificado de Legislación Secundaria del Ministerio del Ambiente en el libro VI, del registro oficial N°387, acuerdo ministerial 097A

PARÁMETROS	UNIDAD DE MEDIDA	OTAVALO	SAN JUAN DE ILUMAN	SAN ROQUE	ANDRADE MARIN	LÍMITE MÁXIMO PERMISIBLE	CUMPLE O NO CUMPLE
COLIFORMES FECALES	Nmp/100ml	MNPC	MNPC	MNPC	44	1000	NO CUMPLE

Nota. MNPC = Muy numeroso para contar. Los datos en color rojo sobrepasan de 1000 Nmp/100ml según el TULSMA. Adaptado de “Criterios de calidad de aguas para riego agrícola,” por Registro Oficial 387-Acuerdo Ministerial 097A, 04 de Noviembre de 2015, MINISTERIO DEL AMBIENTE DE ECUADOR.

Discusión: Como se observa en la tabla 8, los tres primeros puntos que pertenecen a Otavalo, San Juan de Ilumán y San Roque, el parámetro de coliformes fecales fue muy numeroso para contar, es decir sobrepasaban del límite máximo permisible que es de 1.000 Nmp/100ml estipulado en la Reforma del Texto Unificado de Legislación Secundaria del Ministerio del Ambiente en el libro VI, del registro oficial N° 387, Acuerdo Ministerial 097A. Sin embargo, en Andrade Marín, ubicado casi al final de la acequia se encuentra dentro del límite máximo permisible en cuanto a coliformes fecales.

6.1.2 Análisis químicos

Los análisis químicos tales como: Nitritos, Nitratos, Amonio, Sulfatos, Fosfatos, DBO y BQO se realizaron en los laboratorios de la PUCESI, esto en cuanto a los cuatro puntos de muestreo ya identificados. Para luego ser comparados según los criterios de calidad del

agua de riego con la respectiva norma de la Reforma del Texto Unificado de Legislación Secundaria del Ministerio del Ambiente en el libro VI, del registro oficial N°387, acuerdo ministerial 097A.

Tabla 8

Comparación de los análisis químicos en época seca con la Reforma del Texto Unificado de Legislación Secundaria del Ministerio del Ambiente en el libro VI, del registro oficial N°387, acuerdo ministerial 097A

PARÁMETROS	UNIDAD DE MEDIDA	OTAVALO	SAN JUAN DE ILUMAN	SAN ROQUE	ANDRADE MARIN	LÍMITE MÁXIMO PERMISIBLE	CUMPLE O NO CUMPLE
FOSFATOS	mg/l	0,2	0,16	0,2	0,2	0,2	CUMPLE
AMONIO	mg/l	3.58	4.30	2,68	0,84	0,43	NO CUMPLE
SULFATOS	mg/l	81	41	68	49	250	CUMPLE
NITRITOS	mg/l	0,10	0,13	0,23	0,36	0,5	CUMPLE
NITRATOS	mg/l	0,5	0,6	1,4	1,5	<5	CUMPLE
DQO	mg/l	252	763	867	582	200	NO CUMPLE
DBO ₅	mg/l	167	178	189	145	100	NO CUMPLE

Nota. Los datos en color rojo sobrepasan el límite máximo permisible según el TULSMA. Adaptado de “Criterios de calidad de aguas para riego agrícola,” por Registro Oficial 387- Acuerdo Ministerial 097A, 04 de Noviembre de 2015, Ministerio del Ambiente de Ecuador.

Discusión: Como se observa en la tabla 9, los parámetros de amonio, demanda biológica de oxígeno y demanda química de oxígeno en ninguno de los puntos cumple con el límite máximo permisible estipulado en el Acuerdo Ministerial 097A. Sin embargo, en cuanto a fosfatos, sulfatos, nitritos y nitratos, se encuentran dentro de los parámetros permisibles que dictamina el Acuerdo Ministerial 097A.

6.1.3 Análisis de protozoarios

Los análisis de protozoarios se realizaron un día después de la toma de muestras de agua con el fin de poder encontrar la mayoría de las especies de protozoarios existentes en el agua de la Acequia, se realizaron también 5 repeticiones de cada muestra. Luego de esto se procede a la identificación de cada una de las especies encontradas y mediante la literatura se establece si son dañinas para el ser humano o no. Se clasifico a los protozoarios por

Phylum. Cabe recalcar que se debe realizar una tabla de especies de protozoarios por cada punto de muestreo, pero en este caso se encontraron las mismas especies en los cuatro puntos de muestreo por lo que se realizó una sola tabla de especies.



Figura 8. Paramecium encontrado en el análisis de protozoarios en época seca. Por Sevillano A.K, 2018.

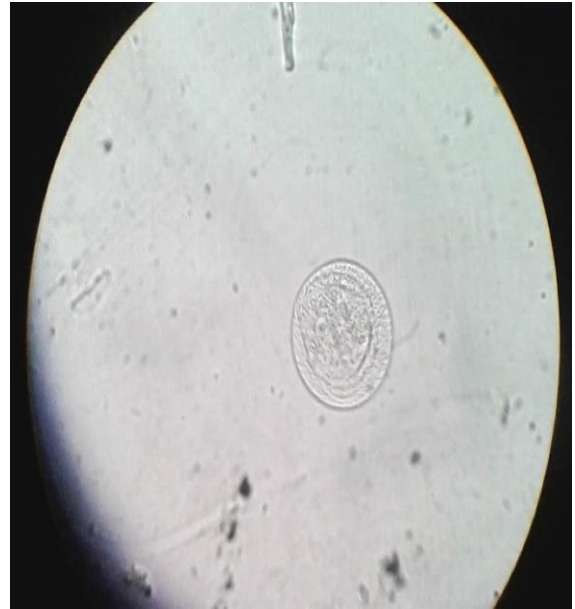


Figura 9. Holophrya encontrado en el análisis de protozoarios en época seca. Por Sevillano A.K, 2018.



Figura 10. Nemátodo encontrado en el análisis de protozoarios en época seca. Por Sevillano A.K, 2018.

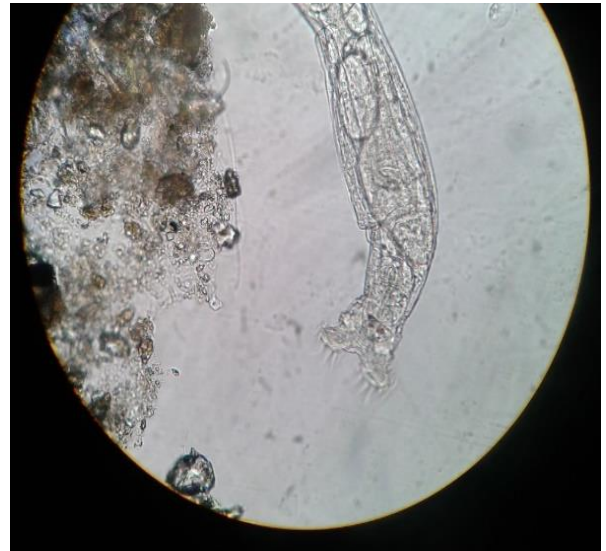


Figura 11. Rotífero encontrado en el análisis de protozoarios en época seca. Por Sevillano A.K, 2018.

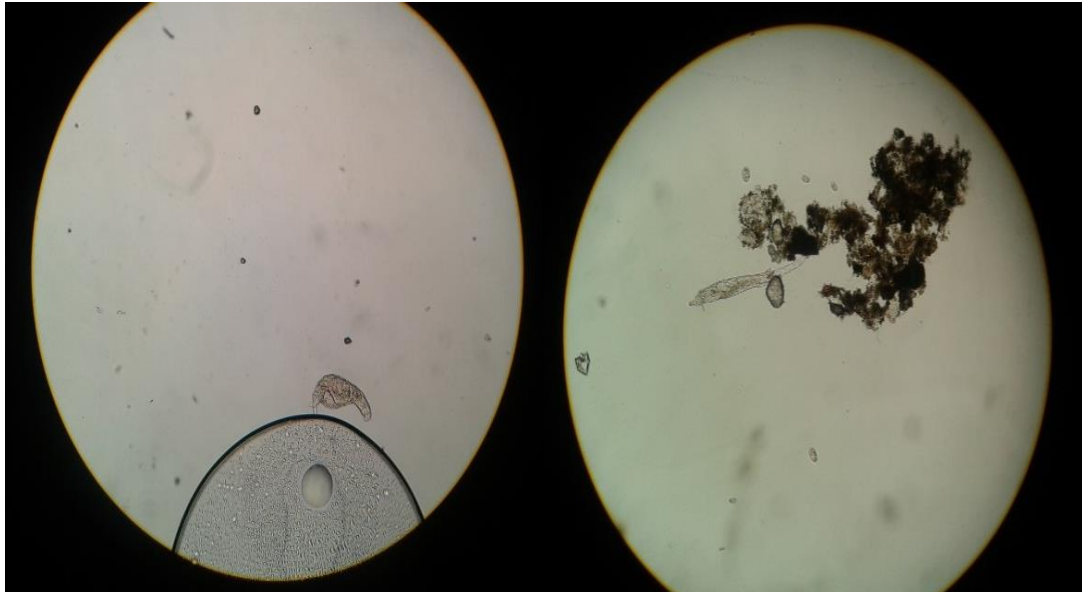


Figura 12. Fotografías de Euglena encontradas en el análisis de protozoarios en época seca. Por Sevillano A.K, 2018.



Figura 13. Platelminto encontrado en el análisis de protozoarios en época seca. Por Sevillano A.K, 2018.

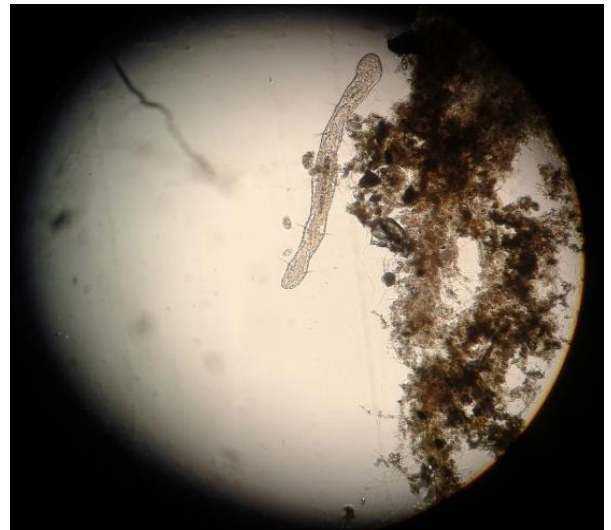


Figura 14. Oligoqueto encontrado en el análisis de protozoarios en época seca. Por Sevillano A.K, 2018.



Figura 15. Individuo sin identificar encontrado en el análisis de protozoarios en época seca. Por Sevillano A.K, 2018.

Se encontraron nueve Phylum de protozoarios de las cuales ocho se pudieron identificar (Paramecio, Holophrya, Nemátodo, Rotíferos, Euglena, Platelmitos, Oligoquetos). Las enfermedades más comunes que causan estos agentes patógenos son gastroenteritis simple hasta cuadros graves de diarrea, disentería, hepatitis o fiebre tifoidea. Se debe tener en cuenta que la transmisión hídrica es solo una, pero es la más frecuente de las formas en que se puede propagar estos agentes patógenos.

6.1.4 Análisis de macroinvertebrados

Los análisis de macroinvertebrados se realizaron el miércoles 11 de octubre del 2017 con el fin de poder encontrar la mayoría de las familias de macroinvertebrados existentes en el agua de la Acequia, se realizaron también 5 repeticiones con la metodología anteriormente mencionada de cada muestra. Luego de esto se procedió a la identificación de cada una de las especies encontradas y mediante la literatura se establece el tipo y la calidad de agua de la Acequia. Cabe recalcar que se debe realizar una tabla de las familias de macroinvertebrados por cada punto de muestreo, pero en este caso se encontraron las mismas especies en los cuatro puntos de muestreo por lo que se realizó una sola tabla de especies.



Figura 16. Fotografías de Hirundinea encontrada en los análisis de macroinvertebrados en época seca. Por Sevillano A.K, 2018.



Figura 17. Hyaellidae encontrada en los análisis de macroinvertebrados en época seca. Por Sevillano A.K, 2018.

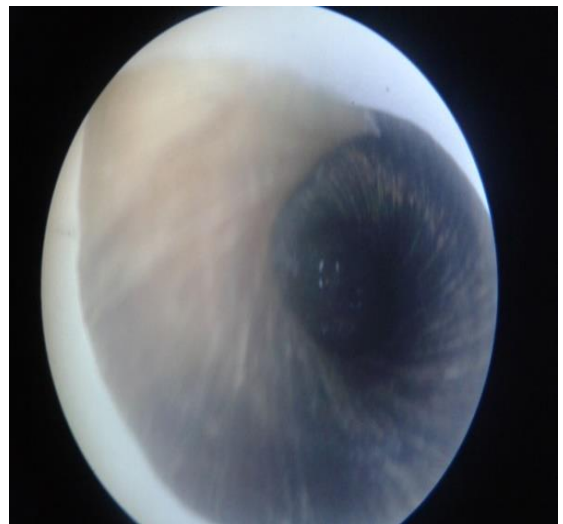


Figura 18. Planorbiidae encontrada en los análisis de macroinvertebrados en época seca. Por Sevillano A.K, 2018.



Figura 19. Muscidae encontrada en los análisis de macroinvertebrados en época seca. Por Sevillano A.K, 2018.



Figura 20. Tubificidae encontrada en los análisis de macroinvertebrados en época seca. Por Sevillano A.K, 2018.



Figura 21. Fotografías de Culicidae encontradas en los análisis de macroinvertebrados en época seca. Por Sevillano A.K, 2018.



Figura 23. Fotografías de Chironomidae encontradas en los análisis de macroinvertebrados en época seca.
Por Sevillano A.K, 2018.



Figura 22. Fotografías de Ceratopogonidae encontradas en los análisis de macroinvertebrados en época seca.
Por Sevillano A.K, 2018.



Figura 24. Fotografías de Syrphidae encontrados en los análisis de macroinvertebrados en época seca. Por Sevillano A.K, 2018.



Figura 25. Fotografías de Elmidae encontrados en los análisis de macroinvertebrados en época seca. Por Sevillano A.K, 2018.

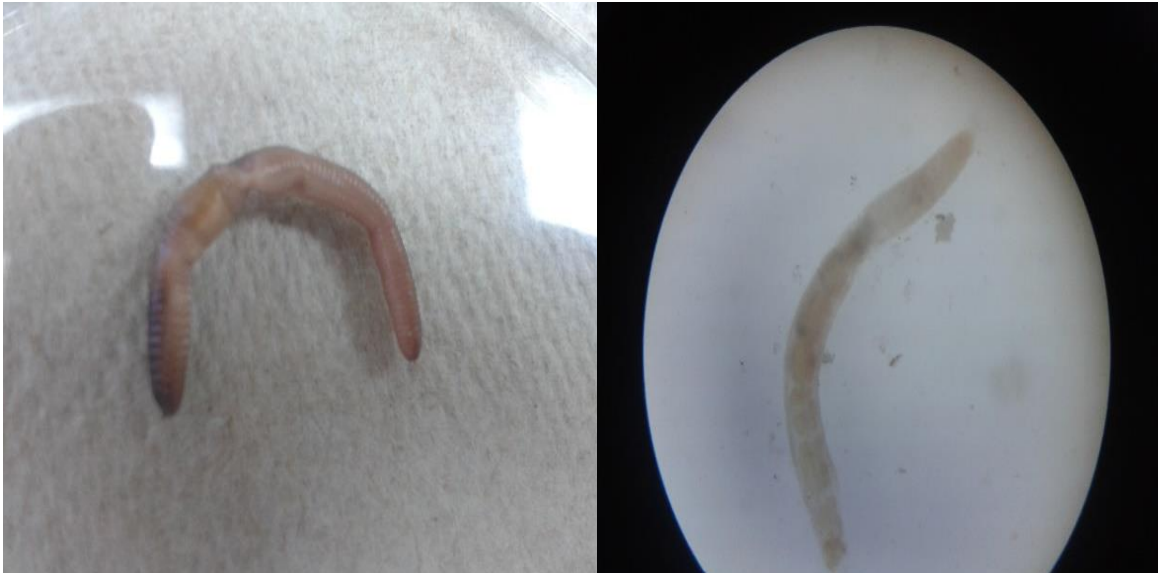


Figura 27. Fotografías de Aneylidae encontrados en los análisis de macroinvertebrados en época seca. Por Sevillano A.K, 2018.

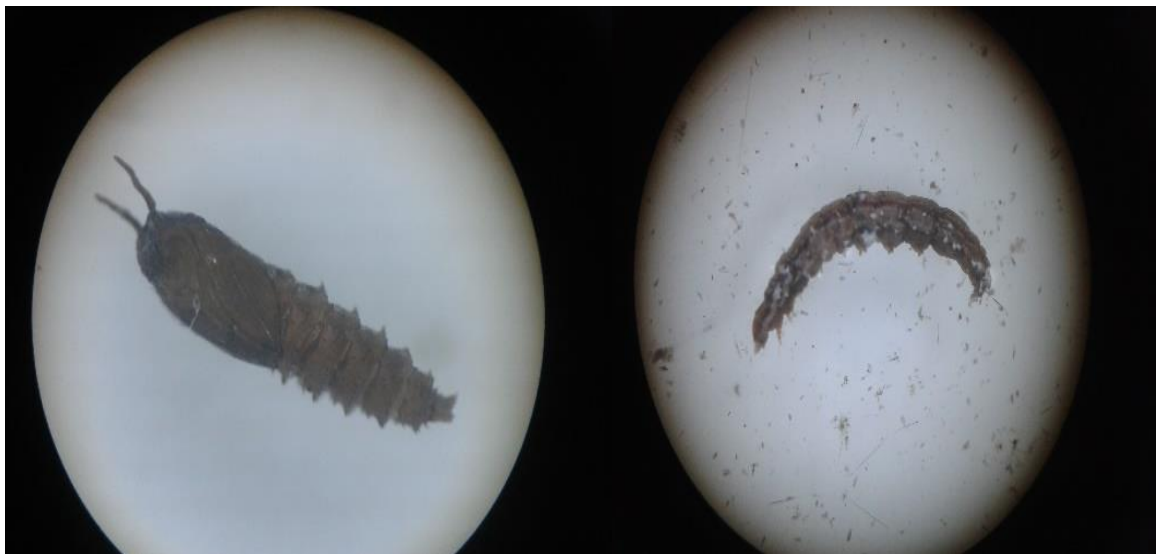


Figura 26. Fotografías de Pyralidae encontrados en los análisis de macroinvertebrados en época seca. Por Sevillano A.K, 2018.

Una vez que se tienen identificadas todas las familias de macroinvertebrados de la Acequia de agua “La Victoria” se procederá a dar una puntuación a cada familia de acuerdo con el Andean Biotic Index (ABI). Ver tabla 2.

Tabla 9

Puntuación del Anden Biotic Index (ABI) de acuerdo con los macroinvertebrados de la acequia

ORDEN	FAMILIA	PUNTUACIÓN
HIRUNDINEA		3
AMPHIPODA	HYALELLIDAE	6
GASTEROPODA	PLANORBIIDAE	3
DIPTERA	CULICIDAE	2
DIPTERA	CHIRONOMIDAE	2
DIPTERA	CERATOPOGONIDAE	4
DIPTERA	SYRPHIDAE	1
DIPTERA	MUSCIDAE	2
COLEOPTERA	ELMIDAE	5
GASTEROPODA	ANEYLIDAE	6
LEPIDOPTERA	PYRALIDAE	4
VALOR TOTAL		38

Nota. Las unidades de los datos de puntuación son adimensionales. Adaptado de “Lista de taxones y sus puntajes para cada uno de los índices,” por D. Rosero & O. Fossati, 2009. *Comparación entre dos índices bióticos para conocer la calidad del agua en ríos del páramo de Papallacta*. p. 20. Papallacta. Ecuador.

Discusión: Como se observa en la tabla 10, en las aguas de riego de la acequia “La Victoria” se encontraron 10 familias de macroinvertebrados (hyalellidae, planorbiidae, culicidae, chironomidae, ceratopogonidae, syrphidae, muscidae, elmidae, aneylidae, pyralidae), de las cuales cada familia posee un puntaje según el índice biológico andino (ABI), luego se suman los puntajes de cada familia y nos da un valor total de 38, con este resultado se compara en la tabla 2 y nos indica que estas aguas pertenecen a la clase III de calidad dudosa siendo aguas claramente contaminadas.

6.1.5 Análisis de pesticidas

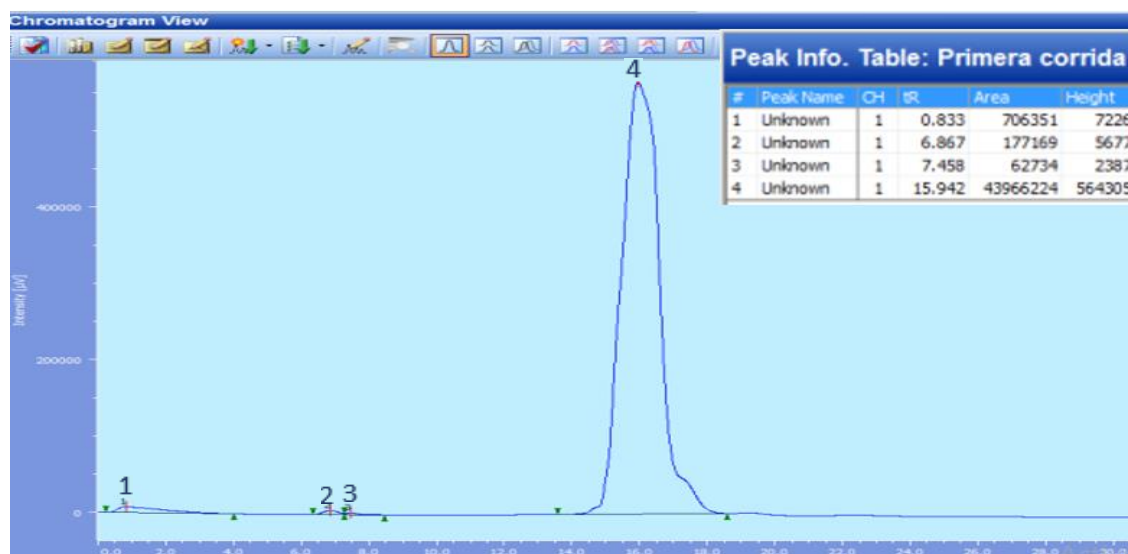


Figura 28. Cromatograma del estándar de pesticidas primera corrida. Por Sevillano A.K, 2018.

Discusión: Como se observa en la figura 28, para determinar los picos del patrón de pesticidas se inyectó en el cromatógrafo el estándar denominado “AccuStandard method 608 Pesticides” y se obtuvieron 4 picos con diferentes tiempos de retención e intensidades, estos picos pertenecen a pesticidas ya que la columna utilizada (NUCLEODUR 100-5 C8ec) en el cromatógrafo lee solo estos compuestos. Este cromatograma no se superpondrá al cromatograma del éter de petróleo debido a que fue inyectado directamente tal cual indica el fabricante; pero si se superpondrá a todos los cromatogramas de las muestras de agua de la Acequia la Victoria y cuando los picos del cromatograma de las muestras de agua coincidan dentro de los picos del cromatograma del estándar de pesticidas se dirá que se trata de un pesticida.

Tabla 10

Comparación del tiempo de retención entre el cromatograma del estándar del fabricante de la columna (ver figura 4) y el cromatograma del estándar de pesticidas en la primera corrida (ver figura 8)

NÚMERO	NOMBRE	TIEMPO DE RETENCIÓN ENTRE LOS CROMATOGRAMAS	
		ESTÁNDAR DEL FABRICANTE	ESTÁNDAR DE PESTICIDAS
1	Metamitron (C ₁₀ H ₁₀ N ₄ O)	16,5	15,9
2	Desethylatrazine	18,0	-
3	Hexazinone	24,9	-
4	Metoxuron	25,2	-
5	Simazine	27,5	-
6	Cyanazine	30,0	-
7	Methabenzthiazuron (Tribunil)	34,5	-
8	Chlortoluron	37,5	-
9	Atrazine	38,2	-
10	Monolinuron	42,0	-
11	Isoproturon	42,5	-
12	Diuron	43,0	-
13	Metobromuron	45,0	-
14	Metazachlor	47,5	-
15	Sebuthylazine	49,5	-
16	Terbuthylazine	54,5	-
17	Linuron	56,0	-
18	Chloroxuron	60,0	-

Nota. El signo (-) indica que no existen datos que coincidan con el tiempo de retención del cromatograma del fabricante. *Adaptado de "Analysis of Pesticides," por R. Reupert, & E. Plöger, 2017. MACHEREY-NAGEL.*

Discusión: Como se puede apreciar en la tabla 11, para poder identificar los nombres de los pesticidas se ha realizado esta tabla comparativa entre los tiempos de retención de los

picos de pesticidas que nos proporciona el fabricante de la columna y los tiempos de retención de los picos de pesticidas del estándar que se inyectó en la primera corrida. García de Marina y Yusá (2008) indican que si los tiempos de retención coinciden o varían con $\pm 0,8$ min se habrá identificado el nombre del pesticida. Pero el cromatograma que nos proporcionan los fabricantes de la columna para identificar los nombres nos arroja picos desde el minuto 9, por ello en el cromatograma del estándar de pesticidas que se inyectó en la primera corrida, no pueden ser identificados los 3 primeros picos con tiempo de retención menor a 7,5 min. Mientras que el cuarto pico corresponde al nombre de Metamitron ($C_{10}H_{10}N_4O$) ya que su tiempo de retención fue de 15,9 min y de acuerdo con la información que nos proporcionan los fabricantes el Metamitron ($C_{10}H_{10}N_4O$) tiene un tiempo de retención de 16,5 min.

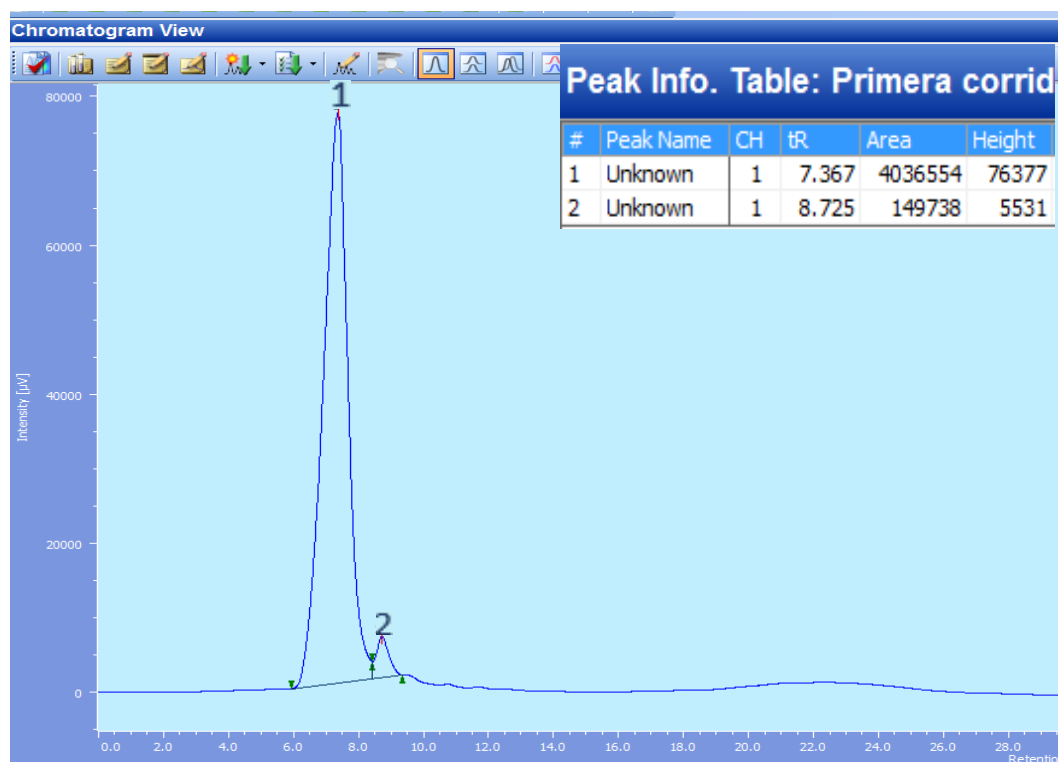


Figura 29. Cromatograma del éter de petróleo en la primera corrida. Por Sevillano A.K, 2018.

Discusión: Como se puede constatar en la figura 29, todas las muestras fueron mezcladas con éter de petróleo, pero al no ser un compuesto puro ya que contiene $\leq 0,02\%$ de compuestos aromáticos puede interferir con los picos de las muestras de agua de la acequia, debido a que la columna al ser muy sensible ante estos compuestos, lee como pico a algunos de estos compuestos aromáticos. Por lo tanto, si en alguna de las muestras de

agua se obtienen picos con retención de tiempo de 7,4 min y 8,7 min se sabrá que no son pesticidas sino compuestos aromáticos del éter de petróleo.

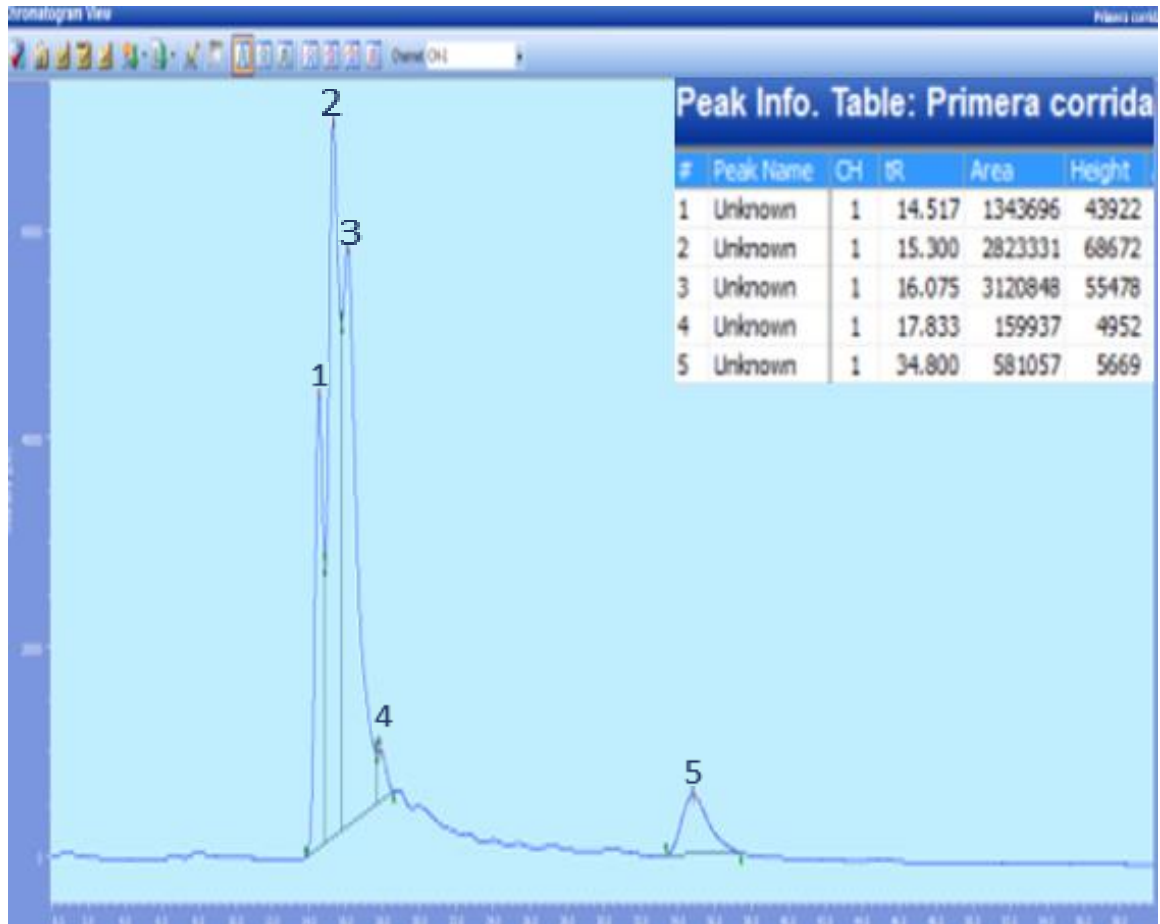


Figura 30. Cromatograma de la muestra de agua de Otavalo en la primera corrida (época seca). Por Sevillano A.K, 2018.

