

ESCUELA POLITÉCNICA NACIONAL

FACULTAD DE INGENIERÍA CIVIL Y AMBIENTAL

**ESTUDIO DE LAS CARACTERÍSTICAS
COAGULANTES/FLOCULANTES DE POLÍMEROS ORGÁNICOS
NATURALES, EXTRAÍDOS DE MATERIALES DE DESECHO
ALIMENTICIO, PARA LA POTABILIZACIÓN DEL AGUA**

**PROYECTO PREVIO A LA OBTENCIÓN DEL TÍTULO DE INGENIERA
AMBIENTAL**

BRENDA BELÉN BUENAÑO BAUTISTA
brenda.buenano@epn.edu.ec

DIRECTORA: ING. MARÍA BELÉN ALDÁS SANDOVAL, MSc.
maria.aldas@epn.edu.ec

Quito, junio 2017

DECLARACIÓN

Yo Brenda Belén Buenaño Bautista declaro bajo juramento que el trabajo aquí descrito es de mi autoría; que no ha sido previamente presentado para ningún grado o calificación profesional; y, que he consultado las referencias bibliográficas que se incluyen en este documento.

La Escuela Politécnica Nacional puede hacer uso de los derechos que le correspondan de este trabajo, según lo establecido en la Ley de Propiedad Intelectual, en su Reglamento y por la Normativa Nacional vigente.

Brenda Belén Buenaño Bautista

CERTIFICACIÓN

Certifico que el presente trabajo fue desarrollado por Brenda Belén Buenaño Bautista, bajo mi supervisión.

ING. MARÍA BELÉN ALDÁS, MSC.
DIRECTORA DEL PROYECTO

AUSPICIO

El presente trabajo de investigación contó con el respaldo financiero del Proyecto de Investigación Semilla PIS 15-20: “Estudio del comportamiento de polímeros orgánicos naturales, extraídos de materiales de desecho, como coagulantes y/o floculantes dentro del proceso de potabilización de agua”, desarrollado en el Laboratorio Docente de Ingeniería Ambiental LDIA, en el Departamento de Ciencia de Alimentos y Biotecnología DECAB, y en el Centro de Investigación y Control Ambiental CICAM de la Escuela Politécnica Nacional.

AGRADECIMIENTOS

Agradezco a todo el equipo de trabajo vinculado al proyecto, por su esfuerzo, conocimiento y dedicación, para que el proyecto sea una realidad.

En especial, a la Ing. María Belén Aldás, MSc por haberme brindado su tiempo, paciencia, respaldo y confianza durante la realización del proyecto, además de un reconocimiento a su energía y esmero para solventar diversas circunstancias inherentes al proyecto.

Un agradecimiento particular a las personas que colaboraron en diferentes etapas del proyecto, a pesar de no haber estado vinculados directamente. A la familia, amigos y profesionales.

A la familia por su infinito amor, comprensión y respaldo, en especial a Susana Saltos, Edgar Buenaño y Patricia Bautista.

A los amigos por su alegría, apoyo y persistencia para que culminara este proyecto, en especial a Luis Jaramillo.

A los profesionales por su conocimiento, colaboración y confianza, en especial al equipo de trabajo de la planta El Placer-EPMAPS, del Laboratorio Docente de Ingeniería Ambiental (LDIA) y del Departamento de Ciencias de Alimentos y Biotecnología (DECAB).

DEDICATORIA

A las personas curiosas e ingeniosas, que la vida les conceda oportunidades de aprender y construir cada vez más.

"It is a miracle that curiosity survives formal education"
"I have no special talent. I am only passionately curious"
Albert Einstein

*"Imagination is more important than knowledge.
For knowledge is limited,
whereas imagination embraces the entire world,
stimulating progress, giving birth to evolution"*
Albert Einstein

ÍNDICE DE CONTENIDO

DECLARACIÓN	II
CERTIFICACIÓN	III
AUSPICIO	IV
AGRADECIMIENTOS	V
DEDICATORIA	VI
ÍNDICE DE CONTENIDO	VII
ÍNDICE DE TABLAS	X
ÍNDICE DE FIGURAS	XIV
RESUMEN	XVII
ABSTRACT	XVIII
PRESENTACIÓN	XIX
CAPÍTULO 1. INTRODUCCIÓN	1
1.1 ANTECEDENTES	1
1.2 JUSTIFICACIÓN	3
1.3 ALCANCE	4
1.4 OBJETIVOS	5
1.4.1 Objetivo General	5
1.4.2 Objetivos Específicos	5
CAPÍTULO 2. MARCO TEÓRICO	7
2.1 POTABILIZACIÓN DEL AGUA	7
2.1.1 Generalidades	7
2.1.2 Coagulación/ floculación	8
2.1.3 Sustancias coagulantes y floculantes	12
2.2 PROBLEMÁTICA DE LA GESTIÓN DE RESIDUOS ALIMENTICIOS	19
2.2.1 Residuo: Cáscara de plátano verde	20
2.2.2 Residuo: Cáscara de naranja	21
2.2.3 Residuo: Semillas de tamarindo	23
2.3 CALIDAD DEL AGUA: CARACTERIZACIÓN Y CRITERIO	24
2.3.1 Caracterización: análisis fisicoquímico y microbiológico del agua	24
2.3.2 Criterio: agua cruda y agua potable	25
2.4 EVALUACIÓN DE ACTIVIDAD COAGULANTE/FLOCULANTE	28
2.4.1 Ensayo de Actividad Coagulante Primaria	28

2.4.2	Ensayo de Prueba de Jarras	28
2.5	CARACTERIZACIÓN Y ANÁLISIS DE LOS LODOS RESIDUALES	30
2.5.1	Cuantificación y Caracterización de lodos residuales.....	30
2.5.2	Ensayos de toxicidad aguda.....	31
	CAPÍTULO 3. METODOLOGÍA.....	32
3.1	EXTRACCIÓN DEL POLÍMERO NATURAL	33
3.1.1	Almidón de la cáscara de plátano verde.....	33
3.1.2	Pectina de la cáscara de naranja	34
3.1.3	Extracto de la semilla de tamarindo.....	34
3.1.4	Caracterización química de los polímeros naturales	35
3.2	EVALUACIÓN DE ACTIVIDAD COAGULANTE/FLOCULANTE.....	36
3.2.1	Muestreo del agua cruda	36
3.2.2	Caracterización fisicoquímica y microbiológica del Agua cruda y clarificada	37
3.2.3	Ensayos de Actividad coagulante Y floculante	38
3.3	EVALUACIÓN TOXICOLÓGICA DE LOS LODOS RESIDUALES	41
3.3.1	Cuantificación y caracterización de los lodos residuales.....	41
3.3.2	Ensayos de toxicidad aguda.....	42
	CAPÍTULO 4. RESULTADOS Y DISCUSIÓN	46
4.1	COAGULANTE Y AYUDANTES DE FLOCULACIÓN.....	46
4.1.1	Extracción de polímeros naturales	46
4.1.2	Caracterización Química de las sustancias coagulantes y ayudantes de floculación	49
4.2	EVALUACIÓN DE LA ACTIVIDAD COAGULANTE Y FLOCULANTE.....	50
4.2.1	Calidad del agua cruda.....	50
4.2.2	Actividad Coagulante Primaria	54
4.2.3	Eficiencia de la Actividad Coagulante.....	55
4.2.4	Eficiencia de la Actividad Floculante	59
4.2.5	Viabilidad del uso de polímeros naturales como ayudantes de floculación	74
4.2.6	Calidad del agua clarificada	77
4.3	EVALUACIÓN TOXICOLÓGICA DE LOS LODOS RESIDUALES	81
4.3.1	Cuantificación y caracterización de los lodos residuales.....	81
4.3.2	Evaluación mediante ensayos de toxicidad aguda	83
	CAPÍTULO 5.....	91
	CONCLUSIONES Y RECOMENDACIONES	91
1.1	CONCLUSIONES	91

5.2 RECOMENDACIONES	95
REFERENCIAS BIBLIOGRÁFICAS	96
ANEXOS	112
ANEXO I. MÉTODOS DE EXTRACCIÓN DE POLÍMEROS NATURALES.....	113
AI.1 Extracción de almidón a partir de cáscaras de plátano verde	113
AI.2 Extracción de pectina a partir de cáscaras de naranja	116
AI.3 Extracción de extracto de la semilla de tamarindo	119
ANEXO II. MÉTODOS PARA LA REALIZACIÓN DE ENSAYOS DE ACTIVIDAD COAGULANTE Y FLOCULANTE	123
AII.1 Muestreo del Agua Cruda.....	123
AII.2 Ensayo de Actividad Coagulante Primaria.....	125
AII.3 Ensayo de Prueba de Jarras	127
ANEXO III. MÉTODOS DE EVALUACIÓN TOXICOLÓGICA DE LOS Lodos Residuales.....	131
AIII.1 Ensayo de toxicidad aguda con <i>Allium cepa L</i>	131
AIII.2 Ensayo de toxicidad aguda con <i>Lactuca sativa L</i>	133
ANEXO IV. RESULTADOS DE LOS ANÁLISIS FÍSICOQUÍMICOS Y MICROBIOLÓGICOS DEL AGUA CRUDA Y CLARIFICADA.....	136
AIV.1 Análisis fisicoquímico y microbiológico del agua cruda	136
IV.2 Análisis fisicoquímico del agua clarificada.....	137
ANEXO V. RESULTADOS DE LOS ENSAYOS DE TOXICIDAD AGUDA.....	140
AV.1 Ensayo de toxicidad aguda con <i>Allium cepa L</i>	140
AV.2 Ensayo de toxicidad aguda con <i>Lactuca sativa L</i>	141

ÍNDICE DE TABLAS

TABLA 2.1	INFLUENCIA DE LA COAGULACIÓN/FLOCULACIÓN EN LA SANIDAD Y ESTÉTICA DEL AGUA POTABLE.	8
TABLA 2.2	ORIGEN DE LOS CUATRO PRINCIPALES PARÁMETROS FÍSICOS EN LA COAGULACIÓN/FLOCULACIÓN: TURBIEDAD, COLOR, OLORES Y SABOR.	9
TABLA 2.3	SÓLIDOS SUSPENDIDOS, COLOIDALES Y DISUELTOS: TAMAÑO, EJEMPLOS Y EFECTO EN EL AGUA NATURAL.	9
TABLA 2.4	ESPECIFICACIONES DE LA COAGULACIÓN Y FLOCULACIÓN: DEFINICIÓN, DURACIÓN Y MECANISMOS.	10
TABLA 2.5	INFLUENCIA DE PARÁMETROS FÍSICOQUÍMICOS EN LA COAGULACIÓN/FLOCULACIÓN.	11
TABLA 2.6	INCIDENCIA EN LAS CARACTERÍSTICAS DE LA COAGULACIÓN/FLOCULACIÓN AL UTILIZAR COAGULANTES O AYUDANTES DE COAGULACIÓN/FLOCULACIÓN.	12
TABLA 2.7	FENÓMENOS DE COAGULACIÓN AL AÑADIR ALUMBRE AL AGUA CRUDA.	13
TABLA 2.8	CARACTERÍSTICAS PRINCIPALES DE LOS POLIELECTROLITOS SEGÚN SU CARGA.	14
TABLA 2.9	MECANISMOS DE ACCIÓN DE LOS COAGULANTES POLIMÉRICOS.	15
TABLA 2.10	MECANISMOS DE ACCIÓN DE LOS AYUDANTES DE COAGULACIÓN Y LOS AYUDANTES DE FLOCULACIÓN.	16
TABLA 2.11	COMPOSICIÓN QUÍMICA DE LA SEMILLA DE TAMARINDO, EN PORCENTAJE.	19
TABLA 2.12	CARACTERÍSTICAS Y FUNCIONES DE LOS ELEMENTOS PRINCIPALES EN EL FLAVEDO, ALBEDO Y ENDOCARPIO DE LA NARANJA.	22
TABLA 2.13	LA CALIDAD DEL AGUA CRUDA PARA POTABILIZACIÓN: DEFICIENTE, BUENA Y EXCELENTE, EN FUNCIÓN DE LOS PARÁMETROS FÍSICOS, QUÍMICOS Y MICROBIOLÓGICOS.	26
TABLA 2.14	LÍMITES MÁXIMOS PERMISIBLES PARA EL AGUA DE CONSUMO HUMANO Y USO DOMÉSTICO, DEPENDIENDO DEL TRATAMIENTO DE POTABILIZACIÓN.	26
TABLA 2.15	REQUISITOS FÍSICOS Y MICROBIOLÓGICOS QUE DEBE CUMPLIR EL AGUA POTABLE.	27
TABLA 2.16	LÍMITES MÁXIMOS PERMISIBLES PARA DESCARGAR EFLUENTES AL SISTEMA DE ALCANTARILLADO PÚBLICO.	30
TABLA 3.1	PARÁMETROS DEL ANÁLISIS QUÍMICO REALIZADO A LOS POLÍMEROS NATURALES.	36

TABLA 3. 2	PARÁMETROS FISICOQUÍMICOS Y MICROBIOLÓGICOS REALIZADOS AL AGUA CRUDA.	37
TABLA 3. 3	PARÁMETROS FISICOQUÍMICOS Y MICROBIOLÓGICOS REALIZADO A LOS LODOS RESIDUALES.	42
TABLA 3. 4	RELACIÓN DEL PROBIT EMPÍRICO Y EL PORCENTAJE DE AFECTACIÓN.....	44
TABLA 4. 1	PRINCIPALES RESULTADOS DEL PROCESO DE EXTRACCIÓN PARA CADA POLÍMERO.	46
TABLA 4.2	PRINCIPALES CARACTERÍSTICAS QUÍMICAS DE LAS SUSTANCIAS COAGULANTES/FLOCULANTES EMPLEADAS: ALMIDÓN, PECTINA, TAMARINDO, ALUMBRE Y PAM.	49
TABLA 4. 3	RESUMEN ESTADÍSTICO DEL ANÁLISIS FISICOQUÍMICO Y MICROBIOLÓGICO DEL AGUA CRUDA MUESTREADA DE LA PLANTA EL PLACER-EPMAPS.	52
TABLA 4. 4	PRINCIPALES RESULTADOS DE LA EVALUACIÓN DE LA ACTIVIDAD COAGULANTE PARA DETERMINAR LA DOSIS ÓPTIMA DEL SULFATO DE ALUMINIO.....	57
TABLA 4.5	CARACTERÍSTICAS FISICOQUÍMICAS DE LAS SOLUCIONES DE LAS SUSTANCIAS COAGULANTES/FLOCULANTES EMPLEADAS PARA EVALUAR LA ACTIVIDAD FLOCULANTE.	60
TABLA 4. 6	PRINCIPALES RESULTADOS DE LA EVALUACIÓN DE LA ACTIVIDAD FLOCULANTE PARA DETERMINAR LA COMBINACIÓN ÓPTIMA DE 50 MG/L DE SULFATO DE ALUMINIO + ALMIDÓN.	61
TABLA 4. 7	PRINCIPALES RESULTADOS DE LA EVALUACIÓN DE LA ACTIVIDAD FLOCULANTE PARA DETERMINAR LA COMBINACIÓN ÓPTIMA DE 60 MG/L DE SULFATO DE ALUMINIO + PECTINA.	63
TABLA 4. 8	PRINCIPALES RESULTADOS DE LA EVALUACIÓN DE LA ACTIVIDAD FLOCULANTE PARA DETERMINAR LA COMBINACIÓN ÓPTIMA DE 60 MG/L DE SULFATO DE ALUMINIO + EXTRACTO DE TAMARINDO EN AGUA.	65
TABLA 4. 9	PRINCIPALES RESULTADOS DE LA EVALUACIÓN DE LA ACTIVIDAD FLOCULANTE PARA DETERMINAR LA COMBINACIÓN ÓPTIMA DE 60 MG/L SULFATO DE ALUMINIO + EXTRACTO DE TAMARINDO EN CLORURO DE SODIO.	67
TABLA 4. 10	PRINCIPALES RESULTADOS DE LA EVALUACIÓN DE LA ACTIVIDAD FLOCULANTE PARA DETERMINAR LA COMBINACIÓN ÓPTIMA DE 60 MG/L DE SULFATO DE ALUMINIO + EXTRACTO DE TAMARINDO EN ACETATO DE AMONIO.....	69

TABLA 4. 11	PRINCIPALES RESULTADOS DE LA EVALUACIÓN DE LA ACTIVIDAD FLOCULANTE PARA DETERMINAR LA COMBINACIÓN ÓPTIMA DE 50 MG/L DE SULFATO DE ALUMINIO + PAM.	71
TABLA 4. 12	CARACTERÍSTICAS PRINCIPALES DE LAS COMBINACIONES ÓPTIMAS DE SULFATO DE ALUMINIO + POLÍMERO.	73
TABLA 4. 13	COSTO DE OBTENCIÓN DE 1 KILOGRAMO DE CADA POLÍMERO NATURAL: ALMIDÓN, PECTINA Y EXTRACTO DE LA SEMILLA DE TAMARINDO.	75
TABLA 4. 14	COSTO POR DÍA DE UTILIZAR LA DOSIS ÓPTIMA SULFATO DE ALUMINIO O LAS COMBINACIONES ÓPTIMAS DE SULFATO DE ALUMINIO + POLÍMERO PARA LA CALIDAD DE AGUA CRUDA PROCESADA.	76
TABLA 4. 15	ANÁLISIS FISCOQUÍMICO Y MICROBIOLÓGICO DEL AGUA CLARIFICADA.	78
TABLA 4. 16	PORCENTAJE DE REMOCIÓN DE LOS PARÁMETROS FISCOQUÍMICOS Y MICROBIOLÓGICOS PARA EL AGUA CLARIFICADA	79
TABLA 4. 17	RESULTADOS DEL ANÁLISIS FISCOQUÍMICO Y MICROBIOLÓGICO DE LODOS RESIDUALES GENERADOS EN LOS MÚLTIPLES ENSAYOS DE PRUEBA DE JARRAS.....	82
TABLA 4. 18	PROMEDIO Y PORCENTAJE DE INHIBICIÓN DE LA LONGITUD DE LAS RAÍCES DE CEBOLLAS EXPUESTAS A LODOS RESIDUALES; EN CM Y PORCENTAJE, RESPECTIVAMENTE.	84
TABLA 4. 19	VALORES PARA EL CÁLCULO DE CI_{50} DEL MÉTODO PROBIT DEL ENSAYO DE TOXICIDAD AGUDA CON <i>ALLIUM CEPA L.</i>	85
TABLA 4. 20	RESUMEN ESTADÍSTICO DE LA ELONGACIÓN DE LAS PLÁNTULAS EXPUESTAS A LOS DIFERENTES LODOS RESIDUALES, SEGÚN LA CONCENTRACIÓN, EN CM.	88
TABLA 4. 21	PORCENTAJE DE INHIBICIÓN DE LA ELONGACIÓN DE LAS PLÁNTULAS PARA CADA DILUCIÓN.	89
TABLA 4. 22	PORCENTAJE DE INHIBICIÓN EN LA GERMINACIÓN DE LAS SEMILLAS SOMETIDAS A LOS LODOS RESIDUALES, EN SUS DIFERENTES CONCENTRACIONES.	90
TABLA AI. 1	REACTIVOS, MATERIALES Y EQUIPOS UTILIZADOS EN LA EXTRACCIÓN DEL ALMIDÓN.	113
TABLA AI. 2	REACTIVOS, MATERIALES Y EQUIPOS UTILIZADOS EN LA EXTRACCIÓN DE LA PECTINA	117
TABLA AI. 3	REACTIVOS, MATERIALES Y EQUIPOS UTILIZADOS EN LA OBTENCIÓN DEL EXTRACTO DE LA SEMILLA DE TAMARINDO.	120

TABLA AII. 1	MATERIALES Y EQUIPOS UTILIZADOS EN EL MUESTREO DEL AGUA CRUDA.	123
TABLA AII. 2	REACTIVOS, MATERIALES Y EQUIPOS UTILIZADOS EN EL ENSAYO DE ACTIVIDAD COAGULANTE PRIMARIA.	125
TABLA AII. 3	REACTIVOS, MATERIALES Y EQUIPOS UTILIZADOS EN EL ENSAYO DE PRUEBA DE JARRAS.	127
TABLA AIII. 1	REACTIVOS Y MATERIALES UTILIZADOS EN EL ENSAYO DE TOXICIDAD AGUDA CON <i>ALLIUM CEPA L.</i>	131
TABLA AIII. 2	REACTIVOS, MATERIALES Y EQUIPO UTILIZADOS EN EL ENSAYO DE TOXICIDAD AGUDA CON <i>LACTUCA SATIVA L.</i>	133
TABLA AIV. 1	RESULTADOS DEL ANÁLISIS FÍSICOQUÍMICO Y MICROBIOLÓGICO REALIZADO AL AGUA CRUDA MUESTREADA.	136
TABLA AIV. 2	RESULTADOS DEL ANÁLISIS FÍSICOQUÍMICO Y MICROBIOLÓGICO REALIZADO AL AGUA CLARIFICADA CON SULFATO DE ALUMINIO + POLÍMEROS.	138
TABLA AV. 1	PROMEDIO DE LA LONGITUD DE LA RAÍZ DE CADA MUESTRA DE LODO RESIDUAL GENERADO, INCLUYENDO EL CONTROL NEGATIVO, EN CM.	140
TABLA AV. 2	PROMEDIO Y DESVIACIÓN ESTÁNDAR DE LA ELONGACIÓN (RADÍCULA + HIPOCOTILO) DE CADA LODO RESIDUAL GENERADO, INCLUYENDO EL CONTROL NEGATIVO.	142

ÍNDICE DE FIGURAS

FIGURA 2. 1	ESTRUCTURA DE LA α -AMILOSA (IZQ.) Y AMILOPECTINA (DER.).....	17
FIGURA 2. 2	ESTRUCTURA BÁSICA DE LAS SUSTANCIAS PÉCTICAS.	18
FIGURA 2. 3	ORIGEN DE LOS RESIDUOS DEL PLÁTANO VERDE.	21
FIGURA 2. 4	COMPOSICIÓN DE UNA VAINA DE TAMARINDO: PULPA, SEMILLAS Y CÁSCARAS.....	23
FIGURA 2. 5	VARIACIÓN DE PARÁMETROS FÍSICOS Y MICROBIOLÓGICO DEL AGUA CRUDA, CONTROLADOS EN LAS PLANTAS DE POTABILIZACIÓN DEL DMQ, DURANTE EL AÑO 2016.....	25
FIGURA 2. 6	ÍNDICE DE FLOCULACIÓN DE WILLCOMB (AR.) Y COMPARADOR DEL TAMAÑO EN MM DEL FLOC DE WRA (AB.).....	29
FIGURA 3. 1	METODOLOGÍA DE LA FASE EXPERIMENTAL DE ESTE ESTUDIO.	32
FIGURA 4. 1	SEMILLAS DE TAMARINDO COLOREADAS (ABAJO) Y SIN COLOREAR (ARRIBA).	48
FIGURA 4.2	VARIABILIDAD DE PARÁMETROS FÍSICOS (COLOR Y TURBIEDAD) Y MICROBIOLÓGICOS (COLIFORMES FECALES) DEL AGUA CRUDA RECEPTADA EN LA PLANTA EL PLACER EPMAPS, DURANTE EL PERIODO ENERO/2016 – MARZO/2017	51
FIGURA 4.3	ACTIVIDAD COAGULANTE PRIMARIA DEL ALMIDÓN EN EL ENSAYO DE ALTA TURBIEDAD, EN PORCENTAJE.	54
FIGURA 4. 4	VARIACIÓN DEL PH, TURBIEDAD Y COLOR EN FUNCIÓN DE LA DOSIS DE SULFATO DE ALUMINIO.	58
FIGURA 4. 5	VARIACIÓN DE LA TURBIEDAD Y COLOR EN FUNCIÓN DEL PH INICIAL, PARA LA DOSIS DE SULFATO DE ALUMINIO DE 65MG/L	59
FIGURA 4. 6	VARIACIÓN DE LA REMOCIÓN DE TURBIEDAD Y COLOR PARA LA COMBINACIÓN DE 50 MG/L DE SULFATO DE ALUMINIO + ALMIDÓN.	62
FIGURA 4. 7	VARIACIÓN DE LA REMOCIÓN DE TURBIEDAD Y COLOR PARA LA COMBINACIÓN DE 60 MG/L DE SULFATO DE ALUMINIO + PECTINA.	64
FIGURA 4. 8	VARIACIÓN DE LA REMOCIÓN DE TURBIEDAD Y COLOR PARA LA COMBINACIÓN DE 600 MG/L SULFATO DE ALUMINIO + EXTRACTO DE TAMARINDO EN AGUA.	66
FIGURA 4. 9	VARIACIÓN DE LA REMOCIÓN DE TURBIEDAD Y COLOR PARA LA COMBINACIÓN DE 60 MG/L DE SULFATO DE ALUMINIO + EXTRACTO DE TAMARINDO EN CLORURO DE SODIO.....	68

FIGURA 4. 10	VARIACIÓN DE LA REMOCIÓN DE TURBIEDAD Y COLOR PARA LA COMBINACIÓN DE 60 MG/L DE SULFATO DE ALUMINIO + EXTRACTO DE TAMARINDO EN ACETATO DE AMONIO.	70
FIGURA 4. 11	VARIACIÓN DE LA REMOCIÓN DE TURBIEDAD Y COLOR PARA LA COMBINACIÓN DE 50 MG/L DE SULFATO DE ALUMINIO + PAM.....	72
FIGURA 4. 12	AHORRO DE SULFATO DE ALUMINIO Y PORCENTAJE DE REMOCIÓN DE TURBIEDAD Y COLOR PARA LAS DIFERENTES COMBINACIONES DE SUSTANCIAS COAGULANTES/FLOCULANTES EMPLEADAS	73
FIGURA 4. 13	REMOCIÓN DE LOS PARÁMETROS FISICOQUÍMICOS Y MICROBIOLÓGICOS PARA EL AGUA CLARIFICADA, EN PORCENTAJE.	80
FIGURA 4. 14	MEDICIÓN DEL VOLUMEN DE LODOS RESIDUALES GENERADOS POR CADA LITRO DE AGUA TRATADA.	81
FIGURA 4. 15	GRÁFICA DOSIS-RESPUESTA: INHIBICIÓN DE LA LONGITUD VS CONCENTRACIÓN.....	85
FIGURA 4. 16	GRÁFICA DEL PROBIT VS EL LOGARITMO DE LA CONCENTRACIÓN DEL ENSAYO DE TOXICIDAD AGUDA CON <i>ALLIUM CEPA L.</i>	86
FIGURA 4. 17	COLOCACIÓN DE LAS MUESTRAS DE LODO RESIDUALES EN LA CAJA PETRI PARA EL ENSAYO DE TOXICIDAD AGUDA CON <i>LACTUCA SATIVA L.</i>	87
FIGURA AI. 1	ESQUEMA DEL PROCESO DE EXTRACCIÓN DEL ALMIDÓN.	115
FIGURA AI. 2	ESQUEMA DEL REGISTRO FOTOGRÁFICO DE LA EXTRACCIÓN DEL ALMIDÓN.....	115
FIGURA AI. 3	ESQUEMA DEL PROCESO DE EXTRACCIÓN DE LA PECTINA.	118
FIGURA AI. 4	ESQUEMA DEL REGISTRO FOTOGRÁFICO DE LA EXTRACCIÓN DE LA PECTINA.....	119
FIGURA AI. 5	BALANCE DEL PROCESO DE EXTRACCIÓN DEL EXTRACTO DE LA SEMILLA DE TAMARINDO.	121
FIGURA AI. 6	ESQUEMA DEL REGISTRO FOTOGRÁFICO DE LA EXTRACCIÓN DEL EXTRACTO DE LA SEMILLA DE TAMARINDO.	122
FIGURA AII. 1	ESQUEMA DE REGISTRO FOTOGRÁFICO DEL MUESTREO DEL AGUA CRUDA.	124
FIGURA AII. 2	ESQUEMA DEL REGISTRO FOTOGRÁFICO DEL ENSAYO DE ACTIVIDAD COAGULANTE PRIMARIA.	126
FIGURA AII. 3	ESQUEMA DE LA REALIZACIÓN DEL ENSAYO DE PRUEBA DE JARRAS.....	129
FIGURA AII. 4	ESQUEMA DEL REGISTRO FOTOGRÁFICO DEL ENSAYO DE PRUEBA DE JARRAS	130

FIGURA AIII. 1	ESQUEMA DEL REGISTRO FOTOGRÁFICO DEL ENSAYO DE TOXICIDAD AGUDA CON <i>ALLIUM CEPA L.</i>	133
FIGURA AIII. 2	ESQUEMA DEL REGISTRO FOTOGRÁFICO DEL ENSAYO DE TOXICIDAD AGUDA CON <i>LACTUCA SATIVA L.</i>	135

RESUMEN

Este trabajo evaluó las características coagulantes y floculantes de tres polímeros naturales: almidón de cáscara de plátano verde, pectina de cáscara de naranja y extracto de semilla de tamarindo en tres soluciones (agua, cloruro de sodio y acetato de amonio), en la potabilización del agua cruda con turbiedad de 5,32 NTU. Mediante, ensayos de prueba de jarras se estableció la dosis óptima de coagulante + ayudante de floculación al presentar la mayor remoción de turbiedad y color.

Los polímeros naturales no presentaron actividad coagulante a causa de la baja turbiedad del agua cruda, por lo que se procedió a evaluar su actividad floculante. Para la evaluación de la actividad floculante se utilizó el sulfato de aluminio como coagulante y la poliacrilamida como referencia de un polímero comercial. La dosis óptima del sulfato de aluminio fue 65 mg/L y las combinaciones óptimas de sulfato de aluminio+polímero fueron de 50 mg/L+0,2 mg/L para almidón, 60 mg/L+0,06 mg/L para pectina, 60 mg/L+0,6 mg/L para extracto de tamarindo en agua, 60 mg/L+0,5 mg/L para extracto de tamarindo en cloruro de sodio, 60 mg/L+0,2 mg/L para extracto de tamarindo en acetato de amonio y 50 mg/L+0,2 mg/L para PAM.

La remoción de turbiedad y color, para las combinaciones óptimas estuvo alrededor de 87 % y 92 %, respectivamente; el agua clarificada cumplió parcialmente con la NTE INEN 1108. El uso de polímero desde el punto de vista económico no es viable a causa del alto costo de producción: \$ 22,45/kg de almidón, \$ 306,11/kg de pectina y \$ 25,44/kg de polvo de semillas de tamarindo, ligado al bajo rendimiento de extracción de 1,47 %, 3,44 % y 43 %, respectivamente.

Los lodos residuales generados se mantuvieron entre un volumen de 3 y 4 mL/L, cuyos valores de DQO (> 1670 mg/L) y aluminio (> 275 mg/L) no cumplieron con los límites máximos permisibles para descargar al alcantarillado. Además, presentaron un efecto tóxico en la actividad mitótica de las raíces de las cebollas con una CI_{50} entre 0,5 a 2 %; mientras, los resultados del ensayo de toxicidad aguda con *Lactuca sativa L* no permitieron evaluar la toxicidad de los lodos.

ABSTRACT

In this research work, the coagulant and flocculant characteristics of three natural polymers were evaluated: green plantain peel starch, orange peel pectin and tamarind seed extract in three solutions (water, sodium chloride and ammonium acetate), in the purification of raw water with turbidity of 5,32 NTU. The optimum dose of coagulant + flocculation aid was established by the jar test when presenting the highest removal of turbidity and color.

The natural polymers did not present coagulant activity due to the low turbidity of raw water, therefore it was proceeded to evaluate their flocculant activity. For the evaluation of flocculant activity, it used aluminum sulphate as a coagulant and polyacrylamide as a reference of a commercial polymer. The optimum dose of aluminum sulphate was 65 mg/L and optimal combinations of aluminum sulphate+polymer were 50 mg/L+0,2 mg/L for starch, 60 mg/L+0,06 mg/L for pectin, 60 mg/L+0,6 mg/L for tamarind extract in water, 60 mg/L+0,5 mg/L for tamarind extract in sodium chloride, 60 mg/L+0,2 mg/L for tamarind extract in ammonium acetate and 50 mg/L+0,2 mg/L for PAM.

Removal value of turbidity and color for optimal combinations was around 87% and 92%, respectively; the clarified water partially complied with NTE INEN 1108. The use of polymer from an economic point of view is not viable on account of high cost of production: \$ 22,45/kg of starch, \$ 306,11/kg of pectin and \$ 25,44/kg of tamarind seed powder, linked to low extraction yield of 1,47 %, 3,44 % and 43 %, respectively.

The generation of residual sludge was maintained in a volume of 3 and 4 mL/L, whose values of COD (> 1670 mg/L) and aluminum (> 275 mg/L) did not comply with the maximum permissible limits for discharge to sewer system, also presented a toxic effect on the mitotic activity of onions roots with an IC₅₀ of 0,5 to 2%; while, results of toxicity test with *Lactuca sativa* L did not allow to evaluate the toxicity of the sludge.

PRESENTACIÓN

El proyecto de titulación constituye el estudio de las características coagulantes y floculantes de polímeros orgánicos naturales, extraídos de materiales de desecho alimenticio, para la potabilización del agua; la estructura del presente estudio está conformada por cinco capítulos.

El primer capítulo de Introducción describe los antecedentes, la justificación, el alcance y los objetivos que contempla el estudio.

El segundo capítulo de Marco Teórico abarca los principales conceptos, aplicaciones y evaluaciones de los polímeros naturales en la potabilización del agua, de la problemática de la gestión de residuos sólidos orgánicos y de la toxicidad de los lodos residuales generados en la potabilización del agua.

El tercer capítulo de Metodología explica la metodología empleada para la extracción de los polímeros naturales: almidón, pectina y extracto de la semilla de tamarindo, la caracterización fisicoquímica y microbiológica del agua cruda y clarificada, la realización de los ensayos de actividad coagulante primaria y prueba de jarras, la caracterización fisicoquímica y microbiológica de los lodos generados y la realización de los ensayos de toxicidad aguda aplicada a los lodos residuales.

El cuarto capítulo de Resultados y Discusión contempla el análisis de los resultados obtenidos de la extracción de los polímeros naturales, la evaluación de la actividad coagulante y floculante y la evaluación toxicológica de los lodos residuales.

El quinto capítulo de Conclusiones y Recomendaciones resume los principales resultados obtenidos del presente estudio a fin de cumplir con los objetivos planteados; además, presenta algunas sugerencias de la viabilidad del uso de los polímeros naturales para la potabilización.