Discusión: Como se puede examinar en la figura 30, en el cromatograma se obtuvieron 5 picos, la intensidad y tiempo de retención son diferentes para cada pico, el primer pico tiene una intensidad de $43.922 \mu\text{V}$ y un tiempo de retención de 14,5 min; el segundo pico alcanza una intensidad de $68.672 \mu\text{V}$ y un tiempo de retención de 15,3 min; el tercer pico obtiene una intensidad de $55.478 \mu\text{V}$ y un tiempo de retención de 16,1 min; mientras que el cuarto pico alcanza la intensidad de $4.952 \mu\text{V}$ y un tiempo de retención de 17,8 min y por último el quinto pico adquiere una intensidad de $5.669 \mu\text{V}$ y un tiempo de retención de 34,8 min.

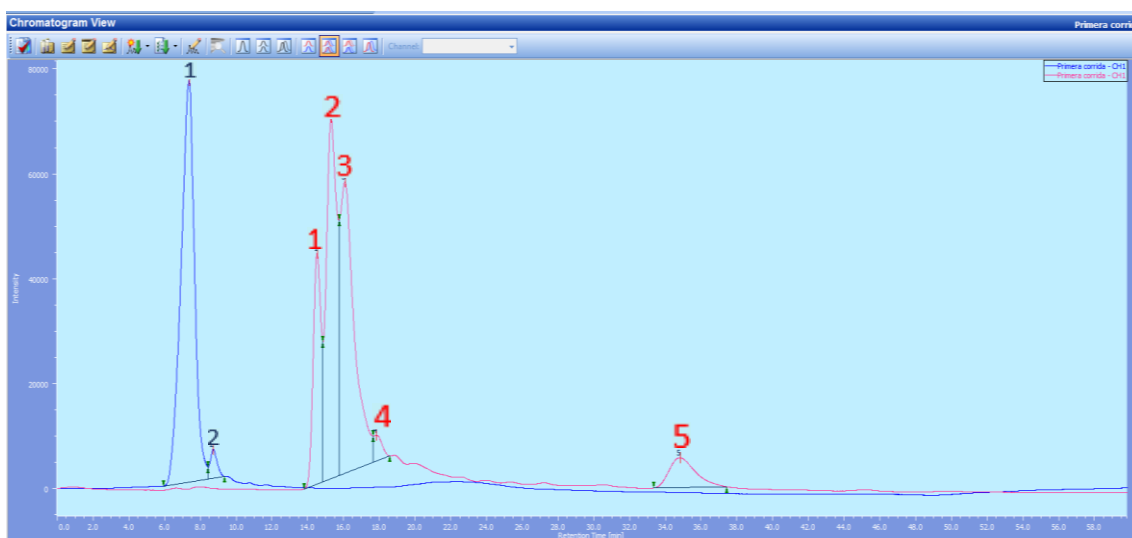


Figura 31. Cromatograma del éter de petróleo en la primera corrida, superpuesto al cromatograma de la muestra de agua de Otavalo. Por Sevillano A.K, 2018.

Discusión: Como se puede apreciar en la figura 31, en el cromatograma los picos de color azul representan al éter de petróleo y los picos de color rojo representan la muestra de agua de Otavalo. Debido a que los picos en ninguno de los dos casos se superponen entre sí, quiere decir que los picos de la muestra de agua de Otavalo pertenecen a otros componentes diferentes a los compuestos aromáticos que contiene el éter de petróleo.

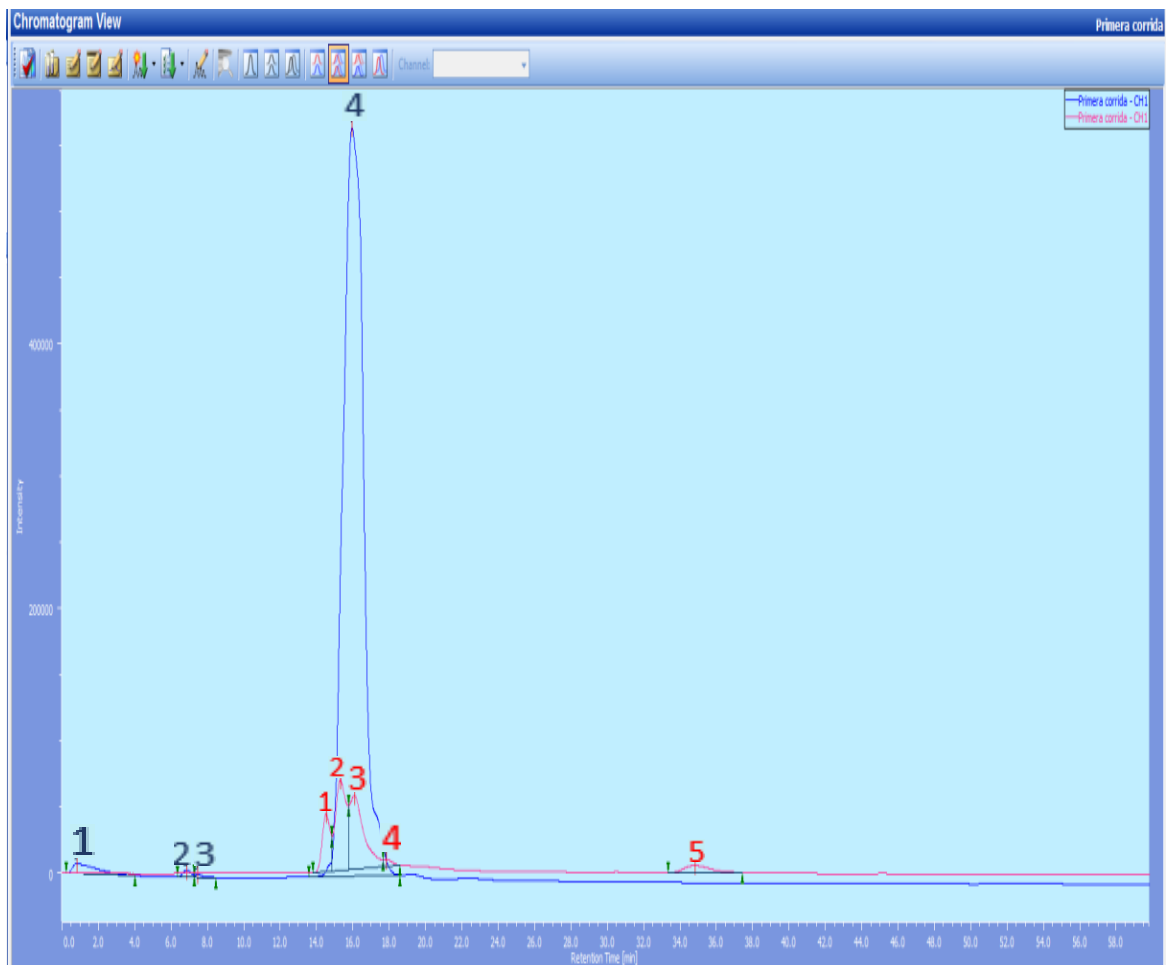


Figura 32. Cromatograma del estándar de pesticidas en la primera corrida, superpuesto al cromatograma de la muestra de agua de Otavalo en la primera corrida (época seca). Por Sevillano A.K, 2018.

Discusión: Como se puede comprobar en la figura 32, en el cromatograma los picos de color azul pertenecen al estándar de pesticidas y los picos de color rojo representan a la muestra de agua de Otavalo. Se debe tomar en cuenta también que el pico número 3 que corresponde a la muestra de agua de Otavalo se encuentra dentro del pico 4 del estándar de pesticidas denominado Metamitron ($C_{10}H_{10}N_4O$).

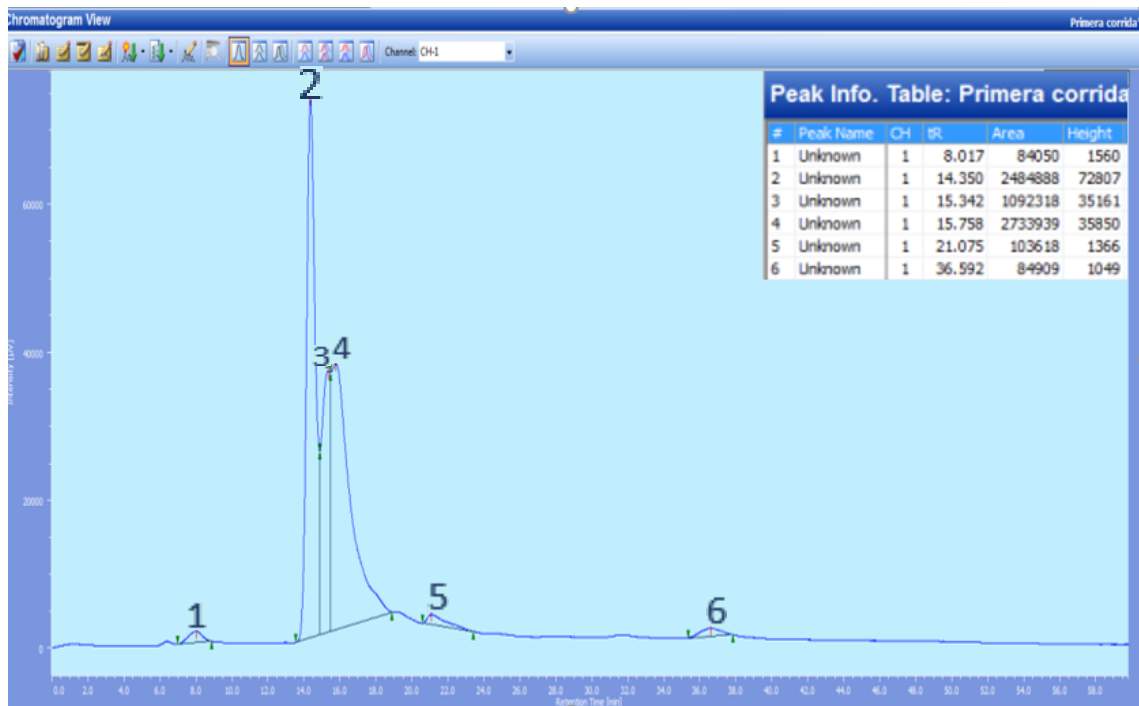


Figura 33. Cromatograma de la muestra de agua de San Juan de Ilumán en la primera corrida (época seca). Por Sevillano A.K, 2018.

Discusión: Como se puede verificar en la figura 33, en el cromatograma se obtuvieron 6 picos, la intensidad y tiempo de retención son diferentes para cada pico, el primer pico tiene una intensidad de $1.560 \mu\text{V}$ y un tiempo de retención de 8,0 min; el segundo pico alcanza una intensidad de $72.807\mu\text{V}$ y un tiempo de retención de 14,4 min; el tercer pico obtiene una intensidad de $35.161\mu\text{V}$ y un tiempo de retención de 15,3 min; mientras que el cuarto pico alcanza la intensidad de $35.850 \mu\text{V}$ y un tiempo de retención de 15,8 min; el quinto pico alcanza la intensidad de $1.366 \mu\text{V}$ y un tiempo de retención de 21,1 min y por último el sexto pico adquiere una intensidad de $1.049\mu\text{V}$ y un tiempo de retención de 36,6 min.

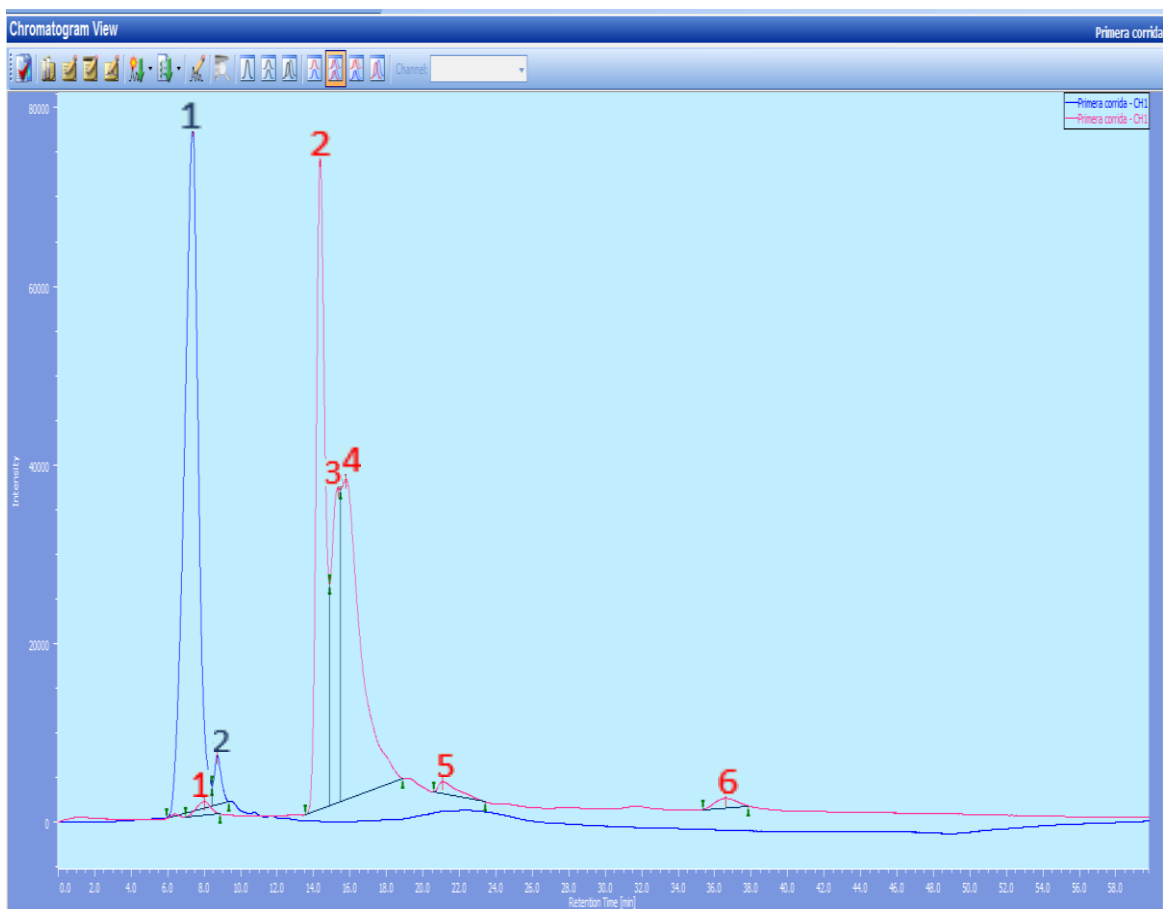


Figura 34. Cromatograma éter de petróleo en la primera corrida, superpuesto al cromatograma de la muestra de agua de San Juan de Ilumán en la primera corrida (época seca). Por Sevillano A.K, 2018.

Discusión: Como se puede confirmar en la figura 34, en el cromatograma, los picos de color azul representan al éter de petróleo y los picos de color rojo representan a la muestra de agua de San Juan de Ilumán. Sin embargo, el pico número 1 que pertenece a la muestra de agua de San Juan de Ilumán se encuentra dentro del pico número 1 del éter de petróleo; esto quiere decir que, de los picos de la muestra de agua de San Juan de Ilumán, sólo uno pertenece a algún compuesto aromático del éter.

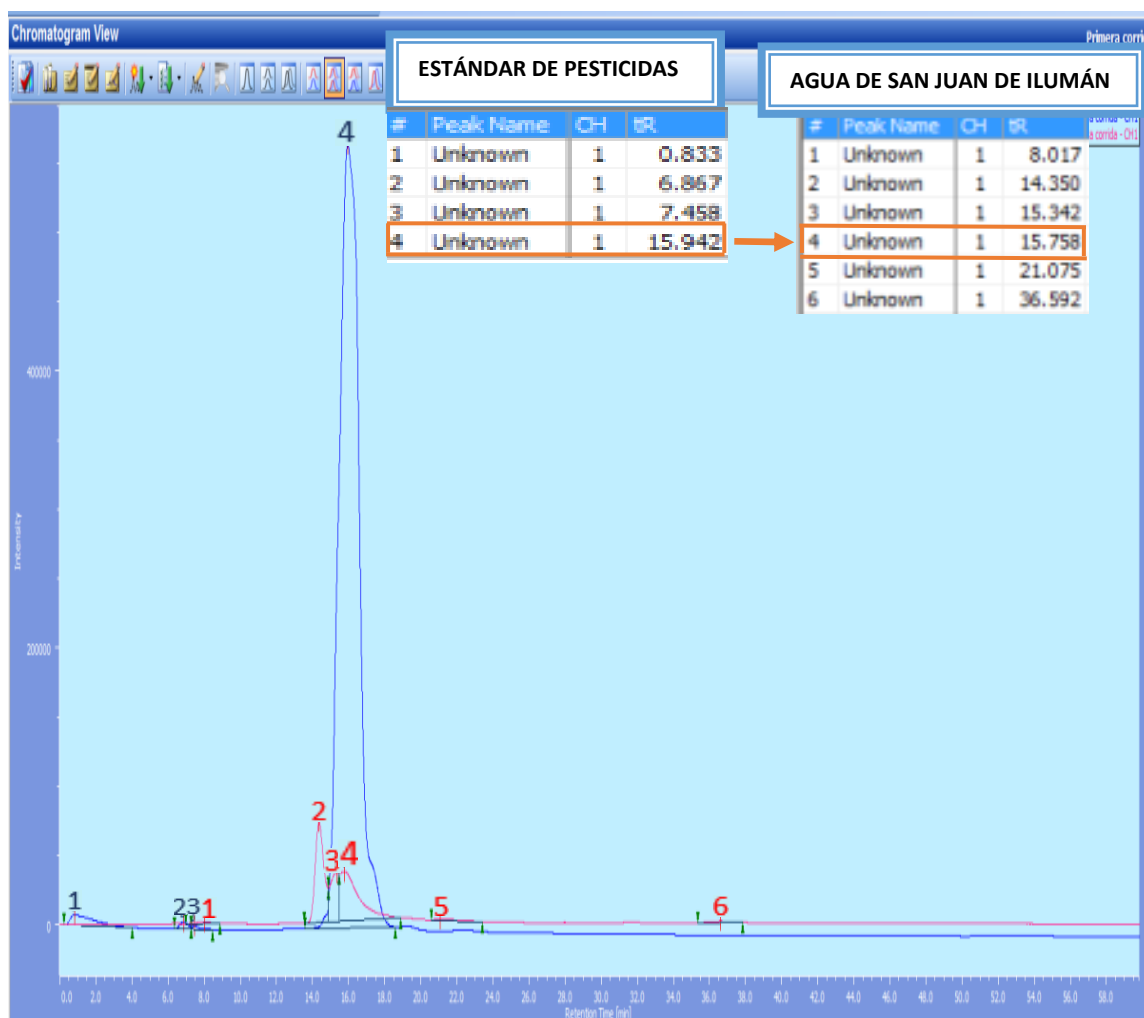


Figura 35. Cromatograma del estándar de pesticidas en la primera corrida, superpuesto al cromatograma de la muestra de agua de San Juan de Ilumán en la primera corrida (época seca). Por Sevillano A.K, 2018.

Discusión: Como se puede percatar en la figura 35, en el cromatograma los picos de color azul pertenecen al estándar de pesticidas y los picos de color rojo representan a la muestra de agua de San Juan de Ilumán. Se puede observar también que el pico número 3 y 4 de la muestra de agua de San Juan de Ilumán se encuentra dentro del pico con mayor intensidad del estándar de pesticidas; pero se lo tomará en cuenta al pico cuatro, debido a que es el pico con un tiempo de retención más cercano al Metamitron ($C_{10}H_{10}N_4O$). El pico 4 obtiene un tiempo de retención de 15,8 min que corresponde a la muestra de agua de San Juan de Ilumán y el pico del estándar de pesticidas denominado Metamitron ($C_{10}H_{10}N_4O$) tiene un tiempo de retención de 15,9 min.

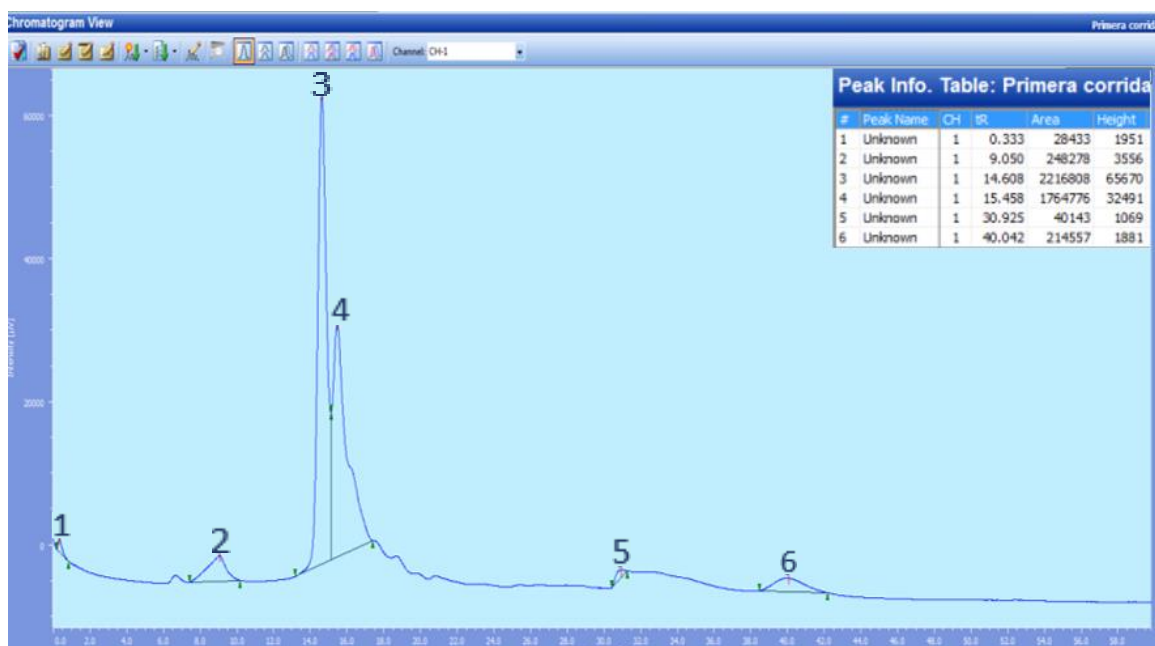


Figura 36. Cromatograma de la muestra de agua de San Roque en la primera corrida (época seca). Por Sevillano A.K, 2018.

Discusión: Como se observa en la figura 36, en el cromatograma se obtuvieron 6 picos, la intensidad y tiempo de retención son diferentes para cada pico, el primer pico tiene una intensidad de $1.951\mu\text{V}$ y un tiempo de retención de 0,3 min; el segundo pico alcanza una intensidad de $3.556\mu\text{V}$ y un tiempo de retención de 9,1 min; el tercer pico obtiene una intensidad de $65.670\mu\text{V}$ y un tiempo de retención de 14,6 min; mientras que el cuarto pico alcanza la intensidad de $32.491\mu\text{V}$ y un tiempo de retención de 15,5 min; el quinto pico alcanza la intensidad de $1.069\mu\text{V}$ y un tiempo de retención de 30,9 min y por último el sexto pico adquiere una intensidad de $1.881\mu\text{V}$ y un tiempo de retención de 40,0 min.

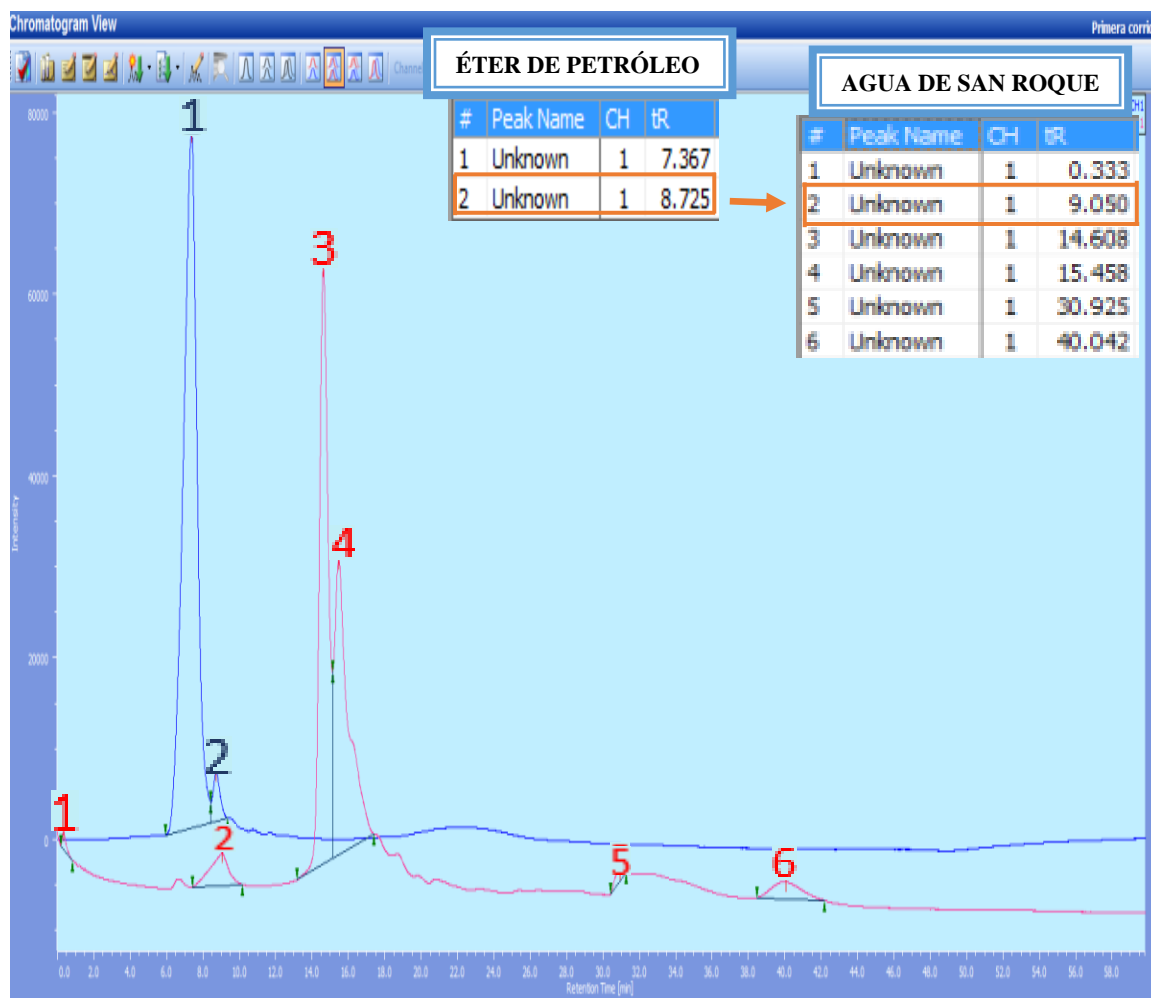


Figura 37. Cromatograma del éter de petróleo en la primera corrida, superpuesto al cromatograma de la muestra de agua de San Roque en la primera corrida (época seca). Por Sevillano A.K, 2018.

Discusión: Como se puede apreciar en la figura 37, en el cromatograma los picos de color azul representan al éter de petróleo y los picos de color rojo representan la muestra de agua de San Roque. Cuando el cromatograma es inferior a 0 en la intensidad quiere decir que existe alguna sustancia que absorbe radiación UV por debajo de la línea base del solvente empleado. Sin embargo, por los tiempos de retención de cada pico nos damos cuenta de que el pico número 2 con un tiempo de retención de 9,1 min que pertenece a la muestra de agua de San Roque se encuentra dentro del pico número 2 del éter de petróleo con un tiempo de retención de 8,7 min; esto quiere decir que de los picos de la muestra de agua de San Roque sólo uno pertenece a algún compuesto aromático del éter.

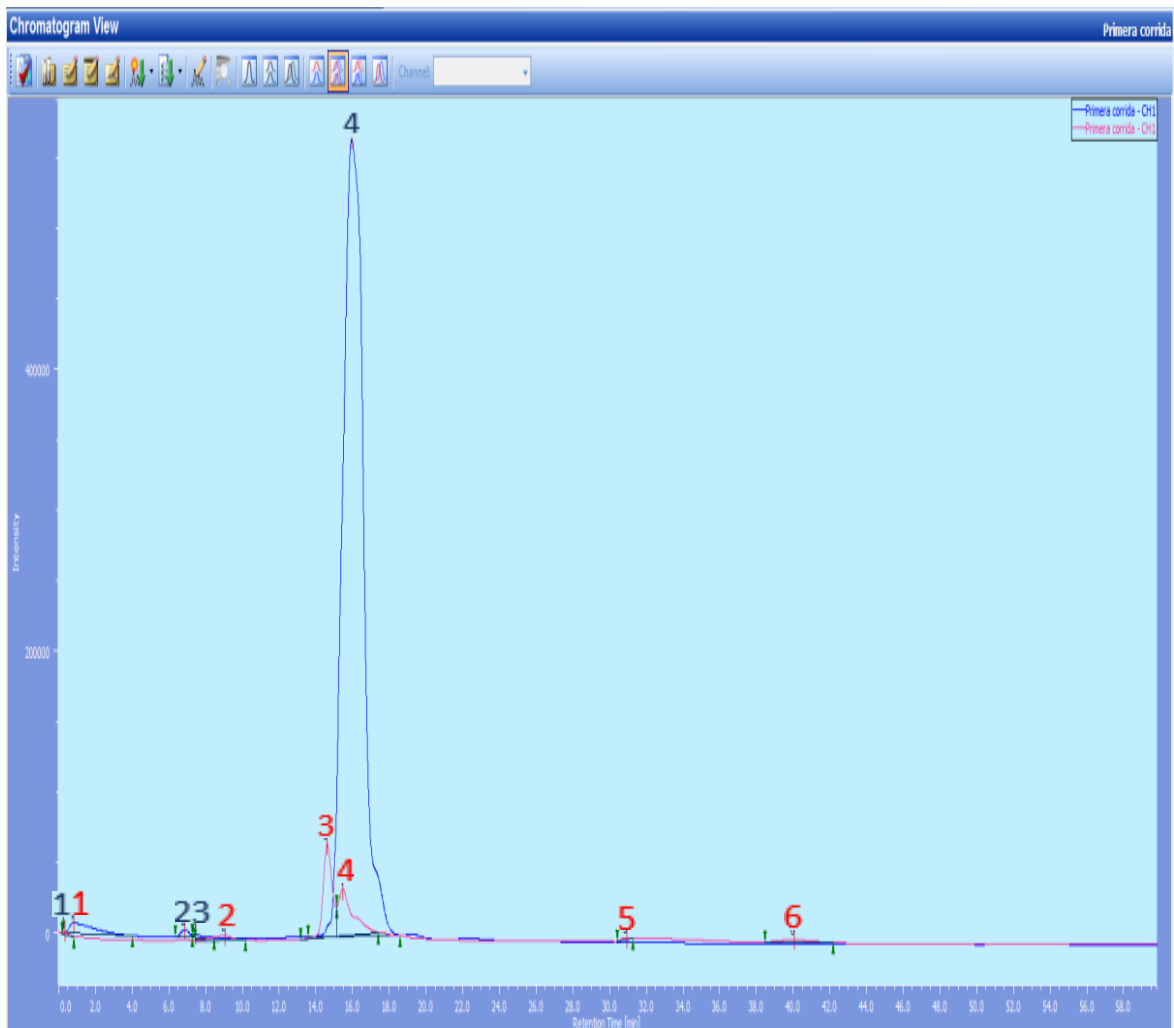


Figura 38. Cromatograma del estándar de pesticidas en la primera corrida, superpuesto al cromatograma de la muestra de agua de San Roque en la primera corrida (época seca). Por Sevillano A.K, 2018.

Discusión: Como se puede constatar en la figura 38, en el cromatograma los picos de color azul pertenecen al estándar de pesticidas y los picos de color rojo representan a la muestra de agua de San Roque. Se puede observar también que el pico número 4 de la muestra de agua de San Roque se encuentra dentro del pico con mayor intensidad del estándar de pesticidas denominado Metamitron ($C_{10}H_{10}N_4O$).

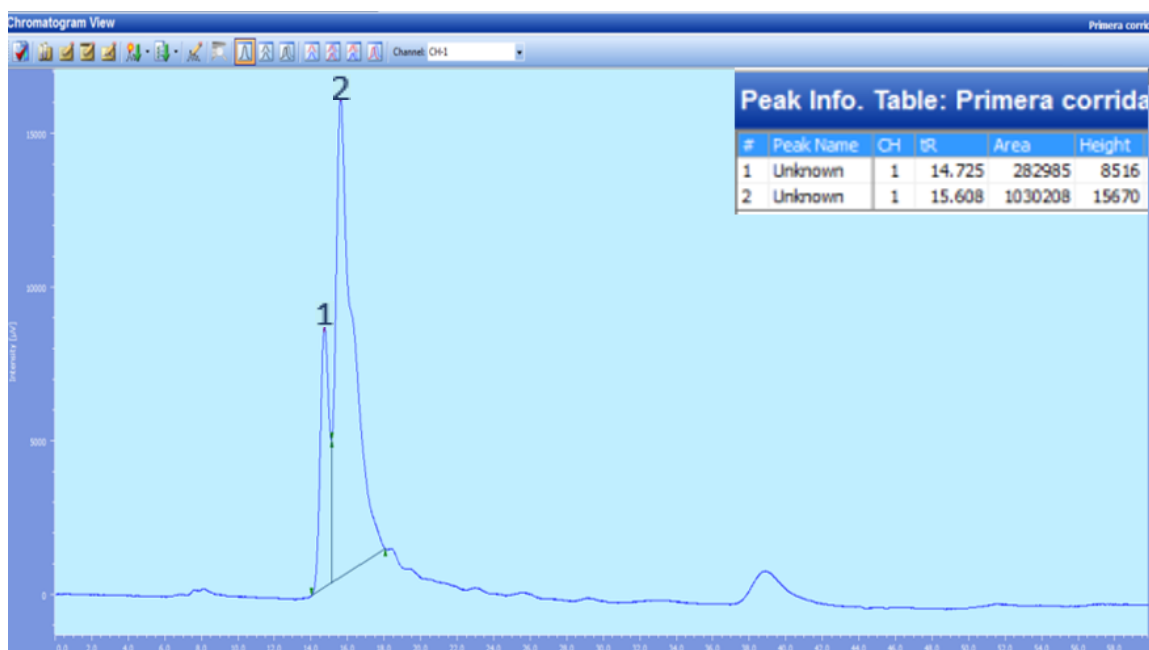


Figura 39. Cromatograma de la muestra de agua de Andrade Marín en la primera corrida (época seca). Por Sevillano A.K, 2018.

Discusión: Como se puede comprobar en la figura 39, en el cromatograma se obtuvieron 2 picos, la intensidad y tiempo de retención son diferentes para cada pico, el primer pico tiene una intensidad de 8.516 μV y un tiempo de retención de 14.7 min y por último el segundo pico adquiere una intensidad de 15.670 μV y un tiempo de retención de 15,6 min.

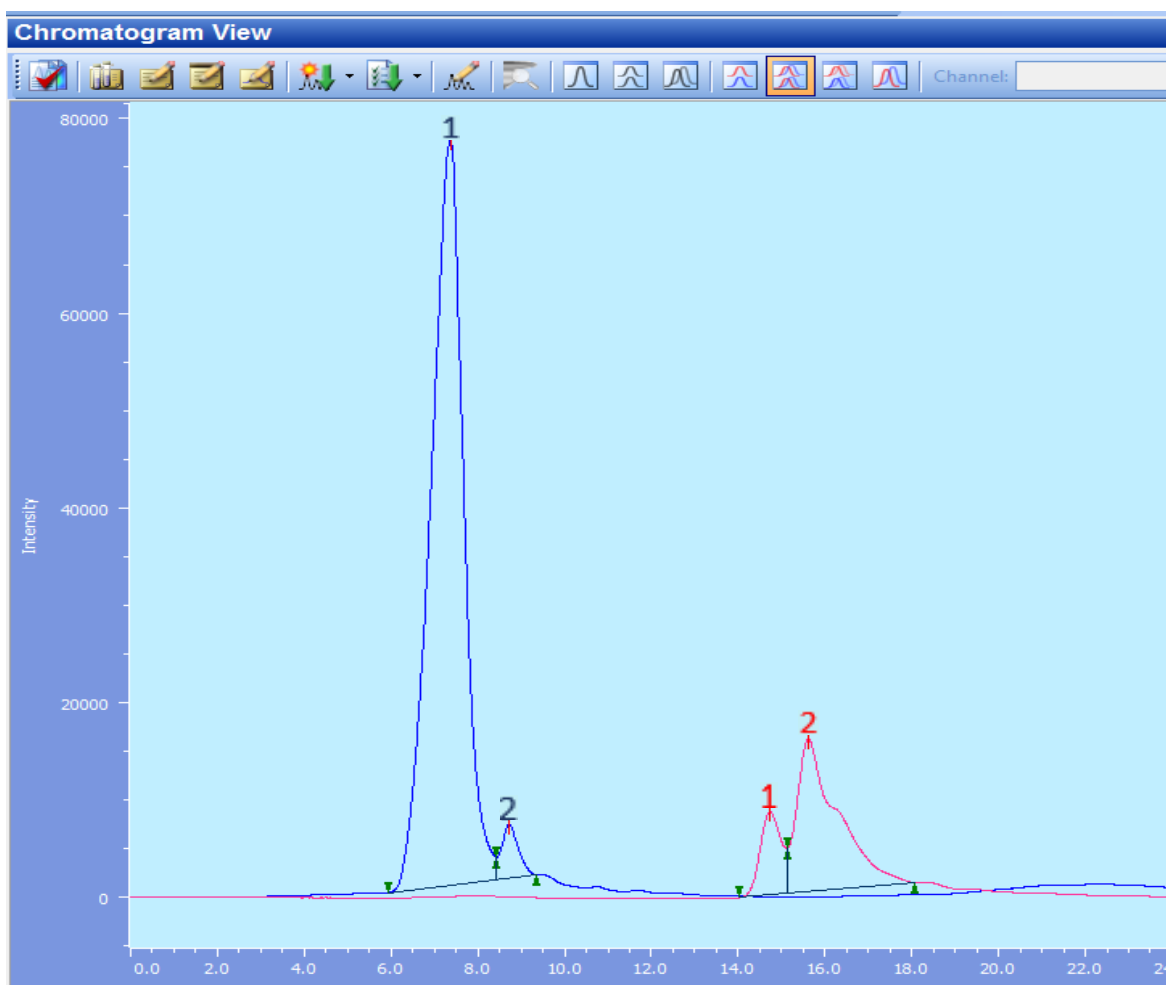


Figura 40. Cromatograma del éter de petróleo en la primera corrida, superpuesto al cromatograma de la muestra de agua de Andrade Marín en la primera corrida (época seca). Por Sevillano A.K, 2018.

Discusión: Como se puede verificar en la figura 40, en el cromatograma, los picos de color azul representan al éter de petróleo y los picos de color rojo representan la muestra de agua de Andrade Marín. Debido a que los picos en ninguno de los dos casos se superponen entre sí, quiere decir que los picos de la muestra de agua de Andrade Marín pertenecen a otros componentes diferentes a los compuestos aromáticos que contiene el éter de petróleo.

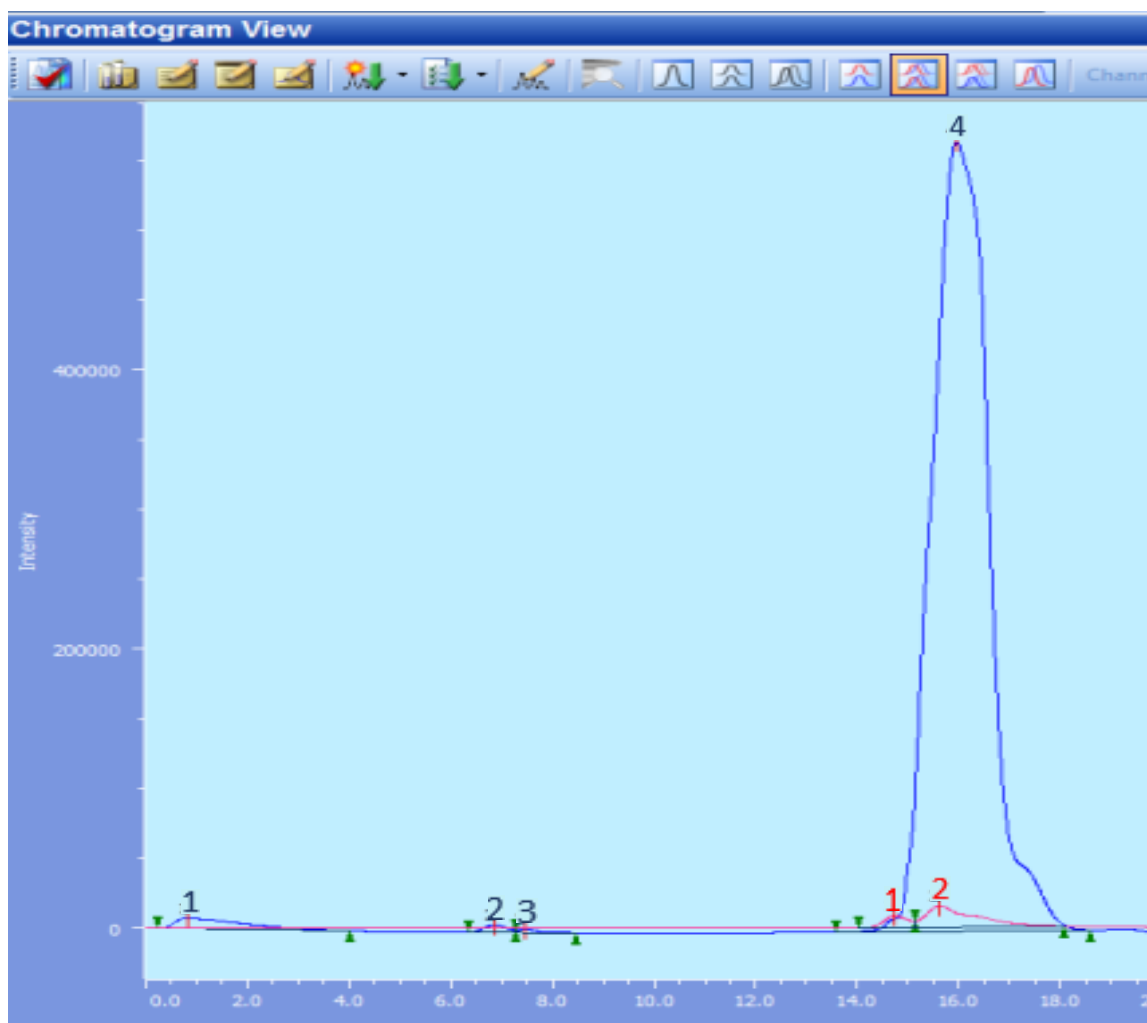


Figura 41. Cromatograma del estándar de pesticidas en la primera corrida, superpuesto al cromatograma de la muestra de agua de Andrade Marín en la primera corrida (época seca). Por Sevillano A.K, 2018.

Discusión: Como se puede confirmar en la figura 41, en el cromatograma, los picos de color azul pertenecen al estándar de pesticidas y los picos de color rojo representan la muestra de agua de Andrade Marín. Se puede observar también que el pico número 2 que corresponde a la muestra de agua de Andrade Marín se encuentra dentro del pico número 4 del estándar de pesticidas denominado Metamitron ($C_{10}H_{10}N_4O$).

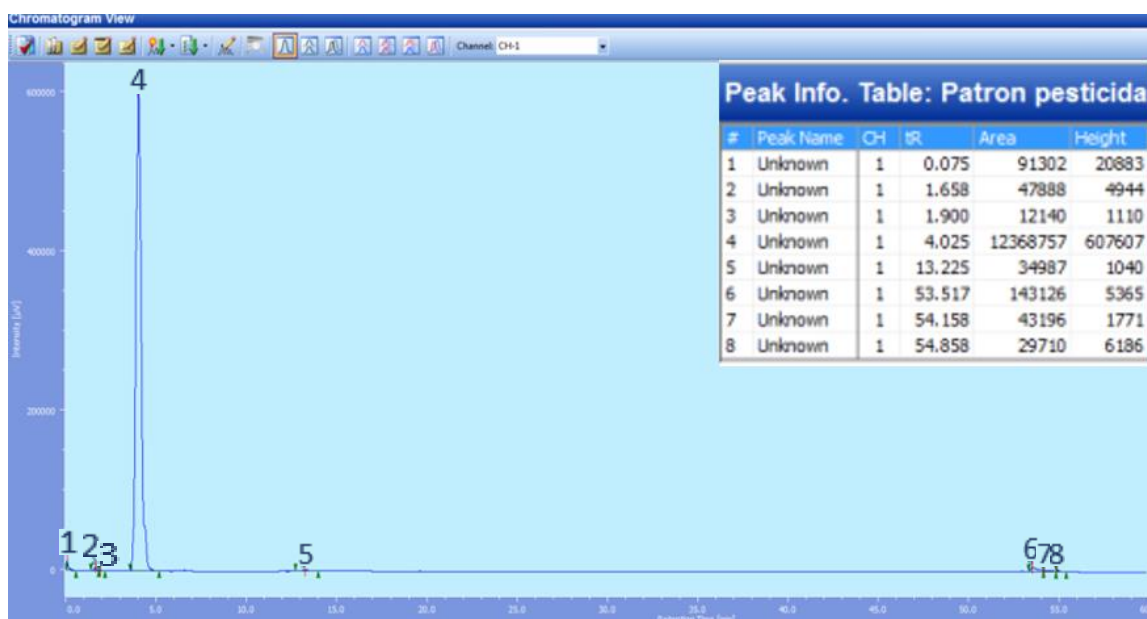


Figura 42. Cromatograma del estándar de pesticidas segunda corrida. Por Sevillano A.K, 2018.

Discusión: Como se puede percatar en la figura 42, para determinar los picos del patrón de pesticidas en la segunda corrida se inyectó en el cromatógrafo el estándar denominado “AccuStandard method 608 Pesticides” y se obtuvieron 8 picos con diferentes tiempos de retención e intensidades, estos picos pertenecen a pesticidas ya que la columna utilizada (NUCLEODUR 100-5 C8ec) en el cromatógrafo lee solo estos compuestos. Este cromatograma no se superpondrá al cromatograma del éter de petróleo debido a que fue inyectado directamente tal cual indica el fabricante; pero si se superpondrá a todos los cromatogramas de las muestras de agua de la Acequia la Victoria y cuando los picos del cromatograma de las muestras de agua coincidan dentro de los picos del cromatograma del estándar de pesticidas se dirá que se trata de un pesticida.

Tabla 11

Comparación del tiempo de retención entre el cromatograma del estándar del fabricante de la columna (ver figura 5) y el cromatograma del estándar de pesticidas en la segunda corrida (ver figura 22)

NÚMERO	NOMBRE	TIEMPO DE RETENCIÓN	
		ESTÁNDAR DE PESTICIDAS DEL FABRICANTE	ESTÁNDAR DE PESTICIDAS
1	Desisopropylatrazine	8.8	-
2	Metamitron	12.4	-
3	Fenuron	13.5	13,2
4	Desethylatrazine	14.3	-
5	Crimidine	20.2	-
6	Metoxurone	22.5	-
7	Simazine	25.9	-
8	Metribuzin	26.3	-
9	Cyanazineor	26.9	-
10	Methabenzthiazuron	33.1	-
11	Chlortoluron	33.9	-
12	Atrazine	35.4	-
13	Monolinuron	36	-
14	Diuron		-
15	Isoproturon	37.8	-
16	Metobromuron	39.3	-
17	Propham	40.5	-
18	Metazachlor	41	-
19	Sebuthylazine	44	-
20	Propazine	44.5	-
21	Terbutylazine	47.8	-
22	Linuron	48	-

Continuación de la tabla 12

NÚMERO	NOMBRE	TIEMPO DE RETENCIÓN	
		ESTÁNDAR DE PESTICIDAS DEL FABRICANTE	ESTÁNDAR DE PESTICIDAS
23	Chloroxuron	51.8	-
24	Prometryn	53.6	53,5
25	Propyzamid	54,5	54,2
26	Terbutryn	55,0	54,9
27	Metolachlor	57.9	-

Nota. Las celdas que contienen (-) se debe a que no existen datos que coincidan con el tiempo de retención del cromatograma del fabricante. *Adaptado de "Analysis of Pesticides," por R. Reupert, & E. Plöger, 2017. MACHEREY-NAGEL.*

Discusión: Como se observa en la tabla 12, para poder identificar los nombres de los pesticidas se ha realizado esta tabla comparativa entre los tiempos de retención de los picos de pesticidas que nos proporciona el fabricante de la columna y los tiempos de retención de los picos de pesticidas del estándar que se inyectó en la segunda corrida. García de Marina y Yusá (2008) indican que si los tiempos de retención coinciden o varían con $\pm 0,8$ min se habrá identificado el nombre del pesticida. Pero el cromatograma que nos proporcionan los fabricantes de la columna para identificar los nombres nos arroja picos desde el minuto 8,8 por ello en el cromatograma del estándar de pesticidas que se inyectó en la segunda corrida, los 4 primeros picos con tiempo de retención menor a 4,0 min no pueden ser identificados.

El quinto pico del cromatograma del estándar de pesticidas en la segunda corrida con un tiempo de retención de 13,2 min, coincide con el tiempo de retención del pesticida Fenuron ya que el cromatograma de los fabricantes nos arroja un tiempo de retención de 13,5 min para este pesticida.

El sexto pico del cromatograma del estándar de pesticidas en la segunda corrida, con un tiempo de retención de 53,5 min, coincide con el pesticida Prometryn ya que el

cromatograma de los fabricantes nos arroja un tiempo de retención de 53,6 min para este pesticida.

El séptimo pico del cromatograma del estándar de pesticidas en la segunda corrida, con un tiempo de retención de 54,2 min, coincide con el pesticida Propyzamid ya que el cromatograma de los fabricantes nos arroja un tiempo de retención de 54,5 min para este pesticida.

Y por último el octavo pico del cromatograma del estándar de pesticidas en la segunda corrida, con un tiempo de retención de 54,9 min, coincide con el pesticida Terbutryn ya que el cromatograma de los fabricantes nos arroja un tiempo de retención de 55,0 min para este pesticida.

Cabe recalcar que con los datos de la segunda corrida se obtiene mayor cantidad de picos debido a que el soluto se separa más a una concentración de 55% de acetonitrilo y 45% agua. Este cromatograma no se superpondrá al éter debido a que fue inyectado directamente tal cual indica el fabricante.



Figura 43. Cromatograma del éter de petróleo en la segunda corrida. Por Sevillano A.K, 2018.

Discusión: Como se puede apreciar en la figura 43, todas las muestras fueron mezcladas con éter de petróleo, pero al no ser un compuesto puro ya que contiene 0,02% de

compuestos aromáticos puede interferir con los picos de las muestras de agua de la Acequia debido a que la columna al ser muy sensible ante estos compuestos lee como pico a algunos de estos compuestos aromáticos. Por lo tanto, si en alguna de las muestras de agua se obtiene un pico con retención de tiempo 1,7 min se sabrá que no son pesticidas sino compuestos aromáticos del éter de petróleo.

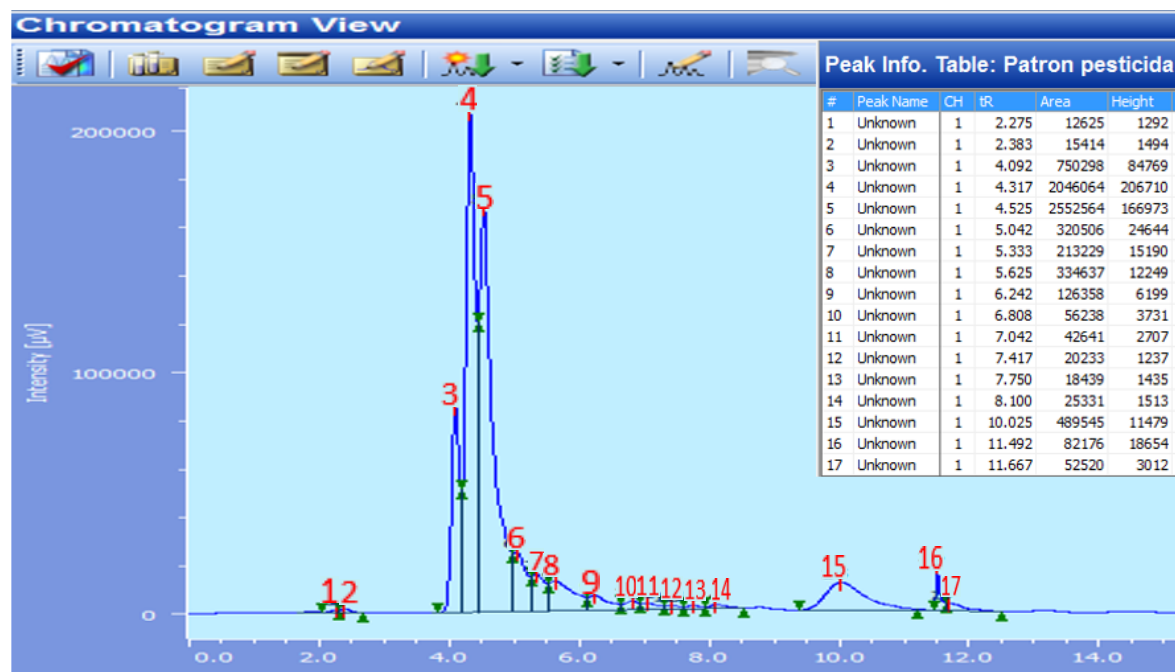


Figura 44. Cromatograma de la muestra de agua de Otavalo en la segunda corrida (época seca). Por Sevillano A.K, 2018.

Discusión: Como se puede constatar en la figura 44, en el cromatograma se obtuvieron 17 picos, la intensidad de los picos va desde la menor con 1.237 μV hasta la mayor con una intensidad de 206.710 μV ; mientras que en cuanto a tiempo de retención se trata el menor es de 2,3 min y el mayor es de 11,7 min. Cabe recalcar que con los datos de la segunda corrida se obtiene mayor cantidad de picos debido a que el soluto se separa más a una concentración de 55% de acetonitrilo.

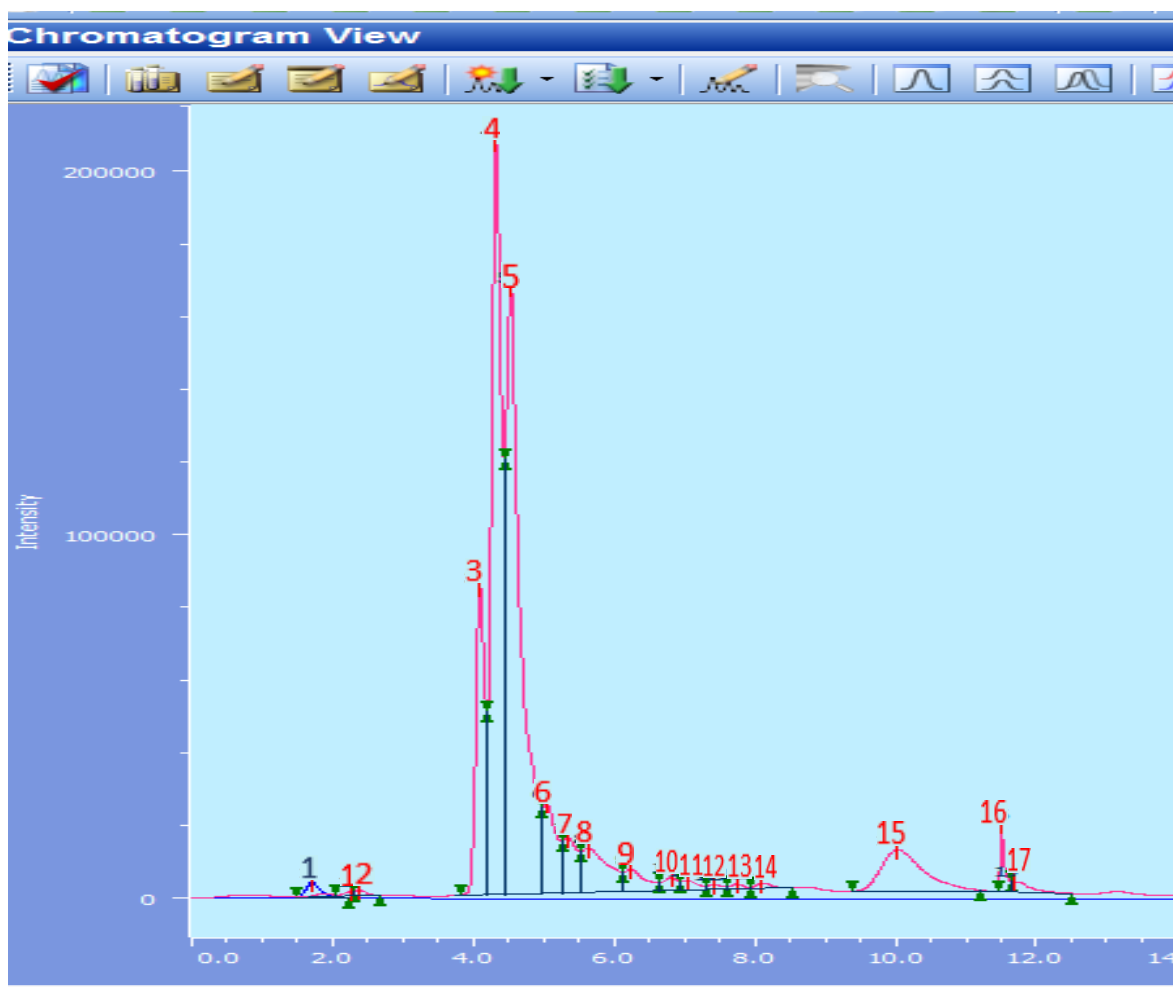


Figura 45. Cromatograma del éter de petróleo en la segunda corrida, superpuesto al cromatograma de la muestra de agua de Otavalo en la segunda corrida (época seca). Por Sevillano A.K, 2018.

Discusión: Como se puede comprobar en la figura 45, en el cromatograma, el pico de color azul representa al éter de petróleo y los picos de color rojo representan a la muestra de agua de Otavalo. Debido a que los picos en ninguno de los dos casos se superponen entre sí, quiere decir que los picos de la muestra de agua de Otavalo pertenecen a otros componentes diferentes a los compuestos aromáticos que contiene el éter de petróleo.

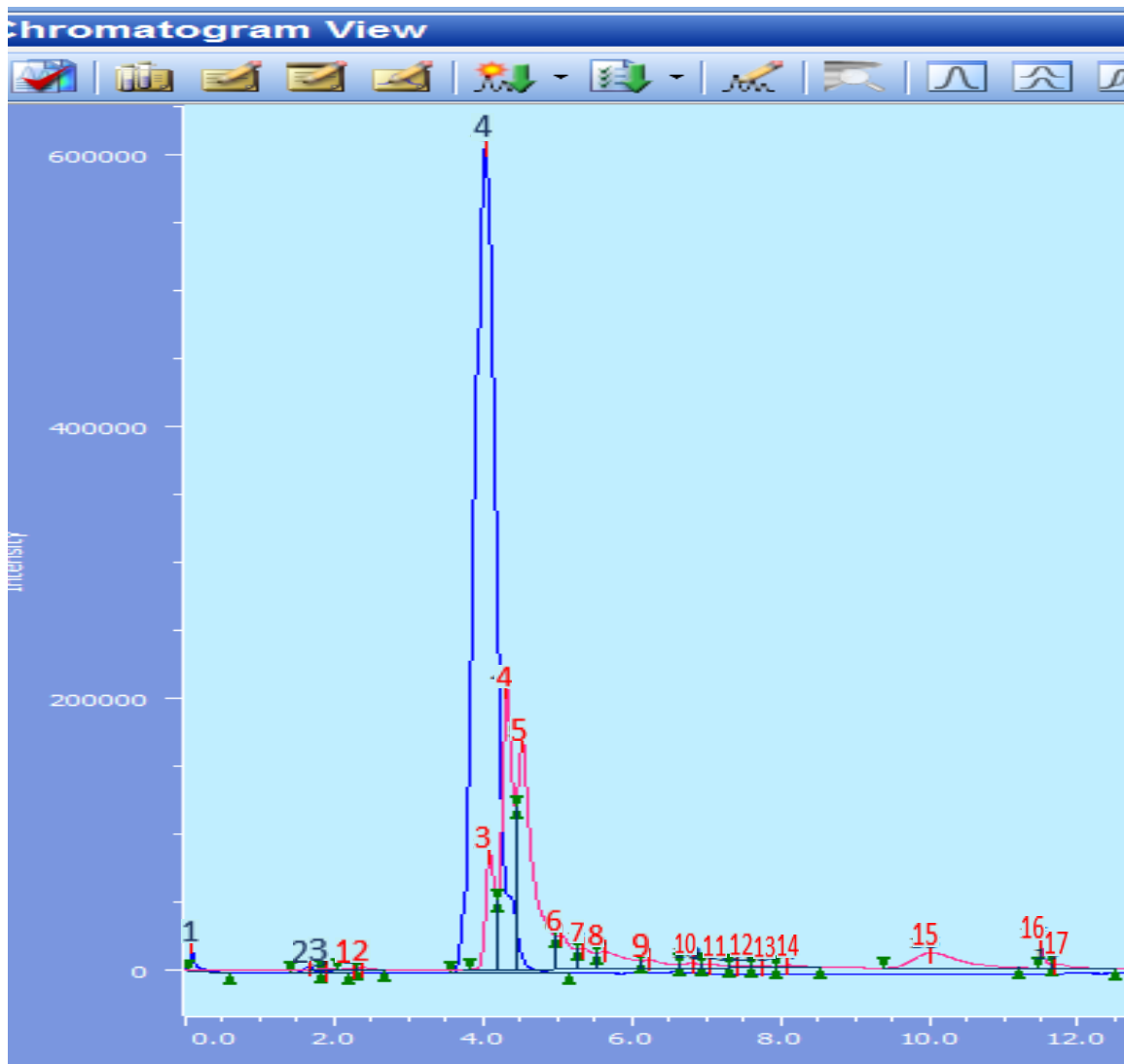


Figura 46. Cromatograma del estándar de pesticidas en la segunda corrida, superpuesto al cromatograma de la muestra de agua de Otavalo en la segunda corrida (época seca). Por Sevillano A.K, 2018.