CAPÍTULO 1

INTRODUCCIÓN

1.1 ANTECEDENTES

El agua, elemento esencial para la vida, ha sido el tema central de la planificación y el desarrollo de la civilización humana, por su utilidad para consumo, aseo personal, agricultura y transporte. En principio, se consideraba que un agua clara era apta para el consumo directo; mientras, el agua turbia requería un tratamiento adicional, el cual ha evolucionado notablemente desde el siglo XVII hasta la actualidad, con la finalidad de eliminar amenazas bacteriológicas, darle una calidad estética al agua y evitar subproductos (Hall y Dietrich, 2000; Salzman, 2005).

Actualmente, el tratamiento convencional de potabilización abarca las operaciones unitarias de decantación, coagulación, floculación, sedimentación, filtración y desinfección (TULSMA Libro VI, 2015). Las operaciones unitarias de coagulación y floculación son utilizadas para remover sólidos suspendidos causantes de la turbiedad y color, además de ciertas bacterias y carga orgánica (Alwi, Idris, Musa, y Ku Hamid, 2013); en general, se realiza con el uso combinado de coagulantes (sales de aluminio) y floculantes (polímeros), con el fin de formar agregados y retirarlos en posteriores procesos de separación (CYAMBIENTE y EPMAPS, 2014).

El Municipio del Distrito Metropolitano de Quito (DMQ), en concordancia con el Art. 264,4 de la Constitución de la República del Ecuador, realiza el tratamiento de potabilización en 39 plantas, donde se llevan a cabo procesos químicos e hidráulicos para retirar los sólidos contenidos en el agua, filtrarla y desinfectarla

(EPMAPS, 2017). El DMQ utiliza sulfato de aluminio para lograr este objetivo en la coagulación/floculación (CYAMBIENTE y EPMAPS, 2014).

Sin embargo, el empleo de sulfato de aluminio en la potabilización, conlleva un incremento de la cantidad de aluminio en el agua tratada, pudiendo aumentar la ingesta en 4 mg Al/día (Suay Llopis y Ballester Díez, 2002; WHO, 2011) e incidir en la salud humana, debido a la gran biodisponibilidad del aluminio para ser absorbido por el intestino; la ingesta de altas dosis de aluminio está asociada al desarrollo de diversos procesos neurofisiológicos responsables de la degeneración del Alzheimer (Ferreira, Piai, Takayanagui, y Segura-Muñoz, 2008; Hayder y Rahim, 2015), así como, afecciones en el hígado, cerebro, corazón, etc. (Devesa-Rey, Bustos, Cruz, y Moldes, 2012; Prodanović, Šćiban, y Antov, 2013).

La generación de lodos al emplear la coagulación química con sulfato de aluminio es otra problemática, al tener una pobre capacidad de deshidratación (90 % agua) y un potencial riesgo tóxico (40 % a 50 % de aluminio sin reaccionar) (Joshi y Shrivastava, 2011). De manera que, si bien los reactivos químicos son eficientes en la remoción de turbiedad, complican la disposición final de lodos, que es predominante en cuerpos de agua, afectando la calidad y usos potenciales (Peruço, Lenz, Fiori, y Bergamasco, 2013).

En concordancia con esta problemática, surgen nuevas alternativas respetuosas con el ambiente y eficientes en el proceso de coagulación y floculación. En consecuencia, los últimos años ha existido un creciente interés por el estudio de coagulantes naturales, gracias a su naturaleza biodegradable, abundantes fuentes de obtención, precio relativamente bajo, reducción del riesgo de contaminación ambiental y eliminación del riesgo tóxico para el ser humano (Asrafuzzaman, Fakhruddin, y Hossain, 2011; Birima, Hammad, Desa, y Muda, 2013).

El uso de coagulantes naturales ha sido estudiado en países como España, Serbia, Brasil, Irán, entre otros, en Ecuador son pocos los trabajos realizados en esta línea de investigación, sobre todo, tomando en cuenta la reutilización de residuos

orgánicos alimenticios como fuente de obtención del coagulante/floculante natural. Por tanto, el conocimiento y la experiencia que se adquiriera en este estudio, permitirá determinar técnicas adecuadas para las condiciones propias del Ecuador, especialmente para la ciudad de Quito (Bongiovani, Konradt-Moraes, Bergamasco, Lourenço, y Tavares, 2010; Prodanović et al., 2013).

Estudios realizados con coagulantes naturales provenientes de diversas especies vegetales, establecen una eficiencia similar a los coagulantes químicos (Bongiovani et al., 2010), para especies vegetales como la moringa (*Moringa oleífera*) y banana (*Musa paradisiaca L*) (Alwi et al., 2013; Peruço et al., 2013), compuestos orgánicos como taninos, pectinas (Sánchez Fiorentini y Untiveros Bermúdez, 2004) y almidones (Lopez Vidal, Laines Canepa, Hernández Barajas, y Aparicio Trápala, 2014). Por consiguiente, se propone realizar un estudio de la eficiencia de la actividad coagulante/floculante de tres polímeros naturales: almidón de cáscara de plátano verde, pectina de cáscaras de naranja y extracto de semillas de tamarindo.

1.2 JUSTIFICACIÓN

Si bien la utilización de coagulantes naturales para el proceso de potabilización ha sido ampliamente cubierto, no se ha considerado utilizar residuos alimenticios como fuente del coagulante natural (Bongiovani et al., 2010). Por lo que, el aporte de este estudio va encaminado principalmente a la contribución del conocimiento y caracterización de la eficiencia de la actividad coagulante y floculante de los polímeros obtenidos específicamente a partir de los residuos alimenticios.

Asimismo, se aportará esencialmente al conocimiento y caracterización de los agregados formados al utilizar coagulantes/floculantes naturales en comparación del uso tradicional del coagulante químico, sulfato de aluminio. Este aporte a la

teoría, también incluirá la comparación entre los coagulantes naturales que son obtenidos a partir de productos naturales y a partir de residuos alimenticios.

Además, se aportará en la teoría de la actividad coagulante primaria (García, 2007), la dosis óptima y el índice de Willcomb (Hayder y Rahim, 2015; Rodríguez, Muñoz, García, y Fernández, 2005); conjuntamente al conocimiento de las características fisicoquímicas y microbiológicas del agua tratada y los lodos generados (APHA, 2005); igualmente, al conocimiento del efecto tóxico de los lodos generados sobre la vegetación (Castañeda Sanabria, 2000; Fiskesjö, 2008; Romero y Cantú, 2008).

1.3 ALCANCE

El beneficio de la innovación en esta línea de investigación para el país va de la mano con la problemática de la generación de residuos alimenticios, la cual abarca alrededor de 2,7 millones de toneladas métricas de desechos orgánicos anuales (El Comercio, 2014). Siendo imperioso aprovechar esta fuente de residuos, no solo por la problemática social sino también ambiental y económica; en este estudio, ese aprovechamiento será para obtener coagulantes/floculantes naturales.

La revalorización de residuos subutilizados en la industria alimentaria, es una alternativa interesante que puede disminuir problemas ambientales, sociales y económicos. Asimismo, disminuir el riesgo en la salud humana y el potencial desarrollo de enfermedades como el Alzheimer, afecciones en el hígado, cerebro, corazón, etc., al sustituir el sulfato de aluminio por compuestos naturales (Ferreira et al., 2008; Suay Llopis y Ballester Díez, 2002).

Referente a los lodos residuales, existe un beneficio ambiental en la reducción de su toxicidad, generando bienestar en la biota y fauna expuesta; además, un beneficio económico en la reducción de costos de manejo y disposición final del lodo, al no tener sustancias tóxicas que tratar (Romero y Cantú, 2008).

Del aprovechamiento de los residuos orgánico, que constituyen el 61% del total de residuos sólidos en el país (INEC y AME, 2014), resulta inevitable pensar en prolongar la vida útil de rellenos sanitarios, reducir la emisión de metano, evitar la apertura de nuevos rellenos sanitarios, entre otros beneficios, que otros investigadores pueden desarrollar, teniendo como punto de partida la viabilidad de los residuos orgánicos alimenticios como fuente de coagulantes/floculantes naturales y su incidencia tóxica en los lodos residuales.

1.4 OBJETIVOS

1.4.1 OBJETIVO GENERAL

Estudiar las características coagulantes y floculantes de polímeros orgánicos naturales extraídos de residuos alimenticios, para la potabilización de agua.

1.4.2 OBJETIVOS ESPECÍFICOS

- Extraer los polímeros naturales con propiedades coagulantes/floculantes, a partir de materiales de desecho orgánico alimenticio: almidón de cáscara de plátano verde, pectina de cáscaras de naranja y extracto de semillas de tamarindo.
- Determinar la dosis de coagulante y floculante óptima y las características de los flóculos formados, mediante el desarrollo de pruebas de jarras, a nivel de laboratorio.
- Determinar el porcentaje de remoción y/o variación de los siguientes parámetros: turbiedad, pH, alcalinidad, conductividad, dureza, color, DQO,

DBO₅ y coliformes, a través de la caracterización fisicoquímica y microbiológica del agua cruda y del agua clarificada.

- Cuantificar y caracterizar los lodos obtenidos, mediante la evaluación de parámetros como pH, sólidos totales, fijos y volátiles y DQO.
- Comparar los resultados obtenidos con los mostrados por el coagulante químico tradicionalmente utilizado (sulfato de aluminio) y el coagulante natural ampliamente estudiado (*Moringa Oleífera*).

CAPÍTULO 2

MARCO TEÓRICO

2.1 POTABILIZACIÓN DEL AGUA

2.1.1 GENERALIDADES

El agua es un recurso finito, del total de agua en la Tierra, apenas el 2,5% es agua dulce y tan sólo el 0,4% del agua dulce se encuentra en las aguas superficiales y la atmósfera, siendo de fácil acceso para su utilización. De las aguas superficiales, los ríos representan 1,6% , siendo los principales suministros (PNUMA, 2007).

El agua en su ciclo hidrológico, pasa por la atmósfera absorbiendo gases y vapores (O_2 , N_2 , CO_2 , partículas de polvo, núcleos de sal), luego escurre en la superficie adquiriendo elementos propios del suelo por donde pasa, además influenciada por la actividad humana. De esta manera, el agua natural superficial usualmente tiene mala calidad en sus características físicas, químicas y biológicas, por lo que requiere un tratamiento para ser consumida (Mihelcic y Zimmerman, 2012).

El tratamiento convencional contempla los procesos unitarios de coagulación, floculación, sedimentación, filtración y desinfección, empleados en función de factores técnicos, normativos y económicos. Si bien se los trata como procesos unitarios, todos en conjunto constituyen un tratamiento óptimo (Silva, 2015). El propósito de tratar el agua es asegurar la sanidad y la estética; la sanidad asegura un agua libre de microorganismos y compuestos causantes de efectos fisiológicos adversos, mientras, la estética se relaciona esencialmente con la eliminación de turbiedad, color, olor y sabor objetables del agua (Mihelcic y Zimmerman, 2012).

2.1.2 COAGULACIÓN/ FLOCULACIÓN

Las operaciones unitarias de coagulación y floculación buscan remover partículas y materia orgánica disuelta en el agua natural, con el fin de darle sanidad y estética al agua, como se explica en la Tabla 2.1 (Arboleda, 2000; Silva, 2015). Siendo la sanidad, tema de mayor relevancia que la estética.

Tabla 2.1 Influencia de la coagulación/floculación en la sanidad y estética del agua potable.

Parámetros removidos con la coagulación/floculación		Características	
		Sanidad	Estética
Físicos	Turbiedad orgánica e inorgánica	X	X
	Color verdadero y aparente	X	X
	Substancias productoras de sabor y olor	-	X
Microbiológicos	Eliminación de bacterias, virus y microorganismos patógenos*	X	-
	Destrucción de algas y plancton	X	-

*Susceptibles a ser separados por este proceso

Fuente: Arboleda (2000) y Silva (2015)

Elaboración: Buenaño Brenda

El interés de la remoción de la turbiedad es procurar eliminar partículas que protegen patógenos como los cistos de *Giardia* y *Cryptosporidium* (Mihelcic y Zimmerman, 2012) y de la remoción del color (materia orgánica) es evitar la formación de compuestos organoclorados tóxicos y cancerígenos: CHCl_3 , trihalometanos y ácidos haloacéticos, producto de la reacción del cloro con el color (Arboleda, 2000; Silva, 2015).

Los principales parámetros físicos que influyen en la coagulación/floculación son turbiedad, color, olor y sabor, cuyo origen son esencialmente sólidos presentes en el agua natural, como se detalla en la Tabla 2.2. Los sólidos son sedimentables y no sedimentables, los primeros precipitan con facilidad, a diferencia de los segundos que requieren un tiempo excesivo para precipitar por sí solos, desde 55

horas a 63 años (Romero Rojas, 2009). Por esta razón, se utiliza la coagulación/floculación para causar su aglutinación en menor tiempo, formando partículas de buena sedimentación, más densas que el agua (Arboleda, 2000).

Tabla 2.2 Origen de los cuatro principales parámetros físicos en la coagulación/floculación: turbiedad, color, olor y sabor.

		Origen
Parámetro físicos	Turbiedad	<i>Origen mineral</i>
		1. Principalmente arcillas en dispersión (erosión del suelo) 2. Algas, plancton, crecimiento bacteriano 3. Polvo atmosférico
		<i>Origen orgánico</i>
	Color	Natural: extracción de sustancias provenientes de maderas y su descomposición
		Vegetal: algas, plantas acuáticas y protozoarios
		Mineral: iones metálicos naturales como Fe y Mn
		Antropogénico (compuestos no húmicos): industrial, agrícola y doméstico, como desagües domésticos, lixiviado de basura, residuos de pulpa de café, etc.
Sabor olor	1. Constituyentes orgánicos o inorgánicos naturales 2. Pueden originarse por compuestos presentes en el agua, durante el tratamiento o en el sistema de distribución	

Fuente: Mihelcic y Zimmerman (2012) y Silva (2015)

Elaboración: Buenaño Brenda

Los sólidos no sedimentables son de tres tipos: suspendidos, coloidales y disueltos. La Tabla 2.3. señala los rangos de tamaños de cada tipo, además de ejemplos y su efecto en el agua cruda (Romero Rojas, 2009; Silva, 2015).

Tabla 2.3 Sólidos suspendidos, coloidales y disueltos: tamaño, ejemplos y efecto en el agua natural.

		Tamaño [μm]	Ejemplos	Efectos
Sólidos no sedimentables	Suspendidos	1-100	Algas	Color
	Coloidales	0,001-1	Limo fino, bacterias, virus, entre otros.	Color y turbiedad
	Disueltos	<0,001	Materia orgánica e inorgánica	Olor, sabor, color y daño a la salud

Fuente: Mihelcic y Zimmerman (2012) y Romero Rojas (2009)

Elaboración: Buenaño Brenda

Las partículas coloidales pueden ser hidrofílicas (detergentes y proteínas) e hidrofóbicas (arcillas, metales y compuestos húmicos) (Arboleda, 2000). Las hidrofóbicas son importantes en la coagulación/floculación debido a su estabilidad, que depende de un fenómeno eléctrico explicado por la teoría de la doble capa. La teoría se basa en fuerzas electrostáticas de atracción y repulsión, considera que el coloide (carga negativa) está rodeado de una doble capa eléctrica de la siguiente forma: a la superficie del coloide acuden tantos cationes del medio (Na^+ , Ca^{2+} , Mg^{2+} , H^+ , etc.) sean necesarios para neutralizar la carga (Capa adherida o Stern), pero la agitación térmica tienden a separar algunos de la superficie (Capa difusa o Gouy) (Arboleda, 2000; Romero Rojas, 2009; Silva, 2015).

La estabilidad de los coloides depende de la resultante de fuerzas de atracción y repulsión. Por lo que, al adicionar coagulantes químicos se busca modificar estas condiciones eléctricas, disminuyendo las fuerzas de repulsión (potencial Z) hasta cero a la menor distancia (Arboleda, 2000; Silva, 2015). La coagulación y floculación tienen mecanismos propios que las distinguen y complementan, para propiciar esta inestabilidad, como se explica en la Tabla 2.4.

Tabla 2.4 Especificaciones de la coagulación y floculación: definición, duración y mecanismos.

	Coagulación	Floculación
Definición	<i>Desestabilización</i> de las partículas suspendidas, debido a la anulación de las fuerzas de repulsión, promoviendo su agregación.	<i>Transporte</i> de las partículas en el agua permitiendo la agregación de las partículas desestabilizadas y la formación del floc.
Duración	Instante en que se agregan los coagulantes al agua. Dura apenas fracciones de segundo.	Choque entre partículas hasta formar flóculos mayores que sedimentan. Contempla la mezcla rápida y lenta.
Mecanismos	<ol style="list-style-type: none"> 1. Desestabilización de las fuerzas electrostáticas de atracción y repulsión 2. Puente químico 3. Sobresaturación (floc de barrido) 	<ol style="list-style-type: none"> 1. Floculación ortocinética 2. Floculación pericinetica

Fuente: Arboleda (2000) y Romero Rojas (2009)

Elaboración: Buenaño Brenda

En síntesis, la coagulación/floculación pueden realizarse en el siguiente orden: hidrólisis de los coagulantes y desestabilización, formación de polímeros, adsorción de cadenas poliméricas por los coloides, adsorción mutua de los coloides y acción de barrido (Silva, 2015). Los principales parámetros físicos y químicos que ejercen influencia en la coagulación/floculación son la turbiedad, color, pH, alcalinidad y sales en el agua. En la Tabla 2.5 se explica la influencia que tiene cada parámetro sobre el fenómeno de coagulación/floculación.

Tabla 2.5 Influencia de parámetros fisicoquímicos en la coagulación/floculación.

		Influencia		
		Relación con la dosis de coagulante y el pH	pH óptimo de remoción	
Físicas	Turbiedad	Mayor dosis de coagulante cuando exista: - Mayor cantidad de partículas pequeñas. - Baja turbiedad (< 20 NTU), para producir acción de barrido.	6,5 – 8,5	
	Color	A menor pH, mayor remoción de color.	4 - 6	
Químicas	pH	El pH óptimo es específico de cada tipo de agua.		
		El pH afecta: - La carga sobre las partículas. - El tiempo de formación del floc. - La solubilidad de los precipitados del coagulante químicos.		
	Alcalinidad (HCO ₃ ⁻ , CO ₃ ²⁻ y OH ⁻)	La velocidad de reacción de los coagulantes químicos		
		Alcalinidad [mg/L HCO ₃ ⁻]	30	50
Alcalinidad (HCO ₃ ⁻ , CO ₃ ²⁻ y OH ⁻)	La dosificación de coagulantes			
	Cantidad de partículas coloidales			
	Baja		Alta	
Alcalinidad	Baja	Difícil de coagular Alta dosis de coagulante Adicción de partículas coloidales Adicción de alcalinidad	Mayor dosis de coagulante a mayor concentración coloidal Incrementar la alcalinidad (pH 4 a 7)	
	Alta	Alta dosis de coagulante Adicción de partículas coloidales	Fácil tratamiento Dosis de coagulante (pH>7), especialmente los polímeros catiónicos	
Sales	El ion SO ₄ ²⁻ amplía el rango de pH óptimo.			
	En general, a mayor concentración de ion PO ₄ ³⁻ , el pH óptimo baja.			

Fuente: Romero Rojas (2009) y Silva (2015)

Elaboración: Buenaño Brenda

Después la coagulación/floculación, sigue la sedimentación (sólidos densos) y filtración (sólidos con densidad cercana al agua). Finalmente, el agua sin sólidos pasa a la desinfección y distribución (Mihelcic y Zimmerman, 2012; Silva, 2015).

2.1.3 SUSTANCIAS COAGULANTES Y FLOCULANTES

Las sustancias químicas empleadas en la coagulación/floculación, pueden clasificarse en dos grupos: coagulantes y ayudantes de coagulación/floculación. Los coagulantes desestabilizan las partículas y suelen ser metálicos o poliméricos. Los ayudantes de coagulación/floculación producen poco o ningún floc, pero junto con coagulantes: mejoran la eficiencia en la floculación y sedimentación, reducen el consumo de coagulante y el volumen de lodos generados (Romero Rojas, 2009). La incidencia de estas sustancias en la coagulación/floculación se detallan en la Tabla 2.6.

Tabla 2.6 Incidencia en las características de la coagulación/floculación al utilizar coagulantes o ayudantes de coagulación/floculación.

		Clases	Características
Coagulantes	Metálicos	1. Sales de aluminio	Floc ligeramente pesado. El más utilizado, es el sulfato de aluminio por su bajo costo y fácil manejo.
		2. Sales de hierro	Floc más pesado y de mayor velocidad de asentamiento. Trabajan en un rango más amplio de pH Los más conocidos son cloruro férrico, sulfato férrico y ferroso
	Polímeros		Se necesita una cantidad excesiva.
			La coagulación es pobre para los tiempos y gradientes de velocidad usuales.
	Ayudantes de coagulación/floculación	Sílice activada	
			Amplia el rango de pH efectivo.
			Flóculos más voluminosos y pesados. Aumento de la eficiencia en sedimentadores.
Polímeros (polielectrol.)			Compuestos de alto peso molecular ($10^4 - 10^7$)
			Aplicación en bajas concentraciones (0,01 a 1 mg/L) y en solución para asegurar mezcla completa. Costosos.
			Los polielectrolitos catiónicos coagulan rápidamente a las algas

Fuente: Arboleda (2000) y Romero Rojas (2009)

Elaboración: Buenaño Brenda

2.1.3.1 Coagulantes: Metálicos y Poliméricos

2.1.3.1.1 Coagulante metálico: sulfato de aluminio

Debido a la importancia en este estudio, se detalla exclusivamente al sulfato de aluminio, el cual es utilizado en las plantas de potabilización del DMQ. El sulfato de aluminio es el coagulante más utilizado, cuya fórmula comercial es $\text{Al}_2(\text{SO}_4)_3 \cdot 14\text{H}_2\text{O}$ con un peso molecular de 594 g/mol. Tiene varias presentaciones: polvo, terrones, granular y líquido. La presentación líquida de color ámbar con un peso específico 1,324 es ampliamente utilizada por su fácil aplicación (Mihelcic y Zimmerman, 2012; Silva, 2015).

El empleo de sulfato de aluminio tiene ventajas como su bajo costo, fácil dosificación, efectividad en un amplio rango de pH y valencia 3^+ que es 700 a 1000 veces más efectivo que un ion monovalente y desventajas como la producción de floc ligero e inefectivo en sedimentación de plancton, corrosivo en solución y su conexión con enfermedades como el Alzheimer (Romero Rojas, 2009; Silva, 2015; Suay Llopis y Ballester Díez, 2002). La coagulación con sulfato de aluminio se da en tres etapas: la hidrólisis del alumbre, la formación de hidróxido de aluminio y el exceso de hidróxido de aluminio, como se describe en la Tabla 2.7.

Tabla 2.7 Fenómenos de coagulación al añadir alumbre al agua cruda.

Etapa	Duración	Fenómeno de coagulación
1. La hidrólisis en $[\text{Al}(\text{H}_2\text{O})_6]^{3+}$ y SO_4^{2-}	10^{-10} a 10^{-3} segundos	El Al^{3+} se combina con coloides (carga negativa) para neutralizar la carga y reducir el potencial Z.
2. La mayoría de $[\text{Al}(\text{H}_2\text{O})_6]^{3+}$ se combina con OH^- formando $\text{Al}(\text{OH})_3$ coloidal	$8,5 \times 10^{-5}$ a $2,4 \times 10^{-4}$ segundos	El $\text{Al}(\text{OH})_3$ coloidal adsorbe cationes formando un sol (carga positiva) que neutraliza la carga de los coloides y completa su aglutinación.
3. En general, se forma un exceso del sol de $\text{Al}(\text{OH})_3$	10^{-2} a 1 segundo	El exceso de $\text{Al}(\text{OH})_3$ precipita neutralizado por los SO_4^{2-} y otros iones negativos. El precipitado de $\text{Al}(\text{OH})_3$ enreda a los coloides (coagulación de barrido)

Fuente: Arboleda (2000) y Romero Rojas (2009)

Elaboración: Buenaño Brenda

La Ecuación 2.1 muestra la reacción global de la adición del sulfato de aluminio al agua, donde se aprecia que 1 mg/L de sulfato de aluminio consume alrededor de 0,5 mg/L CaCO₃ de alcalinidad (expresada como bicarbonatos) y produce 0,44 mg/L de CO₂ (Mihelcic y Zimmerman, 2012; Romero Rojas, 2009).



La dosis de sulfato de aluminio no debe ser excesiva porque se adquiriría una carga positiva, causando resuspensión; la dosis varía usualmente entre 5 y 50 mg/L para aguas naturales. Asimismo, el pH es importante para evaluar la corrosividad del agua y la solubilidad del Al(OH)₃, siendo el rango de pH 5-7 donde existe la mayor precipitación de Al(OH)₃. Para el sulfato de aluminio, el rango de pH óptimo para remover el color y la turbiedad está entre 5-6 y 6-7, respectivamente (Arboleda, 2000; Mihelcic y Zimmerman, 2012; Romero Rojas, 2009).

2.1.3.1.2 Coagulantes poliméricos

Los polielectrolitos tienen cadenas poliméricas con múltiples grupos funcionales activos, según su carga se clasifican en catiónicos, aniónicos y no iónicos, cuyas características se detallan en la Tabla 2.8. En general, la toxicidad de los polielectrolitos naturales (proteínas y carbohidratos) es baja, a diferencia de los polielectrolitos sintéticos (usualmente la base acrilamida) es alta (Arboleda, 2000).

Tabla 2.8 Características principales de los polielectrolitos según su carga.

		Principales características		
		Carga	Uso	Ejemplos
Según su carga	Iónicos	Catiónicos	Coagulantes o acompañados de sulfato de aluminio.	Polidialildimetil amonio
		Positiva		
	No iónicos	Aniónicos	Remover sólidos de carga positiva o junto con sulfato de aluminio.	Poliacrilamida hidrolizada
		Negativa		
		Positiva y negativa	Como coagulantes o junto con sulfato de aluminio.	Óxido de polietileno

Fuente: Arboleda (2000) y Romero Rojas (2009)

Elaboración: Buenaño Brenda

En general, los coagulantes poliméricos se caracterizan por sus cargas eléctricas a lo largo de la cadena polimérica, pudiendo coagular coloides negativos, gracias a enlaces químicos entre el polímero y el coloide, como se explica en la Tabla 2.9.

Tabla 2.9 Mecanismos de acción de los coagulantes poliméricos.

	Reacción	Mecanismo
1	Adsorción inicial de la dosis óptima del polímero.	Mediante enlaces químicos existentes entre el polímero y el coloide.
2	Formación del floc	La cola del polímero se adhiere en lugares vacíos de otras partículas, formando un puente químico.
3	Adsorción secundaria de polímero	Si la cola del polímero no encuentra lugares vacíos, se dobla y adhiere a otros sitios del coloide original.
A	La sobredosis de polímero produce coagulación deficiente	La dosis excesiva de polímero satura las superficies del coloide, eliminando sitios vacíos e impidiendo la formación de puentes poliméricos.
B	Rotura del floc y adsorción secundaria del polímero	La mezcla fuerte o prolongada rompe los puentes formados y produce la re-estabilización del coloide.

1,2 y 3: reacciones de coagulación. A y B: problemas de coagulación.

Fuente: Mihelcic y Zimmerman (2012) y Romero Rojas (2009)

Elaboración: Buenaño Brenda

El polímero natural ampliamente estudiado por su actividad coagulante proviene de la semilla de la *Moringa Oleífera*, un árbol tropical cultivado principalmente en India, Sudáfrica y Sudamérica. El polvo de la semilla *Moringa Oleífera* ha sido usado para purificar el agua durante varios años gracias a su componente activo coagulante: grupos cargados de proteína (Gunaratna, Garcia, Andersson, y Dalhammar, 2007).

2.1.3.2 Ayudantes de Coagulación/Floculación

Existen varios ayudantes de coagulación/floculación como se detalló en la Tabla 2.6, pero se detalla únicamente a los polielectrolitos debido su importancia en este estudio, estos pueden ser empleados de tres maneras: como coagulantes, ayudantes de coagulación o ayudantes de floculación. La diferenciación entre ayudante de coagulación y floculación es necesaria debido a que se trata de

mecanismos de acción diferentes y para evidenciar claramente esta diferencia se la especifica en la Tabla 2.10. Este estudio, utilizó los polímeros: almidón, pectina, extracto de semilla de tamarindo y poliacrilamida como ayudantes de floculación.

Tabla 2.10 Mecanismos de acción de los ayudantes de coagulación y los ayudantes de floculación.

		Mecanismo de acción
Ayudantes	Coagulación	1. Los polielectrolitos se adhieren a las partículas, antes que el coagulante metálico, compitiendo por los sitios de adsorción.
		2. Los productos de hidrólisis del $Al_2(SO_4)_3$ pueden adsorberse en sitios vacantes de polielectrolitos, restando eficiencia a la coagulación.
	Floculación	1. Los microfloculos tiene la oportunidad de formarse primero.
		2. Los polielectrolitos refuerzan las uniones y aumentan el número de núcleos que integran cada floc.
		Se agregan de 15 a 60 segundos después del coagulante metálico, antes de que se acaben los sitios de adsorción y puedan seguir formando el floc.
		Se utilizan bajas dosis, debido a la cantidad enorme de segmentos que poseen. Se obtienen mejores resultados

Fuente: Arboleda (2000)

Elaboración: Buenaño Brenda

2.1.3.2.1 Poliacrilamida (PAM)

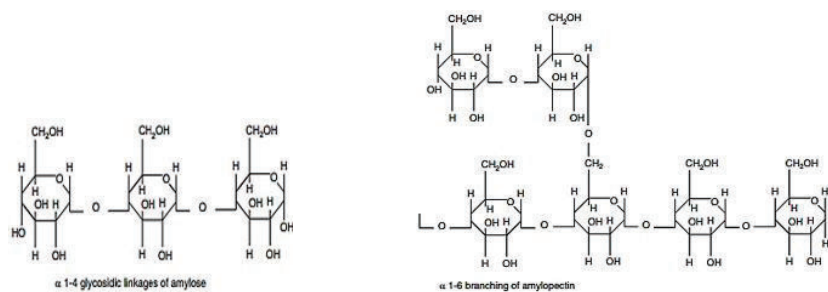
La poliacrilamida es un homopolímero sintético de acrilamida, utilizada como polímero catiónico de alto peso molecular; su presentación es en polvo granular y su dosificación en solución con un pH de 3 - 5 (solución al 0,5 % a 25°C); la PAM residual es menor al 0,1% y su máximo nivel de uso es de 1 mg/L (Kemira, 2010).

2.1.3.2.2 Almidón de la cáscara de plátano verde

El almidón es un homopolisacárido (D-glucosa) de almacenamiento. Formado por una combinación de dos polisacáridos (20 % α -amilosa y 80% amilopectina), que sintetizan las plantas como principal reserva de energía (Voet, Voet, y Pratt, 2013).

La α -amilosa es lineal (enlaces $\alpha 1 \rightarrow 4$) con 103 unidades de D-glucosa, soluble en agua caliente y menos soluble en agua fría. La amilopectina es la versión ramificada de la amilosa (enlaces $\alpha 1 \rightarrow 4$ y ramificación $\alpha 1 \rightarrow 6$), una de las moléculas más grandes de la naturaleza con 1,5 a 6 millones de unidades de D-glucosa, soluble en agua caliente (Moran, 2012). La Figura 2.1 muestra las estructuras de la amilosa y amilopectina.

Figura 2. 1 Estructura de la α -amilosa (izq.) y amilopectina (der.).



Fuente: Vaclavik y Christian (2014)

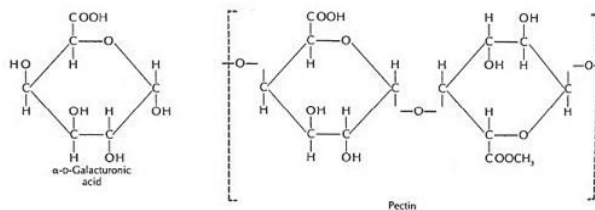
Específicamente, el almidón de la cáscara de plátano tiene forma alargada, esferoidal y lisa, con un diámetro entre 10 y 44 μm . La composición química es principalmente 98,34% de carbohidratos, con 32,52% de amilosa y 67,48% de amilopectina (Nasrin, Noomhorm, y Anal, 2015).

2.1.3.2.3 Pectina de la cáscara de naranja

La pectina es un heteropolisacárido estructural (α -D-ácido galacturónico), con más de la mitad de los grupos carboxilo esterificados con alcohol metílico. Los grupos carboxilos a $\text{pH} < 3$ pueden estar protonados y a $\text{pH} > 3$ están ionizados como éster metílico (Mendoza Martínez y Calvo Carrillo, 2010). En general, la pectina es un polímero lineal del ácido D-galacturónico (enlaces $\alpha 1 \rightarrow 4$ glucosídicos), donde

algunos ácidos o grupos carboxilos están esterificados con metanol, como se aprecia en la Figura 2.2.

Figura 2. 2 Estructura básica de las sustancias pécticas.



Fuente: Vaclavik y Christian (2014).

Según el grado de esterificación, se clasifican en pectinas de bajo (20-40 %) y alto metoxilo (50-58 %). Las pectinas de bajo metoxilo pueden formar enlaces cruzados con iones divalentes (Vaclavik y Christian, 2014). La pectina de cáscara de naranja es de bajo metoxilo (5,79 %) (Aina, Barau, Mamman, Zakari y Haruna, 2012).

La pectina es hidrofílica con carga negativa, gracias a la gran cantidad de grupos hidroxilo polares o carboxilo cargados. Por lo que, cuando la molécula de pectina entra en contacto con el agua, se dispersa, los grupos ácido se ionizan, mientras el agua se une a los grupos carboxilo e hidroxilo (Vaclavik y Christian, 2014). Razón por la cual es difícil utilizar la pectina como coagulante, dado que tiene la misma carga negativa que las partículas que se intenta desestabilizar, a menos que se desee realizar una coagulación por barrido (Sánchez Fiorentini y Untiveros Bermúdez, 2004). En consecuencia, se analiza únicamente la actividad floculante de la pectina a menos que la cantidad de partículas (turbiedad) sea excesiva para la acción de barrido.

2.1.3.2.4 *Extracto de la semilla de tamarindo*

La semilla de tamarindo tiene principalmente un alto contenido de carbohidratos (50-57 %) y proteína (13,3-26,9 %), como se especifica en la Tabla 2.11. Mientras,

el grano es rico en contenido de carbohidratos y proteínas, la capa de la semilla (testa) es rica en fibra y taninos (Bagul, Sonawane y Arya, 2015).