Discusión: Como se puede verificar en la figura 46, en el cromatograma, los picos de color azul pertenecen al estándar de pesticidas y los picos de color rojo representan a la muestra de agua de Otavalo. Se puede observar también que el pico número 3 que corresponde a la muestra de agua de Otavalo se encuentra dentro del pico número 4 denominado como desconocido del estándar de pesticidas.

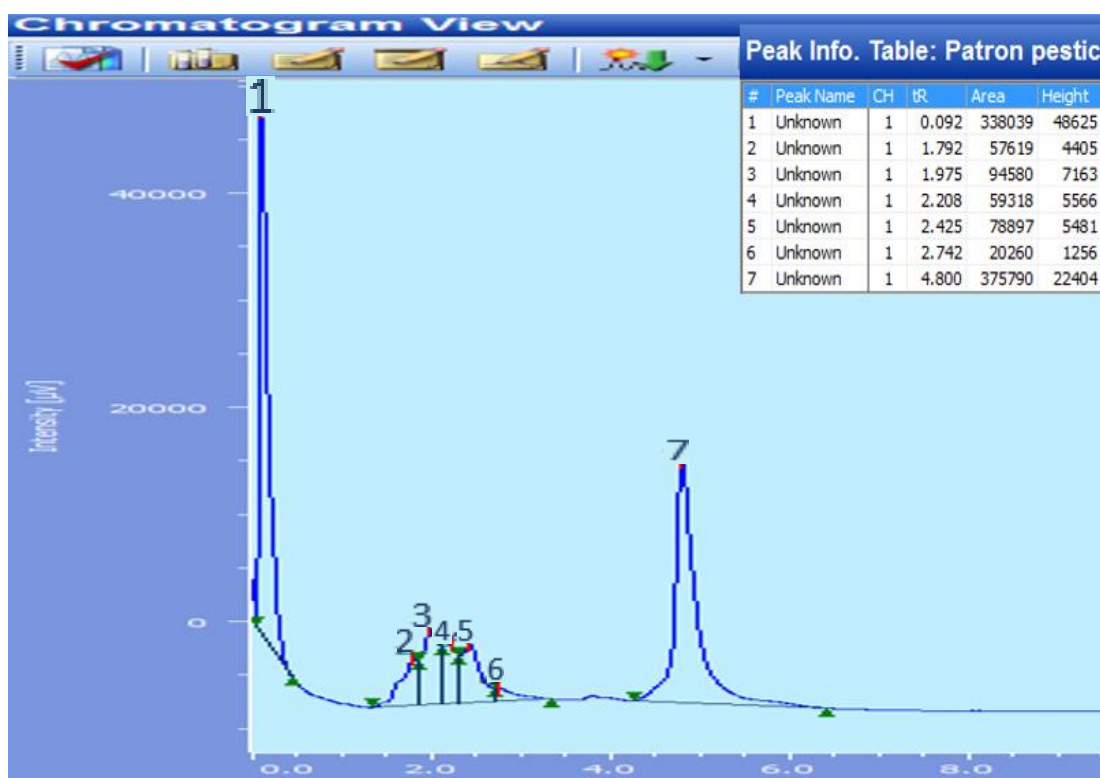


Figura 47. Cromatograma de la muestra de agua de San Juan de Ilumán en la segunda corrida (época seca). Por Sevillano A.K, 2018.

Discusión: Como se puede confirmar en la figura 47, en el cromatograma se obtuvieron siete picos, la intensidad y tiempo de retención son diferentes para cada pico, el primer pico tiene una intensidad de 48.625 μV y un tiempo de retención de 0,1 min; el segundo pico alcanza una intensidad de 4.405 μV y una retención de tiempo de 1,8 min; el tercer pico obtiene una intensidad de 7.163 μV y un tiempo de retención de 2.0 min; mientras que el cuarto pico alcanza la intensidad de 5.566 μV y un tiempo de retención de 2,2 min; el quinto pico adquiere una intensidad de 5.481 μV y un tiempo de retención de 2,4 min; el sexto pico con una intensidad de 1.256 μV y un tiempo de retención de 2,7 min y por último el séptimo pico con una intensidad de 22.404 μV y un tiempo de retención de 4,8 min. Cabe recalcar que con los datos de la segunda corrida se obtiene mayor cantidad de picos debido ya que el soluto se separa más a una concentración de 55% de acetonitrilo.

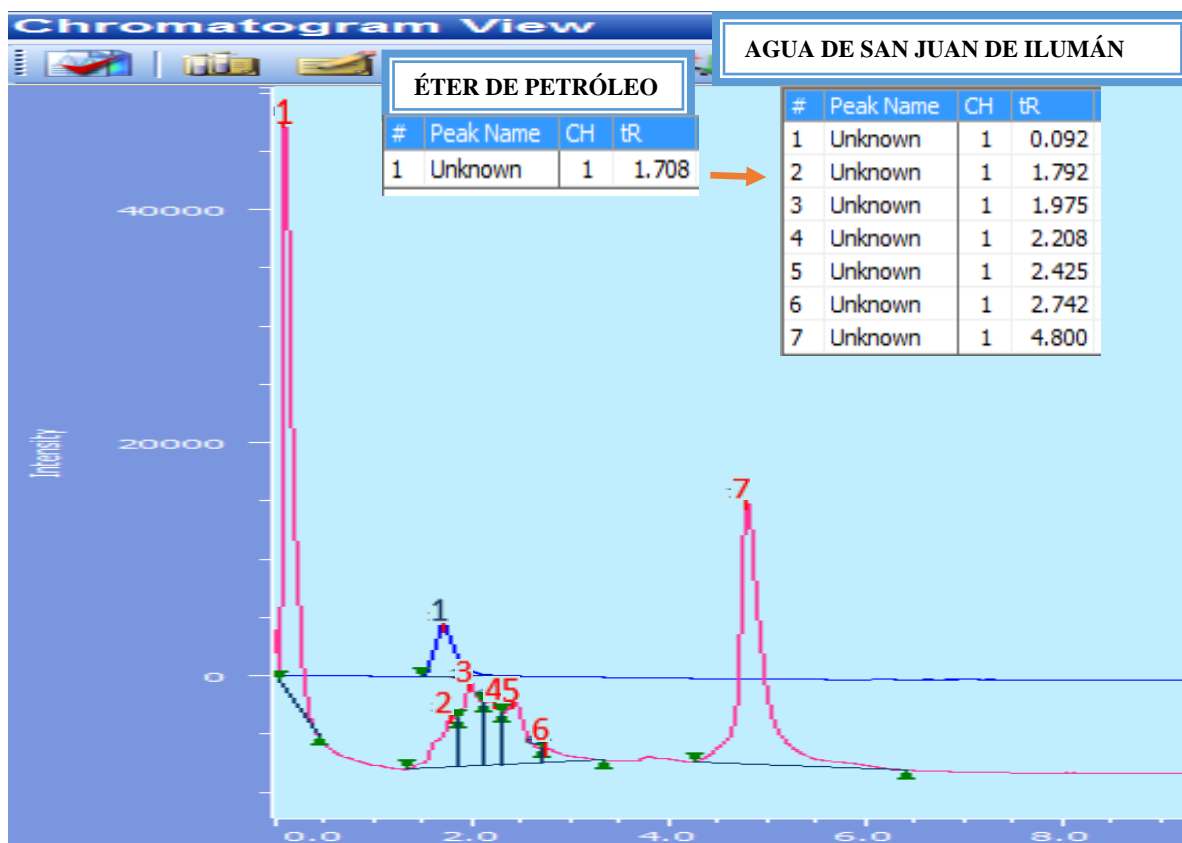


Figura 48. Cromatograma del éter de petróleo en la segunda corrida, superpuesto al cromatograma de la muestra de agua de San Juan de Ilumán en la segunda corrida (época seca). Por Sevillano A.K, 2018.

Discusión: Como se puede percatar en la figura 48, de acuerdo con el cromatograma, los picos de color azul representan al éter de petróleo y los picos de color rojo representan a la muestra de agua de San Juan de Ilumán. Cuando el cromatograma es inferior a 0 en la intensidad quiere decir que existe alguna sustancia que absorbe radiación UV por debajo de la línea base del solvente empleado. Sin embargo, por los tiempos de retención de cada pico nos damos cuenta que el pico número 2 con un tiempo de retención de 1,8 min que pertenece a la muestra de agua de San Juan de Ilumán se encuentra dentro del pico número 1 del éter de petróleo con un tiempo de retención de 1,7 min; esto quiere decir que de los picos de la muestra de agua de San Juan de Ilumán sólo uno pertenece a algún compuesto aromático del éter; los seis restantes se presumen pueden ser pesticidas.

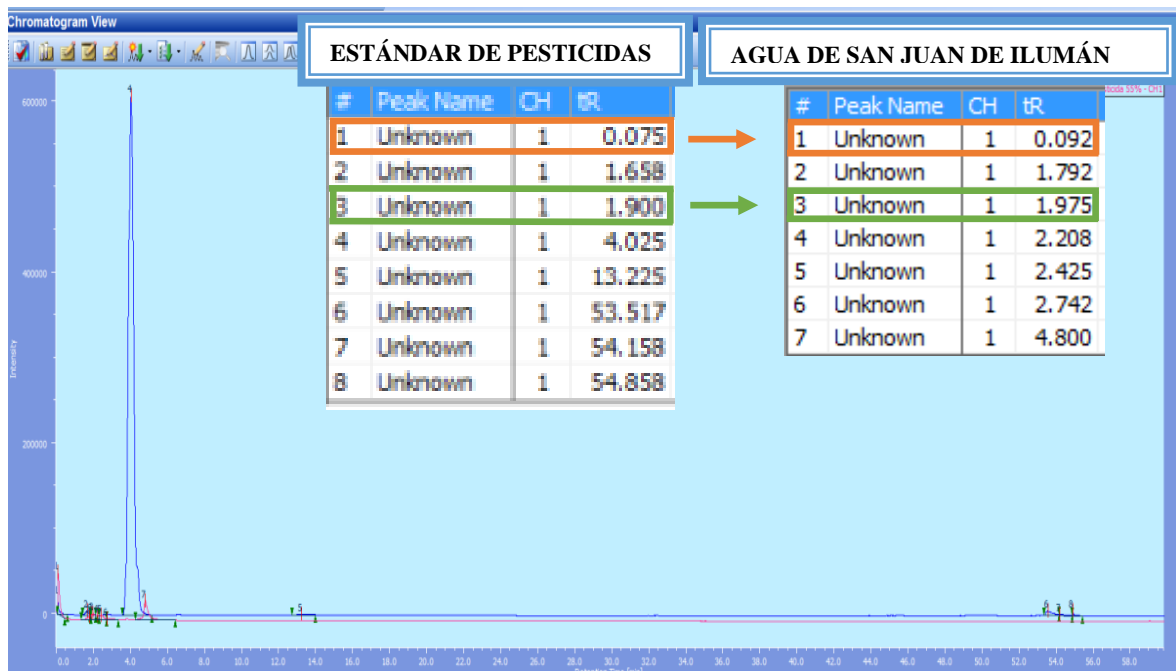


Figura 49. Cromatograma del estándar de pesticidas en la segunda corrida, superpuesto al cromatograma de la muestra de agua de San Juan de Ilumán en la segunda corrida (época seca). Por Sevillano A.K, 2018.

Discusión: Como se observa en la figura 49, en el cromatograma, los picos están demasiado juntos por ello no se puede identificar si son pesticidas sólo por el número de picos. Pero si se los puede identificar por el tiempo de retención de cada uno de ellos; el pico número 1 con un tiempo de retención de 0,1 min que corresponde a la muestra de agua de San Juan de Ilumán coincide con el pico número 1 considerado como desconocidos del estándar de pesticidas con un tiempo de retención de 0,1 min. El pico número 3 con un tiempo de retención de 2,0 min que corresponde a la muestra de agua de San Juan de Ilumán coincide también con el pico número 3 denominado anteriormente como desconocidos del estándar de pesticidas con un tiempo de retención de 1,9 min. Es decir 2 de los picos de la muestra de agua de San Juan de Ilumán corresponden a pesticidas no identificados.

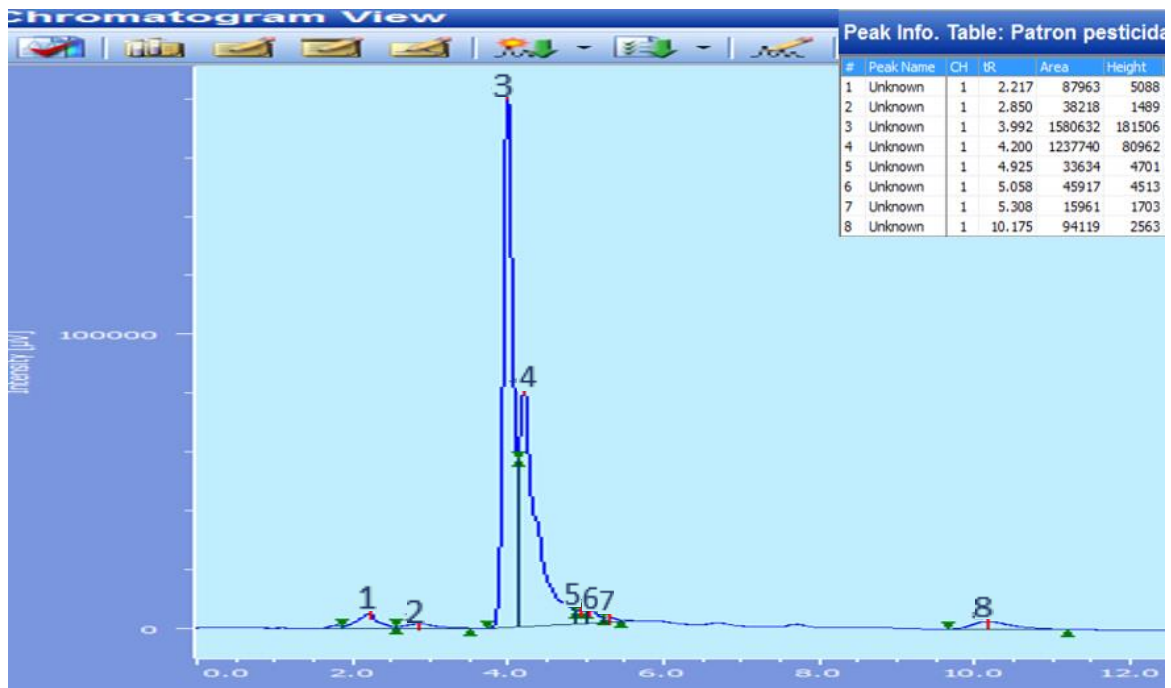


Figura 50. Cromatograma de la muestra de agua de San Roque en la segunda corrida (época seca). Por Sevillano A.K, 2018.

Discusión: Como se puede apreciar en la figura 50, en el cromatograma se obtuvieron ocho picos, la intensidad y tiempo de retención son diferentes para cada pico, el primer pico tiene una intensidad de $5.88\mu\text{V}$ y un tiempo de retención de 2,2 min; el segundo pico alcanza una intensidad de $1.489\mu\text{V}$ y un tiempo de retención de 2,9 min; el tercer pico obtiene una intensidad de $181.506\mu\text{V}$ y un tiempo de retención de 4,0 min; mientras que el cuarto pico alcanza la intensidad de $80.962\mu\text{V}$ y un tiempo de retención de 4,2 min; el quinto pico adquiere una intensidad de $4.701\mu\text{V}$ y un tiempo de retención de 4,9 min; el sexto pico con una intensidad de $4.513\mu\text{V}$ y un tiempo de retención de 5,1 min; el séptimo pico con una intensidad de $1,703\mu\text{V}$ y un tiempo de retención de 5,3 min y por último el octavo pico con una intensidad de $2.563\mu\text{V}$ y un tiempo de retención de 10,2 min. Cabe recalcar que con los datos de la segunda corrida se obtiene mayor cantidad de picos debido a que el soluto se separa más a una concentración de 55% de acetonitrilo.

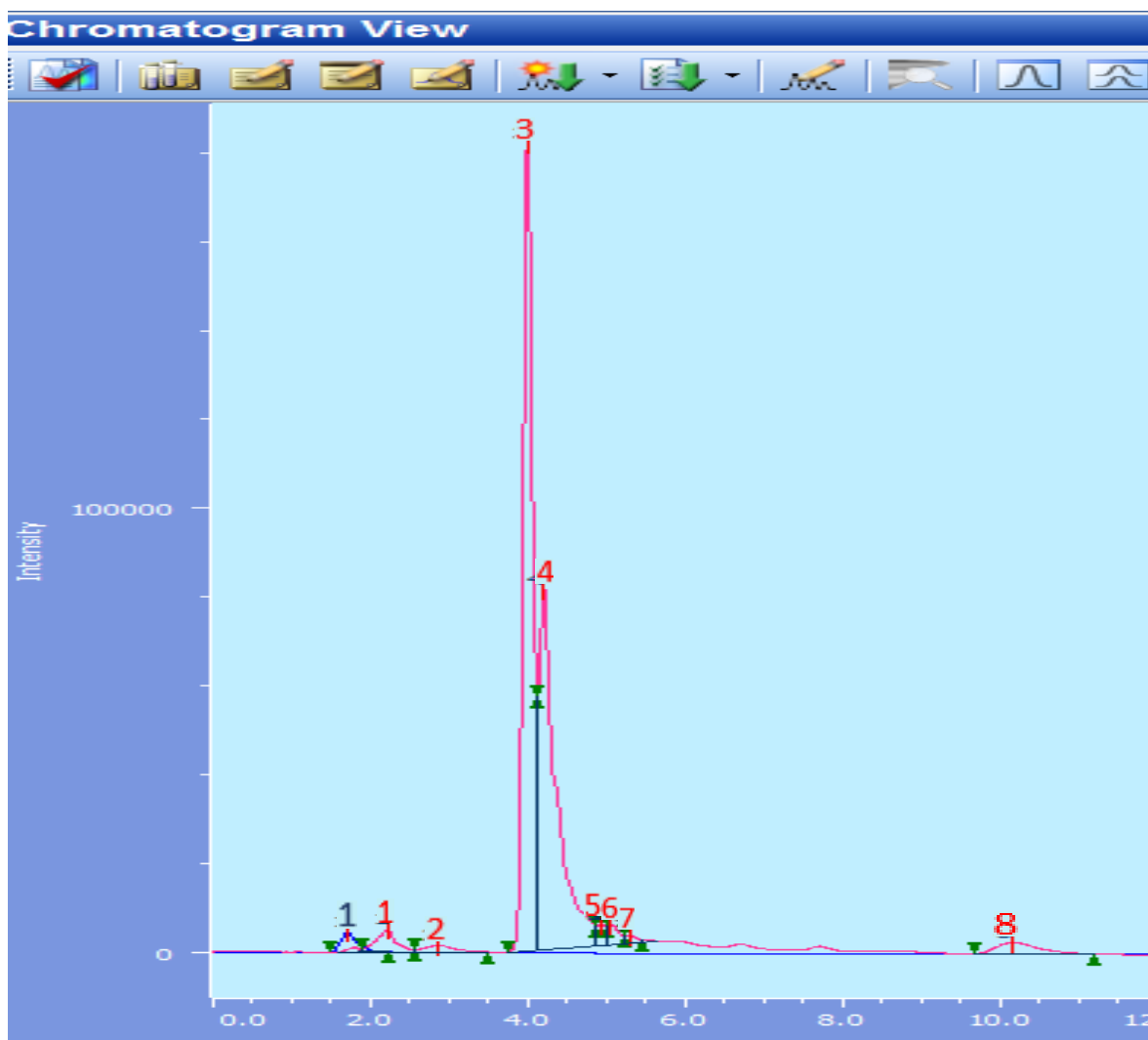


Figura 51. Cromatograma del éter de petróleo en la segunda corrida, superpuesto al cromatograma de la muestra de agua de San Roque en la segunda corrida (época seca). Por Sevillano A.K, 2018.

Discusión: Como se puede constatar en la figura 51, en el cromatograma, el pico de color azul representa el éter de petróleo y los picos de color rojo representan la muestra de agua de San Roque. Debido a que los picos en ninguno de los dos casos se superponen entre si, quiere decir que los picos de la muestra de agua de San Roque pertenecen a otros componentes diferentes a los compuestos aromáticos que contiene el éter de petróleo.

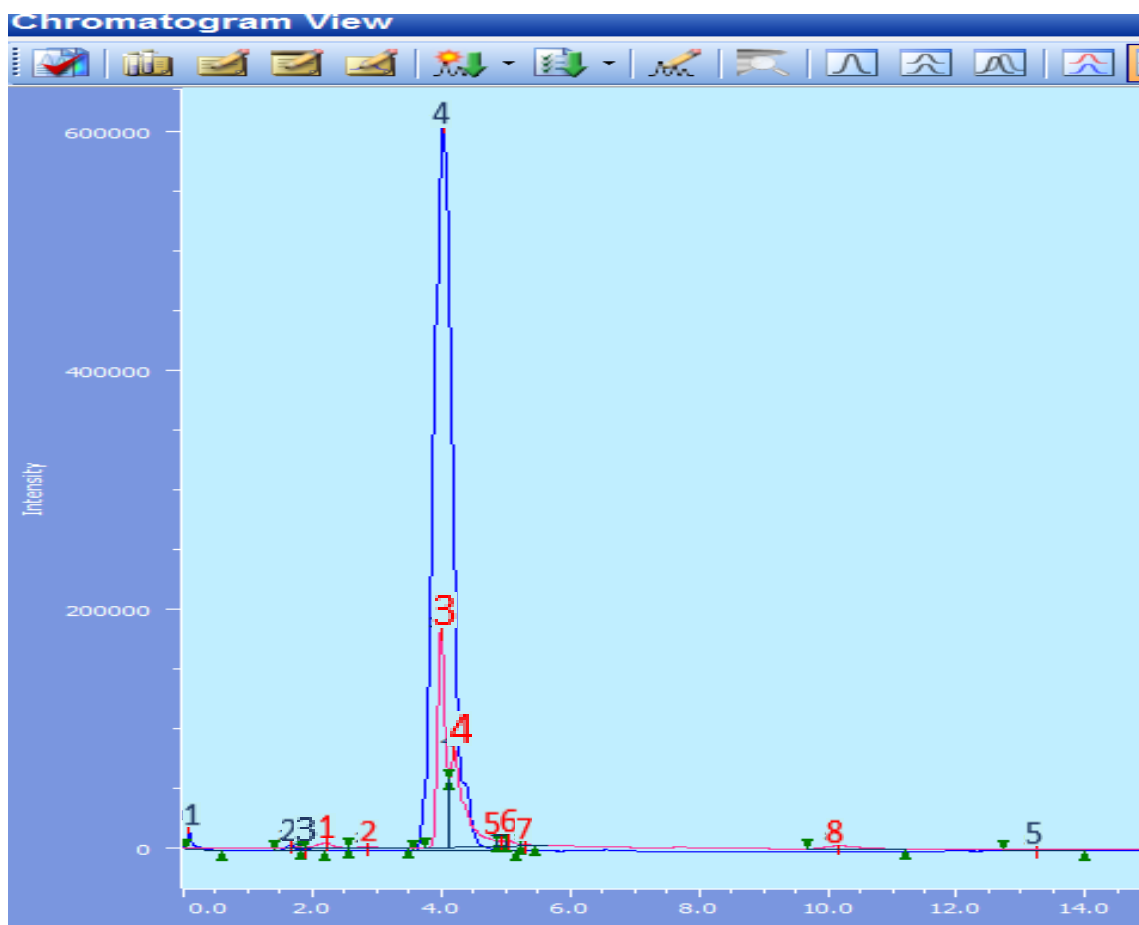


Figura 52. Cromatograma del estándar de pesticidas en la segunda corrida, superpuesto al cromatograma de la muestra de agua de San Roque en la segunda corrida (época seca). Por Sevillano A.K, 2018.

Discusión: Como se puede comprobar en la figura 52, en el cromatograma, los picos de color azul pertenecen al estándar de pesticidas y los picos de color rojo representan la muestra de agua de San Roque. Se puede observar también que los picos número 3 y 4 de la muestra de agua de San Roque se encuentran dentro del pico con mayor intensidad del estándar de pesticidas; pero se lo tomará en cuenta al pico número 3 debido a que es el pico con un tiempo de retención de 4,0 min, siendo así el más cercano a el pico número 4 del estándar de pesticidas con un tiempo de retención de 4,0 min que anteriormente se lo denominó un pesticida desconocido.

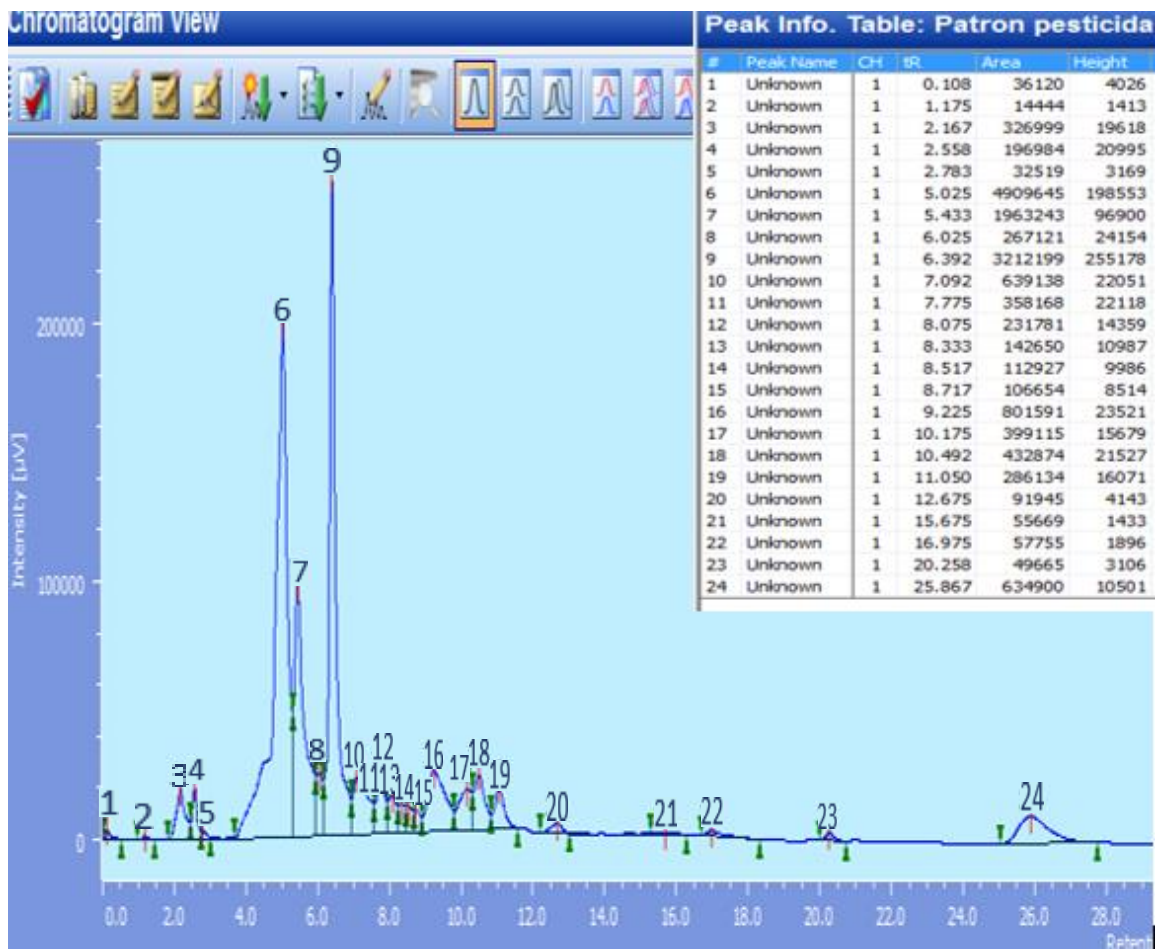


Figura 53. Cromatograma de la muestra de agua de Andrade Marín en la segunda corrida (época seca). Por Sevillano A.K, 2018.

Discusión: Como se puede verificar en la figura 53, en el cromatograma se obtuvieron 24 picos. Una de las razones por la que se obtiene en este cromatograma gran cantidad de picos es porque la acequia en este punto de muestreo está expuesta a los dos lados a gran cantidad de cultivos en los que se utiliza la fumigación. En cuanto a intensidad de los picos se trata, el menor es de 1.413 μV y el pico con mayor intensidad es de 255.178 μV ; mientras que con las retenciones de tiempo el pico menor es de 0,1 min y el mayor es de 25,9 min. Cabe recalcar que con los datos de la segunda corrida se obtiene mayor cantidad de picos debido a que el soluto se separa más a una concentración de 55% de acetonitrilo.



Figura 54. Cromatograma del éter de petróleo en la segunda corrida, superpuesto al cromatograma de la muestra de agua de Andrade Marín en la segunda corrida (época seca). Por Sevillano A.K, 2018.

Discusión: Como se puede confirmar en la figura 54, en el cromatograma, el pico de color azul representa al éter de petróleo y los picos de color rojo representan la muestra de agua de Andrade Marín. Debido a que los picos en ninguno de los dos casos se superponen entre sí, quiere decir que los picos de la muestra de agua de Andrade Marín pertenecen a otros componentes diferentes a los compuestos aromáticos que contiene el éter de petróleo.



Figura 55. Cromatograma del estándar de pesticidas en la segunda corrida, superpuesto al cromatograma de la muestra de agua de Andrade Marín en la segunda corrida (época seca). Por Sevillano A.K, 2018.

Discusión: Como se puede percatar en la figura 55, en el cromatograma los picos están demasiado juntos, por ello no se puede identificar si son pesticidas, solo por la superposición de los picos. Pero si se los puede identificar por el tiempo de retención de cada uno de ellos; el pico número 1 con un tiempo de retención de 0,1min que corresponde a la muestra de agua de Andrade Marín coincide con el pico número 1, considerado como desconocidos del estándar de pesticidas con un tiempo de retención de 0,1 min. Además, el pico número 3 con un tiempo de retención de 2,2 min que corresponde a la muestra de agua de Andrade Marín coincide con el pico número 3, considerado como desconocidos del estándar de pesticidas con un tiempo de retención de 1,9 min. De los 24 picos de la muestra de agua de Andrade Marín sólo dos picos fueron identificados como pesticidas desconocidos; es decir una vez más podemos comprobar que el estándar de pesticidas toma en cuenta solo pesticidas de alta intensidad y como en la muestra de agua de Andrade Marín la mayoría de los picos tienen una intensidad baja no se los puede identificar.

6.1.6 Tratamiento del agua

6.1.6.1 Análisis de protozoarios

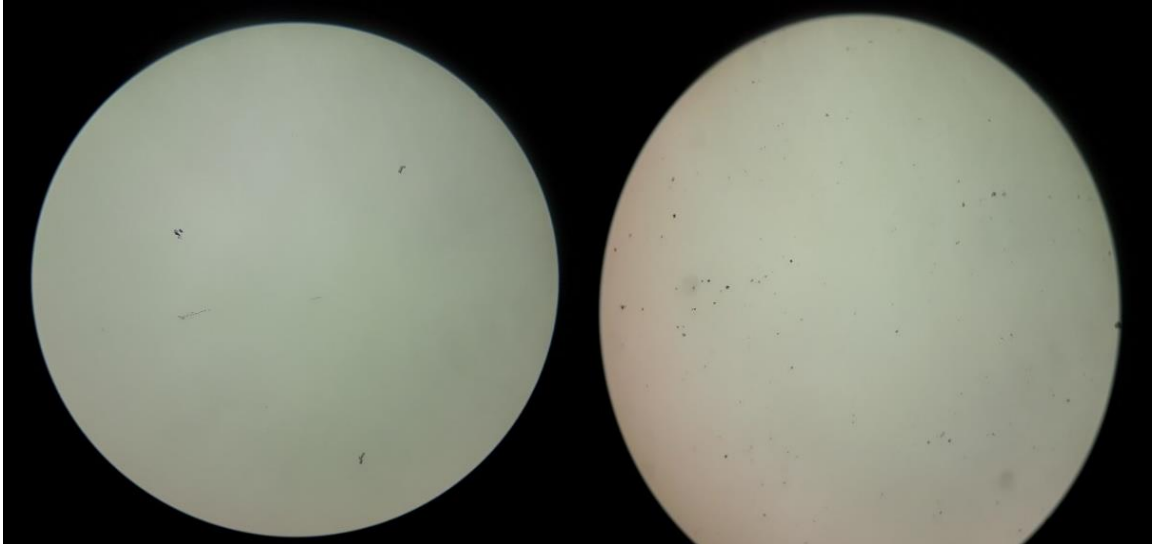


Figura 56. Análisis de protozoarios de la muestra de agua de Otavalo filtrada en época seca. Por Sevillano A.K, 2018.