Tabla 2.11 Composición química de la semilla de tamarindo, en porcentaje.

	Semilla		
	Completa	Dividida	
		Grano	Testa
Humedad [%]	9,4 – 11,3	11,4 – 22,7	11,0
Proteína [%]	13,3 – 26,9	15,0 – 20,9	-
Grasa [%]	4,5 – 16,2	3,9 – 16,2	-
Fibra cruda [%]	7,4 – 8,8	2,5 – 8,2	21,6
Carbohidratos [%]	50,0 – 57,0	65,1 – 72,2	-
Cenizas [%]	2,4 – 4,2	-	-

Fuente: Bagul et al. (2015)

2.2 PROBLEMÁTICA DE LA GESTIÓN DE RESIDUOS ALIMENTICIOS

La gestión de los residuos tiene una importancia global y local, haciéndose cada vez más evidente debido a factores como el rápido crecimiento demográfico, la concentración de la población en el área urbana, el cambio de hábitos de consumo, la interrupción del ciclo natural de la materia (hombre productor y consumidor, pero no degradador), bienes de corta duración y difícil degradación, la carencia de conciencia ambiental, entre otros (Ayuntamiento de Albacete, 2007).

En Ecuador, la generación de residuos fue de 4,06 millones de toneladas métricas en el año 2016, dando una generación per cápita de 0,74 kg/hab/día; siendo mayoritariamente residuos sólidos orgánicos (61 %) (INEC, 2016). La recolección diferenciada fue apenas el 10 % (1.135,09 ton/día), de los cuales el 53,81 % de esta recolección corresponde a residuos orgánicos (INEC, 2016; INEC y AME,

2014). La mayoría de los hogares (57,79 %) que clasifican los residuos orgánicos, lo utilizan como compostaje, abono o alimento para animales (INEC y AME, 2014).

El reciclaje de residuos orgánicos no sólo cierra el ciclo, sino también reduce la cantidad de residuos que terminan en el vertedero o incinerador; influyendo en la disposición final de los residuos en Ecuador, que se hace en rellenos sanitarios (39 %), botaderos controlados y a cielo abierto (26-23 %) y en celdas emergentes (12 %) (INEC y AME, 2014).

El DMQ produce 2.037 ton/día de residuos domésticos e industriales no peligrosos, con una tasa de 0,842 kg/hab/día, superior al promedio nacional de 0,74 kg/hab/día (Secretaría de Ambiente y Alcaldía de Quito, 2015). Los residuos orgánicos constituyen más de la mitad (56,39% y 57,67%) del total de residuos sólidos receptados en la Estación de Transferencia Norte y Sur (Relleno Sanitario) (EMGIRS-EP, 2013).

Existe una gran variedad de industrias alimenticias que generan diversos residuos propios de cada proceso, pero debido a la importancia en este estudio, se detallan exclusivamente los residuos sólidos alimenticios para el caso de cáscaras de plátano de verde, cáscaras de naranja y semillas de tamarindo.

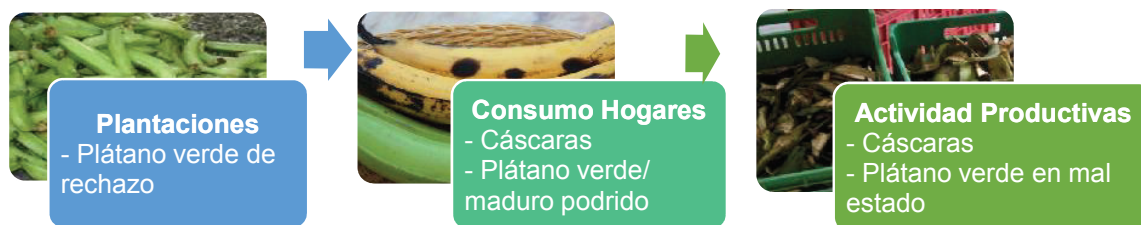
2.2.1 RESIDUO: CÁSCARA DE PLÁTANO VERDE

Las plantaciones de plátanos constituyen el 7,81 % de la superficie total plantada (ESPAC y INEC, 2015). En Ecuador, se producen tres variedades: barraganete, dominico y maqueño (El Comercio, 2011). El plátano verde (*Musa paradisiaca*) es un fruto de origen asiático, tiene forma alargada, ligeramente curva, de cáscara verde y pulpa blanca, cada unidad pesa alrededor de 200 gramos; tiene un alto contenido de carbohidratos complejos como el almidón, en el cual radica su valor nutricional (PROECUADOR, 2015). Gracias a sus diversas aplicaciones culinarias es empleado en hogares, empresas pequeñas (locales de comida costeña) y

grandes (industrias de snack), siendo los chifles los más producidos para consumo local y de exportación (PROECUADOR, 2014).

Los residuos del plátano verde pueden originarse desde las plantaciones (plátano verde de rechazo) hasta llegar a la industria (cáscaras y plátano verde en mal estado), como se resume en la Figura 2.3.

Figura 2. 3 Origen de los residuos del Plátano verde.



Elaboración: Buenaño Brenda

El plátano verde de rechazo se aprovecha para la alimentación animal y el abono del suelo (Meneses, Agatón, Gutiérrez, Mendieta, y Botero, 2012), a pesar de incidir negativamente en el suelo (Betancurt, 2011); mientras las cáscaras del plátano verde van directamente al relleno sanitario, a menos que se le dé otro uso, dependiendo de la empresa.

Las cáscaras del plátano verde representan un 31,51 % de peso total, son ricas en fibra, polifenoles y bajas en proteínas (Mazzeo, Alzate, y Marín, 2008). Aunque, la composición varía durante la maduración donde existe un descenso importante del almidón y la hemicelulosa, y un ascenso significativo de los azúcares y la lignina (Emaga et al., 2011).

2.2.2 RESIDUO: CÁSCARA DE NARANJA

La producción nacional de naranja fue de 114.308 toneladas métricas (PROECUADOR, 2016). La naranja (*Citrus sinensis*) es un fruto originario de China

y Birmania, tiene forma redonda, de color anaranjado (FEN, 2013). La naranja está compuesta fundamentalmente por tres estructuras: flavedo (epicarpio), albedo y endocarpo; los elementos importantes, características y funciones de las tres principales estructuras de la naranja se detallan en la Tabla 2.12.

Tabla 2.12 Características y funciones de los elementos principales en el flavedo, albedo y endocarpo de la naranja.

		Elementos principales	Característica / Función	Imagen
Parte de la Naranja	Flavedo	1. Pigmentos	Dan el color amarillo o anaranjado (carotenoides).	<p>Flavedo: Cera, carotenoides, aceites esenciales</p> <p>Albedo: Pectina, flavonoides</p> <p>Endocarpo: Azúcares, ácidos orgánicos, vitaminas</p> <p>Semilla: Limonoides, ácidos grasos</p> <p>Eje central y septas: Pectina</p>
		2. Aceites esenciales	Predomina el limoneno.	
	Albedo	1. Sustancias Pécicas	Embeber grandes cantidades de agua y formar un gel.	
		2. Glucósidos	El más importante es la hesperidina. También se encuentran en el jugo.	
	Endocarpo	1. Jugo	Alrededor del 80% del peso.	
		2. Proteínas y lípidos	Valores bajos. Mientras que, el ácido cítrico supone el 90% de los ácidos totales.	
		3. Azúcares (Naranja Madura)	El 75% de sólidos solubles: glucosa (63%), fructosa (20%) y sacarosa (16%).	
		4. Vitaminas	Cantidades relevantes de ácido ascórbico (vitamina C).	

Fuente: TécnicoAgrícola (2011) y Londoño-Londoño, Sierra, Álvarez, Restrepo Duque y Pássaro Carvalho (2012)

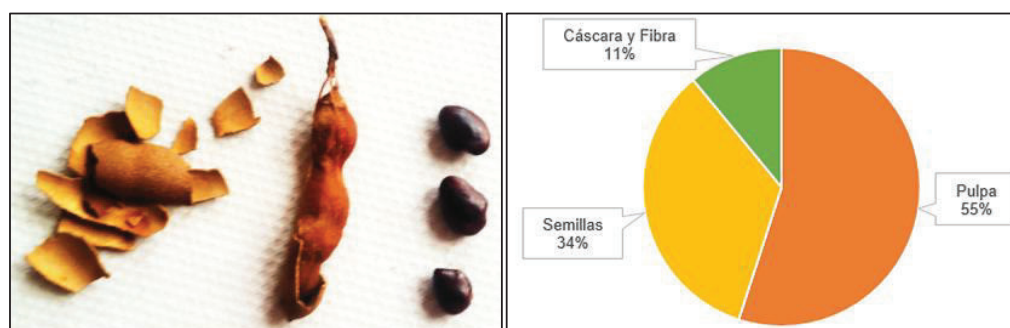
Elaboración: Buenaño Brenda

Las cáscaras de naranja son el residuo después de haber extraído la pulpa de la fruta para diferentes fines alimenticios; representan entre 15 a 25 % del peso total y han sido utilizadas principalmente para la extracción de aceites esenciales, bioetanol, etc. (Heredia y CIAD, 2009). La cáscara de naranja tiene 85,9 % de humedad y su composición química (en base seca) es principalmente carbohidratos (89 %), pectina (17 %) y proteína (6,16 %) (Cerón–Salazar y Cardona–Alzate, 2011). Además, el albedo constituye la mayor parte de la cáscara y está compuesto esencialmente por sustancias pécicas.

2.2.3 RESIDUO: SEMILLAS DE TAMARINDO

El tamarindo (*Tamarindus indica L.*) es un árbol frutal originario de India y África. El fruto del tamarindo es una legumbre de color café, de forma alargada (5-12 x 1,5-2,5 cm). En Ecuador, es cultivado en climas de bosques secos, en las provincias de Loja, Guayas y Manabí (Aguirre, 2012). La pulpa constituye el 55 %, las semillas el 34 % y la cáscara y la fibra el 11 % del peso de la vaina (Thombare, Srivastava, y Chowdhury, 2014), como se aprecia en la Figura 2.4.

Figura 2. 4 Composición de una vaina de tamarindo: pulpa, semillas y cáscaras.



Fuente: Thombare et al. (2014)

Elaboración: Buenaño Brenda

En cada vaina hay hasta diez semillas, con forma ovalada aplanada, lisas, de 1 cm de longitud y de color café, tienen un par de cotiledones gruesos (FAO, 2002). La semilla está conformada por la cáscara o testa (20-30 %) y el grano o endosperma (70-80 %) (Thombare et al., 2014).

Después de haber extraído la pulpa del tamarindo, en especial para fines alimenticios, uno de los residuos generados son las semillas de tamarindo, las cuales han sido ampliamente utilizadas en la industria alimenticia, textil, del papel y farmacéutica, por sus excelentes características adhesivas y de gelificación (Bagul et al., 2015).

2.3 CALIDAD DEL AGUA: CARACTERIZACIÓN Y CRITERIO

La calidad del agua contempla la caracterización de parámetros esenciales del agua, los cuales se procuran alinear a los criterios de aceptabilidad establecidos. La calidad del agua incluye los parámetros físicos, químicos y biológicos; y depende de la fuente de agua cruda y el uso potencial que se le dé (Chang Gómez, 2009).

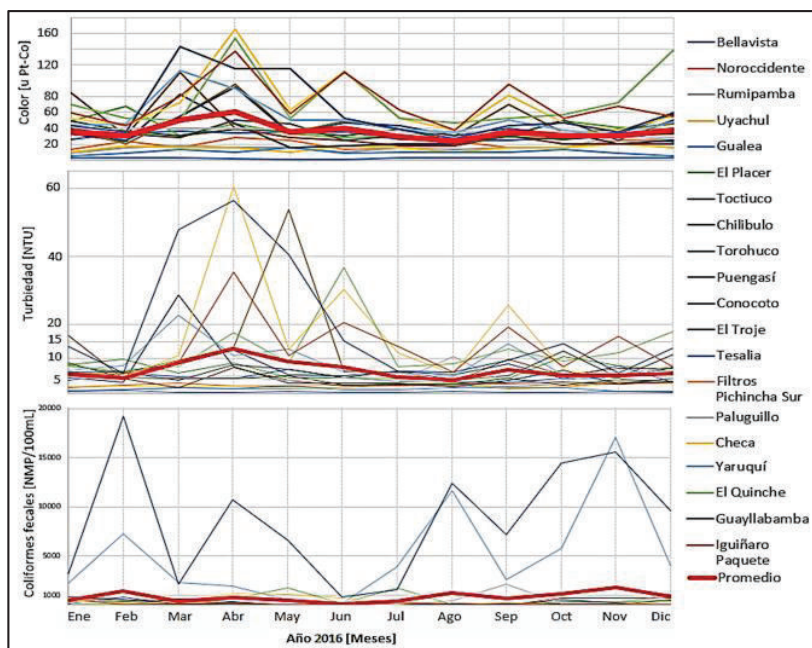
Las captaciones del agua natural para el DQM, provienen del sistema de las conducciones occidentales y orientales, la MICA-Quito sur y el sistema Papallacta integrado. El agua cruda para este estudio se la obtuvo de la planta de potabilización “El Placer - EPMAPS”, correspondiente al sistema de conducciones occidentales: Atacazo, Lloa y Pichincha, constituido por 90 km de canal abierto con una capacidad de 700 L/s (EPMAPS, 2017).

La planta El Placer-EPMAPS también recibe agua cruda de la planta de “Puengasí”, tratando en total un caudal promedio de 600L/s. El agua en su camino hasta llegar a la planta, es influenciada por actividades agrícolas y ganaderas, canteras, derrumbes, entre otras (EPMAPS, 2013).

2.3.1 CARACTERIZACIÓN: ANÁLISIS FÍSICOQUÍMICO Y MICROBIOLÓGICO DEL AGUA

El agua cruda que trata el DMQ, en promedio tiene un color de 36 uc Pt-Co (rango: 0-165 uc Pt-Co), una turbiedad de 6,65 NTU (rango: 0,09-60 NTU) y un valor de coliformes fecales de 812 NMP/100 mL (rango: 1,1-19.201 NMP/100 mL) (EPMAPS, 2017), como lo resume la Figura 2.5. También, se puede apreciar la variación anual 2016, donde los meses de marzo, abril, mayo y septiembre se tiene un aumento del color y la turbiedad; mientras el valor de coliformes fecales en las plantas de Guayabamba y Yaruquí supera por mucho el promedio.

Figura 2. 5 Variación de parámetros físicos y microbiológico del agua cruda, controlados en las plantas de potabilización del DMQ, durante el año 2016.



Fuente: EPMAPS (2017)

Elaboración: Buenaño Brenda

La caracterización del agua se realiza en base a procedimientos estandarizados (APHA, 2005). La importancia del análisis físico, químico y microbiológico es garantizar una calidad de agua clara (turbiedad y color), fresca (temperatura), de sabor agradable (sólidos disueltos, olor y sabor), no corrosiva ni incrustante (pH, dureza, alcalinidad, sólidos totales, temperatura), sin sustancias tóxicas (orgánicas: pesticidas e inorgánicas) ni indeseables (Fe, cloruros) y sin organismos patógenos para evitar problemas de salud y posibles epidemias (Silva, 2015).

2.3.2 CRITERIO: AGUA CRUDA Y AGUA POTABLE

2.3.2.1 Agua Cruda: Potabilización

La selección del agua cruda va acorde al aspecto económico, técnico y legal, como se ha explicado. En consecuencia, la calidad del agua cruda debe ser óptima para

asegurar un tratamiento sencillo (aspecto económico) y cumplir con la normativa del agua tratada. La calidad del agua para potabilización (deficiente, buena y excelente) se la puede determinar en base sus características fisicoquímicas y microbiológicos, como se detalla en la Tabla 2.13.

Tabla 2. 13 La calidad del agua cruda para potabilización: deficiente, buena y excelente, en función de los parámetros físicos, químicos y microbiológicos.

			Calidad del Agua Cruda		
			Deficiente	Buena	Excelente
Parámetros	Físicos	Color [uc Pt-Co]	>150	20 -150	0 - 20
		Turbiedad [NTU]	> 250	10 - 250	0 - 10
	Químicos	pH	3,8 – 10,5	5 - 9	6,0 – 8,5
		DBO ₅ [mg/L]	22	1,5 – 2,5	0,75 – 1,5
	Microbiológicos	Coliformes [NMP/100mL]	25.000	100 -5.000	50 -100

Fuente: Silva (2015)

Además, el TULSMA Libro VI (Anexo 1 – No. 4.1.1.2-3) determina límites máximos permisibles (LMP) de algunos parámetros fisicoquímicos y microbiológicos del agua cruda para consumo humano y uso doméstico que requiera únicamente tratamiento convencional (coagulación, floculación, sedimentación, filtración y desinfección) o desinfección; los cuales se han sintetizado en la Tabla 2.14.

Tabla 2. 14 Límites máximos permisibles para el agua de consumo humano y uso doméstico, dependiendo del tratamiento de potabilización.

			Tratamiento	
			Convencional	Desinfección
Parámetros	Físico	Color real [uc Pt-Co]	100	20
		Turbiedad [NTU]	100	10
		Sólidos totales disueltos [mg/L]	1.000	500
	Químico	DBO ₅ [mg/L]	2	2
		Dureza (CaCO ₃) [mg/L]	500	500
		Aluminio [mg/L]	0,2	0,1
	Microb.	Coliformes totales [NMP/100mL]	3.000	50
		Coliformes fecales [NMP/100mL]	600	-

Fuente: TULSMA Libro VI Anexo 1 (2015)

Por lo tanto, la calidad general del agua cruda que capta la ciudad de Quito es de buena calidad (color y coliformes fecales) y excelente calidad (turbiedad). Aunque, requiere tratamiento convencional debido al alto valor de coliformes fecales y color.

2.3.2.2 Agua Potable: Normativa INEN 1108

La Norma Técnica Ecuatoriana (NTE) del Instituto Ecuatoriano de Normalización (INEN) del Agua Potable es la NTE INEN 1108, donde se establecen los requisitos que debe cumplir el agua potable para consumo humano, proveniente de sistemas de abastecimiento público y privado mediante redes de distribución y tanqueros (INEN, 2014). La NTE INEN 1108 detalla únicamente requisitos físicos y microbiológicos que debe cumplir el agua potable, citados en la Tabla 2.15.

Tabla 2. 15 Requisitos físicos y microbiológicos que debe cumplir el agua potable.

Parámetro	Unidad	Límite máximo permitido
1. Características físicas		
Turbiedad	NTU	5
Color Aparente	uc Pt-Co	15
Olor	-	No objetable
Sabor	-	No objetable
2. Características microbiológicas		
Coliformes fecales: Tubos múltiples*	NMP/100mL	<1,1

* Utilizando 10 tubos de 10 cm³ ninguno es positivo.

Fuente: INEN (2014)

Las últimas revisiones de la NTE INEN 1108 (2011 y 2014), no contemplan una regulación para el aluminio en el agua; a pesar de que la NTE INEN 1108 del 2006 regulaba el límite máximo permisible (LMP) en 0,25 mg/L (INEN, 2006). Asimismo, entidades como la EPA y WHO regulan el LMP del aluminio en el agua de consumo en 0,05-0,2 mg/L y 0,1-0,2 mg/L, respectivamente (Water Quality Association, 2013).

2.4 EVALUACIÓN DE ACTIVIDAD COAGULANTE/FLOCULANTE

2.4.1 ENSAYO DE ACTIVIDAD COAGULANTE PRIMARIA

El ensayo de actividad coagulante primaria procura analizar las características coagulantes/floculantes de diferentes sustancias, utilizando pequeños volúmenes de muestra y coagulantes, con el fin de facilitar estudios simultáneos que conlleven grandes cantidades de muestras. El ensayo consiste en medir la densidad óptica a 500 nm (DO_{500}), después de 1 hora de haber añadido 10 μ L de coagulante a 1 mL de suspensión de arcilla de alta turbiedad (250-300 NTU), colocada en una cubeta semi-micro plástica (10 x 4 x 45 mm, Sarsted Aktiengesellschaft y Co, Germany), usando un espectrofotómetro. Para reducir el efecto de fondo, sólo se toman los 200 μ L de la parte superior (Ghebremichael, Gunaratna, Henriksson, Brumer, y Dalhammar, 2005).

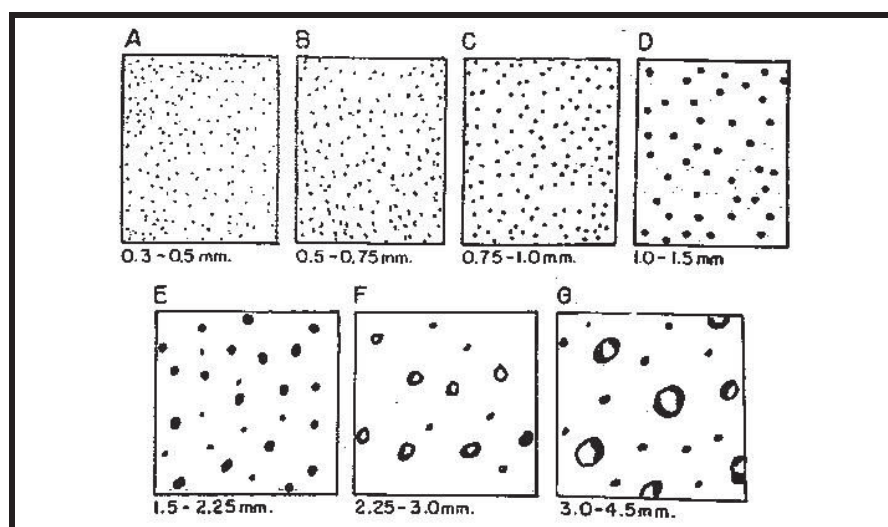
2.4.2 ENSAYO DE PRUEBA DE JARRAS

El ensayo de prueba de jarras ha sido empleado para evaluar la reducción de materia orgánica disuelta, suspendida y coloidal mediante la coagulación/floculación y sedimentación, evaluando los parámetros del color y la turbiedad. El ensayo utiliza el equipo de prueba de jarras donde se coloca 1.000 mL en las jarras, se registra la temperatura inicial, luego se inicia la agitación en mezcla rápida (120 rpm), se añade la dosis de coagulante y se espera un minuto para cambiar a mezcla lenta por 20 min, se registra la formación del floc y su tamaño; al finalizar se levantan las paletas y se deja el tiempo de sedimentación necesario (15 min), al finalizar el tiempo se registra la temperatura y se toma una pequeña muestra de la jarra para medir los parámetros necesarios (ASTM, 2013).

Mediante el ensayo de prueba de jarras se determina principalmente la dosis óptima de coagulante/floculante y el pH óptimo, mediante evaluación cuantitativa de turbiedad, color, pH, alcalinidad y evaluación cualitativa del tiempo inicial de formación y el tamaño del floc generado (Índice de Wilcomb o Comparador de tamaño en mm según Water Research Association-WRA) (Arboleda, 2000), como se observa en la Figura 2.6.

Figura 2. 6 Índice de floculación de Willcomb (ar.) y comparador del tamaño en mm del floc de WRA (ab.)

Número del índice	Descripción
0	<i>Floc coloidal</i> : ningún signo de aglutinación
2	<i>Visible</i> : floc muy pequeño, casi imperceptible para un observador no entrenado
4	<i>Disperso</i> : floc bien formado, pero uniformemente distribuido (Sedimenta muy lentamente o no sedimenta)
6	<i>Claro</i> : floc de tamaño relativamente grande pero que precipita con lentitud
8	<i>Buena</i> : floc que se deposita fácil pero completamente
10	<i>Excelente</i> : floc que se deposita todo dejando el agua cristalina



Fuente: Arboleda (2000)

2.5 CARACTERIZACIÓN Y ANÁLISIS DE LOS LODOS RESIDUALES

2.5.1 CUANTIFICACIÓN Y CARACTERIZACIÓN DE LODOS RESIDUALES

Los lodos residuales son residuos sólidos/líquidos propiciados por la coagulación/floculación, y recolectados del tanque de sedimentación y el retrolavado de los filtros, además tienen una baja capacidad de deshidratación. La cantidad de lodos residuales depende de la calidad y cantidad del agua cruda tratada, la dosis de coagulante/floculante, la eficiencia en la sedimentación y la frecuencia del retrolavado (Letterman y AWWA, 2002). En general, la planta El Placer-EPMAPS lava los filtros diariamente y los tanques de sedimentación mensualmente (EPMAPS, 2013).

Las empresas municipales de potabilización, en general, desechan los lodos residuales por el alcantarillado, sin ningún tratamiento (EPMAPS, 2013; Ortega Mafla y Carvajal Ruiz, 2014; Zhindón Arévalo, 2011). La planta El Placer-EPMAPS tiene permiso para descargar al sistema de alcantarillado que termina en el río Machángara (EPMAPS, 2013). La descarga debe cumplir los LPM normados en el Libro VI del TULSMA (Art.209), Anexo 1 (No. 4.2.2.3). En la Tabla 2.16 se citan exclusivamente los parámetros físicos y químicos normados.

Tabla 2. 16 Límites máximos permisibles para descargar efluentes al sistema de alcantarillado público.

Parámetro	Unidad	Límite máximo permitido
1. Características físicas		
Sólidos sedimentables	mL/L	20
Sólidos suspendidos totales	mg/L	220
Sólidos totales	mg/L	1.600
2. Características químicas		
Aluminio	mg/L	5,0
DQO	mg/L	500
DBO₅	mg/L	250

Fuente: TULSMA Libro VI Anexo 1 (2015)

2.5.2 ENSAYOS DE TOXICIDAD AGUDA

La Ecotoxicología, en esencia, es la ciencia que estudia el potencial efecto toxicológico de la contaminación, sobre los sistemas bióticos. Los estudios toxicológicos comprenden tres secuencias: el origen y transformación del contaminante, la incorporación en el medio biológico y seres vivos y la evaluación del impacto y los efectos patológicos. La evaluación de los posibles efectos tóxicos se la hace mediante la medición de la variación en la dinámica poblacional, el estudio de los procesos del ecosistema y los modelos matemáticos (Capó Martí, 2007).

Los ensayos toxicológicos empleados para evaluar la calidad del agua son variados, sin embargo para este estudio sólo se seleccionó los ensayos de toxicidad aguda con bulbos de cebolla *Allium cepa L.* y con semillas de lechuga *Lactuca sativa L.* debido a su factibilidad (bajo costo, disponibilidad local, condiciones ambientales favorables, buenas prácticas en laboratorio, tiempo corto de monitoreos, entre otros), pero principalmente porque se tiene una amplia experiencia bibliográfica y reproducibilidad (Romero y Cantú, 2008).

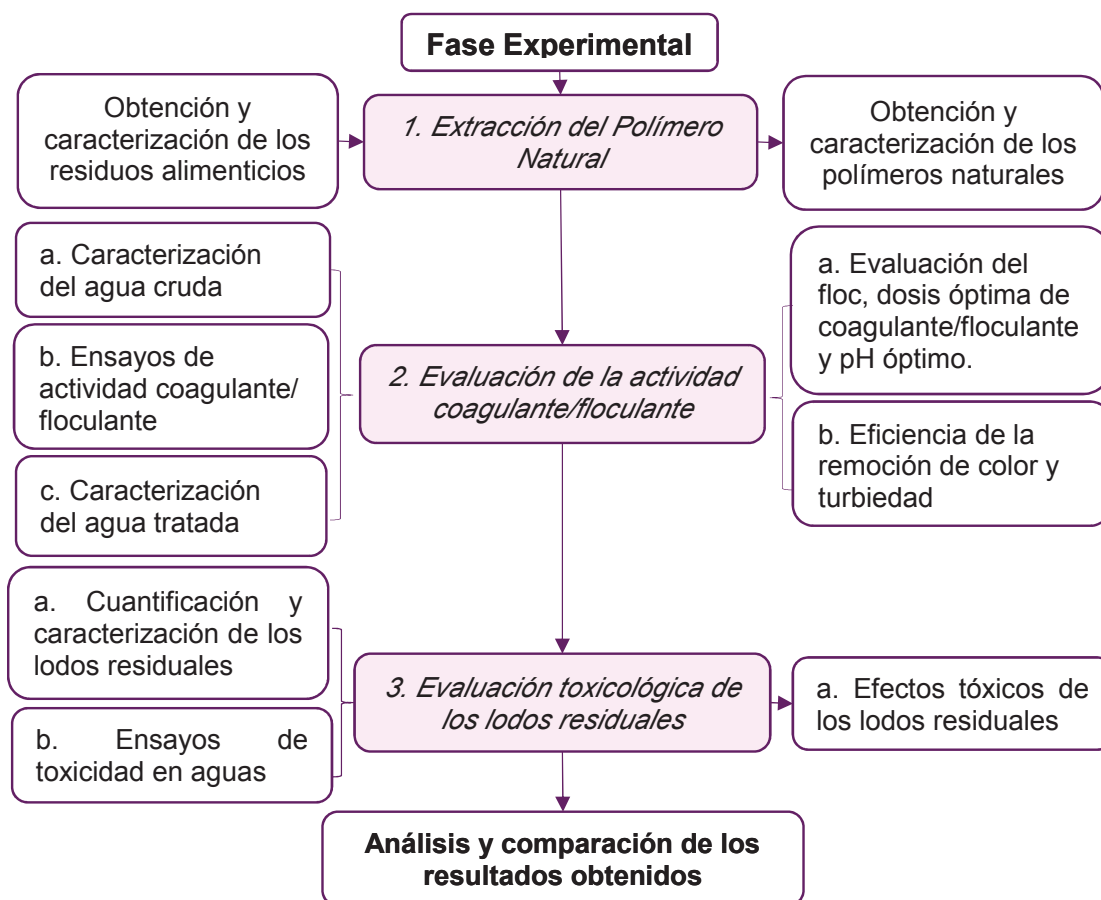
El ensayo de toxicidad aguda con *Allium cepa L.* evalúa la inhibición del crecimiento promedio de las raíces de la cebolla expuestas al lodo residual, durante 72 horas, respecto a la longitud promedio de las raíces control. Mientras, el ensayo de toxicidad aguda con *Lactuca sativa L.* evalúa el proceso de germinación de las semillas y en el desarrollo de las plántulas durante los primeros días de crecimiento, después de 120 horas de exposición al lodo residual (Romero y Cantú, 2008).

CAPÍTULO 3

METODOLOGÍA

La fase experimental contempló principalmente tres etapas: la extracción de los polímeros naturales, la evaluación de la actividad coagulante/floculante y la evaluación toxicológica de los lodos residuales. La secuencia para la ejecución de cada etapa, se detalla en la Figura 3.1.

Figura 3. 1 Metodología de la fase experimental de este estudio.



Elaboración: Buenaño Brenda

3.1 EXTRACCIÓN DEL POLÍMERO NATURAL

3.1.1 ALMIDÓN DE LA CÁSCARA DE PLÁTANO VERDE

El almidón fue extraído de cáscaras de plátano verde, recolectadas de un local de comida costeña en la ciudad de Quito. Una vez transportada la muestra al Laboratorio Planta Piloto del Departamento de Ciencias de Alimentos y Biotecnología de la Escuela Politécnica Nacional (DECAB-EPN), se procedió a la extracción en base a la metodología empleada por Hernández-Medina, Torruco-Uco, Chel-Guerrero y Betancur-Ancona (2008):

1. Seleccionar y lavar las cáscaras de plátano verde, para eliminar impurezas y cáscaras en mal estado.
2. Cortar hasta obtener una pasta y tratar en una relación 1:0,5 (p/v) con una solución de bisulfito de sodio 1.500 ppm y añadir 0,2 mL de pectinasa por kg de cáscaras.
3. Mezclar en una relación 1:0,5 (p/v) la pasta de cáscaras en una solución de ácido cítrico 0,3%, durante de 25 minutos y descanso de 1 hora, tres veces. Dejar reposar durante 12 horas y quitar el sobrenadante.
4. Filtrar la muestra hasta pasar por el tamiz No. 200, con tres lavados o hasta que el agua de lavado no tenga sólidos.
5. Decantar por 12 horas, separar la parte superior de color marrón y conservar la parte inferior de color blanco.
6. Secar a 50°C durante 24 horas.
7. Pesar y almacenar en fundas secas herméticamente cerradas.

En el Anexo I.1 se especifica a detalle el procedimiento empleado en el laboratorio, los materiales, equipos y reactivos utilizados, el esquema y el registro fotográfico.

3.1.2 PECTINA DE LA CÁSCARA DE NARANJA

La pectina fue extraída exclusivamente del albedo de las cáscaras de naranja, con la finalidad de obtener una pectina de color blanco. Las cáscaras fueron recolectadas de uno de los puestos informales de jugo de naranja en las calles de la ciudad de Quito. Una vez transportada la muestra al laboratorio Planta Piloto DECAB-EPN, se procedió a la extracción en base a la metodología propuesta por Devia Pineda (2003):

1. Seleccionar las cáscaras en buen estado, retirar cualquier resto de tierra y semillas, lavar y separar el albedo del flavedo.
2. Inactivar las enzimas pécticas al calentar el hasta ebullición en una relación 3:10 (p/v) de albedo en agua.
3. Cortar el albedo hasta obtener pedazos de 0,5 x 0,5 cm.
4. Realizar la hidrólisis ácida, al añadir el mismo volumen de agua utilizada inicialmente ajustada a pH 1 con H₂SO₄, y hervir la mezcla durante 30 a 40 minutos en ebullición con agitación constante para evitar la sedimentación.
5. Filtrar con un filtro de tela, retener los sólidos y desechar el líquido.
6. Precipitar la pectina con etanol al 96%, en una relación de 1:0,8 (v/v) de la solución a precipitar respecto al volumen de etanol, y agitar durante 30 minutos. Separar manualmente la pectina del líquido.
7. Secar la pectina a 35°C por 12 horas.
8. Moler hasta un tamiz No. 18 y almacenar en una bolsa hermética seca.

En el Anexo I.2 se especifica a detalle el procedimiento empleado en el laboratorio, los materiales, equipos y reactivos utilizados, el esquema y el registro fotográfico.