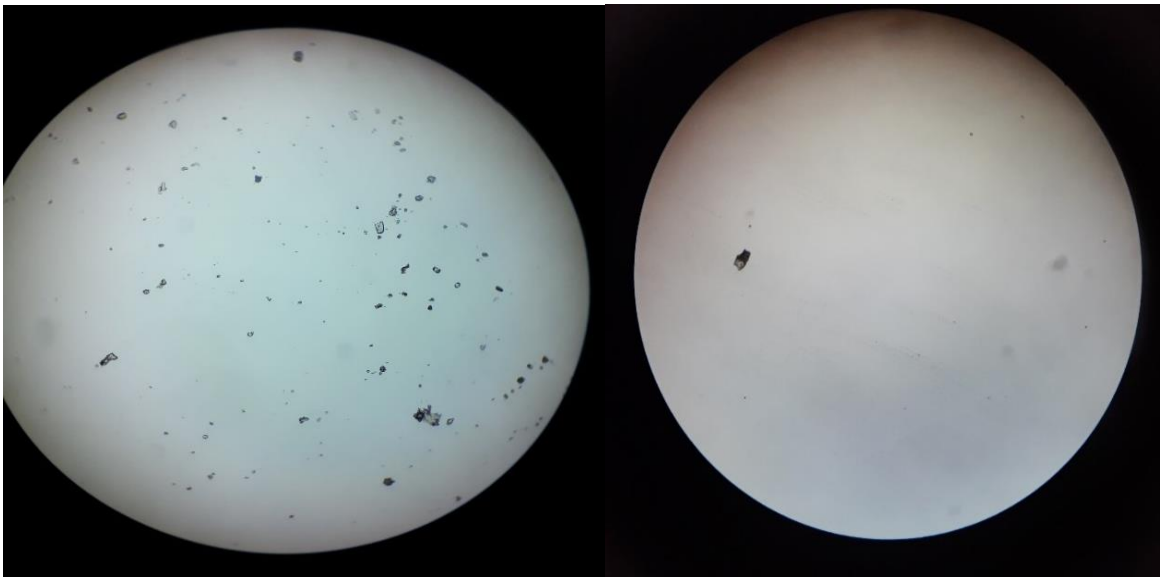


Figura 57. Análisis de protozoarios de la muestra de agua de San Juan de Ilumán filtrada en época seca. Por Sevillano A.K, 2018.

XX

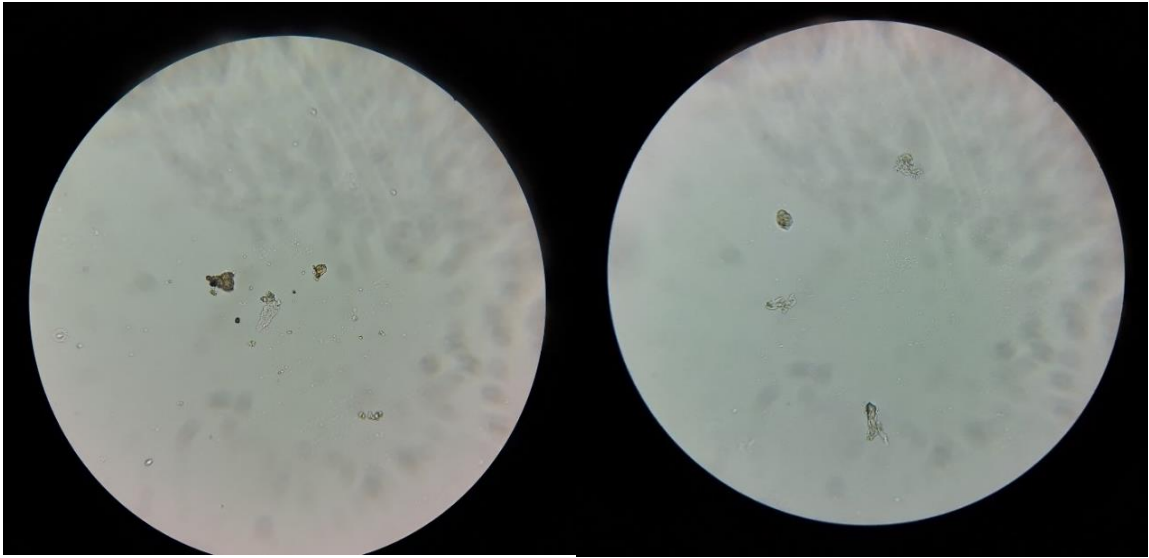


Figura 58. Análisis de protozoarios de la muestra de agua de San Roque filtrada en época seca. Por Sevillano A.K, 2018.

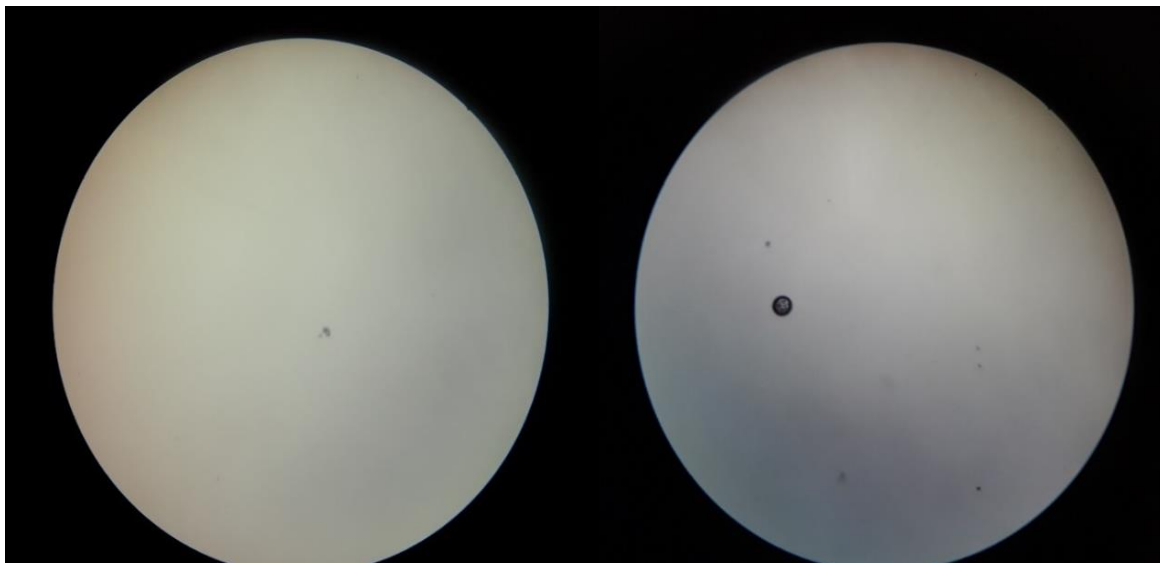


Figura 59. Análisis de protozoarios de la muestra de agua de Andrade Marín filtrada en época seca. Por Sevillano A.K, 2018.

Las muestras de agua de la acequia “La Victoria” en los cuatro puntos de estudio luego de ser pasadas por el filtro no presentan ningún tipo de protozoarios, es decir el agua es de mejor calidad después de pasar con un flujo lento por el carbón activado y la zeolita. Sin embargo, en las placas del microscopio se puede observar que quedan restos de alguna sustancia las cuales pueden ser zeolita y carbón activado.

6.1.6.2 Análisis de pesticidas de las muestras filtradas

En los cuatro puntos de muestreo Otavalo, San Juan de Ilumán, San Roque y Andrade Marín se obtuvieron los mismos resultados en cuanto a las muestras de agua después de ser tratadas mediante el proceso del filtrado. Todas las muestras presentaron de 1 a 2 picos los cuales superponiéndolos con el éter de petróleo corresponde a los compuestos aromáticos del mismo; quedando completamente limpias. A continuación, se añade un ejemplo del punto de muestreo de San Juan de Ilumán para poder observar lo anteriormente mencionado.

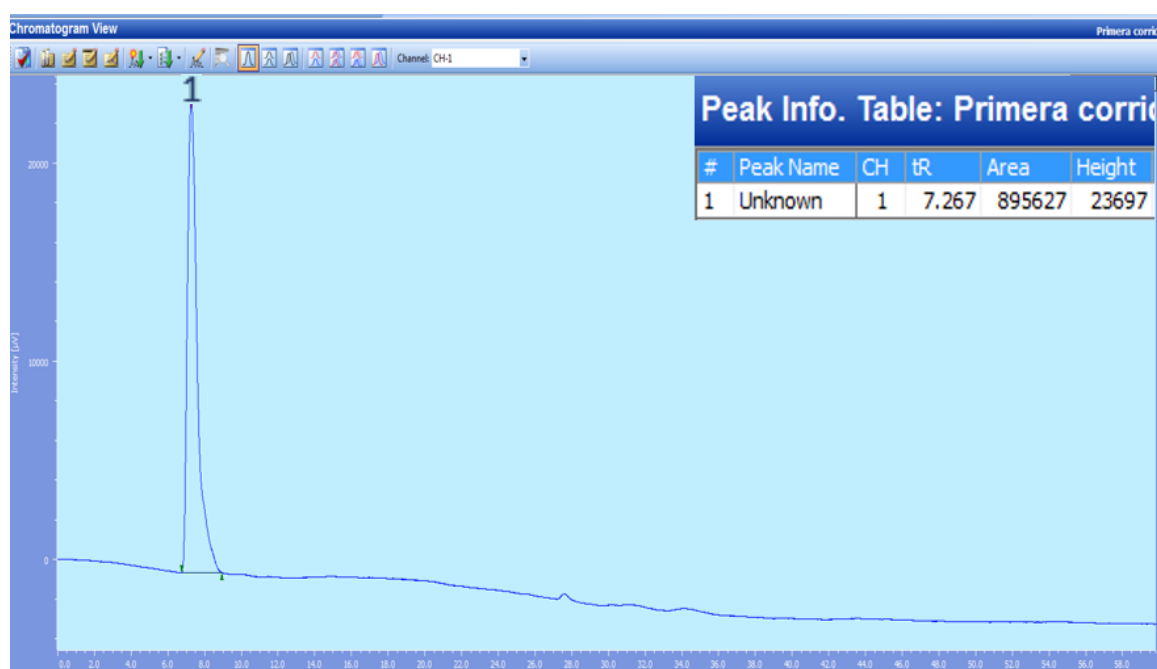


Figura 60. Cromatograma de la muestra de agua de San Juan de Ilumán filtrada en la primera corrida (época seca). Por Sevillano A.K, 2018.

Discusión: Como se puede apreciar en la figura 60, la muestra de agua de San Juan de Ilumán fue pasada por un filtro cuyas condiciones se mencionaron anteriormente, para eliminar la mayoría de los microorganismos, protozoarios, macroinvertebrados y pesticidas. En el cromatograma se puede observar que sin embargo nos arrojó un pico con un tiempo de retención de 7,3 min y una intensidad baja de 23.697 μ V.

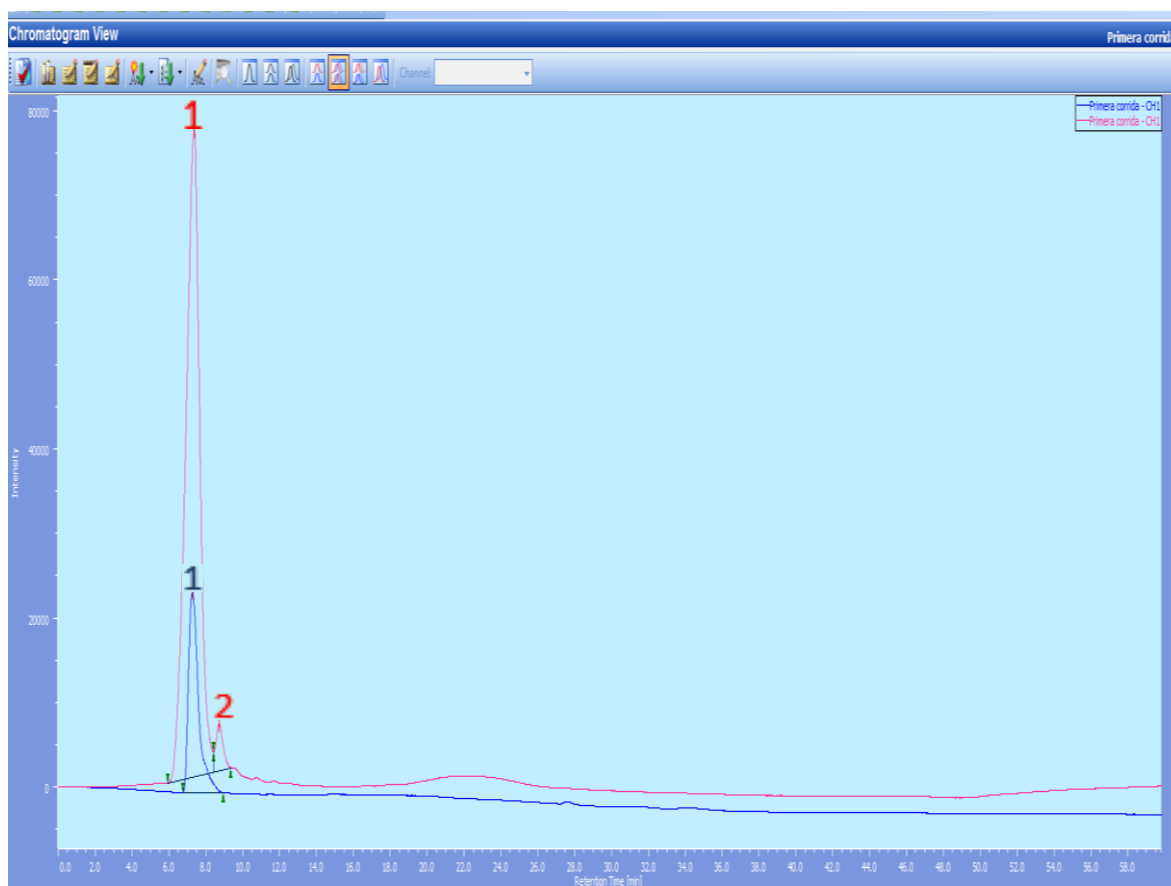


Figura 61. Cromatograma del éter de petróleo en la primera corrida, superpuesto al cromatograma de la muestra de agua de San Juan de Ilumán filtrada en la primera corrida (época seca). Por Sevillano A.K, 2018.

Discusión: Como se puede constatar en la figura 61, en el cromatograma, el pico de color azul representa la muestra de agua de San Juan de Ilumán y los picos de color rojo representan el éter de petróleo. Las muestras filtradas también fueron preparadas con éter, por ello se debe superponerlas entre sí para saber si corresponde a uno de los compuestos aromáticos anteriormente mencionados del éter de petróleo o no. El agua al pasar por el filtro se purificó, por ende, de los 6 picos que se obtenía del agua sin pasar por el purificador ahora nos da un solo pico. Debido a que el único pico que representa la muestra de agua de San Juan de Ilumán se encuentra dentro del pico que representa el éter de petróleo es considerado como un compuesto aromático del éter, más no un pesticida.

6.2 Análisis realizados en época lluviosa

6.2.1 Análisis de protozoarios

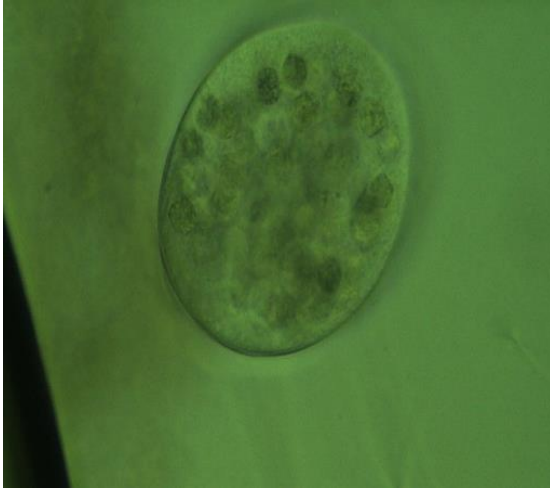


Figura 62. Pramecium encontrado en el análisis de protozoarios en época lluviosa. Por Sevillano A.K, 2018.



Figura 63. Holophrya encontrado en el análisis de protozoarios en época lluviosa. Por Sevillano A.K, 2018.

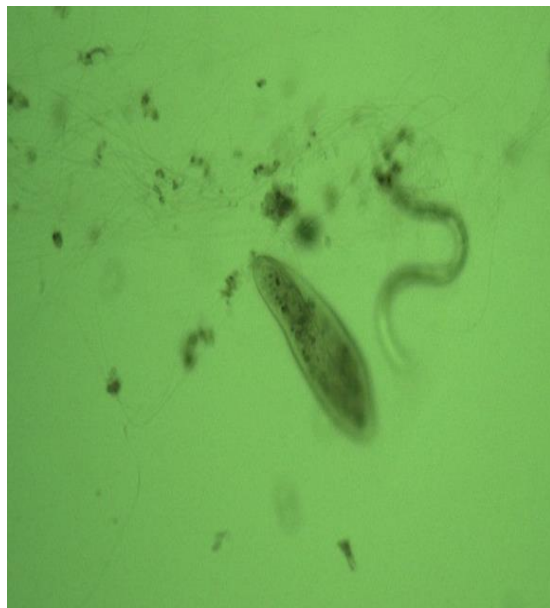


Figura 64. Nemátodo encontrado en el análisis de protozoarios en época lluviosa. Por Sevillano A.K, 2018.



Figura 65. Rotíferos encontrados en el análisis de protozoarios en época lluviosa. Por Sevillano A.K, 2018.

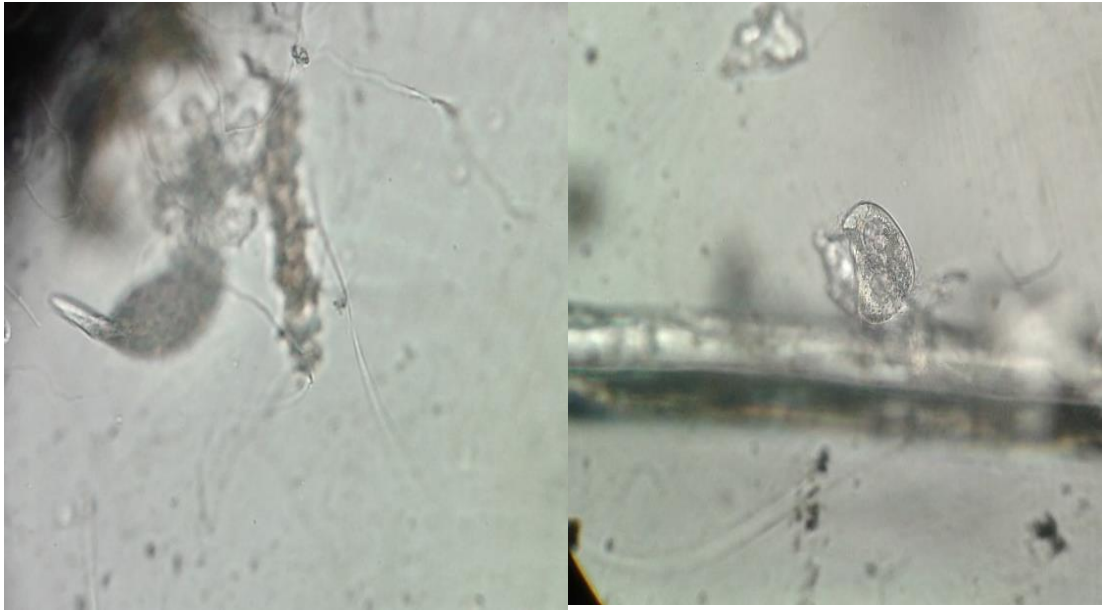


Figura 68. Euglena encontrada en el análisis de protozoarios en época lluviosa. Por Sevillano A.K, 2018.

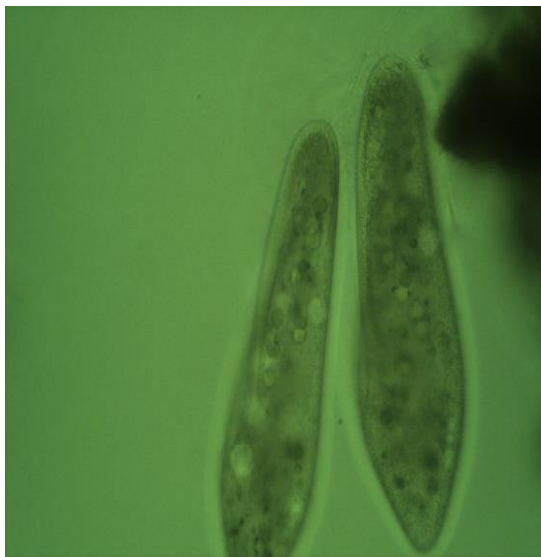


Figura 67. Platelminto encontrado en el análisis de protozoarios en época lluviosa. Por Sevillano A.K, 2018.



Figura 66. Oligoqueto encontrado en el análisis de protozoarios en época lluviosa. Por Sevillano A.K, 2018.

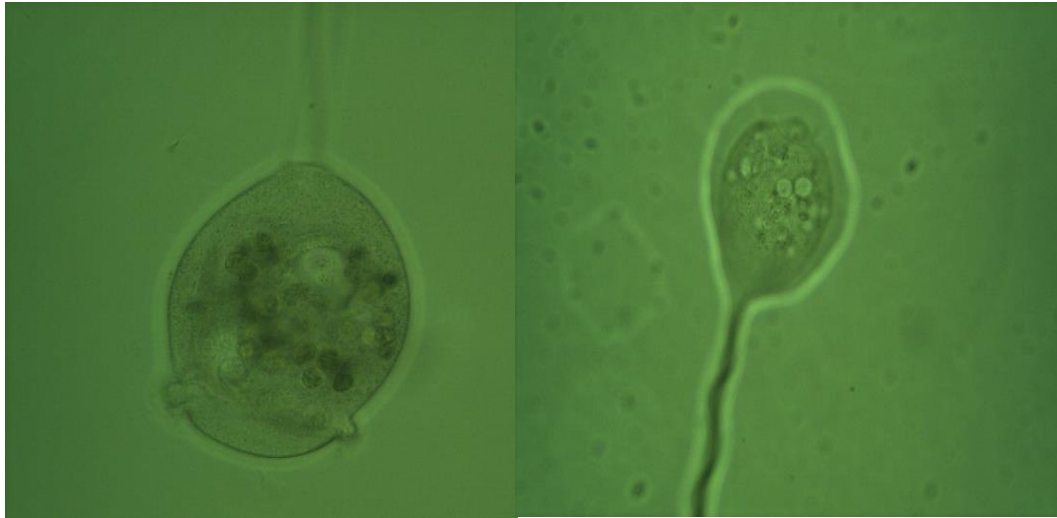


Figura 69. Individuo sin identificar encontrado en el análisis de protozoarios en época lluviosa.
Por Sevillano A.K, 2018.

Se encontraron las mismas familias que en la época seca con la diferencia de que en la época lluviosa los protozoarios se encontraron en menor cantidad que en la época seca, esto se debe a la presencia de lluvias ya que diluyen más las aguas de la acequia.

6.2.2 Análisis de pesticidas

Los agricultores tienden a fumigar más para el control de plagas cuando sus cultivos están en la etapa de maduración, esto es en época seca. Mientras que, en la época lluviosa, la mayoría de los terrenos se encuentran en la etapa de siembra; en esta etapa es donde menos se usa la fumigación; sin embargo, se fumiga para la maleza y limpieza de los terrenos antes de la siembra. Es por ello por lo que, en todos los cromatogramas de esta época, se encontrará menor cantidad de picos. Se debe tener en cuenta que ningún cromatograma realizado en esta época se superpondrá con el éter de petróleo incluido el estándar, debido a que todas las muestras fueron inyectadas directamente sin preparación previa.

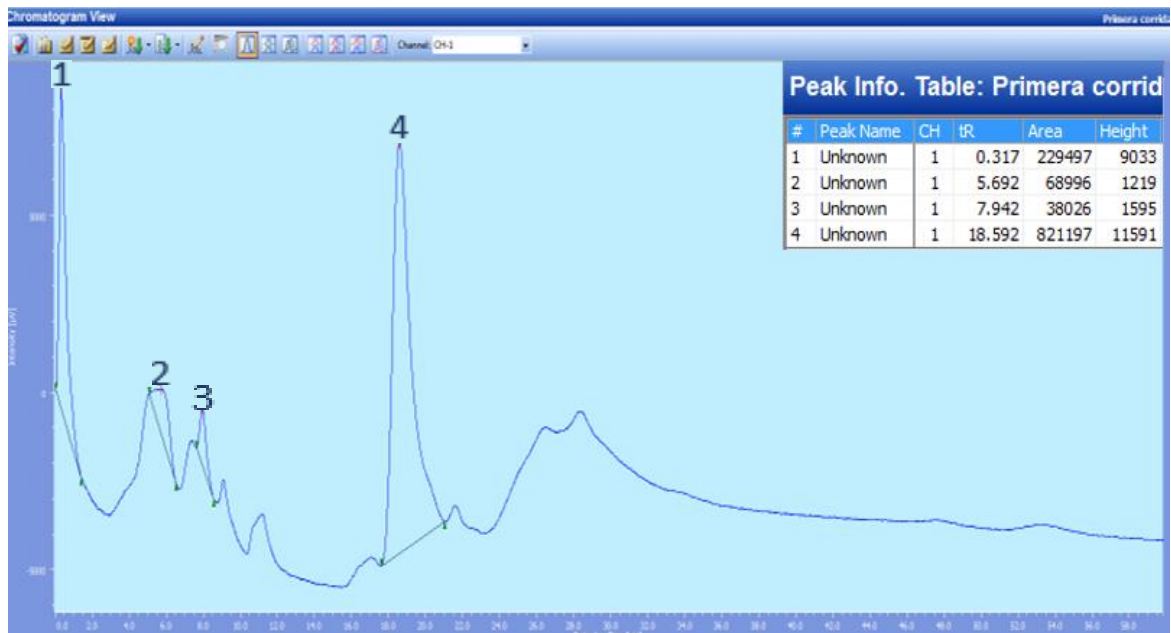


Figura 70. Cromatograma de la muestra de agua de Otavalo en la primera corrida (época lluviosa). Por Sevillano A.K, 2018.

Discusión: Como se puede verificar en la figura 70, en el cromatograma se obtuvieron cuatro picos, la intensidad y tiempo de retención son diferentes para cada pico, el primer pico tiene una intensidad de $9.033 \mu\text{V}$ y un tiempo de retención de $0,3 \text{ min}$; el segundo pico alcanza una intensidad de $1.219 \mu\text{V}$ y un tiempo de retención de $5,7 \text{ min}$; el tercer pico obtiene una intensidad de $1.595 \mu\text{V}$ y un tiempo de retención de $7,9 \text{ min}$; y por último el cuarto pico adquiere una intensidad de $11.591 \mu\text{V}$ y un tiempo de retención de $18,6 \text{ min}$; se debe tomar en cuenta que las muestras al ser tomadas en época lluviosa se encuentran más diluidas, por ende se va a encontrar menor cantidad de picos que en la época seca.

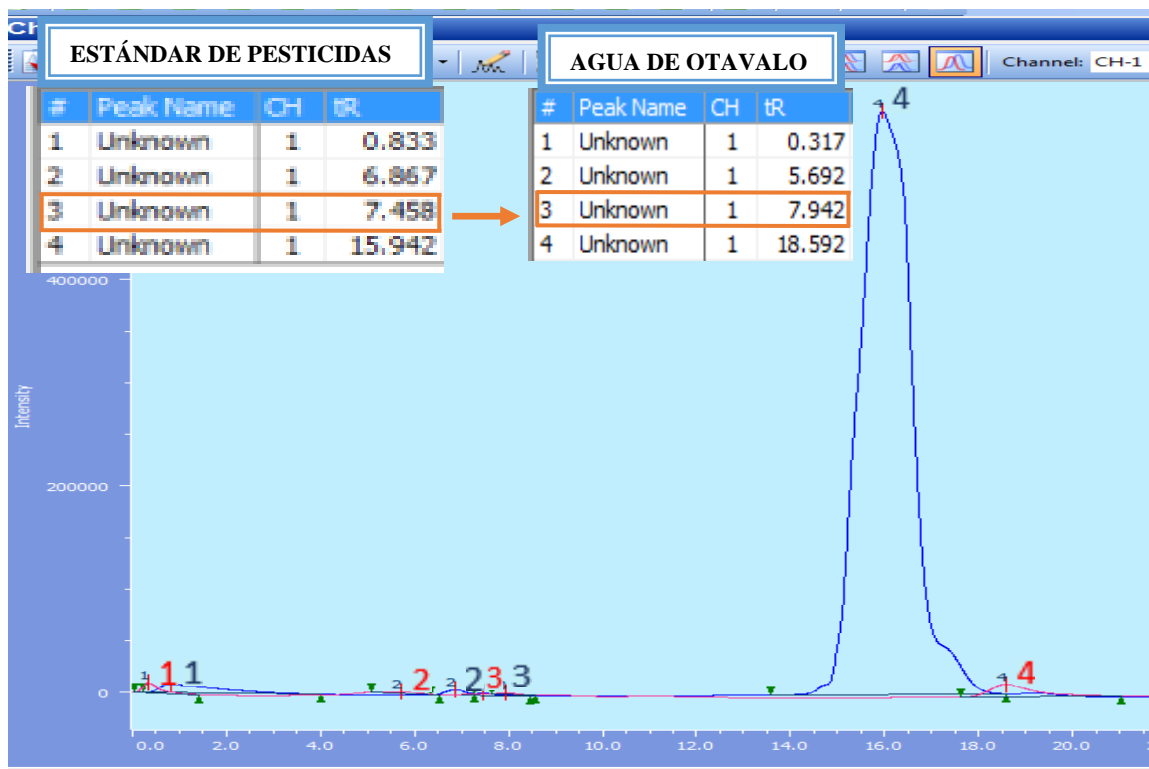


Figura 71. Cromatograma del estándar de pesticidas en la primera corrida, superpuesto al cromatograma de la muestra de agua de Otavalo en la primera corrida (época lluviosa). Por Sevillano A.K, 2018.

Discusión: Como se puede confirmar en la figura 71, en el cromatograma, los picos están demasiado juntos por ello no se puede identificar si son pesticidas, solo por la superposición de los picos. Pero si se los puede identificar por el tiempo de retención de cada uno de ellos; el pico número 3 con un tiempo de retención de 7,9 min que corresponde a la muestra de agua de Otavalo coincide con el pico número 3 considerado como desconocidos del estándar de pesticidas con un tiempo de retención de 7,5 min. Es decir, de los picos de la muestra de agua de Otavalo, sólo uno corresponde a un pesticida no identificado.