3.1.3 EXTRACTO DE LA SEMILLA DE TAMARINDO

El extracto de la semilla de tamarindo fue obtenido de sus semillas recolectadas de una fábrica de pulpa de fruta en la ciudad de Quito. Una vez transportada la muestra

al Laboratorio Docente de Ingeniería Ambiental de la Escuela Politécnica Nacional (LDIA-EPN), se procedió a la extracción en base a las metodologías propuestas por García (2007) y Hernández, Mendoza, Salamanca, Fuentes y Caldera (2013):

1. Escoger las semillas en buen estado, retirar cualquier resto de fibras, cáscaras de semillas y semillas en mal estado.
2. Golpear las semillas levemente con un martillo para hidratarlas durante 5 días.
3. Una vez hidratadas, secar a 25-30°C durante 2 días y remover la capa marrón hasta obtener los cotiledones blancos o almendra.
4. Moler las almendras hasta obtener un polvo fino blanco que pase el tamiz No. 18.
5. Extraer el aceite, en una suspensión al 5% (p/v) del polvo de almendra y etanol al 96%, agitar durante 30 minutos y dejar sedimentar por 1 hora. Descartar el sobrenadante y conservar los sólidos, dejar secar durante 18 horas a 35°C.
6. Preparar tres diferentes soluciones al 1% y 0,01% (p/v) del polvo de almendras y los siguientes disolventes: agua destilada, cloruro de sodio 0,5 M y acetato de amonio 10 mM.
7. Calentar las soluciones hasta 65°C, dejar reposar por 5 minutos y extraer la fracción líquida superior.

En el Anexo I.3 se especifica a detalle el procedimiento empleado en el laboratorio, los materiales, equipos y reactivos utilizados, el esquema y el registro fotográfico.

3.1.4 CARACTERIZACIÓN QUÍMICA DE LOS POLÍMEROS NATURALES

La caracterización química de los polímeros naturales obtenidos: almidón, pectina y extracto de semilla de tamarindo fue realizada por el Laboratorio de Bromatología del DECAB- EPN. Los diferentes analitos analizados y los métodos de medición empleados se detallan en la Tabla 3.1.

Tabla 3. 1 Parámetros del análisis químico realizado a los polímeros naturales.

Analito	Unidad	Método
Humedad	% [g/100g]	AOAC 925.10
Extracto etéreo	% [g/100g]	AOAC 920.85
Proteína	% [g/100g]	AOAC 2001.11
Cenizas	% [g/100g]	AOAC 923.03
Fibra cruda	% [g/100g]	ICC# 113
Carbohidratos totales	% [g/100g]	FAO

Elaboración: Buenaño Brenda

3.2 EVALUACIÓN DE ACTIVIDAD COAGULANTE/FLOCULANTE

3.2.1 MUESTREO DEL AGUA CRUDA

La muestra de agua cruda se obtuvo de la Planta de Potabilización “El Placer-EPMAPS” en la ciudad de Quito, con el fin de garantizar que la calidad del agua se ajuste a la realidad. El muestreo del agua cruda se realizó en los meses de enero y febrero del 2017, con un total de 5 muestreos por mes realizados entre las 7h00 y 7h30 de la mañana.

El punto de muestreo se ubicó justo antes de la adición del coagulante, después de haber pasado por un tratamiento primario de decantación donde se retiran los sólidos grandes. El muestreo comprendió el siguiente procedimiento:

1. Medir los parámetros de campo: temperatura, pH y conductividad.
2. Recoger el agua cruda a contra corriente, y colocar en los tanques de 20, 30 y 50 L. Procurar homogenizar 3 veces antes de recoger la muestra final. De la misma forma, llenar un recipiente plástico de 4 L y un recipiente estéril de

100 mL, que servirán para los análisis de la calidad del agua, conservar en refrigeración. Sellar los tanques y transportarlos al laboratorio LDIA-EPN.

3. Una vez en el laboratorio, procurar conservar los tanques a temperaturas frías entre 8 a 15°C, hasta utilizar la muestra.

En el Anexo II.1 se especifica a detalle el procedimiento empleado en campo hasta llegar al laboratorio, el equipo y los materiales utilizados y el registro fotográfico.

3.2.2 CARACTERIZACIÓN FISCOQUÍMICA Y MICROBIOLÓGICA DEL AGUA CRUDA Y CLARIFICADA

La caracterización fisicoquímica y microbiológica del agua cruda y clarificada, se realizó mediante ensayos estandarizados en el laboratorio certificado Centro de Investigación y Control Ambiental de la Escuela Politécnica Nacional (CICAM-EPN). Los diferentes parámetros medidos y los métodos de medición empleados se detallan en la Tabla 3.2.

Tabla 3. 2 Parámetros fisicoquímicos y microbiológicos realizados al agua cruda.

	Parámetro	Unidad	Ensayo estandarizado
Físicos	Turbiedad	NTU	APHA 2130 B
	Color verdadero y aparente	uc Pt-Co	APHA 2120 C
	Conductividad	μS/cm	APHA 2510 B
	Sólidos totales, suspendidos y disueltos	mg/L	APHA 2540 B-D
	Sólidos Sedimentables	mL/L	APHA 2540 F
Químicos	pH	-	APHA 4500 B
	Alcalinidad (CaCO ₃)	mg/L	APHA 2320 B
	DQO	mg/L	APHA 5220 D
	DBO5	mg/L	APHA 5210 B
	Dureza (CaCO ₃)	mg/L	APHA 2340 C
	Aluminio	mg/L	APHA 3500-AI B
Microbiológicos	Coliformes	NMP/100mL	APHA 9222 C

Fuente: APHA (2005)

Elaboración: Buenaño Brenda

3.2.3 ENSAYOS DE ACTIVIDAD COAGULANTE Y FLOCULANTE

3.2.3.1 Ensayo de Actividad Coagulante Primaria

El ensayo de actividad coagulante primaria se realizó siguiendo la metodología sugerida por Ghebremichael et al. (2005) y García (2007), sin embargo con adaptaciones al material de laboratorio disponible. El procedimiento consistió en:

1. Preparar un agua turbia sintética con caolín y ajustarla a 10 y 280 NTU.
2. Colocar 10 mL del agua turbia sintética, en un tubo de ensayo de la calidad de un vial de DQO.
3. Añadir varias dosis desde 50 a 200 μ L de la sustancia coagulante. Homogenizar y medir la absorbancia inicial a 500 nm.
4. Después de 1 hora de reposo, extraer 3 mL de la parte superior para reducir el efecto de fondo, medir la absorbancia final a 500 nm.
5. La preparación del control se la realiza con agua destilada. El porcentaje de actividad coagulante se calcula con la Ecuación 3.1.

$$A \quad c \quad [\%] = \frac{\text{Absorbancia}_{t_0} - \text{Absorbancia}_{t_6}}{\text{Absorbancia}_{t_0}} \times 100 \quad (3.1)$$

Donde, Absorbancia_{t_0} es la absorbancia inicial medida al añadir el coagulante y $\text{Absorbancia}_{t_60}$ es la absorbancia final medida después de 60 minutos, solamente del sobrenadante.

En el Anexo II.2 se especifica a detalle el procedimiento empleado en el laboratorio, los materiales, equipos y reactivos utilizados y el registro fotográfico.

3.2.3.2 Ensayo de Prueba de Jarras

El ensayo de prueba de jarras se realizó tanto para determinar la actividad coagulante como la actividad floculante, utilizando el agua cruda muestreada de la planta de El Placer-EPMAPS. La realización del ensayo se basó en el procedimiento sugerido en la norma D2035-13 (ASTM, 2013):

Actividad coagulante

1. Colocar 1 litro de agua cruda, en cada jarra. Registrar la temperatura inicial.
2. Preparar las soluciones de coagulantes al 1 %: sulfato de aluminio y los polímeros naturales y colocar diferentes dosis en jeringas frente a cada jarra.
3. Poner el equipo de prueba de jarras a una velocidad de 100 rpm, añadir la solución de coagulante al 1 %, esperar un minuto y cambiar a 40 rpm durante 20 minutos.
4. Monitorear el tiempo de formación del floc y sus características, mediante el Índice de Willcomb y el comparador de tamaño de la WRA.
5. Después de los 20 minutos, levantar lentamente las paletas y dejar sedimentar por 30 min. Una vez transcurrido los 30 min, registrar la temperatura final y el pH.
6. Tomar una muestra del sobrenadante para analizar seguidamente la reducción de turbiedad y color. Calcular el mejor porcentaje de remoción según la Ecuación 3.2.

$$\text{Remoción [\%]} = \frac{X_{\text{ii}} - X_{\text{fi}}}{X_{\text{ii}}} \times 100 \quad (3.2)$$

Donde, X_{inicial} es el valor de turbiedad o color medido antes del ensayo de prueba de jarras y X_{final} es el valor de turbiedad o color medido después de haber pasado por el ensayo de prueba de jarras.

7. Para la dosis de coagulante con la mejor remoción, se repite el ensayo. Es decir, la misma dosis en las 6 jarras. Al finalizar el ensayo, tomar una muestra del sobrenadante de cada jarra y colocar cuidadosamente en un recipiente

plástico de 2 L para el análisis fisicoquímico y microbiológico del agua clarificada, excepto los parámetros de color y turbiedad, que se miden en ese momento.

8. Transvasar los lodos residuales generados en cada jarra despacio a un recipiente de 2 L, sin romper el floc formado. Conservar a 4°C hasta el respectivo análisis.

Actividad floculante

1. Colocar 1 litro de agua cruda, en cada jarra. Registrar la temperatura inicial.
2. Preparar la solución 1 % del coagulante con sulfato de aluminio.
3. Preparar las soluciones de ayudantes de floculación al 0,1 % para la PAM, almidón y los tres extractos de tamarindo; mientras una solución al 0,01 % para la pectina.
4. Colocar diferentes dosis de coagulante + ayudantes de coagulación en jeringas frente a cada jarra.
5. Colocar el equipo de prueba de jarras a una velocidad de 100 rpm, añadir la solución de sulfato de aluminio, esperar un minuto y colocar las diferentes soluciones de ayudantes de floculación, inmediatamente cambiar a 40 rpm por 20 minutos.
6. Monitorear el tiempo de formación del floc y sus características, mediante el Índice de Willcomb y el comparador de tamaño de la WRA.
7. Después de los 20 minutos, levantar lentamente las paletas y dejar sedimentar por 30 minutos. Una vez transcurrido los 30 minutos, registrar la temperatura final y el pH.
8. Tomar una muestra del sobrenadante para analizar seguidamente la reducción de turbiedad y color. Calcular el mejor porcentaje de remoción según la Ecuación 3.2.
9. Para la dosis de coagulante + ayudante de floculación con la mejor remoción, se repite el ensayo. Es decir, la misma dosis en las 6 jarras. Al finalizar el ensayo, tomar una muestra del sobrenadante de cada jarra y colocar cuidadosamente en un recipiente plástico de 2 L para el análisis

fisicoquímico y microbiológico del agua clarificada, excepto los parámetros de color y turbiedad, que se miden en ese momento.

10. Transvasar los lodos residuales generados en cada jarra despacio a un recipiente de 2 L, sin romper el floc formado. Conservar a 4°C hasta el respectivo análisis.

En el Anexo II.3 se especifica a detalle el procedimiento empleado en el laboratorio, los materiales, equipos y reactivos utilizados y el registro fotográfico.

3.3 EVALUACIÓN TOXICOLÓGICA DE LOS LODOS RESIDUALES

3.3.1 CUANTIFICACIÓN Y CARACTERIZACIÓN DE LOS LODOS RESIDUALES

La cuantificación de los lodos producidos durante el ensayo de prueba de jarras se realizó mediante el método de gravimetría sugerido en APHA 2540 F (APHA, 2005), el resultado se expresó en mL de lodos residuales producidos por litro de agua tratada (mL/L).

La caracterización fisicoquímica y microbiológica de los lodos residuales generados se realizó mediante ensayos estandarizados en el laboratorio certificado CICAM-EPN. Los diferentes parámetros medidos y los métodos de medición empleados se detallan en la Tabla 3.3.

Tabla 3. 3 Parámetros fisicoquímicos y microbiológicos realizado a los lodos residuales.

Parámetro		Unidad	Ensayo estandarizado
Físicos	Humedad	%	Gravimétrico
	Conductividad	μS/cm	APHA 2510 B
	Sólidos totales, suspendidos, disueltos, fijos y volátiles	mg/L	APHA 2540 B-E
	Densidad	g/mL	APHA 2710 F
	Gravedad específica	-	APHA 2710 F
Químicos	pH	-	APHA 4500 B
	DQO	mg/L	APHA 5220 D
	Aluminio	mg/L	APHA 3500-AI B
Microbiológicos	Coliformes	NMP/100mL	APHA 9222 C

Fuente: APHA (2005)

Elaboración: Buenaño Brenda

3.3.2 ENSAYOS DE TOXICIDAD AGUDA

El control negativo para los dos ensayos de toxicidad aguda fue agua mineral de la marca Güitig, cuyo análisis químico comprende 80,06 mg/L de calcio (Ca^{2+}), 144,85 mg/L de magnesio (Mg^{2+}), 135,23 mg/L de sodio (Na^+), 9,31 de potasio (K^+), 1,5 mg/L de sulfatos (SO_4^{2-}), 174,7 mg/L de cloruros (Cl^-) y 932 mg/L de sólidos disueltos (Tesalia Springs CBC, 2017).

3.3.2.1 Ensayo de Toxicidad Aguda con *Allium cepa L*

El ensayo de toxicidad aguda con *Allium cepa L* se realizó en base al procedimiento sugerido por Romero y Cantú (2008):

1. Preparar las diluciones de la muestra con un factor de 0,3 (100, 30, 10, 3 y 1%) y el agua mineral (control negativo); colocar en recipientes adecuados al tamaño de los bulbos de cebolla, previamente rotulados.
2. Limpiar las raíces de las cebollas dejándolas sumergidas en agua por 2 horas y secándolas posteriormente. Registrar la longitud inicial de las raíces. Utilizar 12 cebollas por dilución, al finalizar el ensayo descartar los 2 valores más extremos.
3. Colocar los bulbos de cebolla limpios en los recipientes con las diferentes soluciones, cuidando que sólo las puntas de las raíces estén en contacto.
4. Dejar en un lugar seco con iluminación indirecta por 72 horas, cuidando de reponer el volumen de la solución perdido por evaporación.
5. Medir la longitud final de las raíces y registrar signos de toxicidad.
6. Posteriormente, calcular y realizar:
 - 6.1 El promedio de la longitud de la raíz.
 - 6.2 El porcentaje de inhibición del crecimiento, según la Ecuación 3.3.

$$Inhibición\% = \left(\frac{L_c - L_m}{L_c} \right) \times 100 \quad (3.3)$$

Donde, la *longitud control* es la longitud de las raíces de las cebollas expuestas al control negativo (agua mineral) y la *longitud de la muestra* es la longitud de las raíces de las cebollas expuestas a los diferentes lodos residuales.

- 6.3 La gráfica dosis-respuesta, para calcular la concentración de inhibición media CI_{50} , mediante el método Probit con la ayuda de la Tabla 3.4.

Tabla 3. 4 Relación del Probit empírico y el porcentaje de afectación

%	0	1	2	3	4	5	6	7	8	9
0	-	2,67	2,95	3,12	3,25	3,36	3,45	3,52	3,59	3,66
10	3,72	3,77	3,82	3,87	3,92	3,96	4,01	4,05	4,08	4,12
20	4,16	4,19	4,23	4,26	4,29	4,33	4,36	4,39	4,42	4,45
30	4,48	4,50	4,53	4,56	4,59	4,61	4,64	4,67	4,69	4,72
40	4,75	4,77	4,80	4,82	4,85	4,87	4,90	4,92	4,95	4,97
50	5,00	5,03	5,05	5,08	5,10	5,13	5,15	5,18	5,20	5,23
60	5,25	5,28	5,31	5,33	5,36	5,39	5,41	5,44	5,47	5,50
70	5,52	5,55	5,58	5,61	5,64	5,67	5,71	5,74	5,77	5,81
80	5,84	5,88	5,92	5,95	5,99	6,04	6,08	6,13	6,18	6,23
90	6,28	6,34	6,41	6,48	6,55	6,64	6,75	6,88	7,05	7,33
%	0,0	0,1	0,2	0,3	0,4	0,5	0,6	0,7	0,8	0,9
99 ^a	7,33	7,37	7,41	7,46	7,51	7,58	7,65	7,75	7,88	9,09

^aValores entre 99,0 y 99,9.

Fuente: Castillo (2004).

En el Anexo III.1 se especifica a detalle el procedimiento empleado en el laboratorio, los materiales y reactivos utilizados y el registro fotográfico.

6.3.1.1 Ensayo de Toxicidad Aguda con *Lactuca sativa L*

El ensayo de toxicidad aguda con *Lactuca sativa L* se realizó en base al procedimiento sugerido por Romero y Cantú (2008):

1. Preparar las diluciones de la muestra con un factor de 0,3 (100, 30, 10, 3 y 1%), el agua mineral (control negativo); humedecer el papel filtro colocado en las cajas Petri.
2. Colocar 20 semillas de lechuga en cada caja Petri, correctamente distribuidas. Cerrar cada caja Petri y colocarlas dentro de fundas para evitar pérdida de humedad. Realizar 3 repeticiones para cada dilución.
3. Dejar en la incubadora a 20°C durante 120 horas.
4. Medir la elongación de la radícula e hipocotilo, registrar signos de fitotoxicidad y las semillas no germinadas.
5. Posteriormente, calcular y realizar:
 - 5.1 El promedio y desviación estándar de la elongación (radícula + hipocotilo) de las plántulas de cada repetición.

- 5.2 El porcentaje de inhibición del promedio del crecimiento, con el promedio de elongación para cada dilución respecto del promedio de elongación del control negativo, según la Ecuación 3.4.

$$\text{Inhibición} [\%] = \left(1 - \frac{E_{\text{dilución}}}{E_{\text{control}}} \right) \times 100 \quad (3.4)$$

Donde, la *elongación de la dilución* es la elongación (radícula + hipocotilo) de la plántula expuesta a los lodos residuales para cada concentración, mientras la *elongación del blanco* es la elongación (radícula + hipocotilo) de la plántula expuestas al control negativo (agua mineral).

- 5.3 El porcentaje de inhibición en la germinación para cada dilución.
- 5.4 La concentración a la cual no se observa efecto (NOEC) o la concentración más baja a la cual se observa efecto (LOEC) si la inhibición es inferior al 50 %.

En el Anexo III.2 se especifica a detalle el procedimiento empleado en el laboratorio, los materiales, equipo y reactivos utilizados y el registro fotográfico.

CAPÍTULO 4

RESULTADOS Y DISCUSIÓN

4.1 COAGULANTE Y AYUDANTES DE FLOCULACIÓN

4.1.1 EXTRACCIÓN DE POLÍMEROS NATURALES

La extracción de los polímeros naturales: almidón, pectina y extracto de la semilla de tamarindo, obtuvo rendimientos del 1,47, 3,44 y 43%, respectivamente. La calidad del color de polímero obtenido fue óptima para el almidón y el extracto de tamarindo puesto que presentaban un color blanco, a diferencia de la pectina que tenía un color marrón. La Tabla 4.1 resume los principales resultados obtenidos en la extracción de cada polímero, además de los principales residuos generados que pueden causar inconvenientes ambientales.

Tabla 4. 1 Principales resultados del proceso de extracción para cada polímero.

Características	Plátano Verde		Naranja		Tamarindo	
Color	<i>Cáscaras</i>	<i>Almidón</i>	<i>Albedo</i>	<i>Pectina</i>	<i>Semillas</i>	<i>Extracto</i>
	Verde	Blanco	Blanco	Marrón	Blanco	Blanco
Humedad de la materia prima [%]	88,53 (cáscaras)		74,20 (cáscaras)		41,81 (semillas)	
Rendimiento [%]	1,47 (12,86 MS)		3,44 (13,34 MS)		43 (73,9 MS)	
Residuos y subproductos	Residuo raquis		Residuo flavedo		Residuo cáscaras, fibras y pelusas	
	Aprox. 8 L agua por kg de cáscaras		Aprox. 7,5 L agua por kg de cáscaras		Aprox. 2,3 L agua por kg de semillas	
	Aprox. de 16 kg de sólidos y fibras		Aprox. de 4 L de etanol al 96%		Aprox. de 5 L de etanol al 96%	

Elaboración: Buenaño Brenda

4.1.1.1 Almidón de la cáscara de plátano verde

El rendimiento del almidón fue del 1,47 % valor superior a 0,69 % reportado por Nasrin et al. (2015), debido a que la muestra de residuos procesada no sólo contenía cáscaras (92,11 %) sino también plátanos verdes de desecho y restos de pulpa no utilizada (7,89%). Asimismo otro factor que pudo influir es el menor valor de humedad de la muestra (88,53 %) respecto al promedio de 92,5 % reportado por Ilori, Adebusoye, Iwal y Awotiwon (2007).

Los inconvenientes identificados en la extracción del almidón fueron tres: la subutilización del raquis, el excesivo consumo de agua y la generación de sólidos residuales y fibras. Inconvenientes que pueden gestionarse con estrategias de T+L de segundo nivel como la recirculación del agua una vez sedimentados los sólidos o su reutilización para otros fines, el aprovechamiento del raquis y sólidos residuales (principalmente fibras) para obtener productos alimenticios y papel como lo comprueba Meneses et al. (2012).

4.1.1.2 Pectina de la cáscara de naranja

El rendimiento de la pectina fue del 3,44 % y 13,34 % (MS), inferiores al 9,83 % y 15,92 % (albedo y flavedo) reportado por Devia Pineda (2003) y Aina et al. (2012), respectivamente. Posiblemente debido a que la muestra de albedo procesada tuvo una mayor humedad de 74,2 % respecto al promedio de 63,7 % reportado por Devia Pineda (2003), además de una posible pérdida de muestra en el filtrado con tela o la influencia del grado de maduración de la naranja.

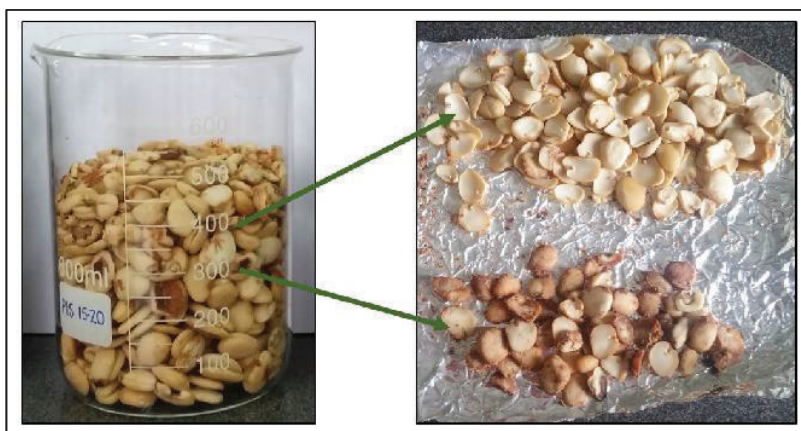
Mientras, el color marrón de la pectina obtenida pudo haberse dado por no realizar lavados a la pectina, la temperatura de secado fue alta ($\approx 35^{\circ}\text{C}$) o el secado fue dentro de la estufa, factores que los señala Devia Pineda (2003).

Los inconvenientes identificados en la extracción de la pectina fueron tres: la subutilización del flavedo, el consumo de agua y la generación de etanol residual. Inconvenientes que pueden ser gestionados con estrategias de T+L de segundo nivel como la recuperación por destilación y reutilización del etanol residual, el aprovechamiento del flavedo para varios fines, principalmente aceites esenciales como lo comprueban varios autores, entre ellos Cerón–Salazar y Cardona–Alzate (2011) y Pandharipande y Makode (2012).

4.1.1.3 Extracto de la semilla de tamarindo

El rendimiento del polvo de tamarindo fue del 43 %, mientras el contenido de humedad fue del 41,81 %, un valor mucho mayor al 11,3 % reportado por Bagul et al. (2015), debido a que los residuos de tamarindo provienen del despulpado en húmedo de la fruta. La muestra de residuos de tamarindo procesada contenía 89 % de semillas y 11% de fibras y pelusas. Del porcentaje de semillas, 75,3 % estaban cubiertas completamente (o la gran mayoría) y 24,7 % estaban sin cáscara (o parcialmente cubiertas). El problema con las semillas sin cáscaras fue que algunas ya presentaban color y se tuvo que separarlas como se aprecia en la Figura 4.1, incidiendo en el rendimiento de la extracción.

Figura 4. 1 Semillas de tamarindo coloreadas (abajo) y sin colorear (arriba).



Elaboración: Buenaño Brenda

Los inconvenientes identificados en la extracción del extracto de la semilla de tamarindo fueron tres: la subutilización de las fibras y pelusas, el consumo de agua y la generación de etanol residual. Inconvenientes que se pueden gestionar con estrategias de T+L de segundo nivel como la recuperación por destilación y reutilización del etanol residual, aprovechamiento de las fibras para diversos fines como tintes, papel y otros usos mencionados por Bagul et al. (2015).

4.1.2 CARACTERIZACIÓN QUÍMICA DE LAS SUSTANCIAS COAGULANTES Y AYUDANTES DE FLOCULACIÓN

Las sustancias químicas empleadas en este estudio fueron cinco: almidón, pectina, extracto de la semilla de tamarindo, sulfato de aluminio y PAM; las tres primeras fueron extraídas de residuos como se explicó, mientras, el sulfato de aluminio y la PAM fueron donados de la planta de potabilización El Placer-EPMAPS. Las principales características químicas de las sustancias coagulantes/floculantes utilizadas se resumen en la Tabla 4.2, en la cual de manera general se distingue que los polímeros naturales están constituidos principalmente por carbohidratos.

Tabla 4.2 Principales características químicas de las sustancias coagulantes/floculantes empleadas: almidón, pectina, tamarindo, alumbre y PAM.

Principales características		Sustancias coagulantes/floculantes					
		Almidón	Pectina	Tamarindo		Alumbre*	PAM**
Presentación		Polvo	Polvo	Polvo	Extracto al 5%	Líquido	Polvo
Pureza		77,7 %	-	-	-	8,32 % Al ₂ O ₃ (ρ=1,314 g/mL)	(ρ=750 g/L)
Composición química [%]	Humedad	17,83	14,56	8,07	98,73	-	-
	Carbohidratos totales	81,50	73,13	71,54	0,87	-	-
	Proteína	0,09	4,82	16,35	0,29	-	-
	Extracto etéreo	0,02	0,04	2,34	0,07	-	-
	Cenizas	0,57	7,46	1,75	0,06	-	-
	Fibra cruda	0,08	2,22	1,32	0,07	-	-

Fuente:*SERCOP (2016) y **Kemira (2010).

Elaboración: Buenaño Brenda

El almidón obtenido con una humedad del 17,83 % presentó una pureza de 77,7 % en base húmeda, es decir, 94,56 % en base seca. Aunque, este porcentaje es alto, es inferior al porcentaje de 98,86 % reportado por Nasrin et al. (2015), posiblemente debido a que en la extracción no se hicieron los suficientes lavados para recuperar exclusivamente almidón o también debido a un deficiente secado del almidón que resultó en un valor de humedad de casi el doble del valor de 9,12 % reportado por Nasrin et al. (2015).

El polvo de pectina obtenido con una humedad de 14,56 %, está constituido esencialmente por carbohidratos (73,13 %), cenizas (7,46 %) y proteína (4,82 %). Mientras, el porcentaje alto de cenizas se debe a la cantidad de minerales presentes en el albedo (Cerón–Salazar y Cardona–Alzate, 2011)

El polvo de las semillas de tamarindo con una humedad de 8,07 %, valor menor al 11,4 % reportado por Bagul et al. (2015), está constituido principalmente por carbohidratos (71,54 %) y proteína (16,35 %) valores que coinciden con el 72,2 % y 15 %, respectivamente, reportados igualmente por Bagul et al. (2015). Mientras, el extracto de la semilla de tamarindo conserva prácticamente las mismas proporciones de carbohidratos y proteína, aunque en inferiores cantidades.

4.2 EVALUACIÓN DE LA ACTIVIDAD COAGULANTE Y FLOCULANTE

4.2.1 CALIDAD DEL AGUA CRUDA

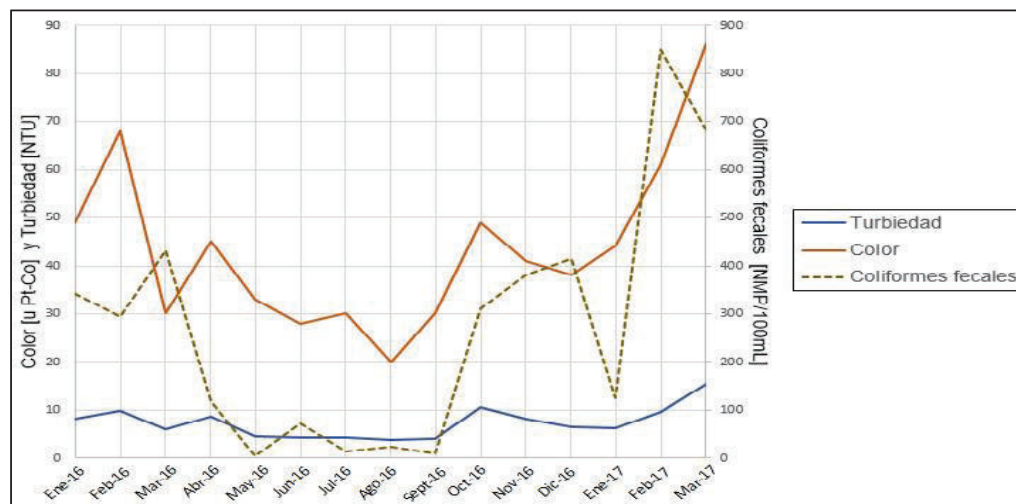
La variabilidad de las características físicas y microbiológicas del agua cruda que recibe la planta El Placer-EPMAPS es evidente, como se aprecia en la Figura 4.2. No existe una correlación anual, tal es el caso de enero, febrero y marzo, los cuales

presentan valores superiores al año 2017, posiblemente vinculados a factores como la condición climática propia de cada fuente de captación y la influencia del canal abierto en la conducción.

Asimismo, en el periodo ene/2016 – mar/2017 se aprecia la fluctuación de los parámetros de color, turbiedad y coliformes. Los picos de color y turbiedad coinciden en los meses de febrero, abril, octubre del 2016 y marzo del 2017; los picos de coliformes fecales ocurrieron en marzo, diciembre del 2016 y febrero del 2017.

En promedio, durante el periodo enero/2016 – marzo/2017, la calidad del agua cruda receptada en la planta El Placer-EPMAPS fue de 7,37 NTU (rango: 3,87-15,38 NTU), 43 uc Pt-Co (rango: 20-86 uc Pt-Co) y 272 NMP/100 mL (rango: 5-848 NMP/100mL) (EPMAPS, 2017).

Figura 4.2 Variabilidad de parámetros físicos (color y turbiedad) y microbiológicos (coliformes fecales) del agua cruda receptada en la Planta El Placer EPMAPS, durante el periodo enero/2016 – marzo/2017



Fuente: EPMAPS (2017)

Elaboración: Buenaño Brenda

El análisis fisicoquímico y microbiológico realizado al agua cruda muestreada en los meses de enero y febrero comprobó esta variabilidad, como se muestra en la columna de resultados generales en la Tabla 4.3. Sin embargo, aquella calidad del agua que por haberse presentado con mayor ocurrencia en el muestreo, fue empleada en los ensayos de prueba de jarras y se la detalla en la columna de resultados específicos de la Tabla 4.3.

La Tabla 4.3 presenta el resumen estadístico del total de resultados obtenidos durante los diferentes muestreos realizados. En el Anexo IV.1 se encuentra todos los resultados obtenidos del análisis fisicoquímico y microbiológico realizado al agua cruda.

Tabla 4. 3 Resumen estadístico del análisis fisicoquímico y microbiológico del agua cruda muestreada de la planta El Placer-EPMAPS.

Parámetro		Unidad	Resultados	
			Generales	Específicos
Físicos	Temperatura	°C	10,7 ± 0,4	10,6 ± 0,3
	Turbiedad	NTU	7,7 ± 5,1	5,32 ± 0,18
	Color aparente	uc Pt-Co	67 ± 35	51 ± 2
	Color verdadero	uc Pt-Co	50 ± 20	40 ± 5
	Conductividad	µS/cm	134 ± 10	136 ± 5
	Sólidos totales	mg/L	150,8 ± 3,1	150,5 ± 3
	Sólidos sedimentables	mL/L	< 0,1	< 0,1
	Sólidos suspendidos	mg/L	17,2 ± 12,0	21,0 ± 12,0
	Sólidos disueltos	mg/L	133,6 ± 13,0	129,4 ± 12,9
Químicos	pH	-	7,83 ± 0,10	7,88 ± 0,08
	Alcalinidad total (CaCO ₃)	mg/L	52,7 ± 2,7	52,5 ± 2,5
	DQO	mg/L	< 10	< 10
	DBO ₅	mg/L	< 2	< 2
	Dureza Total (CaCO ₃)	mg/L	72,1 ± 7,17	72,5 ± 6,5
	Aluminio (Al ⁺³)	mg/L	0,10 ± 0,01	0,10 ± 0,01
Microbiol.	Coliformes	NMP/ 100mL	(5,0 ± 2,5) x 10	(4,5 ± 1,3) x 10

Elaboración: Buenaño Brenda

De la Tabla 4.3, los resultados generales del agua cruda muestreada revelan que los principales parámetros fluctuantes fueron la turbiedad, el color, los sólidos y coliformes, posiblemente a causa de las variables lluvias en las fuentes de captación que pueden provocar derrumbes, aumento de materia orgánica (hojas, ramas, etc) o arrastre de aguas provenientes de actividad agrícola/ganadera por donde pasa el canal abierto de conducción (EPMAPS, 2013).

De aquí en adelante, al hacer referencia a la calidad del agua cruda será exclusivamente a aquella calidad del agua que por haberse presentado con mayor ocurrencia en el muestreo, fue empleada en los ensayos de prueba de jarras, y está detallada en la columna de resultados específicos de la Tabla 4.3.

En general, la calidad del agua cruda muestreada para potabilización fue buena para el parámetro del color y coliformes y excelente para de los parámetros de pH, turbiedad y DBO₅ y coliformes, según la Tabla 2.13 de Silva (2015).

Gracias a esta buena/excelente calidad del agua cruda podría aplicarse tan sólo un tratamiento de desinfección para el consumo humano y uso doméstico, según la Tabla 2.14 de TULSMA Libro VI Anexo 1 (2015) a excepción del color y coliformes que requieren un tratamiento convencional. Asimismo, si bien la calidad del agua cruda podría cumplir con el LMP de turbiedad (5 NTU), está distante de cumplir los LMP del color (15 uc Pt-Co) y coliformes (<1,1 NMP/100 mL) para el agua potable. En consecuencia, se requiere necesariamente un tratamiento convencional del agua cruda para cumplir con la NTE INEN 1108 (INEN, 2014).

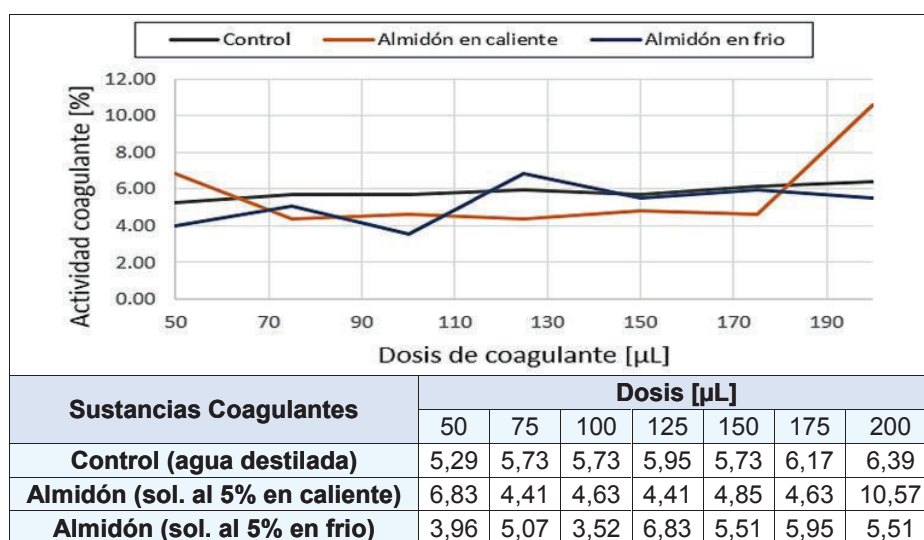
Del análisis del agua cruda se identifica que está integrada esencialmente por sólidos no sedimentables (sólidos sedimentables < 0,1 mg/L), los cuales son difíciles de sedimentar por sí solos. El 86 % de los sólidos son sólidos disueltos, los cuales recaen en materiales como limo fino, bacterias, materia orgánica e inorgánica que no suele causar turbiedad sino más bien color, olor, sabor y problemas de salud, como se detalla en la Tabla 2.3. La alcalinidad es baja (<75 mg/L CaCO₃) y se trata de un agua blanda (<75 mg/L CaCO₃) (Romero Rojas, 2009).

En definitiva, en base a la Tabla 2.5, se puede concluir que el agua cruda muestreada es de difícil tratamiento de coagulación/floculación, principalmente a causa de su baja turbiedad (mayor dosis de coagulante y acción de barrido), además de la baja alcalinidad.

4.2.2 ACTIVIDAD COAGULANTE PRIMARIA

Los resultados del ensayo de actividad coagulante primaria realizado a las cuatro sustancias coagulantes: almidón, pectina, extracto de tamarindo y sulfato de aluminio determinaron que las sustancias coagulantes tienen una deficiente o nula actividad coagulante, tanto para el ensayo de baja (10 NTU) y alta (280 NTU) turbiedad; exceptuando, el caso del almidón en alta turbiedad, que si bien no presentó una buena actividad coagulante fue mayor respecto a los otros coagulantes. La Figura 4.3 muestra la actividad coagulante del almidón para alta turbiedad, cabe señalar que la solución de almidón se la obtuvo en frío y en caliente.

Figura 4.3 Actividad coagulante primaria del almidón en el ensayo de alta turbiedad, en porcentaje.



Elaboración: Buenaño Brenda

El almidón presentó una actividad coagulante deficiente, donde la dosis de 200 μ L en caliente fue la única que se distingue (10,57%) en comparación a la solución control de agua destilada (6,39%).

A pesar de no haber presentado una actividad coagulante primaria la mayoría de las sustancias coagulantes, se decidió conveniente utilizar todas las sustancias para los ensayos de prueba de jarras. Puesto que, se pudo haber cometido errores al adaptar la metodología para utilizar un volumen de 10 mL, las concentraciones (5% y 1%) fueron inadecuadas o las dosis empleadas (50-200 μ L) no estuvieron dentro del rango.

4.2.3 EFICIENCIA DE LA ACTIVIDAD COAGULANTE

Primeramente, se aclara que no se utilizó la pectina como coagulante puesto que es hidrofílica (se ioniza al contacto con el agua) y tiene la misma carga negativa que las partículas que se intenta desestabilizar (Sánchez Fiorentini y Untiveros Bermúdez, 2004; Vaclavik y Christian, 2014). Razón por la cual es difícil utilizarla como coagulante a menos que se desee generar una acción de barrido, que no es posible en este caso debido a la baja turbiedad del agua cruda (5,32 NTU). En consecuencia, se analizó únicamente la actividad floculante de la pectina.

En general, la actividad coagulante de los coagulantes naturales: almidón y extracto de la semilla de tamarindo no fue eficiente, la remoción de turbiedad fue pobre (menor al 1 %); a diferencia del sulfato de aluminio, que obtuvo una remoción de turbiedad alrededor del 86%, para la misma agua cruda con 5,32 NTU.

4.2.3.1 Polímeros naturales: almidón y extracto de tamarindo

La baja eficiencia de los polímeros naturales puede deberse al mecanismo de coagulación de los polímeros, que es principalmente la acción de barrido, y no

necesariamente la desestabilización de cargas. Gracias al elevado peso molecular de los polímeros, pueden formar agregados con las partículas del agua que precipitan y van atrapando a más partículas, pero debido a la baja turbiedad del agua, no existen suficientes partículas para crear una acción de barrido (Arboleda, 2000; Mihelcic y Zimmerman, 2012).

A diferencia del coagulante natural más estudiado *Moringa Oleífera*, que para un agua natural de baja turbiedad (<5 NTU) con 6,5 abs/m de color, 765 CFU/100 mL y un 605 CFU/100 mL de *E. coli*, obtuvo una reducción del 41,4, 76,8 y 81,8%, respectivamente; para una dosis de 500 mg/L (Pritchard, Craven, Mkandawire, Edmondson, y O'Neill, 2010). Aunque, igualmente la *Moringa Oleífera* suele tener una mayor eficacia para un agua con turbiedad alta (Gunaratna et al., 2007).

En definitiva, se concluye que los polímeros naturales: almidón, pectina y extracto de tamarindo no tienen actividad coagulante a condiciones reales de un agua cruda, a causa de la baja turbiedad. De manera que se procedió a evaluar la actividad floculante como ayudantes de floculación, tomando como sustancia coagulante al sulfato de aluminio.

4.2.3.2 Sulfato de aluminio

Para el agua cruda tratada, la dosis óptima de sulfato de aluminio fue de 65 mg/L, obteniéndose una alta remoción del 85,97 % de turbiedad y 88,73 % de color, cumpliendo con los LMP de la NTE INEN 1108. Además, se obtuvo un pH final de 7,05 (15°C) con un tiempo corto de formación del floc a los 3 minutos que indica una rápida velocidad de reacción. El floc fue disperso, bien formado y de lenta sedimentación (índice Willcom de 4) con un tamaño entre 0,5 – 0,75 mm (tamaño WRA de B). Aunque no es un índice Willcomb de 10 y su tamaño es pequeño, presenta una sedimentación razonable por lo que puede tratarse de un floc relativamente denso.

La Tabla 4.4 muestra los principales resultados obtenidos de la evaluación cuantitativa (pH, turbiedad y color final, remoción de turbiedad y color) y cualitativa (tiempo de formación del floc y los índices de Willcomb y WRA) empleando sulfato de aluminio.

De la Tabla 4.4, se distingue que la mayor de remoción de turbiedad y color se la obtiene con la dosis de 120 mg/L posiblemente por una acción de barrido. Sin embargo, se escoge la dosis de 65 mg/L como la dosis óptima debido a que igualmente presenta una remoción de turbiedad y color alta y se la obtiene con casi la mitad de la dosis de 120 mg/L.

Tabla 4. 4 Principales resultados de la evaluación de la actividad coagulante para determinar la dosis óptima del sulfato de aluminio.

Dosis [mg/L]	Evaluación para la determinación de la dosis óptima de sulfato de aluminio							
	Evaluación cuantitativa					E. cualitativa del floc		
	pH	Turbiedad		Color		Tiempo [min]	Índice Willcomb	Tamaño WRA
[NTU]		[%]	[uc Pt-Co]	[%]				
0	7,88 ± 0,13	4,40 ± 0,36	17,22	47 ± 6	8,63	-	0	-
20	7,53 ± 0,13	4,57 ± 0,43	14,07	46 ± 6	9,48	16	2	A
40	7,32 ± 0,10	2,08 ± 0,65	60,87	20 ± 8	60,13	9	4	B
45	7,20 ± 0,14	1,11 ± 0,2	79,18	12 ± 3	77,45	3	4	B
50	7,17 ± 0,13	1,05 ± 0,29	80,20	10 ± 3	80,61	3	4	B
55	7,11 ± 0,12	0,88 ± 0,12	83,52	7 ± 4	87,25	3	4	B
60	7,10 ± 0,12	0,89 ± 0,15	83,30	8 ± 5	84,68	2	4	B
65	7,05 ± 0,07	0,75 ± 0,09	85,97	6 ± 2	88,73	3	4	B
70	7,05 ± 0,05	0,76 ± 0,15	85,74	5 ± 2	89,36	3	4	C
75	7,01 ± 0,04	0,76 ± 0,10	85,71	6 ± 1	88,24	3	4	C
80	7,01 ± 0,10	0,74 ± 0,20	86,12	4 ± 3	91,83	2	4	C
100	6,92 ± 0,12	0,74 ± 0,17	86,12	6 ± 3	88,56	2	4	C
120	6,88 ± 0,13	0,70 ± 0,15	86,84	4 ± 3	92,16	2	4	C

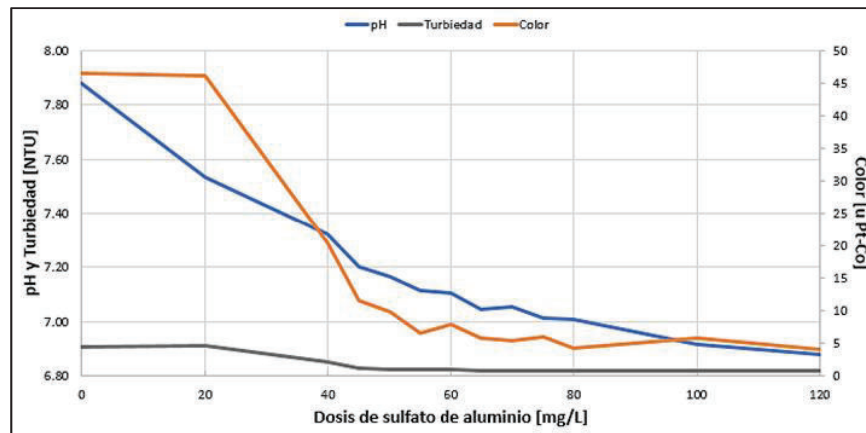
Elaboración: Buenaño Brenda

También, se aprecia que desde la dosis de 45 mg/L, el tiempo de formación del primer floc se mantiene bajo, entre 2 y 3 minutos; si bien las características del floc bien formado, distribuido y de lenta sedimentación (I. Willcomb de 4) no cambian,

el tamaño del floc aumenta con la dosis de coagulante de 0,5-0,75 mm a 0,75-1 mm (T. WRA de B a C). El floc de tamaño A (0,3-0,5 mm) no tiene buena sedimentación ni un buen tiempo de formación.

En la Figura 4.4 se observa gráficamente la variación del pH, turbiedad y color descritos en la Tabla 4.4, para una mejor percepción de la variación; donde se aprecia cómo el pH tiene un descenso al aumentar la dosis de sulfato de aluminio, debido al pH de la solución de sulfato de aluminio al 1% añadida de 3,94. La turbiedad tiene un descenso pronunciado desde la dosis de 20 a 45 mg/L y luego se mantiene estable. El color tiene un descenso brusco al pasar de la dosis de 20 a 45 mg/L y posteriormente sigue bajando lentamente hasta mantenerse estable desde 80 mg/L.

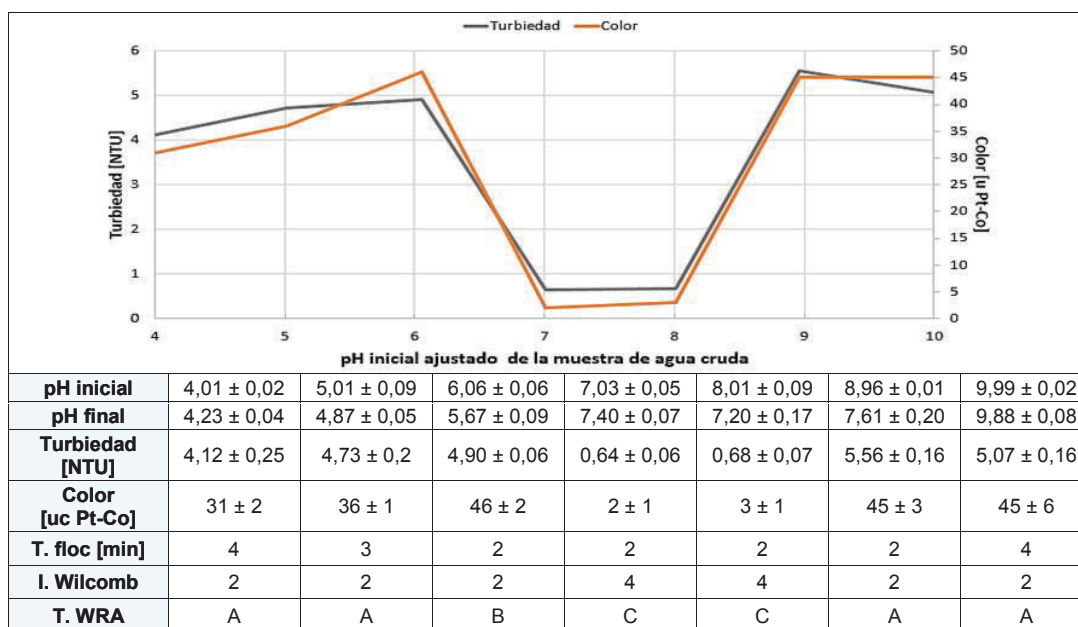
Figura 4. 4 Variación del pH, turbiedad y color en función de la dosis de sulfato de aluminio.



Elaboración: Buenaño Brenda

Asimismo, se determinó que el pH óptimo para la dosis de 65 mg/L de sulfato de aluminio está entre 7 y 8 unidades como se distingue marcadamente en la Figura 4.5, valor que coincide con los reportados por Arboleda (2000) y Silva (2015).

Figura 4. 5 Variación de la turbiedad y color en función del pH inicial, para la dosis de sulfato de aluminio de 65mg/L



Elaboración: Buenaño Brenda

4.2.4 EFICIENCIA DE LA ACTIVIDAD FLOCULANTE

La evaluación de la actividad floculante de los polímeros naturales como ayudantes de floculación, se realizó tomando como base al coagulante ampliamente usado en las plantas de potabilización de la EPMAPS del DMQ, el sulfato de aluminio. Además, se tomó como referencia para la actividad floculante al polímero sintético comercial PAM.

Entonces, las sustancias químicas empleadas fueron sulfato de aluminio al 1% (coagulante), PAM, almidón, extracto de tamarindo al 0,1% y pectina al 0,01% (ayudantes de floculación). La pectina fue empleada en una solución al 0,01% porque no se podía medir cantidades muy pequeñas (< 0,1 mL) al utilizar una solución al 0,1%.

La Tabla 4.5 resume el pH, la temperatura, el color y la turbiedad de las soluciones empleadas en el ensayo de prueba de jarras para la actividad floculante.

Tabla 4.5 Características fisicoquímicas de las soluciones de las sustancias coagulantes/floculantes empleadas para evaluar la actividad floculante.

Sustancias coagulantes/floculantes		Parámetros físicos y químico			
		pH	Temperatura [°C]	Color [uc Pt-Co]	Turbiedad [NTU]
Sulfato de aluminio		3,94 ± 0,01	18,7 ± 2,1	-	-
PAM		3,7 ± 0,06	16,6 ± 1,8	44 ± 2	5,22 ± 0,58
Almidón		6,94 ± 0,11	19,1 ± 0,9	700 ± 5	307 ± 13
Pectina		4,75 ± 0,32	28,9 ± 2,7	53 ± 4	40 ± 3
Extracto de tamarindo	Agua	6,56 ± 0,29	30,3 ± 3,1	193 ± 6	27 ± 4
	NaCl	6,19 ± 0,24	30,4 ± 3,9	268 ± 13	37 ± 7
	CH ₃ COONH ₄	6,48 ± 0,23	28,9 ± 3,7	180 ± 5	24 ± 5

Elaboración: Buenaño Brenda

El sulfato de aluminio, el PAM y la pectina tienen un pH ácido, a diferencia del almidón y las tres diferentes soluciones del extracto de tamarindo, lo que influye en la desestabilización de cargas. La temperatura a la cual se añadió las soluciones de sulfato de aluminio, PAM y almidón fue en promedio la temperatura ambiente; mientras la pectina y las tres soluciones del extracto de tamarindo fueron aplicadas en caliente pudiendo generar un impacto térmico, pero a causa de la pequeña cantidad añadida, no existió influencia. Las soluciones de los polímeros naturales, en general presentaron alto color y turbiedad, aunque igualmente a causa de la baja cantidad añadida tampoco ejercen una influencia importante.

La dosis óptima del sulfato de aluminio sin ayudante de floculación fue 65 mg/L, al utilizar los ayudantes de floculación en promedio se redujo la cantidad de sulfato de aluminio a 60 mg/L. Las combinaciones óptimas de sulfato de aluminio+polímero fueron de 50 mg/L+0,2 mg/L para el almidón, 60 mg/L+0,06 mg/L para la pectina, 60 mg/L+0,6 mg/L para el tamarindo en agua, 60 mg/L+0,5 mg/L para el tamarindo en cloruro de sodio, 60 mg/L+0,2 mg/L para el tamarindo en acetato de amonio y 50 mg/L+0,2 mg/L para la PAM.

4.2.4.1 Sulfato de aluminio + almidón

La combinación óptima de sulfato de aluminio + almidón fue 50 mg/L+0,2 mg/L, obteniendo una mayor remoción de turbiedad (87,41 %) y color (98,04 %) que al utilizar solamente la dosis óptima de sulfato de aluminio (65 mg/L), cumpliendo con la NTE INEN 1108. Además, un pH final mayor de 7,32 (16°C) debido a la reducción de la dosis de sulfato de aluminio y al pH neutro de 6,94 de la solución de almidón.

Las características del floc obtenido son similares a las que se obtiene utilizando sólo la dosis de sulfato de aluminio, es decir, un floc disperso, bien formado y de lenta sedimentación (I. Willcomb de 4); aunque un mayor tamaño entre 0,75 – 1,0 mm (T. WRA de C) y menor tiempo de formación del floc de 2 minutos que indica una rápida velocidad de reacción.

La Tabla 4.6 muestra los principales resultados obtenidos con la combinación de 50 mg/L de sulfato de aluminio y diferentes dosis de almidón.

Tabla 4. 6 Principales resultados de la evaluación de la actividad floculante para determinar la combinación óptima de 50 mg/L de sulfato de aluminio + almidón.

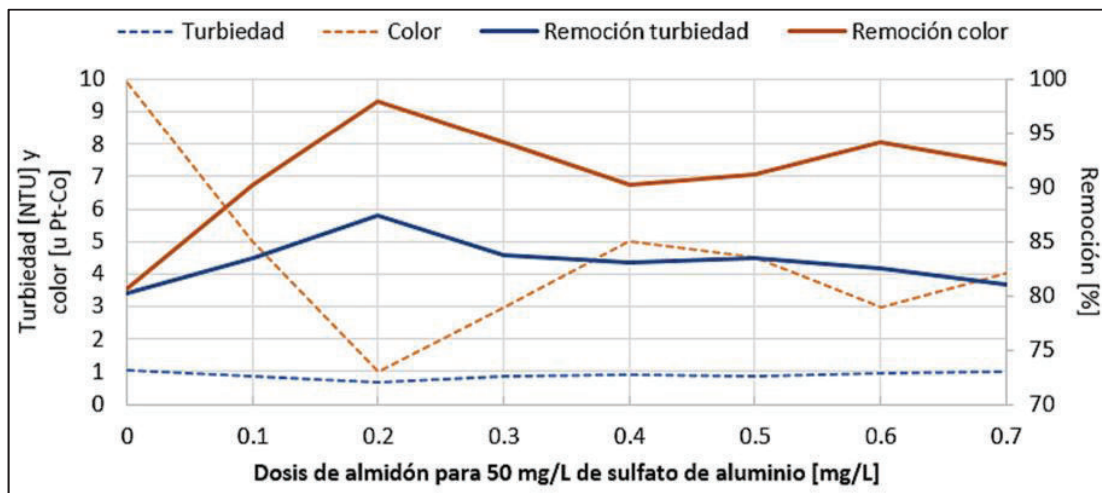
Dosis [mg/L]	Evaluación para la determinación de la dosis óptima de sulfato de aluminio							
	Evaluación cuantitativa					E. cualitativa del floc		
	pH	Turbiedad		Color		Tiempo [min]	Índice Wilcomb	Tamaño WRA
[NTU]		[%]	[uc Pt-Co]	[%]				
0	7,17 ± 0,13	1,05 ± 0,29	80,20	10 ± 3	80,61	3	4	B
0,1	7,20 ± 0,20	0,88 ± 0,26	83,46	5 ± 1	90,20	2	4	C
0,2	7,23 ± 0,12	0,67 ± 0,23	87,41	1 ± 1	98,04	2	4	C
0,3	7,25 ± 0,13	0,87 ± 0,25	83,74	3 ± 1	94,12	3	4	C
0,4	7,26 ± 0,14	0,90 ± 0,20	83,08	5 ± 1	90,20	3	4	C
0,5	7,29 ± 0,15	0,88 ± 0,29	83,46	5 ± 1	91,18	3	4	C
0,6	7,27 ± 0,12	0,93 ± 0,12	82,52	3 ± 1	94,12	2	4	C
0,7	7,30 ± 0,10	1,01 ± 0,15	81,02	4 ± 1	92,16	2	4	C

Elaboración: Buenaño Brenda

De la tabla 4.6, se aprecia que las diferentes dosis de almidón empleadas en combinación con 50 mg/L de sulfato de aluminio tienen una marcada mejora en la remoción de turbiedad y color, mayor tamaño de floc (T. WRA de C) y una menor reducción del pH inicial que se mantiene entre 7,2 y 7,3. Aunque, también tienen características similares del floc obtenido (I. Willcomb de 4) y tiempo corto de formación del floc entre 2 y 3 minutos.

La Figura 4.6 muestra la variación de turbiedad y color en la combinación de 50mg/L de sulfato de aluminio + diferentes dosis de almidón. En general, existe una mayor remoción del color que de la turbiedad, con una diferencia marcada al no utilizar almidón y utilizando 0,2 mg/L de almidón.

Figura 4. 6 Variación de la remoción de turbiedad y color para la combinación de 50 mg/L de sulfato de aluminio + almidón.



Elaboración: Buenaño Brenda

4.2.4.2 Sulfato de aluminio + pectina

La combinación óptima de sulfato de aluminio + pectina fue 60 mg/L+0,06 mg/L, obteniendo una mayor remoción de turbiedad (89,19 %) y color (90,20%) que al utilizar solamente la dosis óptima de sulfato de aluminio (65 mg/L), cumpliendo con

la NTE INEN 1108. Aunque, con un pH final menor de 6,99 (16°C) debido al pH de la solución de pectina de 4,75.

Las características del floc obtenido son similares a las que se obtiene utilizando sólo los 65 mg/L de sulfato de aluminio, es decir, un floc disperso, bien formado y de lenta sedimentación (I. Willcomb de 4); aunque un mayor tamaño entre 1,0 – 1,5 mm (T. WRA de D) e igual tiempo corto de formación del floc de 3 minutos que indica una rápida velocidad de reacción.

La Tabla 4.7 muestra los principales resultados obtenidos con la combinación de 60 mg/L de sulfato de aluminio y diferentes dosis de pectina.

Tabla 4. 7 Principales resultados de la evaluación de la actividad floculante para determinar la combinación óptima de 60 mg/L de sulfato de aluminio + pectina.

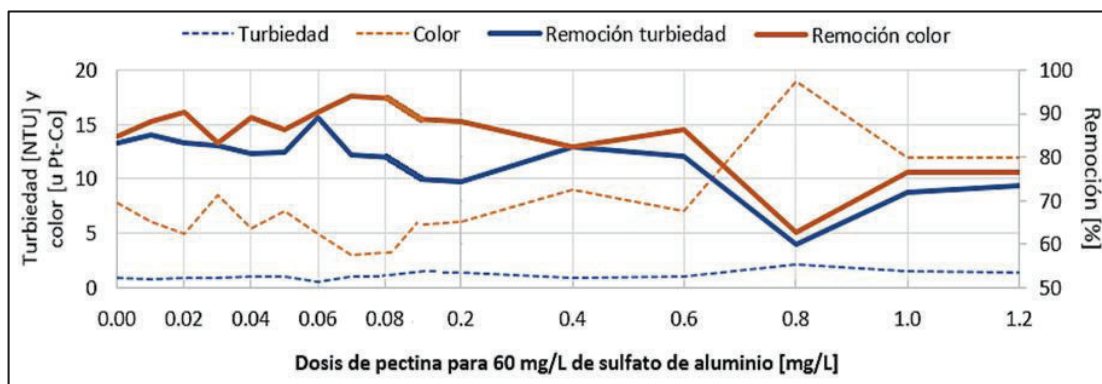
Dosis [mg/L]	Evaluación para la determinación de la dosis óptima de sulfato de aluminio							
	Evaluación cuantitativa					E. cualitativa del floc		
	pH	Turbiedad		Color		Tiempo [min]	Índice Wilcomb	Tamaño WRA
[NTU]		[%]	[uc Pt-Co]	[%]				
0	7,10 ± 0,12	0,89 ± 0,15	83,30	8 ± 5	84,68	2	4	B
0,01	7,07 ± 0,11	0,80 ± 0,14	84,96	6 ± 1	88,24	2	4	C
0,02	6,98 ± 0,13	0,89 ± 0,20	83,21	5 ± 2	90,20	2	4	C
0,03	6,99 ± 0,11	0,93 ± 0,15	82,58	9 ± 3	83,33	2	4	C
0,04	7,00 ± 0,13	1,02 ± 0,17	80,81	6 ± 4	89,22	3	4	C
0,05	6,99 ± 0,12	1,00 ± 0,23	81,20	7 ± 2	86,27	2	4	C
0,06	6,99 ± 0,12	0,58 ± 0,13	89,19	5 ± 2	90,20	3	4	D
0,07	6,98 ± 0,14	1,03 ± 0,15	80,64	3 ± 3	94,12	3	4	D
0,2	6,94 ± 0,13	1,36 ± 0,21	74,44	6 ± 1	88,24	3	6	E
0,4	6,95 ± 0,07	0,94 ± 0,19	82,33	9 ± 2	82,35	3	6	F
0,6	6,95 ± 0,14	1,06 ± 0,19	80,08	7 ± 2	86,27	3	8	F
0,8	6,95 ± 0,20	2,13 ± 0,18	59,96	19 ± 1	62,75	3	8	F
1,0	6,97 ± 0,17	1,49 ± 0,24	71,99	12 ± 4	76,47	3	8	F
1,2	6,96 ± 0,15	1,41 ± 0,13	73,50	12 ± 3	76,47	3	8	F

Elaboración: Buenaño Brenda

De la Tabla 4.7, se distingue que no siempre un floc de mayor tamaño 1,5 a 3,0 mm (T. WRA de E y F) y bien formado que precipite con facilidad (I. Willcomb de 6 y 8) significa que se remueva completamente del agua, tal es el caso de las dosis de 0,2 a 1,2 mg/L de pectina. Debido a que puede tratarse de un floc esponjoso, o incluso la adición de pectina (carga negativa) satura al sulfato de aluminio antes que las partículas coloidales del agua (carga negativa) y quedan resuspendidas. Por lo que, se debe buscar un floc denso (no necesariamente grande) y añadir la cantidad óptima de pectina.

La Figura 4.7 muestra la variación de turbiedad y color en la combinación de 60 mg/L de sulfato de aluminio + diferentes dosis de pectina. En general, existe una mayor remoción del color que de la turbiedad, con un pico de remoción de turbiedad en 0,06 mg/L de pectina; un drástico descenso de turbiedad y color de la dosis de 0,6 a 0,8 mg/L.

Figura 4. 7 Variación de la remoción de turbiedad y color para la combinación de 60 mg/L de sulfato de aluminio + pectina.



Elaboración: Buenaño Brenda

4.2.4.3 Sulfato de aluminio + extracto de tamarindo en agua

La combinación óptima de sulfato de aluminio + extracto de tamarindo en agua fue 60 mg/L+0,6 mg/L, obteniendo una mayor remoción de turbiedad (87,59 %) y color

(98,04%) que al utilizar solamente la dosis óptima de sulfato de aluminio (65 mg/L), cumpliendo con la NTE INEN 1108. Además, con un pH final similar de 7,09 (16°C) debido a una baja reducción en la dosis de sulfato de aluminio y el pH casi neutro de la solución de extracto de tamarindo en agua de 6,56.

Las características del floc obtenido son similares a las que se obtiene utilizando sólo los 65 mg/L de sulfato de aluminio, es decir, un floc disperso, bien formado y de lenta sedimentación (I. Willcomb de 4) e igual tamaño de 0,5 - 0,75 mm (T. WRA de D), aunque un tiempo corto de formación del floc de 2 minutos que indica una rápida velocidad de reacción.

Tabla 4.8 muestra los principales resultados obtenidos con la combinación de 60 mg/L de sulfato de aluminio y diferentes dosis de extracto de tamarindo en agua.

Tabla 4. 8 Principales resultados de la evaluación de la actividad floculante para determinar la combinación óptima de 60 mg/L de sulfato de aluminio + extracto de tamarindo en agua.

Dosis [mg/L]	Evaluación para la determinación de la dosis óptima de sulfato de aluminio							
	Evaluación cuantitativa					E. cualitativa del floc		
	pH	Turbiedad		Color		Tiempo [min]	Índice Wilcomb	Tamaño WRA
[NTU]		[%]	[uc Pt-Co]	[%]				
0	7,10 ± 0,12	0,89 ± 0,15	83,30	8 ± 5	84,68	2	4	B
0,1	7,12 ± 0,09	0,75 ± 0,24	85,84	8 ± 2	84,31	2	4	B
0,2	7,12 ± 0,11	0,83 ± 0,27	84,34	17 ± 5	67,65	2	4	B
0,3	7,10 ± 0,09	0,76 ± 0,14	85,76	8 ± 3	83,66	2	4	B
0,4	7,09 ± 0,12	0,79 ± 0,15	85,24	9 ± 2	81,70	2	4	B
0,5	7,01 ± 0,10	0,70 ± 0,23	86,78	2 ± 1	96,32	2	4	B
0,6	7,09 ± 0,07	0,66 ± 0,10	87,59	1 ± 1	98,04	2	4	B

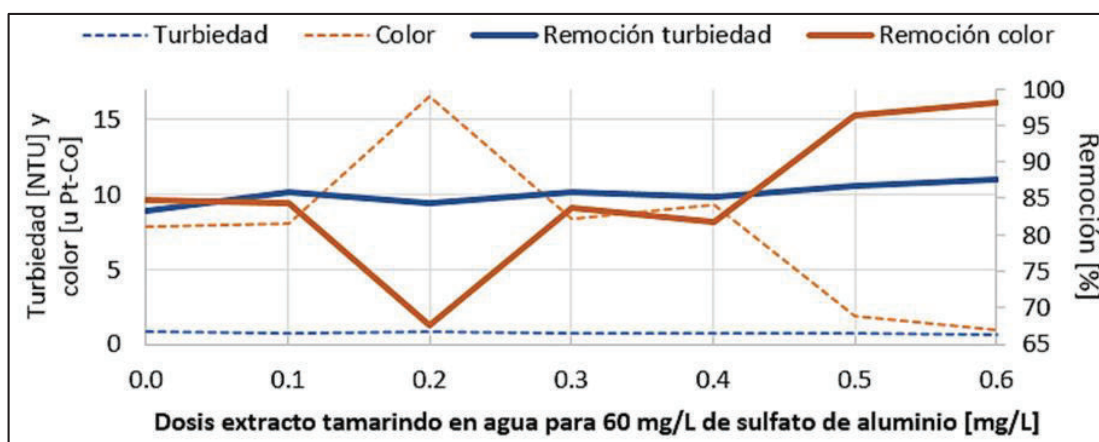
Elaboración: Buenaño Brenda

De la tabla 4.8, se aprecia que las diferentes dosis del extracto de tamarindo en agua empleadas en combinación con 60 mg/L de sulfato de aluminio tienen características similares en el tiempo corto de formación del primer floc de 2 minutos, un floc bien formado, disperso y de lenta sedimentación (I. Willcomb de 4)

y un tamaño de 0,5 – 0,75 mm (T. WRA de B). El pH se mantiene alrededor de 7,1 y la diferencia de remoción de color es marcada hasta obtener un 98 %.

La Figura 4.8 muestra la variación de turbiedad y color en la combinación de 60 mg/L de sulfato de aluminio + diferentes dosis del extracto de tamarindo en agua. En general, la remoción de turbiedad aumenta levemente al incrementar la dosis de tamarindo, mientras la remoción de color tiene un ascenso marcado desde la dosis de 0,2 a 0,6 mg/L de extracto de tamarindo en agua.

Figura 4. 8 Variación de la remoción de turbiedad y color para la combinación de 600 mg/L sulfato de aluminio + extracto de tamarindo en agua.



Elaboración: Buenaño Brenda

4.2.4.4 Sulfato de aluminio + extracto de tamarindo en cloruro de sodio

La combinación óptima de sulfato de aluminio + extracto de tamarindo en cloruro de sodio fue 60 mg/L+0,5 mg/L, obteniendo una mayor remoción de turbiedad (87,47 %) y color (92,16%) que al utilizar solamente la dosis óptima de sulfato de aluminio (65 mg/L), cumpliendo con la NTE INEN 1108. Además, un pH final parecido de 7,12 (16°C) debido a una baja reducción en la dosis de sulfato de aluminio y el pH casi neutro de la solución de extracto de tamarindo en cloruro de sodio de 6,19.