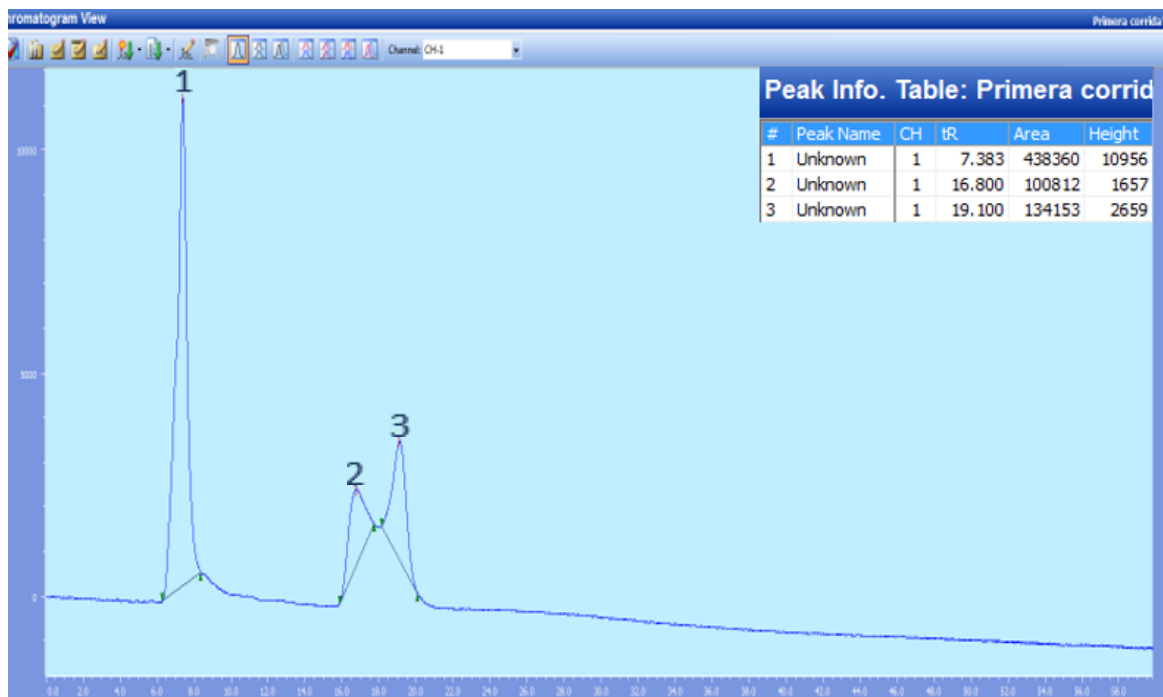


Figura 72. Cromatograma de la muestra de agua de San Juan de Ilumán en la primera corrida (época lluviosa). Por Sevillano A.K, 2018.

Discusión: Como se puede percatar en la figura 72, en el cromatograma se obtuvieron tres picos, la intensidad y tiempo de retención son diferentes para cada pico, el primer pico tiene una intensidad de 10.956 μV y un tiempo de retención de 7,4 min; el segundo pico alcanza una intensidad de 1.657 μV y un tiempo de retención de 16,8 min y por último el tercer pico adquiere una intensidad de 2.659 μV y un tiempo de retención de 19,1 min; se debe tomar en cuenta que las muestras al ser tomadas en época lluviosa se encuentran más diluidas, por ende se va a encontrar menor cantidad de picos que en la época seca.

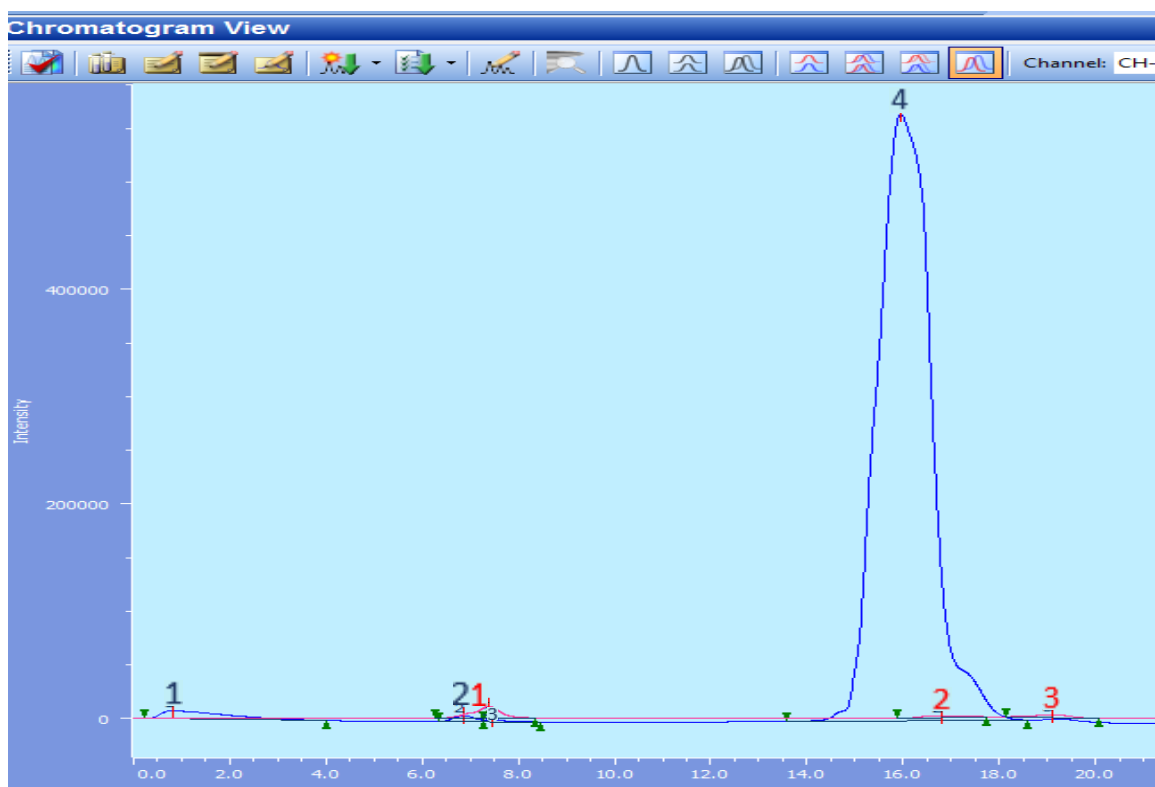


Figura 73. Cromatograma del estándar de pesticidas en la primera corrida, superpuesto al cromatograma de la muestra de agua de San Juan de Ilumán en la primera corrida (época lluviosa). Por Sevillano A.K, 2018.

Discusión: Como se observa en la figura 73, en el cromatograma, los picos de color azul pertenecen al estándar de pesticidas y los picos de color rojo representan la muestra de agua de San Juan de Ilumán. Se puede observar también que el primer pico que corresponde a la muestra de agua de San Juan de Ilumán coincide con el pico número 2 denominado como desconocido del estándar de pesticidas. Mientras que el segundo pico de la muestra de agua de San Juan de Ilumán se encuentra dentro del cuarto pico del estándar de pesticidas denominado anteriormente como Metamitron ($C_{10}H_{10}N_4O$).



Figura 74. Cromatograma de la muestra de agua de San Roque en la primera corrida (época lluviosa). Por Sevillano A.K, 2018.

Discusión: Como se puede apreciar en la figura 74, en el cromatograma se obtuvo un sólo pico con una intensidad de 24.262 μV y un tiempo de retención de 7,3 min; se debe tomar en cuenta que las muestras al ser tomadas en época lluviosa se encuentran más diluidas, por ende se va a encontrar menor cantidad de picos que en la época seca.

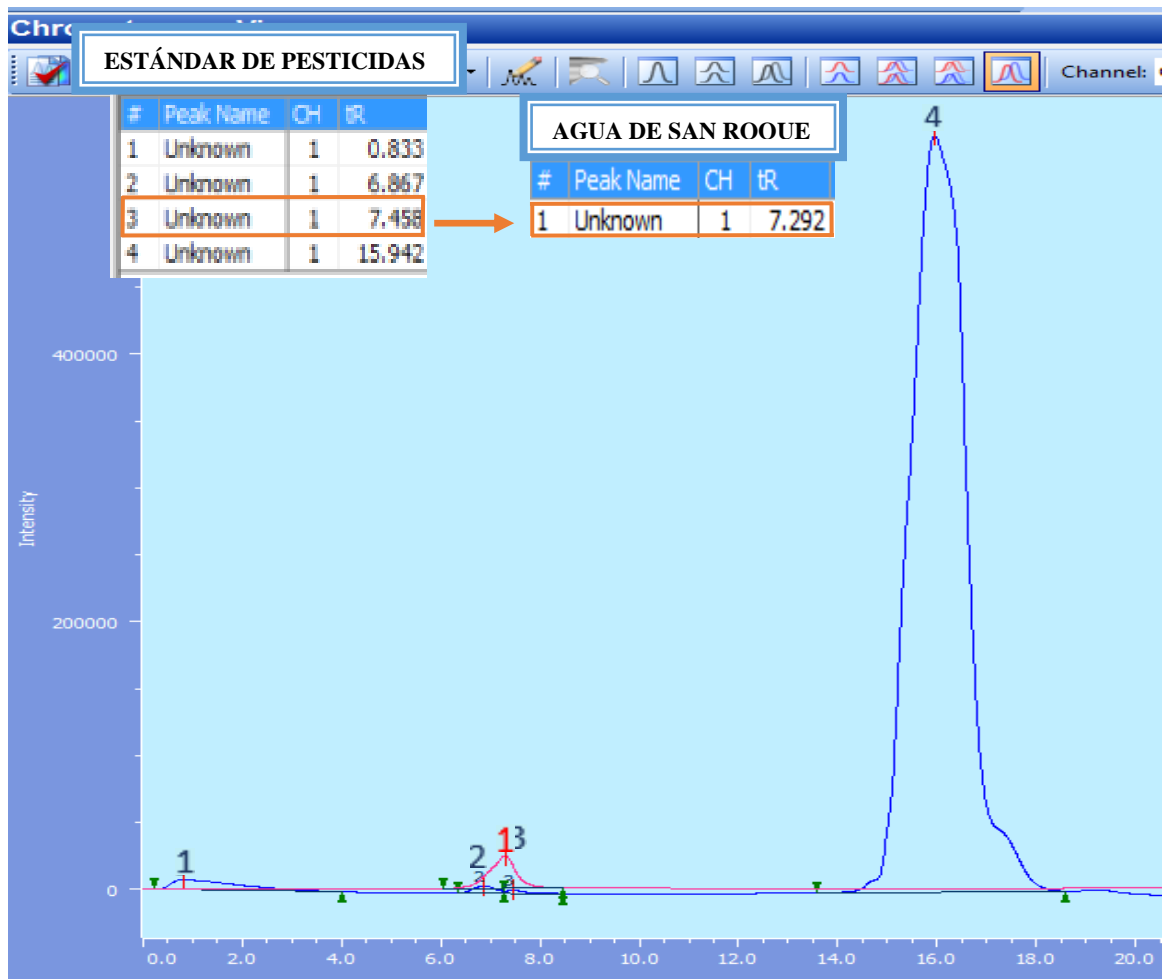


Figura 75. Cromatograma del estándar de pesticidas en la primera corrida, superpuesto al cromatograma de la muestra de agua de San Roque en la primera corrida (época lluviosa). Por Sevillano A.K, 2018.

Discusión: Como se puede constatar en la figura 75, en el cromatograma, los picos de color azul pertenecen al estándar de pesticidas y los picos de color rojo representan la muestra de agua de San Roque. Se puede observar también que el único pico con un tiempo de retención de 7,3 min que corresponde a la muestra de agua de San Roque coincide con el pico número 3 denominado como desconocido del estándar de pesticidas con un tiempo de retención de 7,5 min.



Figura 76. Muestra de agua de Andrade Marín en la primera corrida (época lluviosa). Por Sevillano A.K, 2018.

Discusión: Como se puede comprobar en la figura 76, en el cromatograma se obtuvo un sólo pico con una intensidad de 15.091 μV y un tiempo de retención de 7,3 min; se debe tomar en cuenta que las muestras al ser tomadas en época lluviosa se encuentran más diluidas, por ende se va a encontrar menor cantidad de picos que en la época seca.

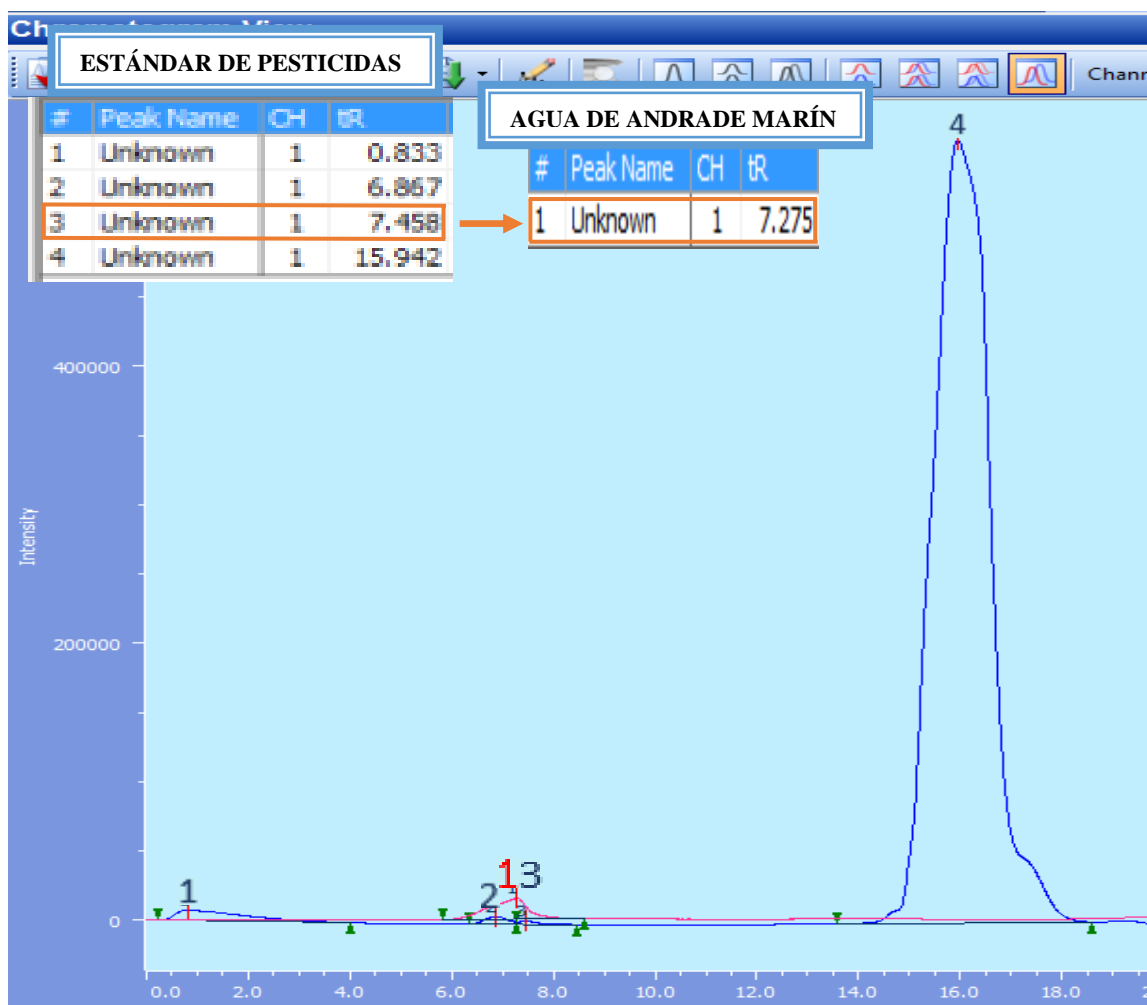


Figura 77. Cromatograma del estándar de pesticidas en la primera corrida, superpuesto al cromatograma de la muestra de agua de Andrade Marín en la primera corrida (época lluviosa). Por Sevillano A.K, 2018.

Discusión: Como se puede verificar en la figura 77, en el cromatograma, los picos de color azul pertenecen al estándar de pesticidas y los picos de color rojo representan la muestra de agua de Andrade Marín. Se puede observar también que el único pico con un tiempo de retención de 7,3 min que corresponde a la muestra de agua de Andrade Marín coincide con el tercer pico denominado como desconocido del estándar de pesticidas con un tiempo de retención de 7,5 min.

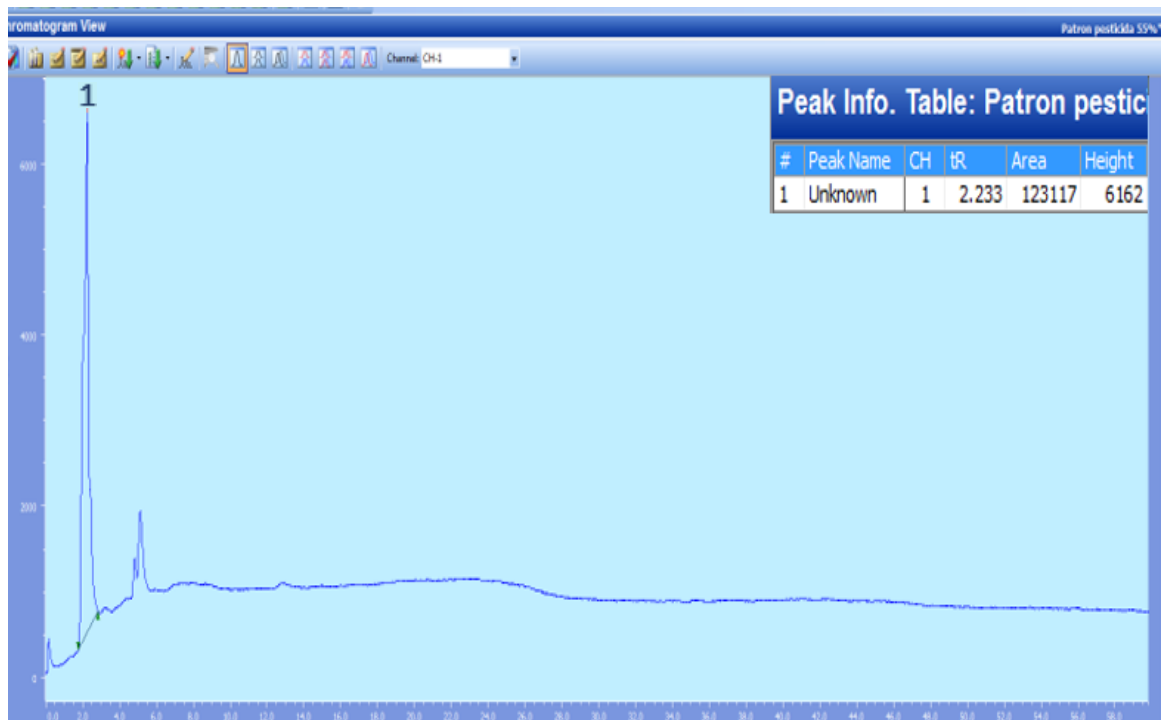


Figura 78. Muestra de agua de Otavalo en la segunda corrida (época lluviosa). Por Sevillano A.K, 2018.

Discusión: Como se puede confirmar en la figura 78, en el cromatograma, se obtuvo un pico con una intensidad de 6.162 μV y un tiempo de retención de 2.2 min; se debe tomar en cuenta que las muestras al ser tomadas en época lluviosa están más diluidas, por ende se va a encontrar menor cantidad de picos que en la época seca.

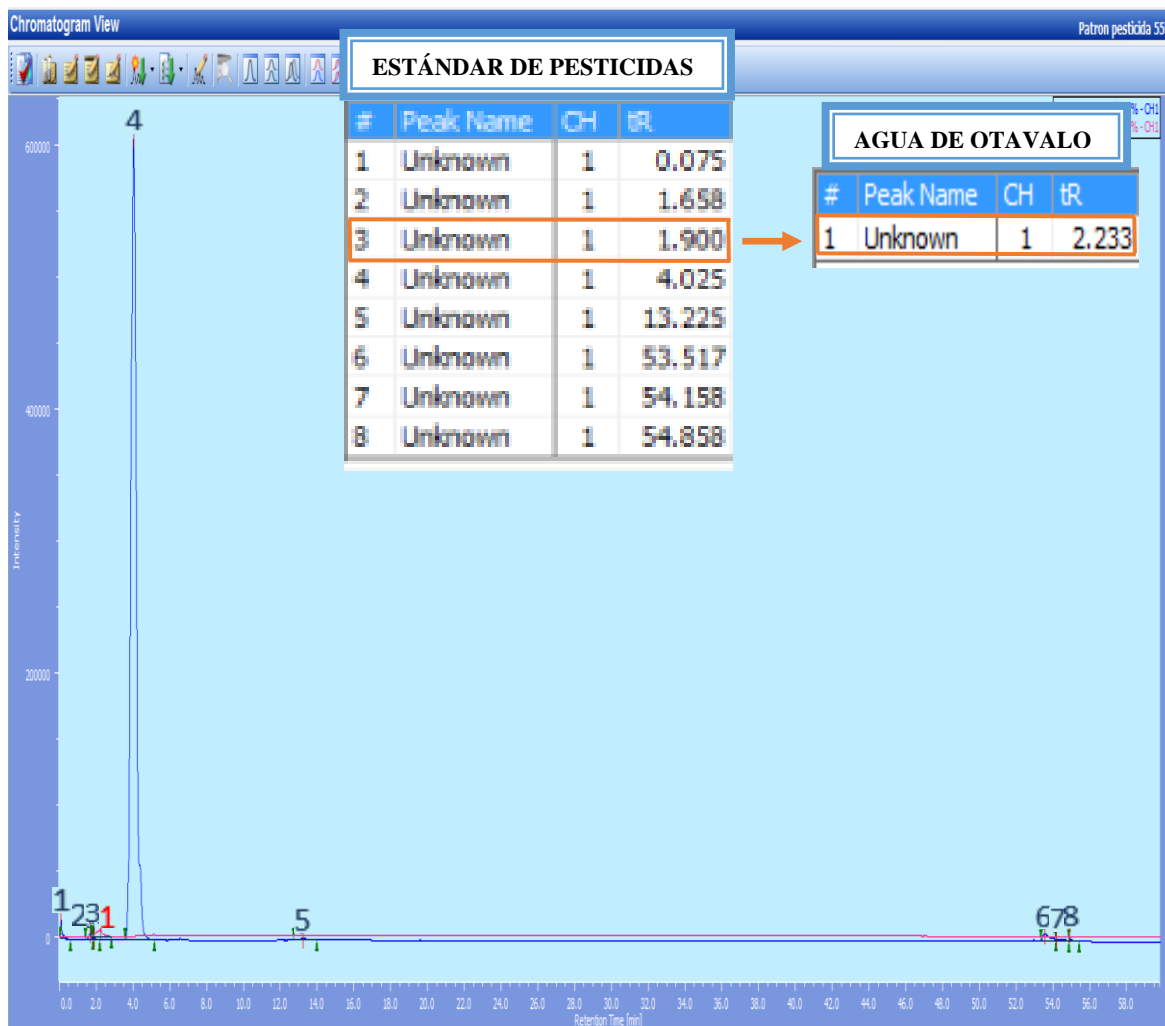


Figura 79. Cromatograma del estándar de pesticidas en la segunda corrida, superpuesto al cromatograma de la muestra de agua de Otavalo en la segunda corrida (época lluviosa). Por Sevillano A.K, 2018.

Discusión: Como se puede percatar en la figura 79, en el cromatograma, los picos están demasiado juntos por ello no se los puede identificar si son pesticidas o no, sólo por la superposición de los picos. Pero si se los puede identificar por el tiempo de retención (tR) de cada uno de ellos; el único pico con un tiempo de retención de 2,2 min que corresponde a la muestra de agua de Otavalo coincide con el tercer pico denominado como desconocidos del estándar de pesticidas con un tiempo de retención de 1,9 min.

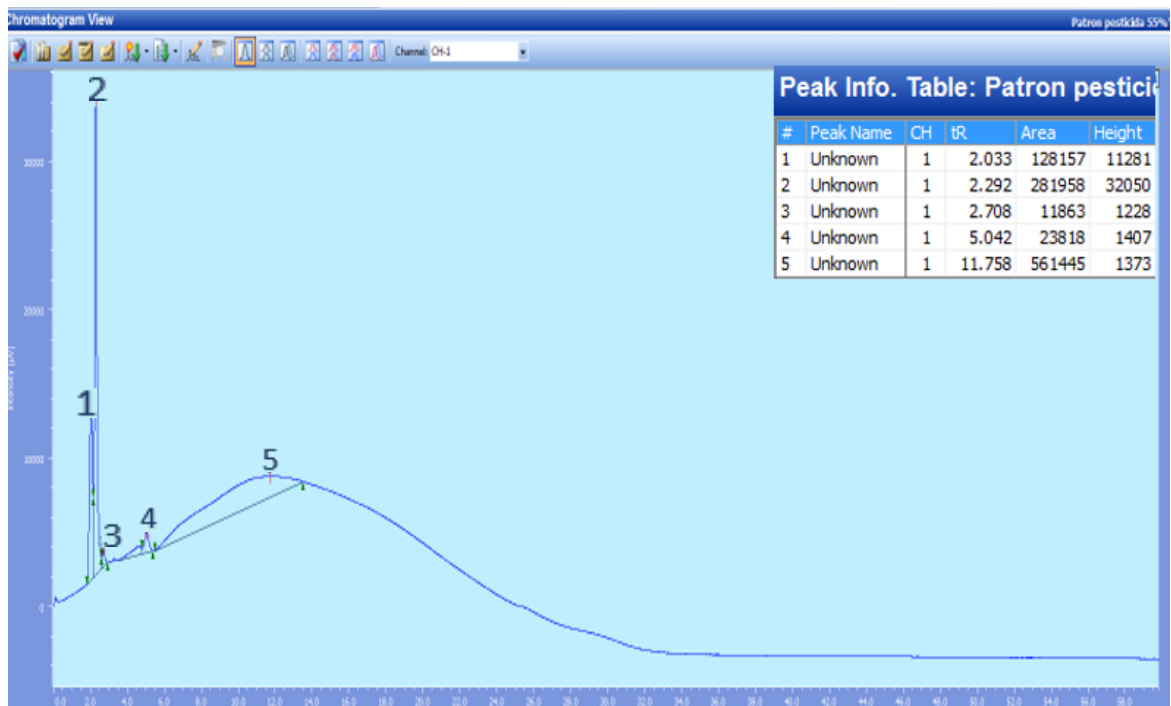


Figura 80. Cromatograma de la muestra de agua de San Juan de Ilumán en la segunda corrida (época lluviosa). Por Sevillano A.K, 2018.

Discusión: Como se observa en la figura 80, en el cromatograma se obtuvieron cinco picos, la intensidad y tiempo de retención son diferentes para cada pico, El primer pico tiene una intensidad de 11.281 μV y un tiempo de retención de 2,0 min; el segundo pico alcanza una intensidad de 32.050 μV y un tiempo de retención de 2,3 min; el tercer pico obtiene una intensidad de 1.228 μV y un tiempo de retención de 2,7 min; el cuarto pico obtiene una intensidad de 1.407 μV y un tiempo de retención de 5,0 min y por último el quinto pico adquiere una intensidad de 1.373 μV y un tiempo de retención de 11,8 min; se debe tomar en cuenta que las muestras al ser tomadas en época lluviosa se encuentran más diluidas, por ende se va a encontrar menor cantidad de picos que en la época seca.

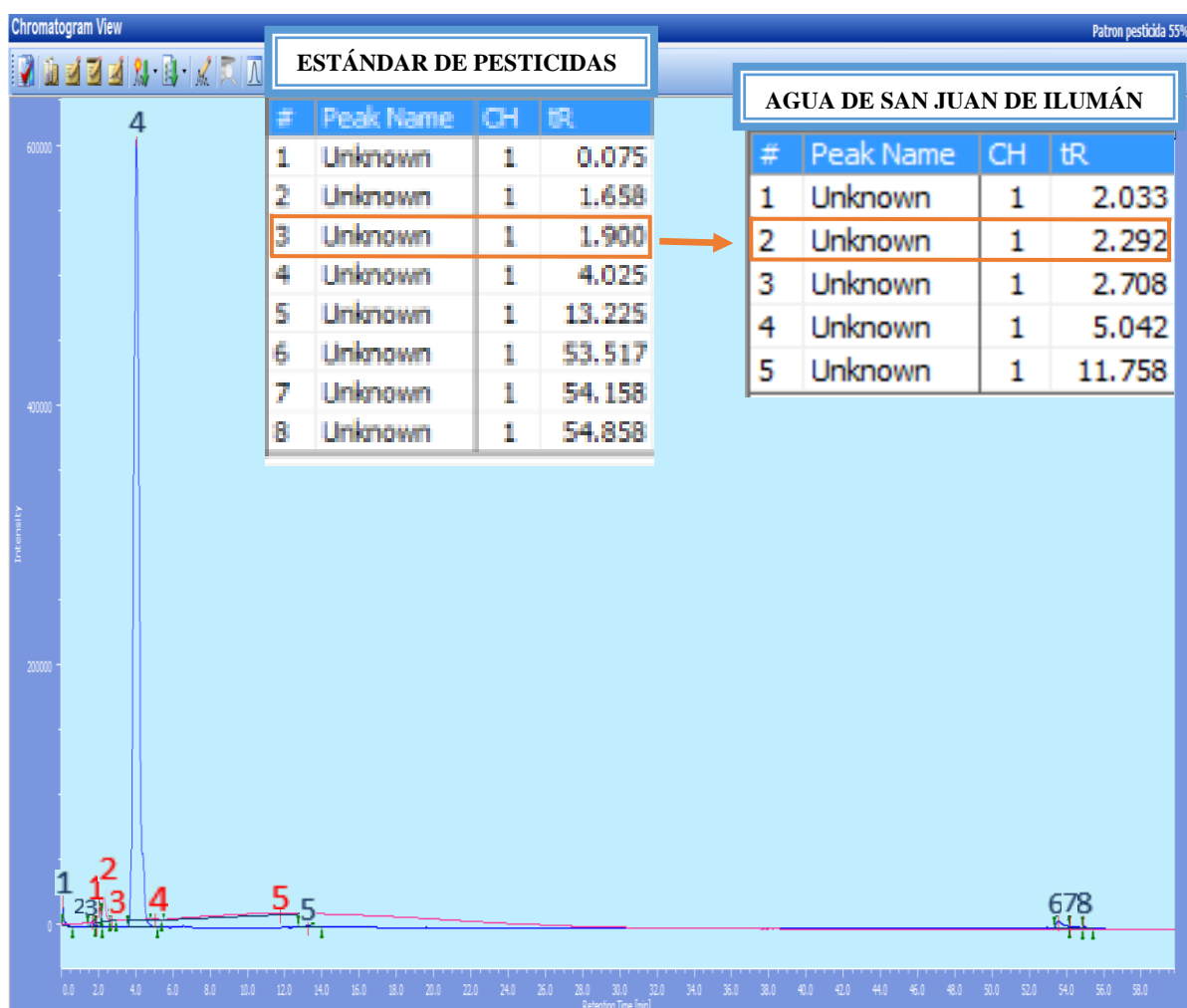


Figura 81. Cromatograma del estándar de pesticidas en la segunda corrida, superpuesto al cromatograma de la muestra de agua de San Juan de Ilumán en la segunda corrida (época lluviosa). Por Sevillano A.K, 2018.

Discusión: Como se puede apreciar en la figura 81, en el cromatograma, los picos están demasiado juntos por ello no se los puede identificar si son pesticidas, solo por la superposición de los picos. Pero si se los puede identificar por el tiempo de retención (tR) de cada uno de ellos; el primer pico con un tiempo de retención de 2,0 min que corresponde a la muestra de agua de San Juan de Ilumán coincide con el tercer pico denominado como desconocidos del estándar de pesticidas con un tiempo de retención de 1,9 min.

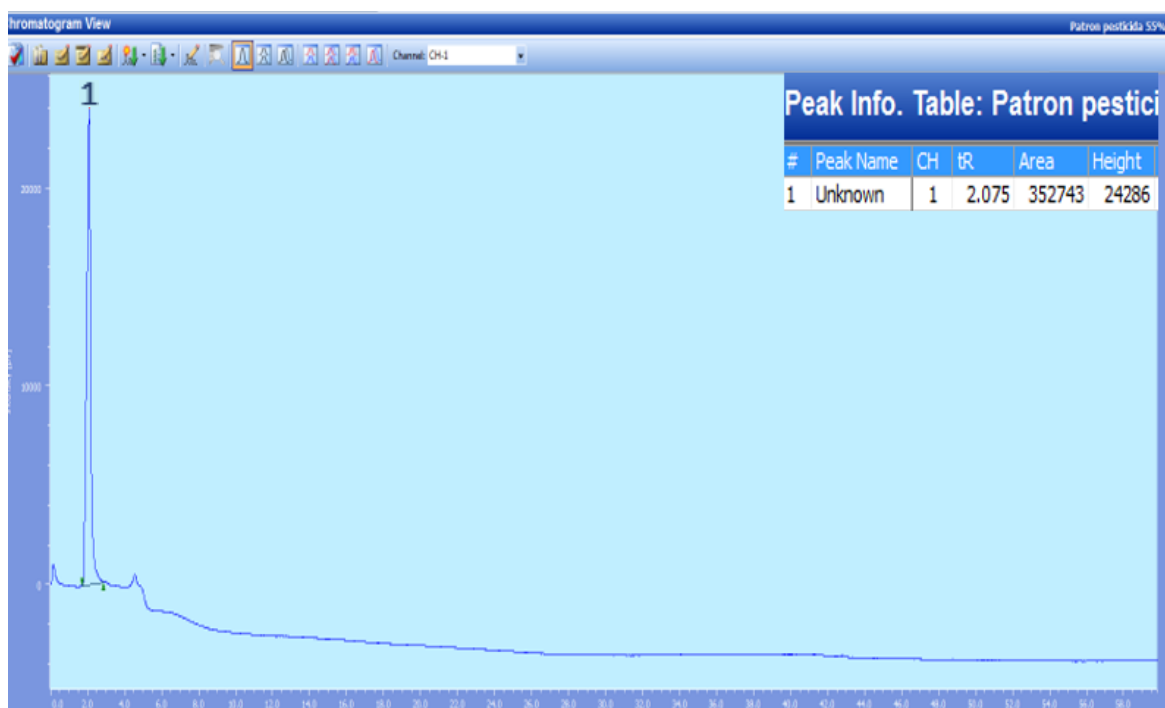


Figura 82. Cromatograma de la muestra de agua de San Roque en la segunda corrida (época lluviosa). Por Sevillano A.K, 2018.

Discusión: Como se puede constatar en la figura 82, en el cromatograma se obtuvo un solo pico con una intensidad de 24.286 μV y un tiempo de retención de 2,1 min; se debe tomar en cuenta que las muestras al ser tomadas en época lluviosa se encuentran más diluidas por ende se va a encontrar menor cantidad de picos que en la época seca.

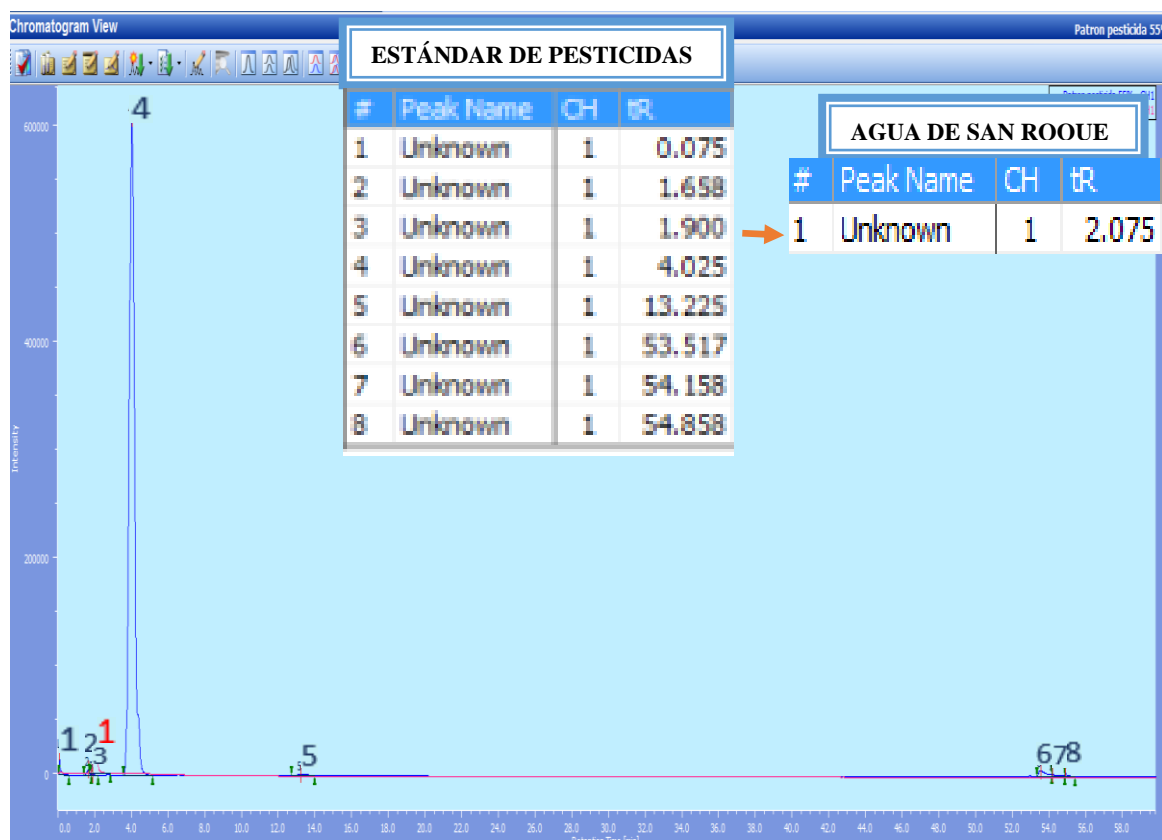


Figura 83. Cromatograma del estándar de pesticidas en la segunda corrida, superpuesto al cromatograma de la muestra de agua de San Roque en la segunda corrida (época lluviosa). Por Sevillano A.K, 2018.

Discusión: Como se puede comprobar en la figura 83, en el cromatograma, los picos están demasiado juntos por ello no se los puede identificar si son pesticidas o no, solo por la superposición de los picos. Pero si se los puede identificar por el tiempo de retención (tR) de cada uno de ellos; el único pico con un tiempo de retención de 2,1 min que corresponde a la muestra de agua de San Roque coincide con el tercer pico denominado como desconocido del estándar de pesticidas con un tiempo de retención de 1,9 min.



Figura 84. Cromatograma de la muestra de agua de Andrade Marín en la segunda corrida (época lluviosa). Por Sevillano A.K, 2018.

Discusión: Como se puede verificar en la figura 84, en el cromatograma se obtuvo un sólo pico con una intensidad de 13.360 μV y un tiempo de retención de 2.1 min; se debe tomar en cuenta que las muestras al ser tomadas en época lluviosa están más diluidas por ende se va a encontrar menor cantidad de picos que en la época seca.

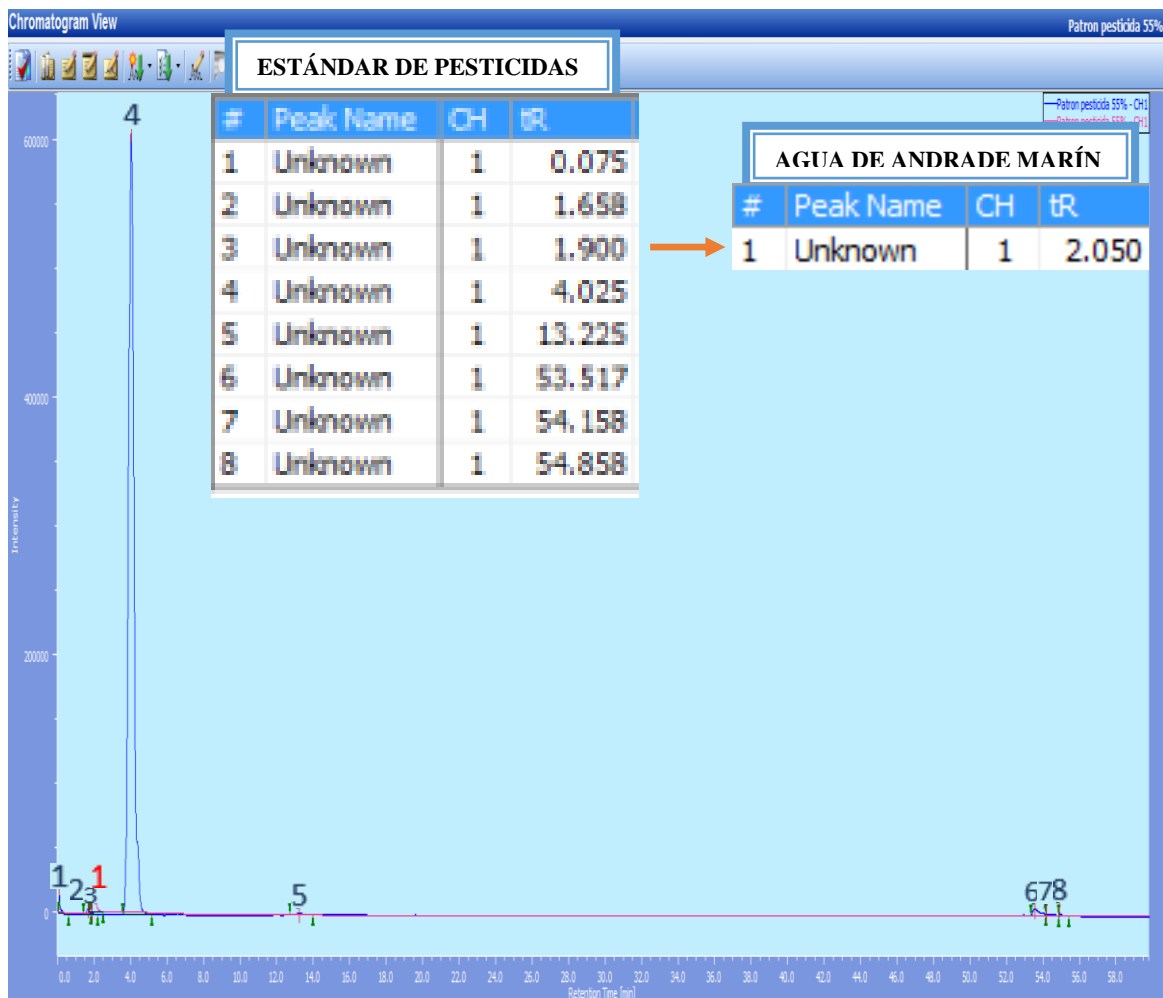


Figura 85. Cromatograma del estándar de pesticidas en la segunda corrida, superpuesto al cromatograma de la muestra de agua de Andrade Marín en la segunda corrida (época lluviosa). Por Sevillano A.K, 2018.

Discusión: Como se puede percatar en la figura 85, en el cromatograma los picos están demasiado juntos por ello no se los puede identificar si son pesticidas, solo por la superposición de los picos. Pero si se los puede identificar por el tiempo de retención (tR) de cada uno de ellos; el único pico con un tiempo de retención de 2,1 min que corresponde a la muestra de agua de Andrade Marín coincide con el tercer pico denominado como desconocido del estándar de pesticidas con un tiempo de retención de 1,9 min.

6.2.3 Tratamiento del agua

6.2.3.1 Análisis de protozoarios muestras filtradas

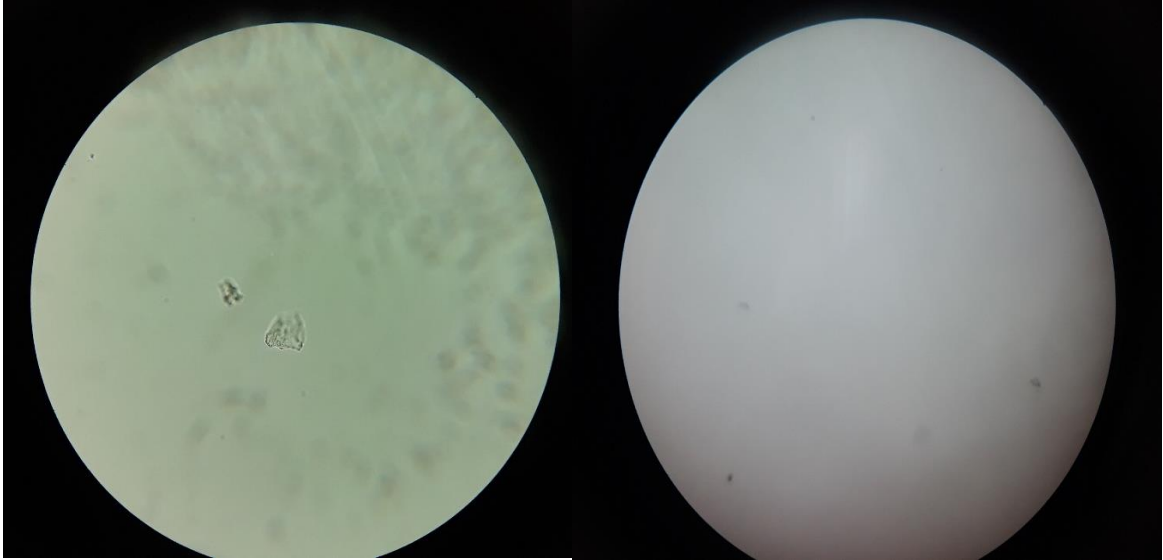


Figura 86. Análisis de protozoarios de la muestra de agua de Otavalo filtrada en época lluviosa. Por Sevillano A.K, 2018.

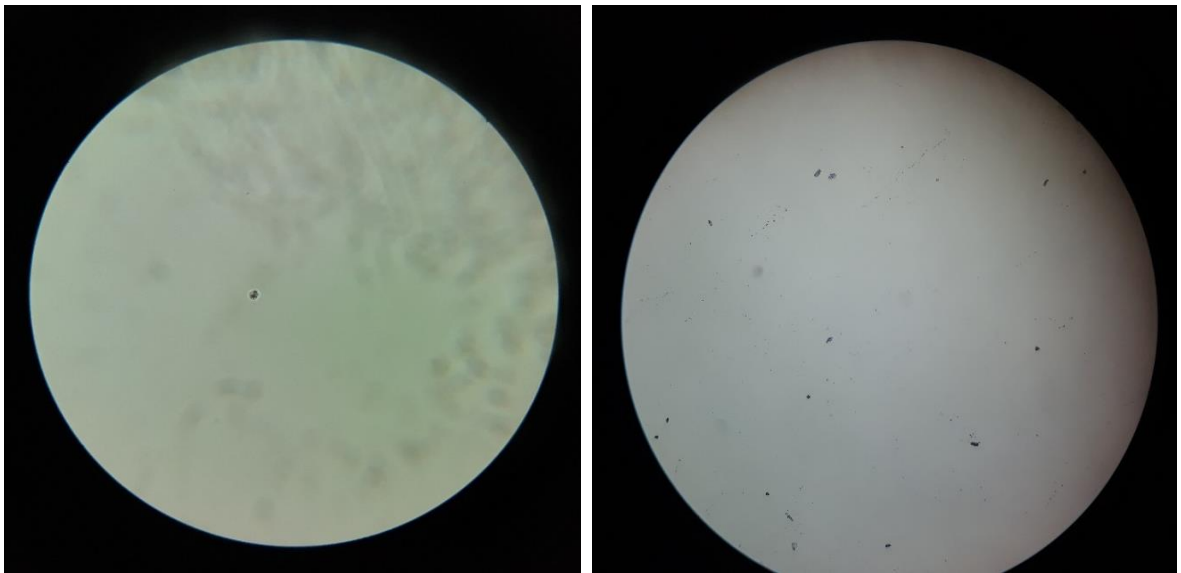


Figura 87. Análisis de protozoarios de la muestra de agua de San Juan de Ilumán filtrada en época lluviosa. Por Sevillano A.K, 2018.

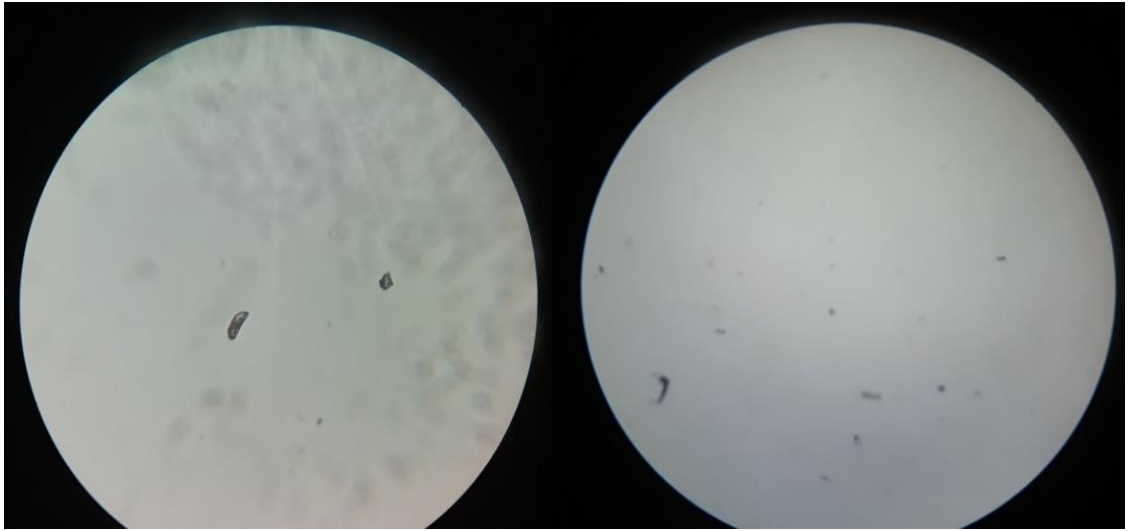


Figura 88. Análisis de protozoarios de la muestra de agua de San Roque filtrada en época lluviosa. Por Sevillano A.K, 2018.

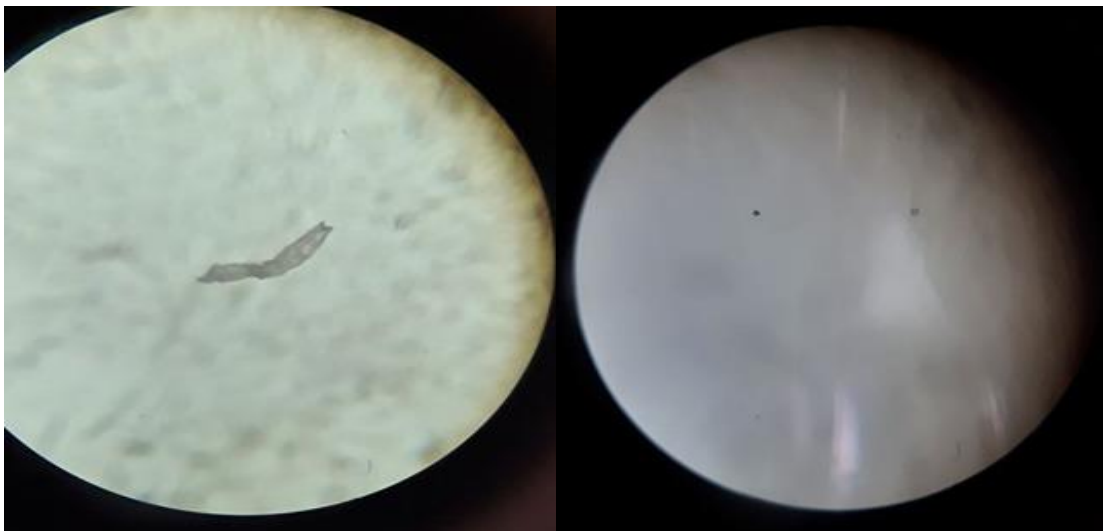


Figura 89. Análisis de protozoarios de la muestra de agua de Andrade Marín filtrada en época lluviosa. Por Sevillano A.K, 2018.

Las muestras de agua de la acequia “La Victoria” en los cuatro puntos de estudio luego de ser pasadas por el filtro no presentan ningún tipo de protozoarios, es decir el agua es de mejor calidad después de pasar con un flujo lento por el carbón activado y la zeolita. Sin embargo, en las placas del microscopio se puede observar que quedan restos de alguna sustancia las cuales pueden ser zeolita y carbón activado.

6.2.3.2 Análisis de pesticidas muestras filtradas

En los cuatro puntos de muestreo, Otavalo, San Juan de Ilumán, San Roque y Andrade Marín se obtuvieron los mismos resultados en cuanto a las muestras de agua después de ser tratadas mediante el proceso del filtrado. Todos los cromatogramas de las muestras ya no reportan ningún pico por lo que se asume que el agua está libre de contaminación de pesticidas. Sin embargo, se superpusieron los cromatogramas de las muestras de agua con el estándar de pesticidas y se ve claramente las muestras de agua como una línea recta sin picos, en comparación con el cromatograma del estándar de pesticidas. A continuación, se añade un ejemplo del punto de muestreo de Otavalo para poder observar lo anteriormente mencionado.

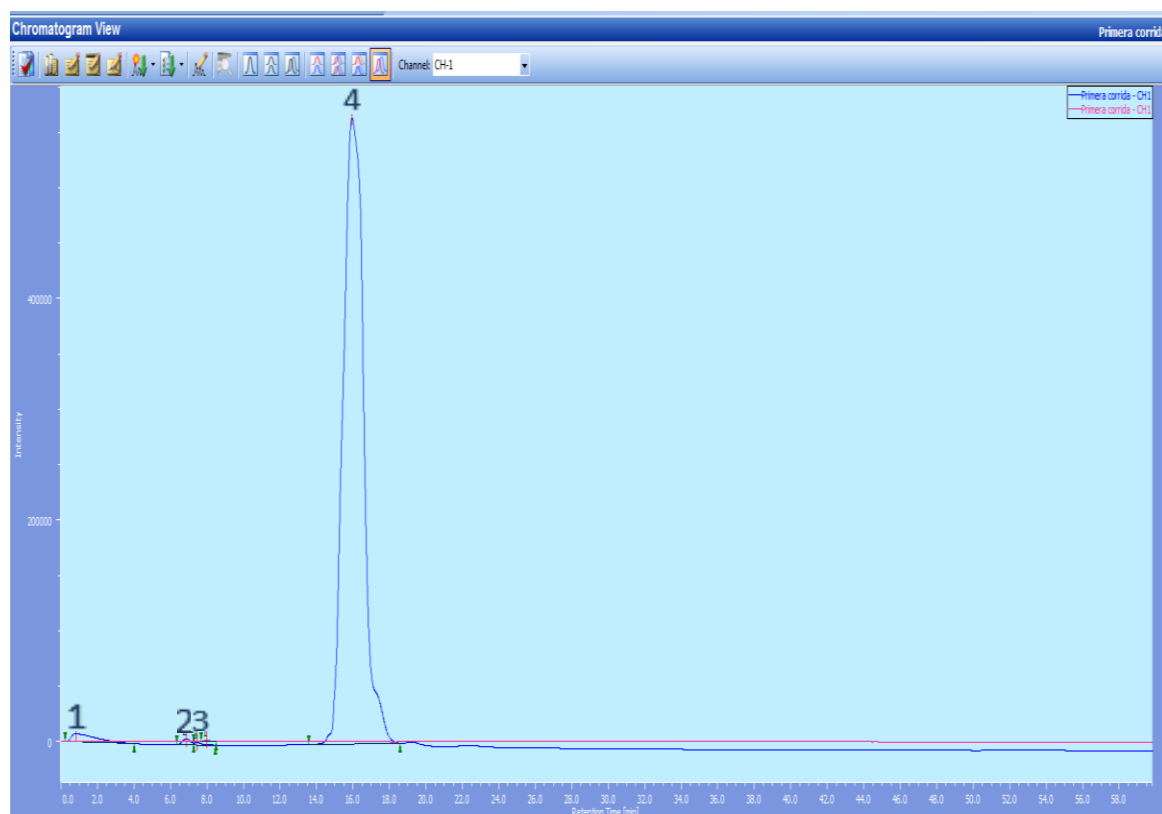


Figura 90. Cromatograma del estándar de pesticidas en la primera corrida, superpuesto al cromatograma de la muestra de agua de Otavalo filtrada en la primera corrida (época lluviosa). Por Sevillano A.K, 2018.

Discusión: Como se puede apreciar en la figura 90, en el cromatograma, los picos de color azul pertenecen al estándar de pesticidas y la línea roja representa la muestra de agua de Otavalo filtrada. Se puede apreciar también que la muestra de agua de Otavalo filtrada en

comparación al estándar de pesticidas es casi una línea recta. Es decir, ya no se reporta ninguna presencia de pesticidas en esta muestra de agua.

6.3 Socialización

La socialización del proyecto se realizó en la sala de capacitaciones de la Escuela de Ciencias Agrícolas y Ambientales de la PUCESI, a la misma que asistieron el asesor del proyecto, lectores del proyecto, estudiantes de la ECAA y personas interesadas en el proyecto como presidentes de la junta de aguas de González Suarez y San Pablo del Lago. Dando un total de 13 personas que asistieron a la socialización.

Los resultados de cada uno de los análisis fueron expuestos tanto en la época seca como en época lluviosa y además se propuso una alternativa para la remediación del agua de la Acequia La Victoria.

6.3.1 Resultados obtenidos de las encuestas realizadas

1. ¿Considera usted que la sala donde se desarrolló este evento brindó las comodidades necesarias?

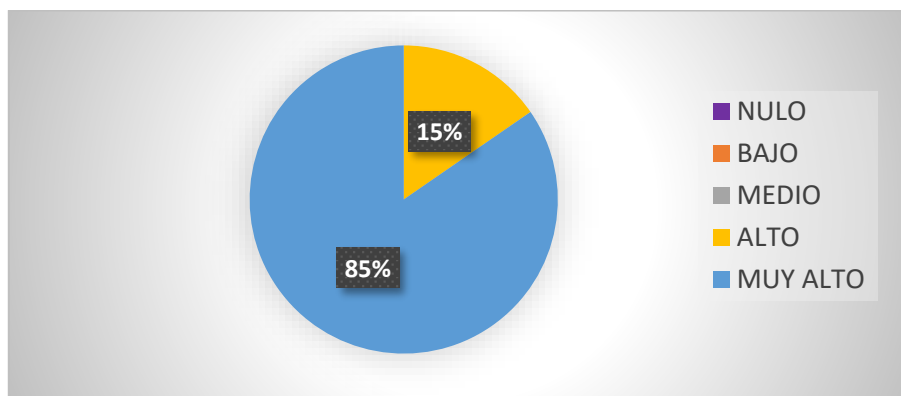


Figura 91. Resultados obtenidos en la pregunta 1 de la encuesta realizada en la socialización. Por Sevillano A.K, 2018.

2. ¿Considera usted que el material audiovisual utilizado en la presentación fue adecuado?

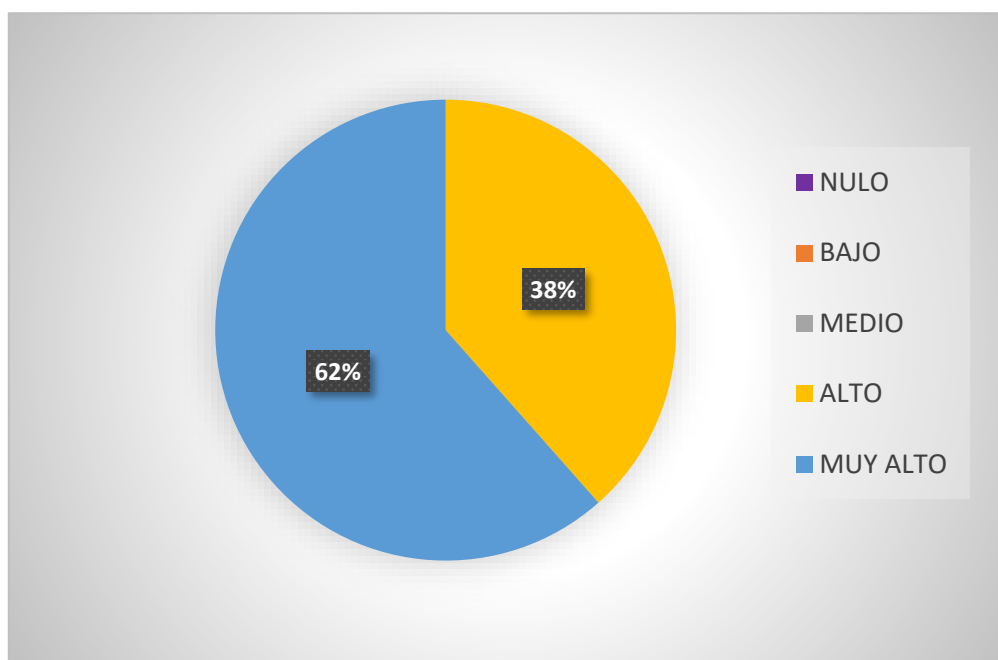


Figura 92. Resultados obtenidos en la pregunta 2 de la encuesta realizada en la socialización. Por Sevillano A.K, 2018.

3. ¿Considera usted que el expositor mostró dominio del tema?

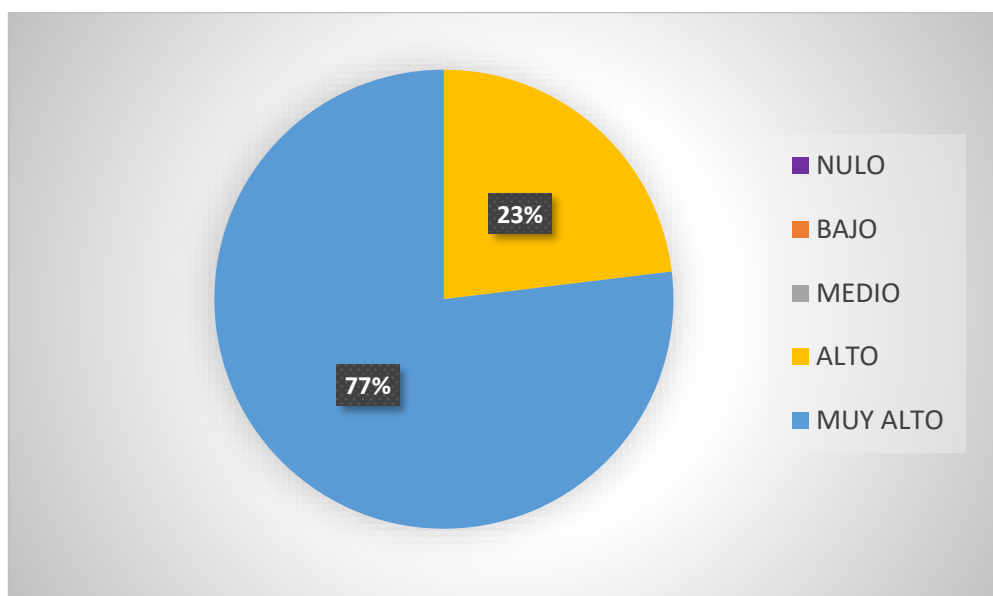


Figura 93. Resultados obtenidos en la pregunta 3 de la encuesta realizada en la socialización. Por Sevillano A.K, 2018.

4. ¿Estima usted que el manejo del auditorio por parte del expositor fue adecuado?