Las características del floc obtenido son similares a las que se obtiene utilizando sólo los 65 mg/L de sulfato de aluminio, es decir, un floc disperso, bien formado y de lenta sedimentación (I. Willcomb de 4), tamaño entre 0,5 – 0,75 mm (T. WRA de B) e igual tiempo corto de formación del floc de 3 minutos que indica una rápida velocidad de reacción.

La Tabla 4.9 muestra los principales resultados obtenidos con la combinación de 60 mg/L de sulfato de aluminio y diferentes dosis de extracto de tamarindo en cloruro de sodio.

Tabla 4. 9 Principales resultados de la evaluación de la actividad floculante para determinar la combinación óptima de 60 mg/L sulfato de aluminio + extracto de tamarindo en cloruro de sodio.

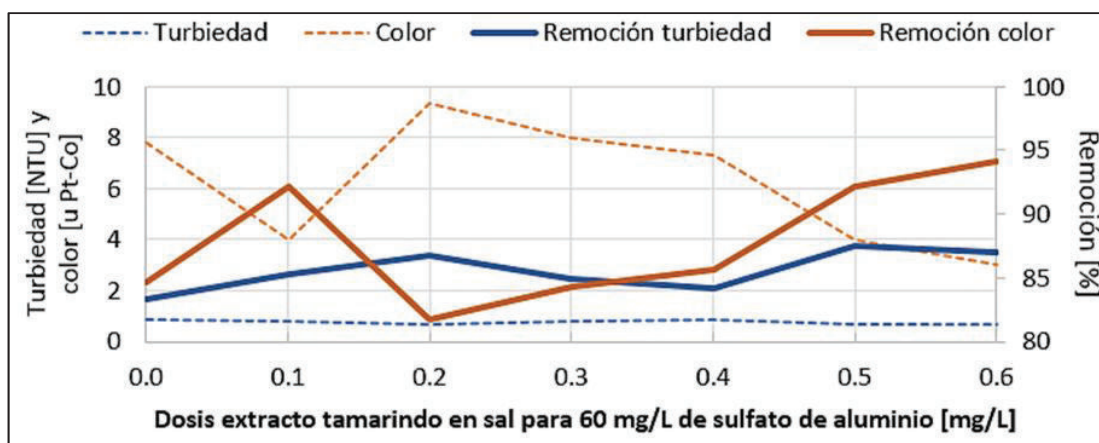
Dosis [mg/L]	Evaluación para la determinación de la dosis óptima de sulfato de aluminio							
	Evaluación cuantitativa					E. cualitativa del floc		
	pH	Turbiedad		Color		Tiempo [min]	Índice Wilcomb	Tamaño WRA
[NTU]		[%]	[uc Pt-Co]	[%]				
0	7,10 ± 0,12	0,89 ± 0,15	83,30	8 ± 5	84,68	2	4	B
0,1	7,19 ± 0,10	0,78 ± 0,24	85,34	4 ± 2	92,16	2	4	B
0,2	7,11 ± 0,11	0,70 ± 0,33	86,78	9 ± 3	81,70	3	4	B
0,3	7,12 ± 0,12	0,80 ± 0,24	84,90	8 ± 3	84,31	3	4	B
0,4	7,11 ± 0,13	0,84 ± 0,17	84,21	7 ± 2	85,62	3	4	B
0,5	7,12 ± 0,12	0,67 ± 0,15	87,47	4 ± 2	92,16	3	4	B
0,6	7,13 ± 0,13	0,69 ± 0,11	87,03	3 ± 2	94,12	3	4	B

Elaboración: Buenaño Brenda

De la tabla 4.9, se aprecia que las diferentes dosis del extracto de tamarindo en cloruro de sodio empleadas en combinación con 60 mg/L de sulfato de aluminio tienen características similares en el tiempo corto de formación del primer floc entre 2 a 3 minutos, un floc bien formado, disperso y de lenta sedimentación (I. Willcomb de 4) y un tamaño de 0,5 – 0,75 mm (T. WRA de B). El pH se mantiene alrededor de 7,11 y la diferencia de remoción de color es marcada hasta obtener un 98 %.

La Figura 4.9 muestra la variación de turbiedad y color en la combinación de 60 mg/L de sulfato de aluminio + diferentes dosis del extracto de tamarindo en cloruro de sodio. En general, la remoción de turbiedad aumenta levemente al incrementar la dosis de tamarindo, mientras la remoción de color tiene un descenso marcado de 0,1 a 0,2 mg/L y después de 0,2 mg/L comienza un ascenso sostenido.

Figura 4. 9 Variación de la remoción de turbiedad y color para la combinación de 60 mg/L de sulfato de aluminio + extracto de tamarindo en cloruro de sodio.



Elaboración: Buenaño Brenda

4.2.4.5 Sulfato de aluminio + extracto de tamarindo en acetato de amonio

La combinación óptima de sulfato de aluminio + extracto de tamarindo en acetato de amonio fue 60 mg/L+0,2 mg/L, obteniendo una mayor remoción de turbiedad (86,84 %) y color (90,20 %) que al utilizar solamente la dosis óptima de sulfato de aluminio (65 mg/L), cumpliendo con la NTE INEN 1108. Además, un pH final parecido de 7,08 (16°C) debido a una baja reducción en la dosis de sulfato de aluminio y el pH un poco ácido de la solución del extracto de tamarindo en acetato de amonio de 6,48.

Las características del floc obtenido son similares a las que se obtiene utilizando sólo los 65 mg/L de sulfato de aluminio, es decir, un floc disperso, bien formado y

de lenta sedimentación (I. Willcomb de 4), tamaño entre 0,5 – 0,75 mm (T. WRA de B) e igual tiempo corto de formación del floc de 3 minutos que indica una rápida velocidad de reacción.

La Tabla 4.10 muestra los principales resultados obtenidos con la combinación de 60 mg/L de sulfato de aluminio y diferentes dosis de extracto de tamarindo en acetato de amonio.

Tabla 4. 10 Principales resultados de la evaluación de la actividad floculante para determinar la combinación óptima de 60 mg/L de sulfato de aluminio + extracto de tamarindo en acetato de amonio.

Dosis [mg/L]	Evaluación para la determinación de la dosis óptima de sulfato de aluminio							
	Evaluación cuantitativa					E. cualitativa del floc		
	pH	Turbiedad		Color		Tiempo [min]	Índice Wilcomb	Tamaño WRA
[NTU]		[%]	[uc Pt-Co]	[%]				
0	7,10 ± 0,12	0,89 ± 0,15	83,30	8 ± 5	84,68	2	4	B
0,1	7,11 ± 0,11	0,76 ± 0,21	85,81	4 ± 2	92,16	3	4	B
0,2	7,08 ± 0,11	0,70 ± 0,15	86,84	5 ± 2	90,20	3	4	B
0,3	7,06 ± 0,15	0,81 ± 0,14	84,69	3 ± 1	94,12	3	4	B
0,4	7,09 ± 0,17	0,88 ± 0,19	83,46	3 ± 1	94,12	3	4	B
0,5	7,08 ± 0,14	0,75 ± 0,20	85,96	3 ± 2	94,12	3	4	B
0,6	7,07 ± 0,15	0,85 ± 0,13	83,98	4 ± 2	92,16	3	4	B
0,7	7,06 ± 0,13	0,91 ± 0,11	82,89	4 ± 1	92,16	3	4	B

Elaboración: Buenaño Brenda

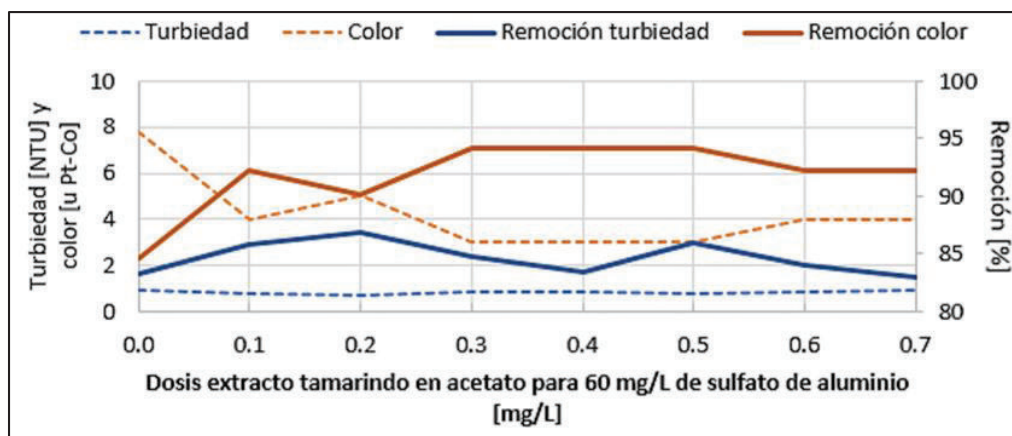
De la tabla 4.10, se aprecia que las diferentes dosis del extracto de tamarindo en acetato de amonio empleadas en combinación con 60 mg/L de sulfato de aluminio tienen características similares en el tiempo corto de formación del primer floc entre 2 y 3 minutos, un floc bien formado, disperso y de lenta sedimentación (I. Willcomb de 4) y un tamaño de 0,5 – 0,75 mm (T. WRA de B). El pH se mantiene alrededor de 7,09.

La Figura 4.10 muestra la variación de turbiedad y color en la combinación de 60 mg/L de sulfato de aluminio + diferentes dosis del extracto de tamarindo en acetato de amonio. En general, la remoción de turbiedad aumenta levemente al incrementar

la dosis de tamarindo, mientras la remoción de color tiene un descenso marcado de 0,1 a 0,2 mg/L y después de 0,2 mg/L comienza un ascenso sostenido.

En general, existe una mayor remoción del color que de la turbiedad, con un pico de remoción turbiedad en 0,2 mg/L y un segundo pico menor en 0,5, mientras va aumentando hasta estabilizarse en a partir de 0,3.

Figura 4. 10 Variación de la remoción de turbiedad y color para la combinación de 60 mg/L de sulfato de aluminio + extracto de tamarindo en acetato de amonio.



Elaboración: Buenaño Brenda

4.2.4.5 Sulfato de aluminio + PAM

La combinación óptima de sulfato de aluminio + PAM fue 50 mg/L+0,2 mg/L, obteniendo una mayor remoción de turbiedad (86,41 %) y color (88,89 %) que al utilizar solamente la dosis óptima de sulfato de aluminio (65 mg/L), cumpliendo con la NTE INEN 1108. Además, un pH final mayor de 7,17 (16°C) aunque el pH de la solución de PAM de 3,7 sea ácido.

Las características del floc obtenido son similares a las que se obtiene utilizando sólo los 65 mg/L de sulfato de aluminio, es decir, un floc disperso, bien formado y de lenta sedimentación (I. Willcomb de 4); aunque un mayor tamaño entre 1,0 – 1,5

mm (T. WRA de D) y tiempo corto de formación del floc de 2 minutos que indica una rápida velocidad de reacción.

La Tabla 4.11 muestra los principales resultados obtenidos con la combinación de 50 mg/L de sulfato de aluminio + diferentes dosis de PAM. De la cual, se distingue que un floc de mayor tamaño 1,0 a 1,5 mm (T. WRA de D) y bien formado que precipite con facilidad (I. Willcomb de 6 y 8) no siempre se remueve completamente del agua, tal es el caso de las dosis de 0,4 y 0,5 mg/L de PAM, debido a que puede tratarse de un floc esponjoso que se vuelve a resuspender. A diferencia, de la dosis de 0,2 mg/L de PAM que tiene mismo tamaño, pero con una precipitación lenta, se obtiene una mejor remoción.

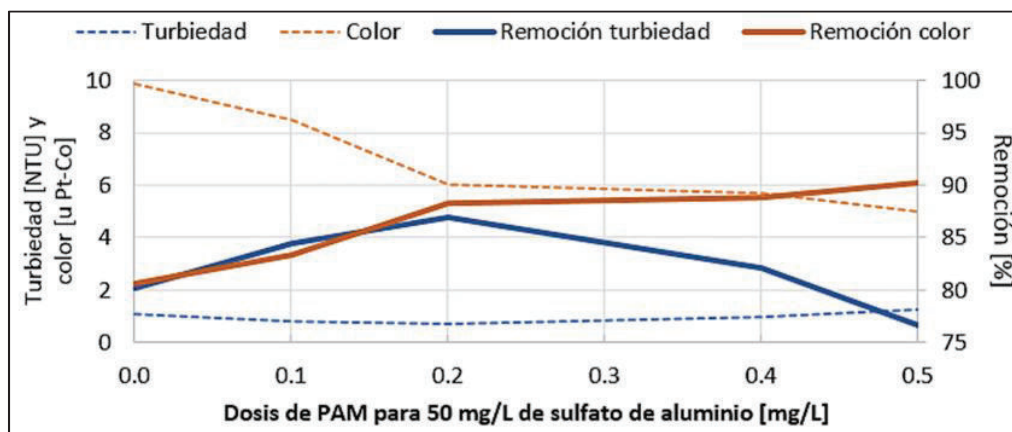
Tabla 4. 11 Principales resultados de la evaluación de la actividad floculante para determinar la combinación óptima de 50 mg/L de sulfato de aluminio + PAM.

Dosis [mg/L]	Evaluación para la determinación de la dosis óptima de sulfato de aluminio							
	Evaluación cuantitativa					E. cualitativa del floc		
	pH	Turbiedad		Color		Tiempo [min]	Índice Wilcomb	Tamaño WRA
[NTU]		[%]	[uc Pt-Co]	[%]				
0	7,17 ± 0,13	1,05 ± 0,29	80,20	10 ± 3	80,61	3	4	B
0,1	7,16 ± 0,11	0,83 ± 0,17	84,40	9 ± 3	83,33	2	4	C
0,2	7,17 ± 0,13	0,70 ± 0,15	86,94	6 ± 2	88,89	2	4	D
0,4	7,18 ± 0,12	0,95 ± 0,13	82,08	6 ± 2	88,89	2	6	D
0,5	7,16 ± 0,14	1,24 ± 0,14	76,69	5 ± 1	90,20	2	8	D

Elaboración: Buenaño Brenda

La Figura 4.11 muestra la variación de la turbiedad y color de la combinación de 50mg/L de sulfato de aluminio + diferentes dosis de PAM. En general, existe la misma remoción de turbiedad y color hasta la dosis de 0,2 mL, a partir de la remoción de turbiedad empieza a descender y la remoción de color conserva un ascenso lento.

Figura 4. 11 Variación de la remoción de turbiedad y color para la combinación de 50 mg/L de sulfato de aluminio + PAM.



Elaboración: Buenaño Brenda

4.2.4.6 Resumen de la actividad floculante

En síntesis, el empleo de ayudantes de floculación permitió un ahorro de sulfato de aluminio de 15 mg/L al utilizar almidón y PAM y otro ahorro de 5 mg/L al utilizar pectina y el extracto de tamarindo en sus tres soluciones.

En general, la remoción de turbiedad y color estuvo en un promedio de 88 y 92 %, respectivamente; el pH se mantuvo entre 7,0 - 7,1 para todas las sustancias empleadas y el tiempo de formación del primer floc fue corto y se mantuvo entre 2 y 3 minutos, indicando una rápida velocidad de reacción.

Las diferencias existieron en el tamaño del floc, el mayor tamaño obtenido fue de 1,0 – 1,5 mm (T. WRA de D) fue al utilizar la pectina y PAM; seguido del 0,75 – 1,0 mm (T. WRA de C) del almidón, por último, un tamaño de 0,5 – 0,75 mm (T. WRA de B) para el sulfato y el extracto de tamarindo en agua, cloruro de sodio y acetato de amonio. Entre las soluciones de agua, cloruro de sodio y acetato de amonio para el extracto de tamarindo, no existieron marcadas diferencias.

La Tabla 4.12 resume las características mencionadas, de la evaluación cualitativa y cuantitativa de la actividad floculante realizada para determinar la combinación óptima de sulfato de aluminio + polímero.

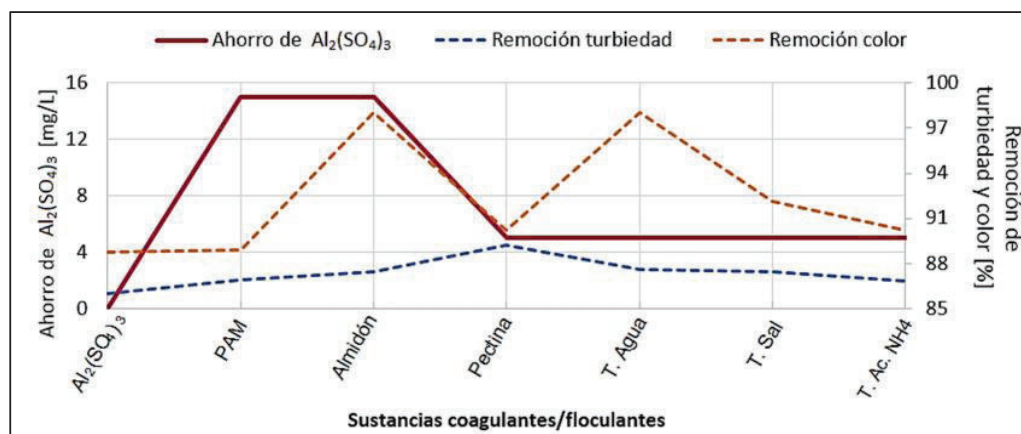
Tabla 4. 12 Características principales de las combinaciones óptimas de sulfato de aluminio + polímero.

Características		Sustancias coagulantes/floculantes						
		Al ₂ (SO ₄) ₃	PAM	Almid	Pectin	Tamarindo		
						Agua	NaCl	CH ₃ COO NH ₄
Dosis [mg/L]	Al ₂ (SO ₄) ₃	65	50	50	60	60	60	60
	Polímero	-	0,2	0,2	0,06	0,6	0,5	0,2
Ahorro de Al ₂ (SO ₄) ₃ [mg/L]		-	15	15	5	5	5	5
pH final		7,05	7,17	7,23	6,99	7,09	7,12	7,08
Remoción [%]	Turbiedad	85,97	86,94	87,41	89,19	87,59	87,47	86,84
	Color	88,73	88,89	98,04	90,20	98,04	92,16	90,20
Tiempo de floc [min]		3	2	2	3	2	3	3
I. Willcomb		4	4	4	4	4	4	4
T. WRA		B	D	C	D	B	B	B

Elaboración: Buenaño Brenda

En la Figura 4.12 se aprecia las diferentes remociones de turbiedad y color dependiendo de la sustancia, en general ninguna es inferior al 85%.

Figura 4. 12 Ahorro de sulfato de aluminio y porcentaje de remoción de turbiedad y color para las diferentes combinaciones de sustancias coagulantes/floculantes empleadas



Elaboración: Buenaño Brenda

La remoción de color es superior a la remoción de turbiedad, en todos los casos. La mayor remoción de color fue para el almidón y el extracto de tamarindo en agua; mientras la mayor remoción de turbiedad fue para la pectina. Asimismo, se aprecia como al utilizar almidón y PAM se obtuvo un mayor ahorro de sulfato de aluminio, que al utilizar los otros polímeros.

4.2.5 VIABILIDAD DEL USO DE POLÍMEROS NATURALES COMO AYUDANTES DE FLOCULACIÓN

4.2.5.1 Viabilidad técnica

Con la combinación de sulfato de aluminio + polímeros se obtuvieron iguales o mayores porcentajes de remoción de turbiedad y color que sólo utilizando sulfato de aluminio, con una evidente reducción del consumo de sulfato de aluminio. Asimismo, los polímeros naturales presentaron las mismas o mejores características de ayudantes de floculación para la potabilización del agua que el polímero sintético comercial PAM.

Sin embargo, la biodegradabilidad en el agua de los polímeros naturales debe estudiarse a detalle, ya que si bien no resultan tóxicos pueden constituir un rico sustrato para microorganismos que no han sido removidos por completo del agua cruda o se encuentran en los lodos residuales asentados en el tanque de sedimentación. En general, hace falta mayor investigación de la aplicabilidad práctica, susceptibilidad de las empresas a utilizar polímeros naturales, mayores estudios toxicológicos, evaluar detalladamente las limitaciones, entre otros (Choy, Prasad, Wu, Raghunandan, y Ramanan, 2014).

4.2.5.2 Viabilidad económica

El uso de los polímeros naturales: almidón, pectina y extracto de la semilla de tamarindo desde el punto de vista económico no es viable, debido a los altos costos de extracción, ligados a su bajo rendimiento de 1,47, 3,44 y 43%, respectivamente.

También, influyen los residuos y subproductos de cada proceso, detallados en la Tabla 4.1, principalmente el volumen de bisulfito de sodio (almidón) y etanol al 96% (pectina y tamarindo) como se detalla en la Tabla 4.13.

La Tabla 4.13 detalla el costo de extracción de cada polímero, aunque solamente se consideró el costo de los reactivos y no el uso de agua, energía, maquinaria y transporte.

En comparación al polímero comercial PAM, cuyo costo es de \$5,57/kg de polímero, los precios de los polímeros naturales extraídos de desechos alimenticios son muy elevados.

Tabla 4. 13 Costo de obtención de 1 kilogramo de cada polímero natural: almidón, pectina y extracto de la semilla de tamarindo.

	Precio unitario [\$]	Cantidad de reactivo por kg de MP	Precio por kg de MP [\$/kg]		MP para 1 kg de polímero [kg]	Precio por kg de polímero [\$/kg]
Almidón						
Bisulfito de sodio [g]	0,1596	1,5	0,24	0,33	68,03	22,45
Pectinasa [mL]	0,4104	0,2	0,08			
Ácido cítrico [mL]	0,0023	3	0,01			
Pectina						
Ácido sulfúrico [mL]	0,0168	2	0,03	10,53	29,07	306,11
Etanol 96% [mL]	0,0021	5.000	10,50			
Extracto de tamarindo						
Etanol 96% [mL]	0,0021	5.200	10,92	2,33	25,44	

MP: materia prima

Elaboración: Buenaño Brenda

Por lo que, resulta rentable utilizar sólo sulfato de aluminio o la combinación de sulfato de aluminio + PAM, como se detalla en la Tabla 4.14. La cual, resume el costo de utilizar la dosis óptima sulfato de aluminio o las combinaciones óptimas de sulfato de aluminio + polímero para la calidad de agua cruda procesada, asumiendo un caudal de 600 L/s en un periodo de un día (EPMAPS, 2017).

Tabla 4. 14 Costo por día de utilizar la dosis óptima sulfato de aluminio o las combinaciones óptimas de sulfato de aluminio + polímero para la calidad de agua cruda procesada.

Sustancia coagulante/floculante	Combinación óptima		Precio por sustancia [\$/kg]	Precio por litro de agua cruda [\$/ x 10 ⁻⁵ /L]	Precio total [\$/día]
	Al ₂ (SO ₄) ₃ [mg/L]	Polímero [mg/L]			
Al ₂ (SO ₄) ₃	65	-	0,2223*	1,44	749,06
Almidón	50	0,2	22,45	1,56	808,96
Pectina	60	0,06	306,11	3,10	1.643,57
Extracto de tamarindo	60	0,6	25,44	2,86	1.482,73
PAM	50	0,2	5,57*	1,22	633,95

Fuente: * SERCOP (2016)

Elaboración: Buenaño Brenda

De la Tabla 4.14, sin duda la mejor opción es utilizar sulfato de aluminio + PAM, con un ahorro de \$115,11/día. Mientras, los polímeros naturales necesitan solucionar los problemas en la extracción como el uso de etanol 96 % para el caso de la pectina y el extracto de tamarindo con una recuperación y recirculación; sin embargo, el almidón resulta más económico adquirirlo ya procesado (\$1,80/400g de almidón de maíz) que procesarlo de las cáscaras de plátano verde a causa de su bajo rendimiento (1,47 %).

4.2.5.3 Viabilidad ambiental/social

La utilización de ayudantes de floculación reduce el consumo de sulfato de aluminio, y de cierta manera la posibilidad de generar aluminio residual en el agua con sus consecuentes efectos fisiológicos adversos en los seres humanos (Suay

Llopis y Ballester Díez, 2002); además, se usa en pequeñas cantidades gracias a su gran peso molecular, como se ha explicado.

La toxicidad de los polímeros naturales en comparación al polímero sintético comercial PAM es baja, tanto así que la dosis máxima de PAM está normada en 1 mg/L (NSF/ANSI 61, 2013). Entre otros beneficios sociales y ambientales que tienen los polímeros naturales están (Choy et al., 2014) :

- No son corrosivos y son seguros para su consumo.
- Responsable con el ambiente.
- Reducción de la dependencia a químicos.
- El aprovechamiento de residuos sólidos orgánicos para el caso de este estudio, por lo que no se necesita contemplar una superficie para plantación y cosecha.

4.2.6 CALIDAD DEL AGUA CLARIFICADA

El resumen estadístico de los resultados del análisis fisicoquímico y microbiológico del agua clarificada obtenida después de los múltiples ensayos de prueba de jarras se presenta en la Tabla 4.14. En el Anexo IV se encuentra los resultados del análisis fisicoquímico y microbiológico realizado al agua clarificada, a partir de los cuales se sacó el promedio \pm desviación estándar presentada en la Tabla 4.15.

Tabla 4. 15 Análisis fisicoquímico y microbiológico del agua clarificada.

Parámetro	Unidad	Agua cruda	Coagulante		Ayudantes de coagulación				
			Al ₂ (SO ₄) ₃	PAM	Almidón	Pectina	Agua	NaCl	CH ₃ COONH ₄
Temperatura	°C	10,6 ± 0,4	16,0 ± 0,5	15,5 ± 0,3	15,4 ± 0,5	16,2 ± 0,6	16,3 ± 0,4	16,2 ± 0,3	16,3 ± 0,4
Turbiedad	NTU	5,32 ± 0,18	0,75 ± 0,09	0,70 ± 0,15	0,67 ± 0,23	0,58 ± 0,13	0,66 ± 0,10	0,67 ± 0,15	0,70 ± 0,15
Color aparente	uc Pt-Co	51 ± 2	6 ± 2	6 ± 2	1 ± 1	5 ± 2	1 ± 1	4 ± 3	5 ± 2
Color verdadero	uc Pt-Co	40 ± 7	6 ± 1	4 ± 2	1 ± 1	3 ± 2	1 ± 1	3 ± 1	4 ± 1
Conductividad	µS/cm	136 ± 7	126 ± 3	110 ± 6	101 ± 8	103 ± 7	101 ± 6	115 ± 8	120 ± 6
Sólidos totales	mg/L	150,5 ± 4,0	121,9 ± 3,1	125,7 ± 7,2	121,9 ± 3,1	125,0 ± 9,6	126,7 ± 5,7	126,4 ± 5,3	129 ± 4,9
S. sedimentables	mL/L	< 0,1	< 0,1	< 0,1	< 0,1	< 0,1	< 0,1	< 0,1	< 0,1
S. suspendidos	mg/L	20,8 ± 11,7	17,4 ± 1,2	11,3 ± 11,2	10,5 ± 3,3	10,5 ± 3,3	14,8 ± 3,2	14,0 ± 2,6	7,1 ± 3,4
S. disueltos	mg/L	129,8 ± 14	100,9 ± 0,9	115,7 ± 7,4	114,5 ± 6,7	121,6 ± 5,7	110,9 ± 10,9	112,5 ± 2,9	119,9 ± 13
pH	-	7,88 ± 0,13	7,05 ± 0,07	7,17 ± 0,13	7,23 ± 0,12	6,99 ± 0,12	7,09 ± 0,07	7,12 ± 0,12	7,08 ± 0,11
Alcalinidad total (CaCO ₃)	mg/L	52,6 ± 3,3	43,2 ± 2,0	45,7 ± 2,7	43,7 ± 3,3	44,9 ± 3,7	45,7 ± 3,0	46,3 ± 2,9	47,3 ± 1,9
DQO	mg/L	< 10	< 10	< 10	< 10	< 10	< 10	< 10	< 10
DBO ₅	mg/L	< 2	< 2	< 2	< 2	< 2	< 2	< 2	< 2
Dureza Total (CaCO ₃)	mg/L	73,5 ± 6,9	70,1 ± 3,4	66,1 ± 5,1	66,1 ± 5,8	66,2 ± 3,7	68,1 ± 3,0	67,3 ± 2,6	66,4 ± 4,8
Aluminio (Al ⁺³)	mg/L	0,10 ± 0,01	0,21 ± 0,01	0,13 ± 0,01	0,13 ± 0,01	0,16 ± 0,02	0,19 ± 0,04	0,19 ± 0,01	0,19 ± 0,03
Coliformes	NMP/100mL	(4,5 ± 1,3) x 10	< 2	< 2	< 2	< 2	< 2	< 2	< 2

Elaboración: Buenaño Brenda

En general, el agua clarificada obtenida al emplear el sulfato de aluminio y las combinaciones de sulfato de aluminio + polímeros, presentó una reducción en los parámetros de turbiedad, color (aparente y verdadero), conductividad, sólidos, pH, alcalinidad, dureza y coliformes; mientras los sólidos sedimentables, DQO y DBO₅ se mantuvieron prácticamente estables, como se aprecia en la Tabla 4.16.

Tabla 4. 16 Porcentaje de remoción de los parámetros fisicoquímicos y microbiológicos para el agua clarificada

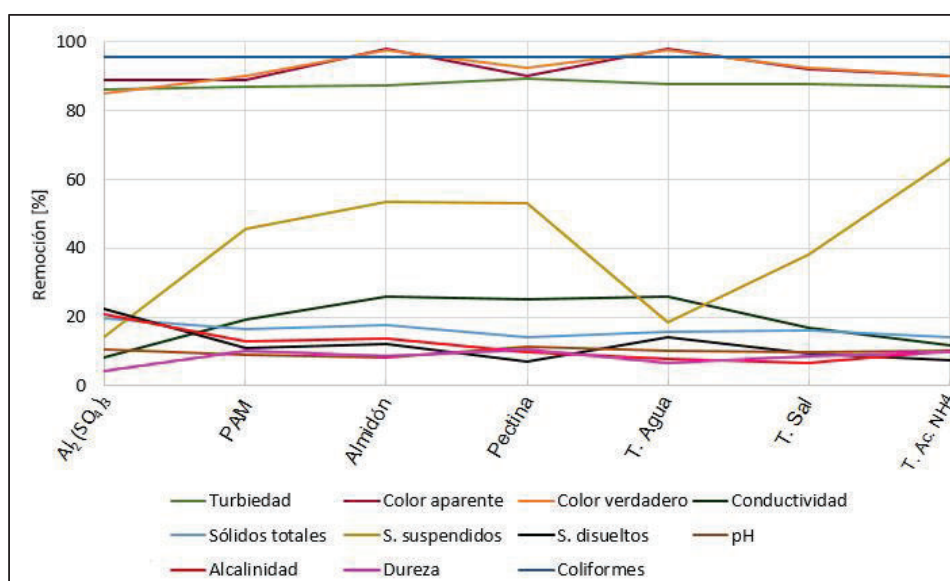
Parámetro		Coagulante	Ayudantes de coagulación					
		Al ₂ (SO ₄) ₃	PAM	Almidón	Pectina	Tamarindo		
						Agua	NaCl	CH ₃ COO NH ₄
Físicos	Turbiedad	85,97	86,94	87,41	89,19	87,59	87,47	86,84
	Color aparente	88,73	88,89	98,04	90,20	98,04	92,16	90,20
	Color verdadero	85,00	90,00	97,50	92,50	97,50	92,50	90,00
	Conductividad	8,09	19,12	25,74	25,00	25,74	16,91	11,76
	Sólidos totales	19,47	16,48	17,67	14,02	15,61	15,95	14,29
	S. sedimentabl.	-	-	-	-	-	-	-
	S. suspendidos	13,94	45,67	53,37	52,88	18,27	37,98	65,87
	S. disueltos	22,57	10,86	12,33	7,01	14,25	9,24	7,63
Químico.	pH	10,53	9,01	8,25	11,29	10,03	9,64	10,15
	Alcalinidad total (CaCO ₃)	20,72	13,12	13,88	9,89	7,98	6,84	10,08
	DQO	-	-	-	-	-	-	-
	DBO ₅	-	-	-	-	-	-	-
	Dureza Total (CaCO ₃)	4,49	10,07	8,57	10,61	6,80	8,44	9,66
Microb.	Coliformes	95,55	95,55	95,55	95,55	95,55	95,55	95,55

Elaboración: Buenaño Brenda

La Figura 4.13 permite visualizar mejor cómo los parámetros de turbiedad, color (aparente y verdadero) y coliformes tuvieron una remoción superior al 85 %. Mientras, el valor de los sólidos suspendidos varió dependiendo del polímero empleado, con una menor remoción para el extracto de tamarindo en agua y cloruro de sodio. El resto de parámetros obtuvieron una reducción inferior al 30%. Para el caso de los polímeros, se obtuvo una menor reducción en la alcalinidad y dureza

que al emplear solamente sulfato de aluminio. El pH final tampoco tuvo una reducción marcada (10%), manteniéndose alrededor de 7,1.

Figura 4. 13 Remoción de los parámetros fisicoquímicos y microbiológicos para el agua clarificada, en porcentaje.



Elaboración: Buenaño Brenda

De esta manera, el agua clarificada cumplió con las características físicas de la NTE INEN 1108 al presentar valores inferiores a 5 NTU y 15 uc Pt-Co. Sin embargo, no se redujo lo suficiente el valor de coliformes fecales, posiblemente debido a flóculos que no sedimentaron eficientemente; no obstante, las operaciones complementarias de filtración y desinfección pueden solucionar este inconveniente, con lo cual se espera terminar de cumplir con la norma INEN 1108.

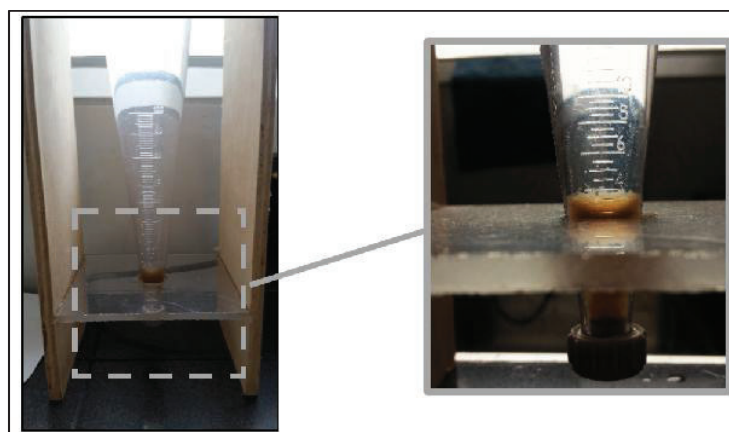
A pesar de no estar en la norma INEN 1108, se realizó el análisis del aluminio residual en el agua, presentando un incremento respecto al aluminio propio del agua natural cruda, este aumento se mantuvo al margen del 0,2 mg/L normado por la EPA y WHO, excepto al utilizar sólo sulfato de aluminio (Water Quality Association, 2013). Aunque, para las combinaciones de sulfato de aluminio + polímero, el aluminio residual se mantuvo en el margen el extracto de tamarindo presentó mayores valores de aluminio residual respecto a los otros polímeros.

4.3 EVALUACIÓN TOXICOLÓGICA DE LOS LODOS RESIDUALES

4.3.1 CUANTIFICACIÓN Y CARACTERIZACIÓN DE LOS LODOS RESIDUALES

El volumen de lodos residuales generado en la realización de cada uno de los ensayos de jarras, tanto para el sulfato de aluminio como para las combinaciones de sulfato de aluminio + polímero, estuvo ente 3 y 4 mL por litro de agua tratada (3-4 mL/L), como se observa en la Figura 4.14.

Figura 4. 14 Medición del volumen de lodos residuales generados por cada litro de agua tratada.



Elaboración: Buenaño Brenda

Los lodos residuales se dejaron sedimentar por dos semanas a 4°C, eliminando el sobrenadante y conservando solamente el sólido sedimentado, como se observó en la anterior figura, para posteriormente realizar la caracterización fisicoquímica y microbiología como se detalla en la Tabla 4.17.

La Tabla 4.17 presenta los resultados del análisis fisicoquímico y microbiológico realizado a los lodos residuales de cada combinación de coagulante y ayudante de floculación.

Tabla 4. 17 Resultados del análisis fisicoquímico y microbiológico de lodos residuales generados en los múltiples ensayos de prueba de jarras.

Parámetro	Unidad	Resultado						
		Al ₂ (SO ₄) ₃	PAM	Almidón	Pectina	Agua	NaCl	CH ₃ COONH ₄
Humedad	%	98,75	98,97	98,72	98,77	98,80	99,03	98,89
Conductividad	µS/cm	148	136	133	137	130	142	135
Sólidos totales	mg/L	125,7	103,4	128,0	122,8	120,2	97,8	111,8
Sólidos suspendidos	mg/L	121,7 (96,82%)	99,0 (95,74%)	123,0 (96,09%)	118,4 (96,42%)	115,3 (95,92%)	93,5 (95,60%)	106,8 (95,53%)
Sólidos disueltos	mg/L	4,0	4,4	5,0	4,4	4,9	4,3	5,0
Sólidos totales volátiles	mg/L	35,0 (27,84%)	26,6 (25,73%)	34,2 (26,72%)	33,5 (27,28%)	32,9 (27,37%)	26,0 (26,58%)	31,0 (27,73%)
Sólidos suspendidos volátiles	mg/L	34,8 (99,43%)	26,5 (99,64%)	34,0 (99,42%)	33,4 (99,70%)	32,8 (99,70%)	25,9 (99,62%)	30,9 (99,68%)
Sólidos disueltos volátiles	mg/L	0,2	0,1	0,2	0,1	0,1	0,1	0,1
Densidad	g/mL	0,98	0,97	0,98	0,98	0,97	0,96	0,97
Gravedad específica	-	0,99	0,98	0,99	0,99	0,98	0,97	0,98
pH	-	6,79	6,96	7,03	7,09	7,19	7,19	7,11
Químicos	DQO	3320	5010	3080	2160	3110	1670	3000
	Aluminio	521	298	275	324	411	416	466
Microb.	Coliformes totales	NMP/100mL	> 2.400	> 2.400	> 2.400	> 2.400	> 2.400	> 2.400
	Coliformes fecales	NMP/100mL	> 2.400	> 2.400	> 2.400	> 2.400	> 2.400	> 2.400

Elaboración: Brenda Buenaño

La humedad de los lodos residuales se mantuvo superior al 98%, a pesar de haber pasado por un periodo de sedimentación de dos semanas buscando eliminar la mayor cantidad de agua; este alto valor de humedad corrobora la pobre capacidad de deshidratación que tienen los lodos como lo menciona Joshi y Shrivastava (2011). Aunque, la densidad de los lodos es cercana a la del agua, es suficiente para permitir que sedimenten; mientras el pH se mantuvo alrededor de 7.

Del total de sólidos, menos del 5 % fueron sólidos disueltos y apenas aproximadamente el 26 % fueron sólidos volátiles, por lo que el mayor porcentaje está constituido por los sólidos inorgánicos generados principalmente por los flóculos sedimentados del sulfato de aluminio. Asimismo, los valores de DQO (> 1670 mg/L) y aluminio (> 275 mg/L) exceden los valores normados por el TULSMA Libro VI Anexo 1 (2015) de 500 mg/L DQO y 5 mg/L de aluminio, citados en la Tabla 2.16. Incumpliendo así los límites máximos permisibles para la descarga de los lodos residuales al sistema de alcantarillado público. También se puede mencionar, el excesivo valor de coliformes totales y fecales superior a los 2.400 NMP/100 mL que incide negativamente en la descarga; aunque este valor pudo haberse influenciado por el tiempo de recolección de lodos de dos semanas.

4.3.2 EVALUACIÓN MEDIANTE ENSAYOS DE TOXICIDAD AGUDA

4.3.2.1 Ensayo de Toxicidad Aguda con *Allium cepa L*

El ensayo de toxicidad aguda con *Allium cepa L* permitió identificar un efecto tóxico de los lodos residuales en la división celular de los meristemos radiculares al retardar la actividad mitótica, incidiendo en la normal elongación de la raíz de la cebolla (Romero y Cantú, 2008). El promedio de la longitud de las raíces expuestas a los lodos residuales se mantuvo inferior a 1,3 cm, valor que fue inferior a la longitud de las raíces expuestas al control negativo o blanco (agua mineral) de 2,2

cm. Mientras mayor fue la dilución, existió una mayor longitud de las raíces de cada cebolla, como se aprecia en la Tabla 4.18.

La Tabla 4.18 presenta el promedio y porcentaje de inhibición de la longitud de las raíces para cada concentración de los diferentes lodos residuales generados, en el Anexo V.1 se encuentran los resultados obtenidos, a partir de los cuales se elaboró la Tabla 4.18. El porcentaje de inhibición de la longitud de las raíces se calculó en base a la Ecuación 3.3 y estuvo entre un promedio de 40 y 86 %. En general, la inhibición de la longitud disminuyó al reducir la concentración de los lodos residuales.

Tabla 4. 18 Promedio y porcentaje de inhibición de la longitud de las raíces de cebollas expuestas a lodos residuales; en cm y porcentaje, respectivamente.

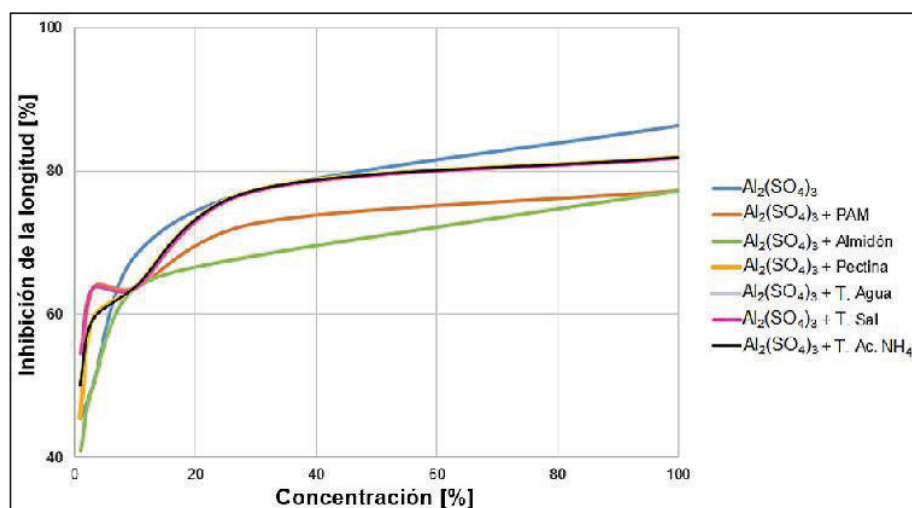
		Unidad	Concentración [%]				
			100	30	10	3	1
Control negativo			2,2				
Al₂(SO₄)₃	[cm]	0,3	0,5	0,7	1,1	1,2	
	[%]	86,36	77,27	68,18	50,00	45,45	
Al₂(SO₄)₃ + PAM	[cm]	0,5	0,6	0,8	0,8	1,1	
	[%]	77,27	72,73	63,64	63,64	50,00	
Al₂(SO₄)₃ + Almidón	[cm]	0,5	0,7	0,8	1,1	1,3	
	[%]	77,27	68,18	63,64	50,00	40,91	
Al₂(SO₄)₃ + Pectina	[cm]	0,4	0,5	0,8	0,9	1,2	
	[%]	81,82	77,27	63,64	59,09	45,45	
Al₂(SO₄)₃ + Tamarindo	Agua	[cm]	0,4	0,5	0,8	0,9	1,1
		[%]	81,82	77,27	63,64	59,09	50,00
	NaCl	[cm]	0,4	0,5	0,8	0,8	1,0
		[%]	81,82	77,27	63,64	63,64	54,55
	CH₃COONH₄	[cm]	0,4	0,5	0,8	0,9	1,1
		[%]	81,82	77,27	63,64	59,09	50,00

Elaboración: Buenaño Brenda

La Figura 4.15 muestra la gráfica dosis-respuesta, donde se observa un aumento logarítmico del porcentaje de inhibición de la longitud en función del aumento de la concentración. En general, todas las curvas tienen la misma tendencia, incluso las

curvas de las combinaciones de sulfato de aluminio + pectina y los tres extractos de tamarindo se sobreponen.

Figura 4. 15 Gráfica dosis-respuesta: inhibición de la longitud vs concentración.



Elaboración: Buenaño Brenda

El cálculo de CI_{50} se lo realizó mediante el método Probit, cuyos valores se calcularon en base a la Tabla 3.3, y se los presenta en la Tabla 4.19.

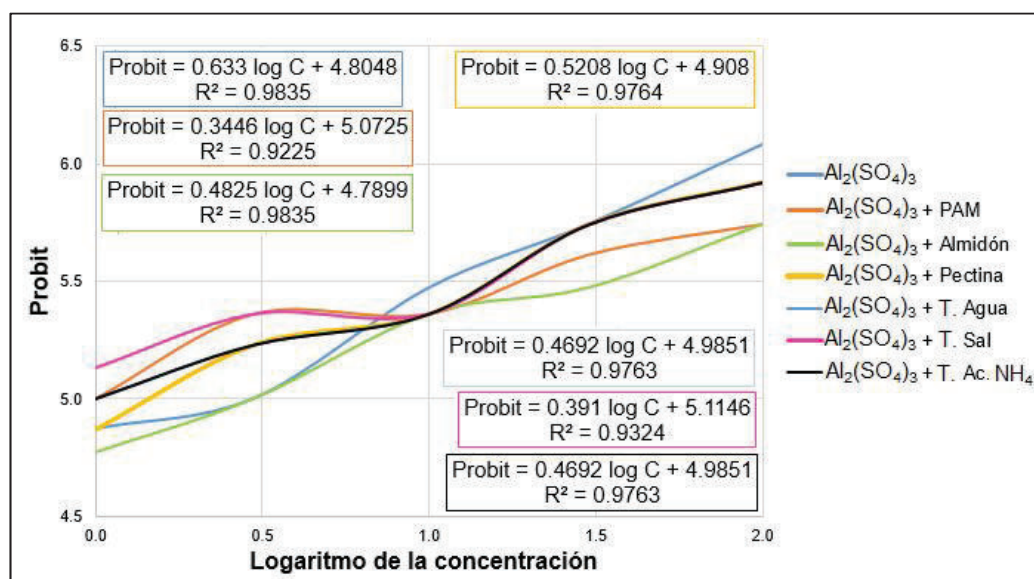
Tabla 4. 19 Valores para el cálculo de CI_{50} del método Probit del ensayo de toxicidad aguda con *Allium cepa* L.

		Logaritmo de la concentración				
		2	1,5	1	0,5	0
$Al_2(SO_4)_3$		6,08	5,74	5,47	5,00	4,87
$Al_2(SO_4)_3$ + PAM		5,74	5,61	5,36	5,36	5,00
$Al_2(SO_4)_3$ + Almidón		5,74	5,47	5,36	5,00	4,77
$Al_2(SO_4)_3$ + Pectina		5,92	5,74	5,36	5,23	4,87
$Al_2(SO_4)_3$ + Tamarindo	Agua	5,92	5,74	5,36	5,23	5,00
	NaCl	5,92	5,74	5,36	5,36	5,13
	CH_3COONH_4	5,92	5,74	5,36	5,23	5,00

Elaboración: Buenaño Brenda

La Figura 4.16 muestra la linealización de la Figura 4.15, donde se graficó el Probit vs el logaritmo de la concentración. Para las diferentes curvas, se encontró las ecuaciones de la forma **Probit = a log (Concentración) + b**, cuyos valores de R² estuvieron entre 0,92 y 0,98 indicando una buena correlación lineal. De las ecuaciones obtenidas, se calculó un Probit igual a 5 (50% de inhibición de la longitud) a fin de calcular CI₅₀.

Figura 4. 16 Gráfica del Probit vs el logaritmo de la concentración del ensayo de toxicidad aguda con *Allium cepa* L.



Elaboración: Buenaño Brenda

Los valores de CI₅₀ fueron de 2,03 % para el sulfato de aluminio, 2,73 % para el sulfato de aluminio + almidón, 1,5 % para el sulfato de aluminio + pectina, 1,08 % para el sulfato de aluminio + tamarindo en agua, 0,51% para el sulfato de aluminio + tamarindo en cloruro de sodio, 1,08 % para el sulfato de aluminio + tamarindo en acetato de amonio y 0,61% para el sulfato de aluminio + PAM.

En definitiva, existió un efecto tóxico evidenciado con la reducción en la actividad mitótica y medido como la inhibición de la longitud de las raíces de la cebolla expuestas a los lodos residuales respecto de las raíces expuestas al control negativo. A pesar de que este estudio no contempló un análisis microscópico del

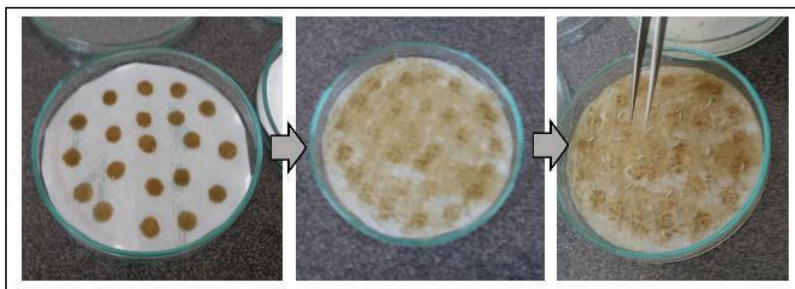
efecto tóxico mostrado en la actividad mitótica mediante la alteración nucleolar, la actividad de las enzimas antioxidantes y el contenido de proteínas solubles, existen estudios que comprueba que el aluminio es responsable de incidir negativamente sobre estas variables como lo señalan Egito, Medeiros, Medeiros y Agnez-Lima (2007) y Qin, Jiao, Zhang, Jiang y Liu (2010).

Por lo tanto, los lodos residuales presentaron un efecto genotóxico en las raíces de las cebollas, alcanzando una inhibición del 50 % en el crecimiento de las raíces de las cebollas a bajas concentraciones entre 0,5 a 2 %.

4.3.2.2 Ensayo de Toxicidad Aguda con *Lactuca sativa L*

El ensayo de toxicidad aguda con *Lactuca sativa L* no permitió identificar un efecto tóxico de los lodos residuales en la inhibición de la germinación ni en la inhibición de la elongación de la radícula e hipocotilo, debido a que pudo haberse enmascarado la toxicidad por la presencia de micronutrientes, además existió una gran variabilidad de los resultados obtenidos. La variabilidad en los resultados posiblemente se dio porque no existió una correcta homogenización de la muestra de lodos residuales sobre el papel filtro, como se muestra en la Figura 4.17. Por lo que existió zonas donde había mayor cantidad que en otras, incidiendo de diferente forma en la germinación y crecimiento de las semillas de lechuga.

Figura 4. 17 Colocación de las muestras de lodo residuales en la caja Petri para el ensayo de toxicidad aguda con *Lactuca sativa L*.



Elaboración: Buenaño Brenda

El promedio de elongación de las plántulas expuestas a los lodos residuales para la concentración de 100 % fue alrededor de 2,7 cm, valor inferior al control negativo de 3,8 cm. Sin embargo, al disminuir la concentración de los lodos residuales, la elongación aumentó, incluso hasta obtener promedios de elongación superiores al control negativo, tal es el caso del sulfato de aluminio (4,0 cm) y las combinaciones de sulfato de aluminio + extracto de tamarindo en agua y acetato de amonio (4,1 cm), como se distingue de la Tabla 4.20.

La Tabla 4.20 presenta el resumen estadístico de la elongación (hipocotilo + radícula) para cada concentración de los diferentes lodos residuales generados, además incluye los datos del control negativo. En el Anexo V.2 se encuentran todos los resultados obtenidos, a partir de los cuales se elaboró la Tabla 4.20.

Tabla 4. 20 Resumen estadístico de la elongación de las plántulas expuestas a los diferentes lodos residuales, según la concentración, en cm.

		Concentración [%]				
		100	30	10	3	1
Control negativo		3,8 ± 0,3				
Al₂(SO₄)₃		3,0 ± 0,3	3,0 ± 0,4	3,7 ± 0,7	3,9 ± 0,6	4,0 ± 0,5
Al₂(SO₄)₃ + PAM		3,0 ± 0,4	3,0 ± 0,5	2,9 ± 0,5	3,5 ± 0,3	3,3 ± 0,5
Al₂(SO₄)₃ + Almidón		2,7 ± 0,6	2,7 ± 0,3	3,5 ± 0,0	3,3 ± 0,4	3,4 ± 0,6
Al₂(SO₄)₃ + Pectina		2,9 ± 0,5	3,5 ± 0,2	3,5 ± 0,2	3,4 ± 0,2	3,6 ± 0,3
Al₂(SO₄)₃ + Tamarindo	Agua	2,9 ± 0,3	3,5 ± 0,4	3,9 ± 0,1	4,0 ± 0,1	4,1 ± 0,2
	NaCl	2,5 ± 0,2	3,6 ± 0,6	3,2 ± 0,2	3,1 ± 0,0	3,2 ± 0,1
	CH₃COONH₄	2,8 ± 0,7	3,7 ± 0,0	3,8 ± 0,3	3,8 ± 0,4	4,1 ± 0,2

Elaboración: Buenaño Brenda

La superior elongación de las plántulas expuestas a los lodos residuales respecto a la elongación control, pudo deberse a que en el lodo residual no sólo se encuentra aluminio sino también micronutrientes esenciales como magnesio, zinc, cadmio, calcio, entre otros, que propician el crecimiento como lo mencionan Pavón Silva, Pacheco Salazar y Cárdenas Zuazo (2005), enmascarando la toxicidad. Sin embargo, las semillas de lechuga si adsorben el aluminio y se acumula en las

plántulas como lo señala Panizza-de-León et al. (2008), quienes además sugieren que un compost a base de los lodos de sulfato de aluminio no es viable por dicha causa.

El porcentaje de inhibición de la elongación calculado en base a la ecuación 3.5, determinó un valor menor al 25%, excepto para las combinaciones de sulfato de aluminio + almidón (28,95 %) y extracto de tamarindo en cloruro de sodio (34,21 %). El porcentaje de inhibición de la elongación disminuyó al disminuir la concentración de los lodos residuales, inclusive llegó a ser cero para el sulfato de aluminio y las combinaciones de sulfato de aluminio + extracto de tamarindo en agua y acetato de amonio, como se aprecia en la Tabla 4.21, donde se resume los diferentes porcentajes de inhibición de la elongación de las plántulas sometidas a diferentes concentraciones de los lodos residuales.

Tabla 4. 21 Porcentaje de inhibición de la elongación de las plántulas para cada dilución.

		Concentración [%]				
		100	30	10	3	1
Al₂(SO₄)₃		21,05	21,05	2,63	-	-
Al₂(SO₄)₃ + PAM		21,05	21,05	23,68	7,89	13,16
Al₂(SO₄)₃ + Almidón		28,95	28,95	7,89	13,16	10,53
Al₂(SO₄)₃ + Pectina		23,68	7,89	7,89	10,53	5,26
Al₂(SO₄)₃ + Tamarindo	Agua	23,68	7,89	-	-	-
	NaCl	34,21	5,26	15,79	18,42	15,79
	CH₃COONH₄	26,32	2,63	-	-	-

Elaboración: Buenaño Brenda

Asimismo, el porcentaje de inhibición en la germinación de las semillas fue en promedio bajo o nulo, la mayoría de las semillas germinaron sin problemas. Excepto para el sulfato de aluminio (1,67 a 11,67 % de inhibición) y las combinaciones de sulfato de aluminio + extracto de tamarindo en cloruro de sodio y acetato de amonio (0,67 a 5,00 % de inhibición), como se muestra en la Tabla 4.22.

La Tabla 4.22 presenta el porcentaje de inhibición en la germinación de las semillas, en el Anexo V.2 se encuentran los datos de las semillas que no germinaron para cada concentración.

Tabla 4. 22 Porcentaje de inhibición en la germinación de las semillas sometidas a los lodos residuales, en sus diferentes concentraciones.

		Concentración [%]				
		100	30	10	3	1
Control negativo		1,67				
Al₂(SO₄)₃		6,67	11,67	1,67	1,67	1,67
Al₂(SO₄)₃ + PAM		-	3,34	1,67	-	1,67
Al₂(SO₄)₃ + Almidón		-	1,67	-	1,67	-
Al₂(SO₄)₃ + Pectina		-	0,00	-	1,67	-
Al₂(SO₄)₃ + Tamarindo	Agua	-	3,34		1,67	-
	NaCl	5,00	-	-	0,67	-
	CH₃COONH₄	5,00	1,67	1,67	-	-

Elaboración: Buenaño Brenda

Debido a que ningún porcentaje de inhibición en la germinación y elongación supera el 12 y 35%, no se puede determinar la CL₅₀ o la CI₅₀. Sin embargo, se puede apreciar que el NOEC y LOEC es para la concentración de 1 y 3 %, para todas las combinaciones de sulfato + polímero natural. En definitiva, la toxicidad enmascarada por los micronutrientes y la gran variabilidad de los resultados obtenidos no permite aseverar la confiabilidad del ensayo de toxicidad aguda con *Lactuca sativa L.*, sino sugiere emplear otra clase de ensayo de toxicidad, preferiblemente de tipo crónico como lo sugiere Castañeda Sanabria (2000).

CAPÍTULO 5

CONCLUSIONES Y RECOMENDACIONES

1.1 CONCLUSIONES

- Los rendimientos de la extracción del almidón y la pectina fueron bajos: 1,47 % y 3,44 %, respectivamente; mientras, el rendimiento para la obtención del polvo de semilla de tamarindo fue medio de 43 %.
- La pureza del almidón fue del 77,7 %; la pectina está constituida principalmente por carbohidratos (73,13 %), cenizas (7,46 %) y proteína (4,82 %); mientras el extracto de tamarindo está constituido esencialmente por carbohidratos (71,54 %) y proteína (16,35%).
- La extracción de los tres polímeros naturales también generó residuos y subproductos, que pueden emplearse para la obtención de otros productos como papel (raquis del plátano verde y cáscaras-fibras de la semilla de tamarindo) y aceites esenciales (flavedo de la cáscara de naranja); asimismo estrategias de T+L de segundo nivel: reciculación y reutilización de agua (almidón) y etanol (pectina y extracto de tamarindo).
- El costo de producción de un kilogramo de polímero natural fue elevado: \$ 22,45/kg de almidón, \$ 306,11/kg de pectina y \$ 25,44/kg de polvo de semillas de tamarindo, ligado al bajo rendimiento de extracción y el excesivo consumo de bisulfito de sodio (almidón) y etanol al 96% (pectina y polvo de tamarindo).

- El agua cruda muestreada fue de excelente calidad caracterizada por una baja turbiedad (5,32 NTU), lo que dificultó el tratamiento de coagulación y floculación, debido a que el principal mecanismo de coagulación de los polímeros es la acción de barrido y no necesariamente la desestabilización de cargas.
- El ensayo de actividad coagulante primaria no arrojó resultados confiables, debido a errores cometidos al adaptar la metodología para utilizar un volumen de 10 mL, las concentraciones de las soluciones de coagulantes (5% y 1%) fueron inadecuadas o las dosis empleadas (50-200 μ L) no estuvieron dentro del rango.
- Los polímeros naturales: almidón, pectina y extracto de tamarindo no tuvieron actividad coagulante a condiciones reales de un agua cruda, a causa de la baja turbiedad.
- La dosis óptima del sulfato de aluminio sin ayudante de floculación fue 65 mg/L. Las combinaciones óptimas de sulfato de aluminio + polímero fueron de 50 mg/L de sulfato de aluminio +0,2 mg/L de almidón, 60 mg/L de sulfato de aluminio +0,06 mg/L de pectina, 60 mg/L de sulfato de aluminio +0,6 mg/L de tamarindo en agua, 60 mg/L de sulfato de aluminio +0,5 mg/L de tamarindo en cloruro de sodio, 60 mg/L de sulfato de aluminio + 0,2 mg/L de tamarindo en acetato de amonio y 50 mg/L de sulfato de aluminio + 0,2 mg/L de PAM.
- El empleo de ayudantes de floculación permitió un ahorro de sulfato de aluminio de 15 mg/L al utilizar almidón y PAM y un ahorro de 5 mg/L al utilizar pectina y el extracto de tamarindo en sus tres soluciones.
- Para todas las combinaciones de sulfato de aluminio + polímero, el floc se formó en un corto tiempo de 2 a 3 min, fue un floc disperso, bien formado y de lenta sedimentación (índice de Willcomb de 4). Las diferencias existieron

en el tamaño del floc, el mayor tamaño obtenido fue de 1,0 – 1,5 mm (T. WRA de D) al utilizar la pectina y PAM, seguido del 0,75 – 1,0 mm (T. WRA de C) del almidón, por último, un tamaño de 0,5 – 0,75 mm (T. WRA de B) para el sulfato y el extracto de tamarindo en agua, cloruro de sodio y acetato de amonio. Entre las soluciones de agua, cloruro de sodio y acetato de amonio para el extracto de tamarindo, no existieron marcadas diferencias.

- En general, los parámetros de turbiedad, color (aparente y verdadero) y coliformes tuvieron una remoción superior al resto de parámetros: 87 %, 92 % y 96%, respectivamente. Para el caso de los polímeros, se obtuvo una menor reducción en la alcalinidad y dureza que al emplear solamente sulfato de aluminio. El pH no tuvo una reducción marcada, fue el 10 %, manteniéndose el pH final alrededor de 7,1.
- En general, el agua clarificada cumplió con las características físicas de la NTE INEN 1108 al presentar valores inferiores a 5 NTU y 15 uc Pt-Co. Sin embargo, no se redujo lo suficiente el valor de coliformes fecales, posiblemente algunos flóculos no sedimentaron eficientemente; no obstante, las operaciones complementarias de filtración y desinfección pueden solucionar este inconveniente de manera eficiente.
- El análisis del aluminio residual en el agua permitió apreciar incremento del aluminio en el agua de 0,10 mg/L a 0,2 mg/L, quedando al margen del valor normado por la EPA y WHO.
- El volumen de lodos residuales generados se mantuvo entre 3 y 4 mL/L, para todas las combinaciones de sulfato de aluminio + polímero.
- En general, la humedad de los lodos residuales fue superior al 98% y el pH se mantuvo alrededor de 7. Del total de sólidos, menos del 5 % fueron sólidos disueltos y apenas aproximadamente el 26 % fueron sólidos volátiles, por lo que el mayor porcentaje está constituido por los sólidos inorgánicos

generados principalmente por los flóculos sedimentados del sulfato de aluminio.

- Los valores de DQO (> 1670 mg/L) y aluminio (> 275 mg/L) exceden los valores normados por el TULSMA Libro VI (Anexo 1) de 500 mg/L DQO y 5 mg/L de aluminio, incumpliendo los límites máximos permisibles para la descarga de los lodos residuales al sistema de alcantarillado público.
- Los lodos residuales presentaron un efecto tóxico en la actividad mitótica de las raíces de las cebollas, alcanzando una inhibición del 50 % en el crecimiento de las raíces de las cebollas (CI_{50}) a bajas concentraciones entre 0,5 a 2 %. Mientras, los resultados del ensayo de toxicidad aguda con *Lactuca sativa L* no permitieron evaluar la toxicidad de los lodos, posiblemente al estar enmascarada por micronutrientes esenciales presentes en el lodo.
- Los polímeros naturales: almidón de la cáscara de plátano verde, pectina de la cáscara de naranja y extracto de la semilla de tamarindo no presentaron actividad coagulante, a diferencia del coagulante químico sulfato de aluminio y el coagulante natural *Moringa Oleífera* que a bajas turbiedad presentan una actividad coagulante eficiente.
- Los polímeros naturales: almidón de la cáscara de plátano verde, pectina de la cáscara de naranja y extracto de la semilla de tamarindo presentaron igual o mejor actividad floculante, en comparación con el polímero sintético comercial PAM; gracias a la composición principal de carbohidratos con alto peso molecular y varios segmentos por cadena polimérica.
- La factibilidad económica de utilizar los polímeros naturales no es viable, debido a los altos costos de extracción, que no pueden competir con el precio del sulfato de aluminio (\$ 0,22/kg) ni el de la PAM (\$ 5,57/kg). Asumiendo, un tratamiento de agua cruda de 5,32 NTU, 600 L/s durante 24 horas, la

mejor opción es el empleo de la combinación óptima de sulfato de aluminio + PAM.

5.2 RECOMENDACIONES

- Gestionar alternativas para solucionar los problemas en la extracción como el uso de etanol 96 % para el caso de la pectina y el extracto de tamarindo con una recuperación y recirculación.
- Realizar mayor investigación de estudios toxicológicos, tiempo de degradación y susceptibilidad de las empresas a utilizar los polímeros naturales; ya que si bien no resulta tóxico utilizar los polímeros naturales pueden constituir un rico sustrato para microorganismos que no han sido removidos por completo del agua cruda o se encuentran en los lodos residuales asentados en el tanque de sedimentación.
- Mantener la línea de investigación en la revalorización de los residuos sólidos, porque no sólo se pretende tener incidencia en la gestión de rellenos sanitarios, sino también se pretende dejar de competir con la soberanía alimentaria, el uso de superficies para plantación y cosecha y la dependencia a sustancias químicas.
- Emplear ensayos de toxicidad crónica para evaluar los efectos tóxicos de los lodos residuales, debido a que al presentar posiblemente micronutrientes esenciales, influyen en las primeras etapas de crecimiento de las plántulas, sin embargo, a largo plazo cuando se acabe la disponibilidad de los micronutrientes, se podrá evaluar exclusivamente el efecto tóxico del aluminio.