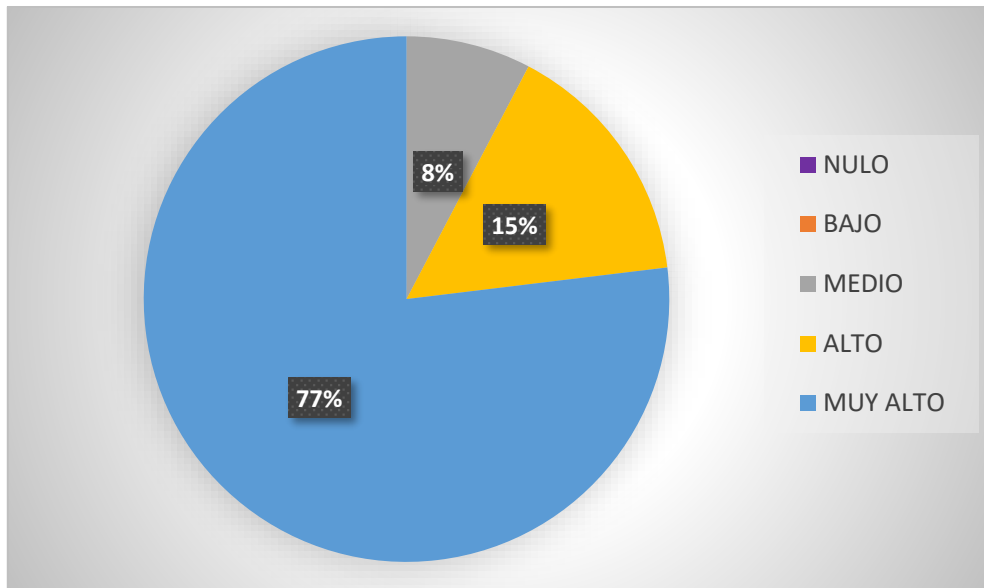


Figura 94. Resultados obtenidos en la pregunta 4 de la encuesta realizada en la socialización. Por Sevillano A.K, 2018.

5. ¿Considera usted que el expositor demostró facilidad de expresión?

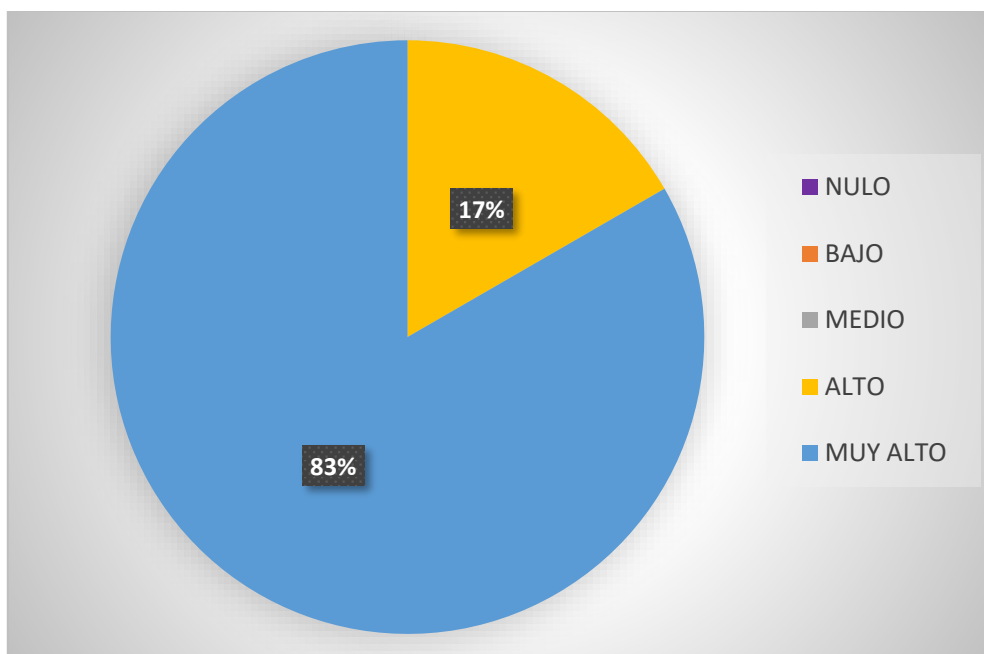


Figura 95. Resultados obtenidos en la pregunta 5 de la encuesta realizada en la socialización. Por Sevillano A.K, 2018.

6. ¿Considera usted que el tema investigado posee relevancia para algún actor y/o sector de la sociedad?

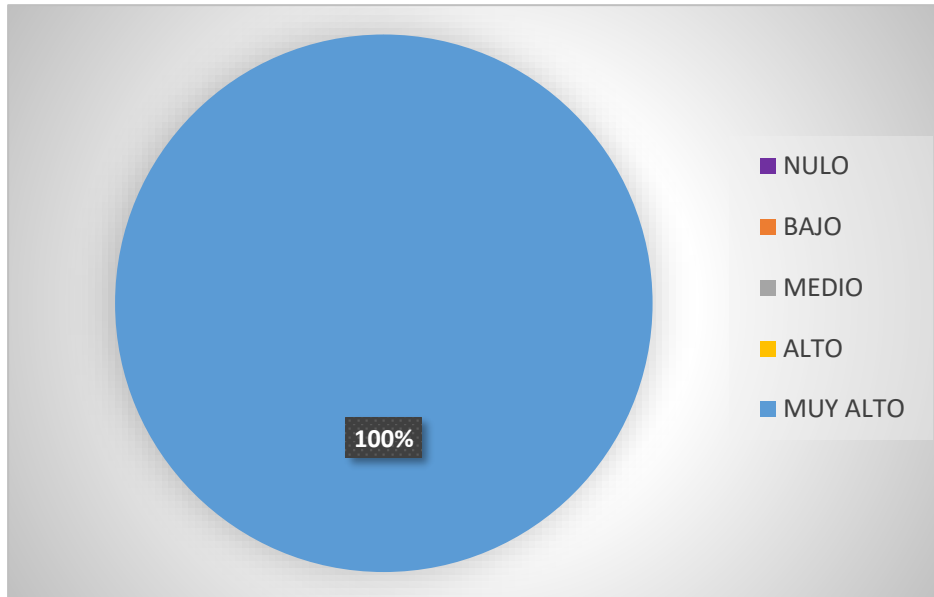


Figura 96. Resultados obtenidos en la pregunta 6 de la encuesta realizada en la socialización. Por Sevillano A.K, 2018.

7. ¿Considera usted que esta investigación posee perspectivas para estudios complementarios posteriores?

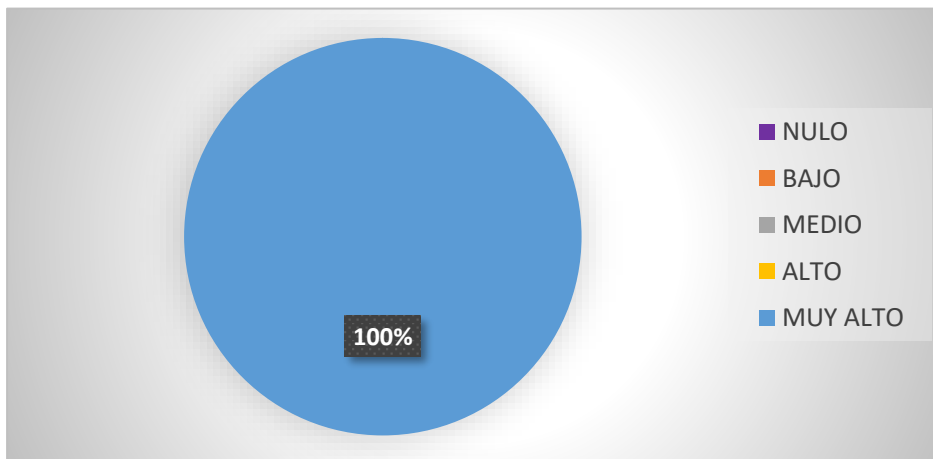


Figura 97. Resultados obtenidos en la pregunta 7 de la encuesta realizada en la socialización. Por Sevillano A.K, 2018.

8. ¿Considera usted que el tema investigado genera actualmente o a futuro un beneficio concreto para alguna organización, empresa pública o privada, comunidad o institución?

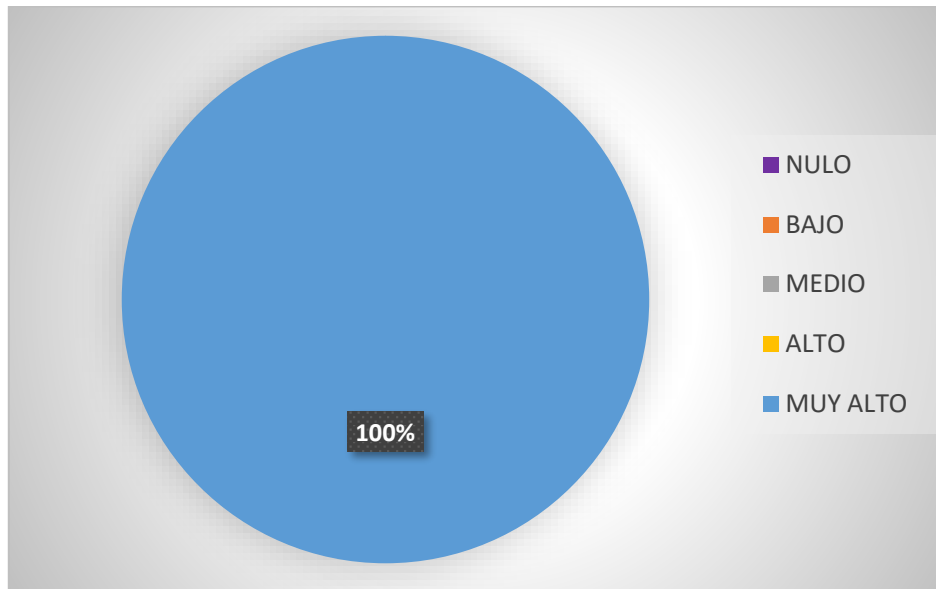


Figura 98. Resultados obtenidos en la pregunta 8 de la encuesta realizada en la socialización. Por Sevillano A.K, 2018.

9. ¿En función de los objetivos planteados expuestos en la investigación, considera usted que éstos se cumplieron?

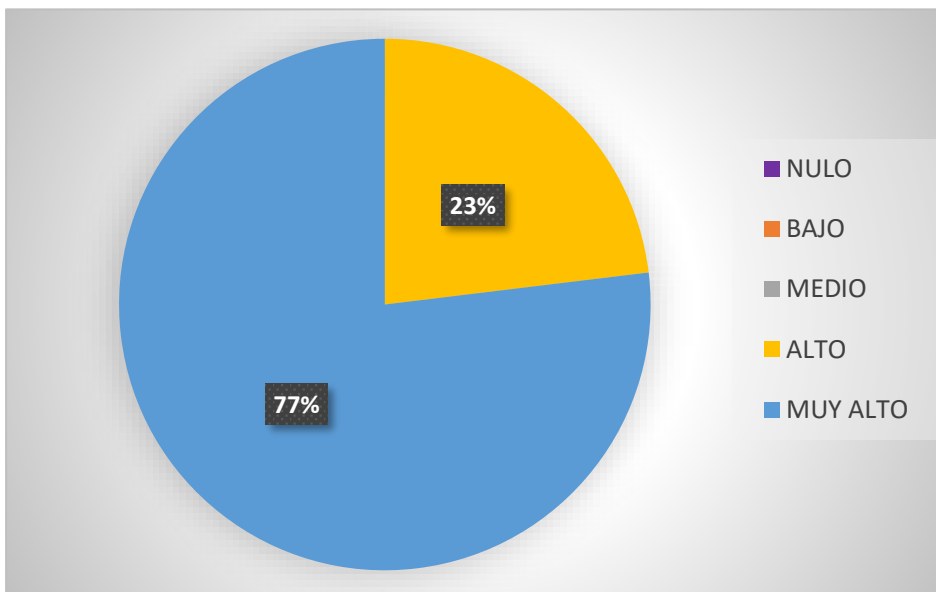


Figura 99. Resultados obtenidos en la pregunta 9 de la encuesta realizada en la socialización. Por Sevillano A.K, 2018.

7. CONCLUSIONES

- En los análisis químicos del agua de riego de la acequia “La Victoria” los parámetros de amonio, demanda biológica de oxígeno y demanda química de oxígeno sobrepasan los niveles máximos permisibles según la Reforma del Texto Unificado de Legislación Secundaria del Ministerio del Ambiente en el libro VI, del registro oficial N° 387, Acuerdo Ministerial 097A; mientras que los parámetros de fosfatos, sulfatos, nitritos y nitratos se encuentra dentro de los límites permisibles según el Acuerdo Ministerial.
- De acuerdo con los análisis microbiológicos del agua de riego de la acequia “La Victoria” los coliformes fecales se encuentran sobre los límites máximos permisibles según la Reforma del Texto Unificado de Legislación Secundaria del Ministerio del Ambiente en el libro VI, del registro oficial N° 387, Acuerdo Ministerial 097A en los puntos de Otavalo, San Juan de Ilumán y San Roque; mientras que en el punto de Andrade Marín los coliformes fecales se encuentran dentro de los límites permisibles.
- El estado actual del agua de la acequia “la Victoria” basado en los análisis de macroinvertebrados refleja una deficiente calidad ya que la mayoría de las familias que se encontraron resisten, crecen y abundan en aguas en proceso de contaminación.
- En los análisis de protozoarios en época seca se pudo identificar nueve Phylum (Paramecio, Holophrya, Nemátodo, Rotíferos, Euglena, Platelmitos, Oligoquetos). Los protozoarios son de transmisión de enfermedades denominadas hídricas y esta forma es la más frecuente en que se pueden propagar estos agentes patógenos causantes de problemas gastrointestinales afectando principalmente a niños y adultos mayores.
- En los análisis de pesticidas en época seca con la técnica de 15% acetónitrilo y 85% agua, se puede determinar que la acequia está contaminada con el herbicida Metamitron ($C_{10}H_{10}N_4O$) en los cuatro puntos de muestreo.

- En los análisis de pesticidas en época seca con la técnica de 55% acetonitrilo y 45% agua, se puede determinar que la acequia está contaminada por pesticidas que no se los pudo identificar debido a que los cromatogramas para identificarlos solo toman en cuenta pesticidas con intensidades muy altas y estos pesticidas encontrados reportan intensidades bajas. Con esta técnica, se obtuvo mayor cantidad de picos en los cromatogramas debido a que, con 55% de acetonitrilo existe mayor migración diferencial, es decir los solventes empleados como fase móvil, separan más los pesticidas y con tiempos de retención diferentes.
- En los análisis de protozoarios en época lluviosa se pudo identificar las mismas familias que en la época seca, con la diferencia de que en cada punto de muestreo se obtuvo menor cantidad de representantes de cada familia, esto se debe a que las muestras están más diluidas.
- En los análisis de pesticidas en época lluviosa con la técnica de 15% acetonitrilo y 85% agua se obtuvo menor cantidad de picos en todas las muestras debido a que las muestras se encuentran más diluidas que en la época seca, sin embargo, se pudo determinar que la acequia está contaminada en los cuatro puntos de muestreo por pesticidas no identificados. Mientras que en los puntos de Otavalo y San Juan de Ilumán se pudo identificar que el pesticida que está afectando a estas zonas es el Metamitron ($C_{10}H_{10}N_4O$).
- En los análisis de pesticidas en época lluviosa con la técnica de 55% acetonitrilo y 45% agua, se pudo determinar que la acequia está contaminada en los cuatro puntos de muestreo por pesticidas no identificados.
- Todas las muestras de agua después de ser pasadas por el filtro no presentan ningún tipo de protozoario anteriormente encontrados y los picos de los pesticidas se reducen totalmente en cuanto a cantidad e intensidad debido al poder de absorción de la arena y el carbón activado.
- Se propone un tratamiento de agua para mejorar la calidad de agua de riego de la Acequia, el mismo que consta en implementar un sistema de filtración a base de tres celdas, la primera celda tendrá carbón activado, la segunda arena gruesa y la tercera arena fina; una vez que el agua haga el recorrido por las tres celdas se obtendrá agua de mejor calidad que cumpla con los límites máximos

permisibles según la Reforma del Texto Unificado de Legislación Secundaria del Ministerio del Ambiente en el libro VI, del registro oficial N° 387, Acuerdo Ministerial 097A.

8. RECOMENDACIONES

- Implementar en la Acequia “La Victoria” el sistema de tratamiento in situ que se propone en este proyecto utilizando la metodología mencionada para mejorar la calidad de agua de riego de la Acequia.
- Realizar un estudio de factibilidad para la aplicación del sistema de tratamiento de agua en la Acequia.

9. BIBLIOGRAFÍA

- Aceldo Aguinaga , A. E., y Lomas Córdova, C. E. (2017). *Propuesta de un sistema de tratamiento para mejorar la calidad de agua de riego de la acequia la victoria ubicada en el cantón antonio ante* (tesis pregrado). Pontificia Universidad Católica del Ecuador, Ibarra, Ecuador.
- Acosta, A., y Matínez , E. (2010). *El agua, un derecho humano fundamental*. Quito, Ecuador: Abya Yala.
- AGROCALIDAD. (2015). Instructivo "para la toma de muestras de agua". *Muestreo de aguas de Laboratorios por agrocalidad*. Recuperado de": <http://www.agrocalidad.gob.ec/wpcontent/uploads/pdf/laboratorios/suelos-foliares-aguas/instructivo-muestreo-aguas-laboratorios-agrocalidad.pdf>
- Alba Tercedor , y Sánchez Ortega. (1988). *Un método rápido y simple para evaluar la calidad biológica de las aguas corrientes basado en el de Hellawell (1978)*. España: Limnetica.
- Alba Tercedor, J. (1996). *Macroinvertebrados acuáticos y calidad de las aguas de los ríos*. (tesis doctorado) Universidad de Granada, Granada, España.
- AOAC. (2009). Recuento de E. Coli. *3M Petrifilm Guía de Interpretación*. Obtenido de Placas Petrifilm para el Recuento de E. coli/Coliformes: http://jornades.uab.cat/workshopmrama/sites/jornades.uab.cat/workshopmrama/files/Petrifilm_guias.pdf
- Arce Velázquez., A. L., Calderón Mólgora, C., y Tomasini Ortíz, A. C. (2009). *Serie autodidáctica de medición de la calidad del agua*. Comisión Nacional del Agua, CNA e Instituto Mexicano de Tecnología del Agua, IMTA.
- Arcos Pulido, M. d., Ávila de Navia, S. L., Estupiñán Torres, S. M., y Gómez Prieto, A. C. (2005). *Indicadores microbiológicos de contaminación de las fuentes de agua*. Nova.
- Barraque. (1979). *Tratamiento de las aguas de consumo*. Manual técnico del agua. Degremont.

- Benavides Lozano, A., y Ramírez Guerrero, T. E. (2016). *Desarrollo de un prototipo de un sistema automático de recolección y reciclaje de aguas grises*(Tesis pregrado). Colombia.
- Bueno, S. (2007). *Gestión integral en obras hidráulicas. Rentabilidad y calidad en la conducción de agua*. Revista de Arquitectura e Ingeniería.
- Calatayud Giner, S. (1993). *El regadío ante la expansión agraria valenciana: cambios en el uso y control del agua (1800-1916)*(**). Valencia: Agricultura y Sociedad.
- Carbotecnia. (2004). El carbón activado en el tratamiento de aguas residuales. Artículo Mexicano. *Gestion de Aguas y Residuos*.
- Castellanos Cruz, M., Peralta Reyes, E., Cordero Sánchez, M. E., Zárate López, L., Mentado Morales, J., Martínez Villa, G., y Regalado Méndez, A. (2016). *Degradación electroquímica del herbicida metamitrona*. Jalisco, Mexico.
- Cifuentes, E., Blumenthal, U., Ruiz, G., Bennett, S., y Peasey, A. (1994). *Escenario epidemiológico del uso agrícola del agua residual: El Valle del Mezquital, México*. Salud pública de México.
- Cisneros, F., Galarza, L., y Sáenz, M. (2008). *Agua y Energía: Actualidad y futuro*. Ecuador: Strategies topics serie.
- Cordero Ledergerber, P. A. (2015). *Calidad del agua para los ríos alto andinos, mediante indicadores biológicos*. Quito.
- Cortés A, S., Alerte, V., Díaz T, J., Vollaire Z, J., Espinoza M, M. E., Solari G, V., y Torres H, M. (2012). Brotes de enfermedades transmitidas por alimentos y agua en la Region Metropolitana, Chile. *Revista chilena de infectología*, 26-31. Obtenido de Revista chilena de infectología: http://www.scielo.cl/scielo.php?pid=S0716-10182012000100004&script=sci_arttext
- Crespo, C. (2013). *Informe técnico de muestreo para macroinvertebrados en la quebrada de chaullayacu*. Cuenca: EDEC-EP.
- Crites , R., y Tchobanoglous, G. (2000). *Tratamiento de aguas residuales en pequeñas poblaciones* . Colombia.

- Dominguez Garcia. (1950). *Acequias de riego*. Madrid: Ministerio de Agricultura.
- Eling, H., y Sánchez, M. (2000). VI. Presas, canales y cajas de agua: la tecnología. Mexico. *Revista Antologia sobre los pequeños riegos*. Jacinta Palerm Viqueira y Tomás Martínez Saldaña .
- FAO. (2002). *Agua y Cultivos*. Roma: Departamento de Desarrollo Sostenible.
- Galárraga-Sánchez, R. H. (2000). *Informe nacional sobre la gestión del agua en el Ecuador*. Quito: Global Water Partnership.
- García de Marina Bayo, A., y Yusá Marco, D. J. (2008). *HPLC fundamental*. Valencia: UPV.
- Gerben Gerbrandy, P. H. (1998). *Aguas y acequias: los derechos al agua y la gestión campesina de riego en los Andes Bolivianos*. Bolivia: Plurar Editores.
- Gerena Barreto, J. D., y Mora Gómez, M. V. (2017). *Evaluación de parametros fisicoquímicos en agua lluvia de escorrentia en tres puntos con tipos de suelo industrial, residencial y vehicular en bogotá con proyección a sistemas urbanos de drenaje sostenible*. Bogota: Universidad Santo Tomás de Aquino.
- Gray Rey, M. S. (2010). *La escasez de Agua en el mundo y la importancia del Acuífero Guarani para Sudamerica: Relación abundancia-escasez*. Recuperado el 02 de 12 de 2017, de CAEI: <http://hemeroteca.unicesar.edu.co/IMG/pdf/t-620-ie-239-ano-2016.pdf>
- Hernández , A. A., y Hansen , A. (2011). *Uso de plaguicidas en dos zonas agrícolas de méxico y evaluación de la contaminación de agua y sedimentos*. Revista internacional de contaminación ambiental.
- Hunt, R. (1997). vi. *Sistemas de riego por canales: tamaño del sistema y estructura de la autoridad*.
- IDEAM. (2009). *Procedimiento para el muestreo de aguas y sedimentos para determinación de metales*. Colombia.
- Instituto Politécnico Nacional. (2016). *Cromatógrafo de Líquidos de Alta Resolución*. Mexico : SEP.

- Isaac Márquez, A. P., Lezama Dávila, C. M., Ku-Pech, P. P., y Tamay Segovia, P. (1994). *Calidad sanitaria de los suministros de agua para consumo humano en Campeche*. Salud pública de México.
- Knapp, G. (1992). *Riesgo precolonial y tradición en la sierra norte del Ecuador*.
- Lenis Carvajal, J. D. (14 de Agosto de 2015). *Presencia de Nitrito, Nitrato y Amonio en el agua*. Obtenido de Presencia de Nitrito, Nitrato y Amonio en el agua: https://prezi.com/x_ug6d7hqz4r/presencia-de-nitrito-nitrato-y-amonio-en-el-agua/
- LENNTECH. (2018). *Nitratos y nitritos*. Obtenido de Nitratos y nitritos: <https://www.lenntech.es/nitratos-y-nitritos.htm>
- Lura, M., Beltramino, D., Abramovich, B., Carrera, E., Haye, M., y Contini, L. (2002). *El agua subterránea como agente transmisor de protozoos intestinales*. Revista chilena de pediatría.
- MACHEREY-NAGEL. (2017). *Analysis of Pesticides*. Germany. Libro de columnas para cromatografía líquida de alta resolución. Recuperado de: <http://www.mn-net.com/DesktopModules/TabID/8263/default.aspx>
- MINAGRI. (2011). *Protocolo de monitoreo de la calidad de los recursos hídricos*. Peru: Autoridad Nacional del Agua – DGCRH.
- Ministerio de Agricultura, Ganadería, Acuacultura y Pesca . (2011). *Plan nacional de riego y drenaje*. Subsecretaría de riego y drenaje .
- Nakamura, Y. (2000). *Estudio económico de distintos tipos de conducción de agua*. Ovalle: Instituto de Investigaciones Agropecuarias (Chile). Centro Regional de Investigación Intihuasi (La Serena) .
- Naranjo López, C., González Lazo, D. D., Garcés González, G., Brandimarte, A. L., Muñoz Riveaux, S., y Musle Cordero, Y. (2005). *Una metodología rápida y de fácil aplicación para la evaluación de la calidad del agua utilizando el índice BMWP-Cub para ríos cubanos*. Tecnura.

- Navarro Carrascal, O. E. (2011). *Representación social del agua y de sus usos*. Obtenido de Psicología desde el caribe: <http://rcientificas.uninorte.edu.co/index.php/psicologia/article/viewFile/1785/9389>
- Ongley, E. (1997). *Lucha contra la contaminación agrícola de los recursos hídricos*.
- Palma, A. (2013). *Guía para la identificación de invertebrados acuáticos* (Primera ed.). Chile.
- PDOT. (2011). *Plan de ordenamiento territorial del cantón antonio ante*. Atuntaqui.
- Peres, F., Costa Moreira, J., Meneses Rodrigues, K., Lerner, R., y Claudio, L. (2007). *El uso de pesticidas en la agricultura y la salud del trabajador rural en Brasil*. Revista Ciencia y Trabajo.
- Pérez Garrido, C., León Rodríguez, F. M., y Delgadillo García, G. R. (2013). *Tratamiento de aguas*. Mexico.
- Petrifilm. (2009). *Guías de interpretación*. Artículos de Madrid: 3M.
- Prieto Benavides, O. O. (2013). *Acciones antropogénicas en el área de influencia norte de la Represa BABA y su impacto en la calidad del agua. Año 2012. Plan de acción ambiental*. Quevedo: UTEQ.
- QuimiNet. (19 de Enero de 2012). *La aplicación de la zeolita en la filtración de agua*. Obtenido de La aplicación de la zeolita en la filtración de agua: <https://www.quiminet.com/articulos/la-aplicacion-de-la-zeolita-en-la-filtracion-de-agua-2667764.htm>
- Registro oficial 387. (2015). *Acuerdo Ministerial 097_A*. Quito: Ministerio del Ambiente.
- Reupert, R., y Plöger, E. (2017). *MACHEREY-NAGEL Homepage*. Obtenido de MACHEREY-NAGEL Homepage: <http://www.mn-net.com/DesktopModules/TabID/8263/default.aspx>
- Roldán Pérez, G. (1999). *Los macroinvertebrados y su valor como indicadores de la calidad de agua*. Colombia . Obtenido de Academia colombiana de ciencia: <https://s3.amazonaws.com/academia.edu.documents/30389621/375-387.pdf?AWSAccessKeyId=AKIAIWOWYYGZ2Y53UL3A&Expires=151294136>

1&Signature=J%2FnFLH4LET5ReEljC3tmnQV3Hgg%3D&response-content-disposition=inline%3B%20filename%3DLos_macroinvertebrados_y_su_valor_co

Ronco, A., Diaz Baez , M. C., y Pica Granados , Y. (2002). *Monitoreo ambiental*. Informe Argentino.

Rosero, D., y Fossati, O. (2009). *Comparación entre dos índices bióticos para conocer la calidad del agua en ríos del páramo de Papallacta*. Papallacta: FONAG y IRD.

Siebe, C. (1994). *Acumulación y disponibilidad de metales pesados en suelos regados con aguas residuales en el distrito de riego 03, Tula, Hidalgo, México*. Revista internacional de contaminación ambiental.

Solarte, Y., Peña, M., y Madera, C. (2006). *Transmisión de protozoarios patógenos a través del agua para consumo humano*. Colombia.

Spectroquant . (2017). *Test Nitritos, Test Nitratos, Test Amonio, Test Sulfatos, Test Fosfatos, Test COD HR*. Obtenido de <https://www.merckmillipore.com>.

Stoner, T., y Usinger, R. (1991). *Zoología general* (Tercera ed.). (A. Prevosti, Trad.) Barcelona: OMEGA.

Torres, P., Cruz, C. H., y Patiño, P. J. (2009). *Índices de calidad de agua en fuentes superficiales utilizadas en la producción de agua para consumo humano: Una revisión crítica*. Revista Ingenierías Universidad de Medellín.

Universidad Nacional Autónoma de México. (2007). *Técnicas Cromatográficas (tesis pregrado)*. México.

Urgilés Vargas, E. P. (2016). *Influencia de la calidad del agua de riego en la calidad de la producción de alimentos y su efecto sobre la salud de los beneficiarios del sistema de riego Pilzhum-Luis Cordero en la provincia del Cañar*. Cuenca: Master's thesis.

Vargas, O., Herrera, O., Marin, C., y Borges, T. (1999). *la contaminación ambiental por el uso excesivo de fertilizantes nitrogenados en el cultivo del tomate*. Scientia gerundensis.

Velp Científica. (2007). *BOD Sensor System* . Obtenido de Manuale BOD: <https://www.velp.com>

Yanggen, D., Crissman, C., y Espinosa, P. (2003). *Los plaguicidas: impactos en producción, salud y medio ambiente en Carchi, Ecuador*. Carchi: Abya Yala.

10. ANEXOS



Anexo 1. Fotografías de la identificación de la zona de estudio. Por Sevillano A.K, 2018.



Anexo 2. Fotografías de los análisis realizados in situ. Por Sevillano A.K, 2018.



Anexo 3. Fotografías de los análisis realizados en los laboratorios de la PUCESI. Por Sevillano A.K, 2018.



Anexo 4. Socialización de los resultados obtenidos. Por Sevillano A.K, 2018.



Pontificia Universidad
Católica del Ecuador

ESCUELA CIENCIAS AGRÍCOLAS Y AMBIENTALES
ÁREA DE VINCULACIÓN CON LA COMUNIDAD

LISTA DE ASISTENCIA A SOCIALIZACIÓN DE INVESTIGACIÓN

NOMBRE DEL EXPOSITOR: Aracelly Katherine Scullona
CARRERA: Ingeniería en Ciencias Ambientales y Eco-desarrollo
FECHA: 03 de Agosto del 2018

NOMBRE ASISTENTE	NÚMERO DE CÉDULA	INSTITUCIÓN A LA QUE REPRESENTA	FIRMA
Patricia Castro	1002336384-9	San Pablo	[Firma]
Ramiro Guzmán	100160392-5	Junta Administrativa de Iglesia Católica	[Firma]
Abión Solís	100234275-3	Delegado de YACHAY	[Firma]
ESTERITA ORTIZ	1003359369	PUCE	[Firma]
Cristian Quispe	0402049052	PUCESI	[Firma]
Karen Romo	100301065-7	PUCE-SI	[Firma]
Rubén del Toro	175754447-1	PUCE-SI	[Firma]
Gabriel Minda	1715946891	PUCE-SI	[Firma]
Anderson Muñoz	0401858881	PUCE-SI	[Firma]
César Zuleta	1001037546	PUCE-SI	[Firma]
Ruth Tenorio	085026423-5	PUCE-SI	Ruth RH Tenorio
Nicole Loza	100328374-6	PUCE-SI	[Firma]
Jhoanna Peña	100458410-6	PUCE-SI	[Firma]

Anexo 6. Lista de asistencia a socialización de investigación. Por Vinculación de la Ecaa