REFERENCIAS BIBLIOGRÁFICAS

1. Aguirre, Z. (2012, septiembre). *Especies Forestales. Bosques Secos. Ecuador. MAE. Recuperado a partir de <http://www.ambiente.gob.ec/wp-content/uploads/downloads/2012/10/Bosques-Secos4.pdf>*
2. Aina, V., Barau, M., Mamman, O., Zakari, A., y Haruna, H. (2012). *Extraction and Characterization of Pectin from Peels of Lemon (Citrus limon), Grape Fruit (Citrus paradisi) and Sweet Orange (Citrus sinensis). British Journal of Pharmacology and Toxicology, 3(6), 259–262.*
3. Alwi, H., Idris, J., Musa, M., y Ku Hamid, K. H. (2013). *A Preliminary Study of Banana Stem Juice as a Plant-Based Coagulant for Treatment of Spent Coolant Wastewater. Journal of Chemistry, 2013, 2–6. <https://doi.org/10.1155/2013/165057>*
4. APHA, (2005). *Standard Methods for Examination of Water and Wastewater (21a ed.) American Public Health Association, Washington, DC.*
5. Arboleda, J. (2000). *Teoría y práctica de la purificación del agua (3a ed.). Bogotá, Colombia: McGraw-Hill Interamericana.*
6. Asrafuzzaman, M., Fakhruddin, A. N. M., y Hossain, M. A. (2011). *Reduction of Turbidity of Water Using Locally Available Natural Coagulants. ISRN Microbiology, 2011, 1–6. <https://doi.org/10.5402/2011/632189>*

7. *ASTM. D2035-13 Standar Practice for Coagulation-Floculation Jar Test of Water (2013). Recuperado a partir de <https://doi.org/10.1520/D2035-13>*
8. *Ayuntamiento de Albacete. (2007). Guía Didáctica: Gestión de Residuos Urbanos en Albacete. Consejería de Medio Ambiente. Recuperado a partir <http://www.serviiu.es/corps/serviiu/data/resources/file/GUIARESIDUOS.pdf>*
9. *Bagul, M., Sonawane, S., y Arya, S. (2015). Tamarind seeds: chemistry, technology, applications and health benefits: A review, 34(3), 28–35.*
10. *Betancurt, Á. (2011, febrero 13). Residuos del plátano, renta para productores. Universidad Nacional de Colombia, p. 20.*
11. *Birima, A. H., Hammad, H. A., Desa, M. N. M., y Muda, Z. C. (2013). Extraction of natural coagulant from peanut seeds for treatment of turbid water. IOP Conference Series: Earth and Environmental Science, 16, 12065. <https://doi.org/10.1088/1755-1315/16/1/012065>*
12. *Bongiovani, M. C., Konradt-Moraes, L. C., Bergamasco, R., Lourenço, B. S. S., y Tavares, C. R. G. (2010). Os benefícios da utilização de coagulantes naturais para a obtenção de água potável. Acta Scientiarum. Technology, 32(2), 167–170. <https://doi.org/10.4025/actascitechnol.v32i2.8238>*
13. *Capó Martí, M. A. (2007). Principios de ecotoxicología [diagnóstico, tratamiento y gestión del medio ambiente. Madrid: Tébar. Recuperado a partir de <http://0-site.ebrary.com.fama.us.es/lib/unisev/Doc?id=10479434>*

14. *Castañeda Sanabria, O. (2000). Determinación de la toxicidad de los lodos generados por una planta potabilizadora, utilizando bioensayos (pp. 1–15). Presentado en Congreso Nacional de Ingeniería Sanitaria y Ciencias Ambientales, 12, Mexico: FEMISCA. Recuperado a partir de <http://www.bvsde.paho.org/bvsaidis/tratagua/mexicon/R-0106.pdf>*
15. *Castillo, G. (2004). Ensayos toxicológicos y métodos de evaluación de calidad de aguas. México D.F. (México): Instituto Mexicano de Tecnología del Agua.*
16. *Cerón–Salazar, I., y Cardona–Alzate, C. (2011). Evaluación del proceso integral para la obtención de aceite esencial y pectina a partir de cáscara de naranja. Universidad EAFIT Ingeniería y Ciencia, 7(13), 65–86. <https://doi.org/10.17230/ingciencia>*
17. *Chang Gómez, J. (2009). Calidad del Agua. Recuperado a partir de <https://www.dspace.espol.edu.ec/bitstream/123456789/6145/2/Calidad%20de%20Agua%20Unidad%201%2C2%2C3.pdf>*
18. *Choy, S. Y., Prasad, K. M. N., Wu, T. Y., Raghunandan, M. E., y Ramanan, R. N. (2014). Utilization of plant-based natural coagulants as future alternatives towards sustainable water clarification. Journal of Environmental Sciences, 26(11), 2178–2189. <https://doi.org/10.1016/j.jes.2014.09.024>*
19. *CYAMBIENTE, C. A., y EPMAPS. (2014, noviembre). Estudio de Impacto Ambiental Expost Operación del Sistema de Agua Potable Noroccidente. Recuperado a partir de*

http://aguaquito.gob.ec/sites/default/files/documentos/sistema_noroccidente_30octubre2014_0.pdf

20. *Devesa-Rey, R., Bustos, G., Cruz, J. M., y Moldes, A. B. (2012). Evaluation of Non-Conventional Coagulants to Remove Turbidity from Water. Water, Air, y Soil Pollution, 223(2), 591–598. <https://doi.org/10.1007/s11270-011-0884-8>*
21. *Devia Pineda, J. (2003). Proceso para producir Pectinas Cítricas. Universidad EAFIT, 129, 21–29.*
22. *El Comercio. (2011, abril 2). Tres tipos de plátano se cosechan. Recuperado el 23 de abril de 2017, a partir de <http://www.elcomercio.com/actualidad/negocios/tres-tipos-de-platano-se.html>*
23. *El Comercio. (2014, abril 3). Desperdicio de comida en grandes cantidades alarma al mundo. El Comercio. Recuperado a partir de <http://www.elcomercio.com/tendencias/desperdicio-de-comida-grandes-cantidades.html>*
24. *Emaga, T. H., Bindelle, J., Agneesens, R., Buldgen, A., Wathelet, B., y Paquot, M. (2011). Ripening influences banana and plantain peels composition and energy content. Tropical Animal Health and Production, 43(1), 171–177. <https://doi.org/10.1007/s11250-010-9671-6>*

25. *EMGIRS-EP, E. (2013). Aprovechamiento de Residuos. Recuperado el 23 de abril de 2017, a partir de <https://www.emgirs.gob.ec/index.php/zenkit/visitas-al-relleno-sanitario-2>*
26. *EPMAPS. (2013). Estudio de Impacto Ambiental Expost EPMAPS Centro Occidente. Recuperado a partir de http://www.aguaquito.gob.ec/sites/default/files/documentos/eia_placer.pdf*
27. *EPMAPS. (2017). Agua Potable. Captación. Recuperado el 11 de mayo de 2017, a partir de http://www.aguaquito.gob.ec/?page_id=1352*
28. *EPMAPS. (2017). Agua Potable. Tratamiento. Recuperado a partir de http://www.aguaquito.gob.ec/?page_id=1387*
29. *EPMAPS. (2017). La Calidad del Agua Potable en Plantas de Tratamiento. Recuperado a partir de http://www.aguaquito.gob.ec/?page_id=4579*
30. *ESPAC, y INEC. (2015). Encuesta de Superficie y Producción Agropecuaria Continua. Recuperado a partir de http://www.ecuadorencifras.gob.ec/documentos/web-inec/Estadisticas_agropecuarias/espac/espac_2014-2015/2015/2015/Presentacion%20de%20resultados%20ESPAC_2015.pdf*
31. *FAO. (2002). Fichas técnicas: Procesados de frutas. Recuperado a partir de <http://www.fao.org/3/a-au168s.pdf>*

32. FEN, *Fundación Española de la Nutrición* (2013). *Naranja*. Recuperado a partir de <http://www.fen.org.es/mercadoFen/pdfs/naranja.pdf>
33. Ferreira, P. C., Piai, K. de A., Takayanagui, A. M. M., y Segura-Muñoz, S. I. (2008). Aluminum as a risk factor for Alzheimer's disease. *Revista Latino-Americana de Enfermagem*, 16(1), 151–157. <https://doi.org/10.1590/S0104-11692008000100023>
34. Fiskesjö, G. (2008). The Allium test as a standard in environmental monitoring. *Hereditas*, 102(1), 99–112. <https://doi.org/10.1111/j.1601-5223.1985.tb00471.x>
35. García, B. (2007, diciembre 13). *Metodología de extracción in situ de coagulantes naturales para la clarificación de agua superficial. Aplicación en países en vías de desarrollo (Tesis de Master)*. Universidad Politécnica de Valencia, Valencia, España. Recuperado a partir de https://riunet.upv.es/bitstream/handle/10251/12458/Tesis%20de%20Master_BEATRIZ%20GARCIA%20FAYOS.pdf?sequence=1
36. Ghebremichael, K. A., Gunaratna, K. R., Henriksson, H., Brumer, H., y Dalhammar, G. (2005). A simple purification and activity assay of the coagulant protein from *Moringa oleifera* seed. *Water Research*, 39(11), 2338–2344. <https://doi.org/10.1016/j.watres.2005.04.012>

37. Gunaratna, K. R., Garcia, B., Andersson, S., y Dalhammar, G. (2007). *Screening and evaluation of natural coagulants for water treatment. Water Science y Technology: Water Supply*, 7(5–6), 19. <https://doi.org/10.2166/ws.2007.147>
38. Hall, E., y Dietrich, A. (2000). *A Brief History of Drinking Water. RI Water Resources Board, AWWA. Recuperado a partir de http://www.wrb.ri.gov/data_education/Education_Drinking_Water_History.pdf*
39. Hayder, G., y Rahim, A. A. (2015). *Effect of Mixing Natural Coagulant with Alum on Water Treatment. Presentado en The 3rd National Graduate Conference, Universiti Tenaga Nasional, Malaysia. Recuperado a partir de http://cogs.uniten.edu.my/portal/NatGrad2015/Proceedings/CE/PaperID_1.pdf*
40. Heredia, J., y CIAD, Centro de Investigación en Alimentos y Desarrollo (2009). *Determinación de la calidad de compuestos orgánicos en residuos de naranja. Recuperado a partir de <http://www.cofupro.org.mx/cofupro/images/contenidoweb/indice/Publicaciones-Sinaloa/Paquetes-tecnologicos-2008-2009/Residuos%20de%20naranja.pdf>*
41. Hernández, B., Mendoza, I., Salamanca, M., Fuentes, L., y Caldera, Y. (2013). *Semillas de tamarindo (tamarindus indica) como coagulante en aguas con alta turbiedad. REDIELUZ*, 3(1y2), 91–96.

42. Hernández-Medina, M., Torruco-Uco, J. G., Chel-Guerrero, L., y Betancur-Ancona, D. (2008). *Caracterización fisicoquímica de almidones de tubérculos cultivados en Yucatán, México. Ciência E Tecnologia de Alimentos*, 28(3), 718–726. <https://doi.org/10.1590/S0101-20612008000300031>
43. Ilori, M., Adebusoye, S., lawal, A., y Awotiwon, O. (2007). *Production of Biogas from Banana and Plantain Peels. American-Eurasian Network for Scientific Information*, 1(1), 33–38.
44. INEC. (2016). *Información Ambiental en Hogares 2016. Grupo Técnico DEAGA. Recuperado a partir de http://www.ecuadorencifras.gob.ec/documentos/web-inec/Encuestas_Ambientales/Hogares/Hogares_2016/Documento%20tecnico.pdf*
45. INEC, y AME. (2014). *Estadística de Información Ambiental Económica en gobiernos autónomos descentralizados municipales. Recuperado a partir de http://www.ecuadorencifras.gob.ec//documentos/web-inec/Encuestas_Ambientales/Municipios_ConsProvinciales_2014/Municipios-2014/presentacion_ambientales-2014.pdf*
46. INEN. NTE INEN 1108: *Agua Potable. Requicitos, NTE INEN 1108 § (2006). Recuperado a partir de <https://www.dspace.espol.edu.ec/bitstream/123456789/10608/8/Norma%20Inen%20Agua1108-2.pdf>*

47. *INEN. NTE INEN 1108: Agua Potable. Requicitos, NTE INEN 1108 § (2014). Recuperado a partir de <http://normaspdf.inen.gob.ec/pdf/nte/1108-5.pdf>*
48. *Joshi, S., y Shrivastava, K. (2011). Recovery of Alum Coagulant from Water Treatment Plant Sludge: A Greener Approach for Water Purification. International Journal of Advanced Computer Research, 2(1), 101–103.*
49. *Kemira. (2010). Información técnica SUPERFLOC®. Recuperado a partir de [http://www.aniq.org.mx/pqta/pdf/Respaldo/Serie%20C490%20%20\(HT\).pdf](http://www.aniq.org.mx/pqta/pdf/Respaldo/Serie%20C490%20%20(HT).pdf)*
50. *Letterman, R. D., y AWWA (Eds.). (2002). Water quality and treatment: a handbook of community water supplies (5. ed). New York: McGraw-Hill.*
51. *Londoño-Londoño, J., Sierra, J., Álvarez, R., Restrepo Duque, A. M., y Pássaro Carvalho, C. P. (2012). Cítricos: Cultivo, Poscosecha E Industrialización. Cap. 12: Aprovechamiento de lossubproductos cítricos. Colombia: lasallista.*
52. *Lopez Vidal, R., Laines Canepa, J. R., Hernández Barajas, J. R., y Aparicio Trápala, M. A. (2014). Evaluación de almidones de Malanga (Colocasia esculenta) como agentes coadyuvantes en la remoción de turbiedad en procesos de potabilización de agua. Revista Mexicana de Ingeniería Química, 13(3), 855–863.*
53. *Mazzeo, M., Alzate, A., y Marín, M. (2008). Obtención de almidón a partir de residuos poscosecha del plátano dominico hartón (Musa AAB simmonds). Vector, 3, 57–69.*

54. *Mendoza Martínez, E., y Calvo Carrillo, M. de la C. (2010). Bromatología: composición y propiedades de los alimentos. México: McGraw-Hill Interamericana.*
55. *Meneses, M. M., Agatón, L. L., Gutiérrez, L. F. M., Mendieta, L. E. G., y Botero, J. D. (2012). Aprovechamiento industrial de residuos de cosecha y poscosecha del plátano en el Departamento de Caldas. Revista Educación en Ingeniería, 5(9), 128–139.*
57. *Mihelcic, J., y Zimmerman, J. (2012). Ingeniería Ambiental: fundamentos, sustentabilidad, diseño (1ra ed.). México: Alfaomega.*
58. *Moran, L. A. (Ed.). (2012). Principles of biochemistry (5th ed). Boston: Pearson.*
59. *Nasrin, T. A. A., Noomhorm, A., y Anal, A. K. (2015). Physico-Chemical Characterization of Culled Plantain Pulp Starch, Peel Starch, and Flour. International Journal of Food Properties, 18(1), 165–177. <https://doi.org/10.1080/10942912.2013.828747>*
60. *NSF/ANSI 61. (2013). Drinking Water Sistem Components - Health Effects. Recuperado a partir de https://www.nsf.org/newsroom_pdf/NSF_61-13_-_watermarked.pdf*
61. *Ortega Mafla, J. O., y Carvajal Ruiz, A. E. (2014, julio). Gestión de lodos producto de la potabilización de agua y recuperación del agua utilizada en el lavado de filtros y sedimentadores en la planta de tratamiento Puengasí de la empresa pública metropolitana de agua potable y saneamiento Quito.*

Escuela Politécnica Nacional, Quito, Ecuador. Recuperado a partir de <http://bibdigital.epn.edu.ec/handle/15000/8572/>

62. Pandharipande, S., y Makode, H. (2012). *Separation of oil and pectin from orange peel and study of effect of ph of extracting medium on the yield of pectin. Journal of Engineering Research and Studies, 3(2), 6–9.*
63. Panizza-de-León, A., Aldama-Ojeda, A., Chacalo-Hilu, A., Vaca-Mier, M., Grabinsky-Steider, J., Márquez-Herrera, C., y Durán-de-Bazúa, C. (2008). *Evaluación del compost elaborado a partir de lodos con alto contenido de sulfato de aluminio. Revista Latinoamericana de Recursos Naturales, 4(3), 342–348.*
63. Pavón Silva, T. B., Pacheco Salazar, V. F., y Cárdenas Zuazo, L. M. (2005). *Tratamiento de lodos de una planta potabilizadora para la recuperación de aluminio y hierro como coagulantes. Ingeniería sanitaria y ambiental, 78.*
64. Peruço, J., Lenz, G., Fiori, R., y Bergamasco, R. (2013). *Coagulants and Natural Polymers: Perspectives for the Treatment of Water. Plastic and Polymer Technology, 2(3), 55–62.*
65. PNUMA. (2007). *Perspectivas del Medio Ambiente Mundial. GEO4. Medio Ambiente para el Desarrollo. Recuperado a partir de http://web.unep.org/geo/sites/unep.org/geo/files/documents/geo4_sdm_spanish_0.pdf*

66. Pritchard, M., Craven, T., Mkandawire, T., Edmondson, A. S., y O'Neill, J. G. (2010). *A comparison between Moringa oleifera and chemical coagulants in the purification of drinking water – An alternative sustainable solution for developing countries. Physics and Chemistry of the Earth, Parts A/B/C, 35(13–14), 798–805. <https://doi.org/10.1016/j.pce.2010.07.014>*
67. Prodanović, J., Šćiban, M., y Antov, M. (2013). *Improvement of wastewater treatment by use of natural coagulants. Journal of Economic Development, 2(2), 22–28.*
68. PROECUADOR. (2014). *Perfil Sectorial de snacks de Sal Gourmet. Recuperado a partir de http://www.proecuador.gob.ec/wp-content/uploads/2014/12/PROEC_AS2014_SNACKS-1.pdf*
69. PROECUADOR. (2015, junio 23). *Análisis Sector Plátano. Recuperado el 23 de abril de 2017, a partir de <http://www.proecuador.gob.ec/pubs/analisis-sector-platano-2015/>*
70. PROECUADOR. (2016). *Perfil Sectorial de Frutas no tradicionales. Recuperado a partir de <http://www.proecuador.gob.ec/wp-content/uploads/2016/04/PERFIL-FRUTAS-NO-TRADICIONALES.pdf>*
71. Qin, R., Jiao, Y., Zhang, S., Jiang, W., y Liu, D. (2010). *Effects of aluminum on nucleoli in root tip cells and selected physiological and biochemical characters in Allium cepa var. agrogarum L BMC Plant Biology, 10, 225.*

<http://doi.org/10.1186/1471-2229-10-225>. *BMC Plant Biology*, 10, 225.

<https://doi.org/10.1186/1471-2229-10-225>

72. Rodríguez, S., Muñoz, R., García, O., y Fernández, E. (2005). Empleo de un producto Coagulante Natural para Clarificar Agua, 36. Recuperado a partir de <http://www.redalyc.org/pdf/1816/181620511037.pdf>

73. Romero, P. R., y Cantú, A. M. (2008). *Ensayos toxicológicos para la evaluación de sustancias químicas en agua y suelo: la experiencia en México*. Instituto Nacional de Ecología.

74. Romero Rojas, J. (2009). *Calidad del agua (3a ed.)*. Bogotá, Colombia: Editorial Escuela Colombiana de Ingeniería.

75. Salzman, J. (2005, diciembre). *Thirst: A Short History of Drinking Water*. DUKE LAW SCHOOL. Recuperado a partir de http://scholarship.law.duke.edu/cgi/viewcontent.cgi?article=2043&context=faculty_scholarship

76. Sánchez Fiorentini, S., y Untiveros Bermúdez, G. (2004). Determinación de la actividad floculante de la pectina en soluciones de Hierro III y Cromo III. *Revista de la Sociedad Química del Perú*, 70(4), 201–208.

77. Secretaría de Ambiente, y Alcaldía de Quito. (2015). *Generación de Residuos Sólidos en el DMQ*. Recuperado el 23 de abril de 2017, a partir de

<http://www.quitoambiente.gob.ec/ambiente/index.php/politicas-y-planeacion-ambiental/residuos-solidos/generacion>

78. SERCOP. (2016). *Documentos Anexos. Proceso contratación pública SIEC-EPMAPS-036-2015. Recuperado el 24 de mayo de 2017, a partir de https://www.compraspublicas.gob.ec/ProcesoContratacion/compras/PC/informacionProcesoContratacion2.cpe?idSoliCompra=heGriWy4_W11f_sHwtPND2LXT_xunmtza-clT0cAs8Y,*
79. Silva, M. (2015). *Potabilización. Procesos y Diseños de Plantas (1ra.)*. Quito, Ecuador: Edicumbre.
80. Suay Llopis, L., y Ballester Díez, F. (2002). *Revisión de los estudios sobre exposición al aluminio y enfermedad de Alzheimer. Revista Española de Salud Pública, 76(6), 645–658. <https://doi.org/10.1590/S1135-57272002000600002>*
81. TécnicoAgrícola. (2011, junio 7). *Partes de un fruto citrico, naranja, mandarina, limon, pomelo. Recuperado el 24 de abril de 2017, a partir de <http://www.tecnicoagricola.es/partes-de-un-fruto-citrico-naranja-mandarina-limon-pomelo/>*
82. Tesalia Springs CBC. (2017). *Tesalia Springs CBC. Güitig. Tabla Nutricional. Recuperado el 12 de mayo de 2017, a partir de <http://www.tesaliacbc.com/guitig.php>*

83. *Thombare, N., Srivastava, S., y Chowdhury, A. (2014). Multipurpose applications of tamarind seeds and kernel powder. ResearchGate, 32–33.*
84. *TULSMA Libro VI (2015). Recuperado a partir de <http://www.ruminahui-aseo.gob.ec/periodo2015/documentos/tulas.pdf>*
85. *TULSMA Libro VI Anexo 1. NORMA DE CALIDAD AMBIENTAL Y DE DESCARGA DE EFLUENTES: RECURSO AGUA (2015). Recuperado a partir de <http://extwprlegs1.fao.org/docs/pdf/ecu112180.pdf>*
86. *Vaclavik, V. A., y Christian, E. W. (2014). Essentials of Food Science. New York, NY: Springer New York. Recuperado a partir de <http://link.springer.com/10.1007/978-1-4614-9138-5>*
87. *Voet, D., Voet, J. G., y Pratt, C. W. (2013). Fundamentals of biochemistry: life at the molecular level (4th ed). Hoboken, NJ: Wiley.*
88. *Water Quality Association. (2013). Aluminium Fact Sheet. Recuperado a partir de https://www.wqa.org/Portals/0/Technical/Technical%20Fact%20Sheets/2014_Aluminum.pdf*
89. *WHO. (2011). Guidelines for Drinking-water Quality. Recuperado a partir de http://apps.who.int/iris/bitstream/10665/44584/1/9789241548151_eng.pdf*
90. *Zhindón Arévalo, C. E. (2011). Tratamiento de los lodos generados en la planta potabilizadora de Mahuar cay mediante el uso de un lecho de secado.*

*Universidad de Cuenca, Cuenca, Ecuador. Recuperado a partir de
<http://dspace.ucuenca.edu.ec/handle/123456789/2618/>*

ANEXOS

ANEXO I. MÉTODOS DE EXTRACCIÓN DE LOS POLÍMEROS NATURALES

AI.1 EXTRACCIÓN DE ALMIDÓN A PARTIR DE CÁSCARAS DE PLÁTANO VERDE

Las cáscaras de plátano fueron recolectadas del local de comida costeña “El Rincón Orense”, donde generalmente se utiliza una racima de plátano verde dominico al día, generando alrededor 60 kg de cáscaras de verde a la semana. Se recolectó 20 kg de cáscaras de plátano verde, correspondientes a 2 días de trabajo, en un recipiente de plástico. Los residuos del plátano verde no sólo comprendieron las cáscaras, sino también plátanos verdes de desecho y el raquis de la racima del plátano verde.

Posteriormente, la muestra de cáscaras de plátano verde se llevó al laboratorio de la Planta Piloto del DECAB-EPN, donde se procedió a la extracción del almidón. Los reactivos, materiales y equipos utilizados en la extracción se resumen en la Tabla AI.1.

Tabla AI. 1 Reactivos, materiales y equipos utilizados en la extracción del almidón.

Reactivos	Materiales	Equipos
Bisulfito de sodio	Guantes de caucho y EPP	Balanza analítica METTLER PE 3600
Pectinasa	Recipientes de 25-40 L	Báscula TOLEDO 2120
Ácido cítrico	Malla de tela, tamices No. 50, 100 y 200	Olla volteo HAMILTON KETTLES C
	Recipientes de 1-2 L	Cutter RAMÓN
	Mortero	Mezcladora CRIPTON PERLESS EC-30
	Bolsas herméticas	Tamiz portátil CE Tyler
		Estufa BLUE M OV-500 C-2

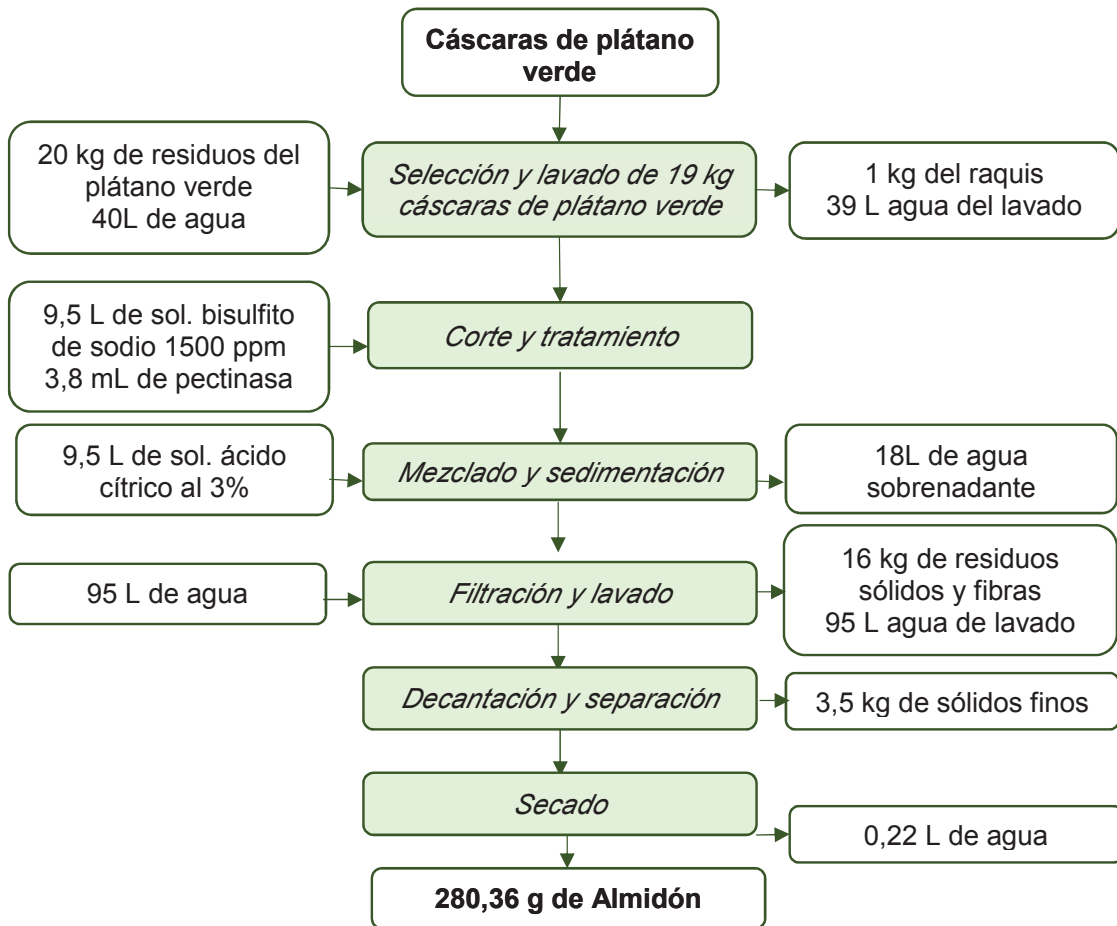
Elaboración: Buenaño Brenda

La extracción de almidón de las cáscaras de plátano verde se realizó en base al procedimiento empleado por Hernández-Medina, Torruco-Uco, Chel-Guerrero y Betancur-Ancona (2008):

1. *Selección de las cáscaras de plátano verde:* escoger las cáscaras en buen estado, retirar cualquier resto de comida, y descartar las cáscaras con hongos, gusanos, restos de grasa o en descomposición. Si tiene restos de tierra lavar correctamente.
2. *Corte y tratamiento:* cortar las cáscaras en el cortador automático cutter Ramon para aumentar el área de contacto, hasta obtener una pasta:
 - 2.1. *Velocidad de corte baja por 10 min:* añadir en una relación 1:0,5 (p/v) de cáscaras en una solución de bisulfito de sodio 1500 ppm, para evitar el pardeamiento enzimático.
 - 2.2. *Velocidad de corte alta por 10 min:* añadir 0,2 mL de pectinasa por kilogramo de cáscaras.
3. *Mezclado:* preparar en una relación 1:0,5 (p/v) de cáscaras en una solución de ácido cítrico 0,3% para colocar en la mezcladora por periodos de 25 minutos y descanso de 1 hora, por 3 veces. Dejar reposar por 12 horas en el cuarto frío, y quitar el sobrenadante.
4. *Filtración y lavado:* filtrar con tres lavados, hasta que el agua de lavado estuviera limpia y translúcida, hasta el tamiz No. 200.
5. *Decantación y separación:* dejar sedimentar por 12 horas, desechar la parte superior marrón y conservar la parte inferior blanca, con ayuda de una espátula. Realizar sucesivamente hasta obtener sólo la fracción blanca.
6. *Secado:* secar a 50°C por 24 horas.
7. *Pesado y almacenamiento:* moler, pesar y registrar el valor, finalmente guardar en fundas secas herméticamente cerradas.

La Figura AI.1 sintetiza el balance de masa del procedimiento empleado en el laboratorio para la extracción del almidón, con la finalidad de mostrar los residuos generados y subutilizados.

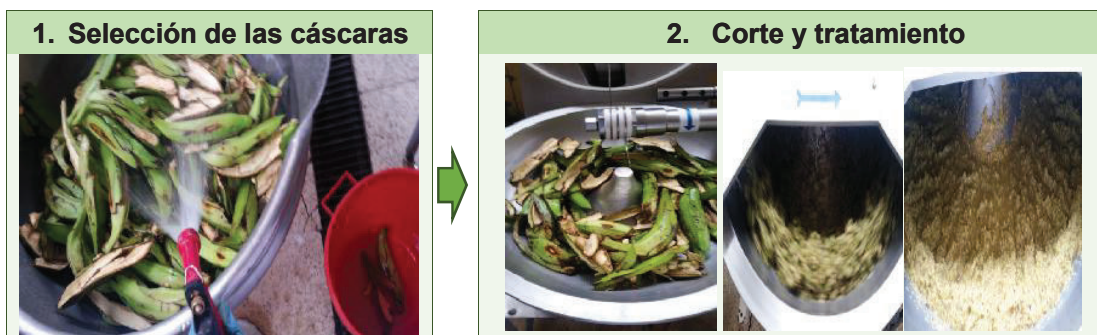
Figura Al. 1 Esquema del proceso de extracción del almidón.



Elaboración: Buenaño Brenda

La Figura Al.2 esquematiza el registro fotográfico del procedimiento empleado en el laboratorio para la extracción del almidón.

Figura Al. 2 Esquema del registro fotográfico de la extracción del almidón.





Elaboración: Buenaño Brenda

AI.2 EXTRACCIÓN DE PECTINA A PARTIR DE CÁSCARAS DE NARANJA

Las cáscaras de naranja fueron recolectadas de uno de los puestos informales de jugos de naranja en la calle Ladrón de Guevara - Quito, donde se utiliza un costal de naranjas al día, generando aproximadamente 35 kg de cáscaras de naranja a la semana. Se recolectó 3 kg de cáscaras de naranja, correspondientes a medio día de trabajo, en un recipiente de plástico.

Posteriormente, la muestra de cáscaras de naranja se llevó al laboratorio Planta Piloto DECAB, donde se procedió a la extracción de la pectina. Los reactivos, materiales y equipos utilizados en la extracción se resumen en la Tabla AI.2.

Tabla A1. 2 Reactivos, materiales y equipos utilizados en la extracción de la pectina

Reactivos	Materiales	Equipos
Ácido Sulfúrico H ₂ SO ₄	Guantes de caucho y EPP	Balanza analítica SCOUT PRO SP 2001
Etanol 96%	Pelador de cáscaras	Báscula TOLEDO 2120
Agua destilada	Recipientes de 25-40 L	Cocina DUREX a gas
	Filtro de tela	Olla volteo HAMILTON KETTLES C
	Cernidero	Cutter RAMÓN
	Fundas herméticas	pH metro
	Tamiz No. 18	Estufa BLUE M OV-500 C-2
		Molino THOMAS 4275-Z10

Elaboración: Buenaño Brenda

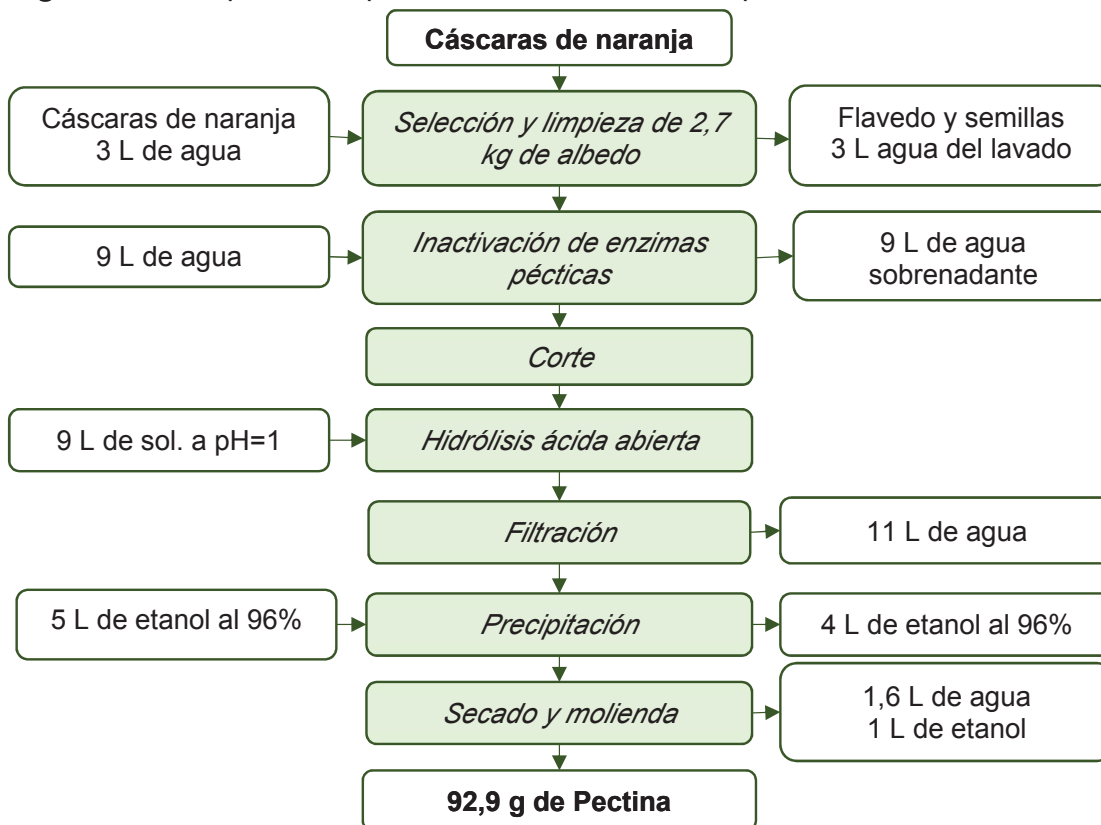
La pectina fue extraída exclusivamente del albedo de las cáscaras de naranja, con la finalidad de obtener una pectina de color blanco. La extracción de pectina de cáscaras de naranja se realizó en base a la metodología propuesta por Devia Pineda (2003):

1. *Selección de las cáscaras:* escoger preferiblemente las cáscaras verdes, descartando las cáscaras en descomposición.
2. *Limpieza:* retirar cualquier resto de tierra, semillas y pulpa, dejando sólo la cáscara. Lavarlas con agua y separar el albedo del flavedo.
3. *Inactivación de enzimas pécticas:* calentar a ebullición el albedo, en relación 3:10 (p/v) de albedo en agua.
4. *Corte:* cortar el albedo en el cortador automático, hasta obtener pedazos de 0,5 x 0,5 cm, para aumentar el área de contacto.
5. *Hidrólisis ácida abierta:* añadir el mismo volumen de agua utilizada inicialmente ajustada a pH 1 con H₂SO₄, y hervir la mezcla durante 30 a 40 minutos en ebullición con agitación constante para evitar la sedimentación.
6. *Filtración:* una vez enfriada la mezcla filtrar utilizando un filtro de tela, retener los sólidos y desechar el líquido.

7. *Precipitación*: añadir un volumen de etanol equivalente a 80% del volumen de la solución que vamos a precipitar, y agitar durante 30 minutos. Separar manualmente la pectina del líquido.
8. *Secado*: secar la pectina a 30°C- 40°C durante 12 horas.
9. *Molienda*: moler hasta obtener un polvo fino $\leq 1\text{mm}$.
10. *Pesado y almacenamiento*: una vez seca la pectina, registrar el peso y guardas en fundas herméticamente selladas.

Emplear una plancha de calentamiento para la preparación de las soluciones de pectina, las cuales no deben exceder los 50°C, puede tomar 1 hora disolver completamente, dependiendo de la concentración, con una agitación de 450 rpm. La Figura AI.3 sintetiza el balance de masa del procedimiento empleado en el laboratorio, con la finalidad de mostrar los residuos generados y subutilizados.

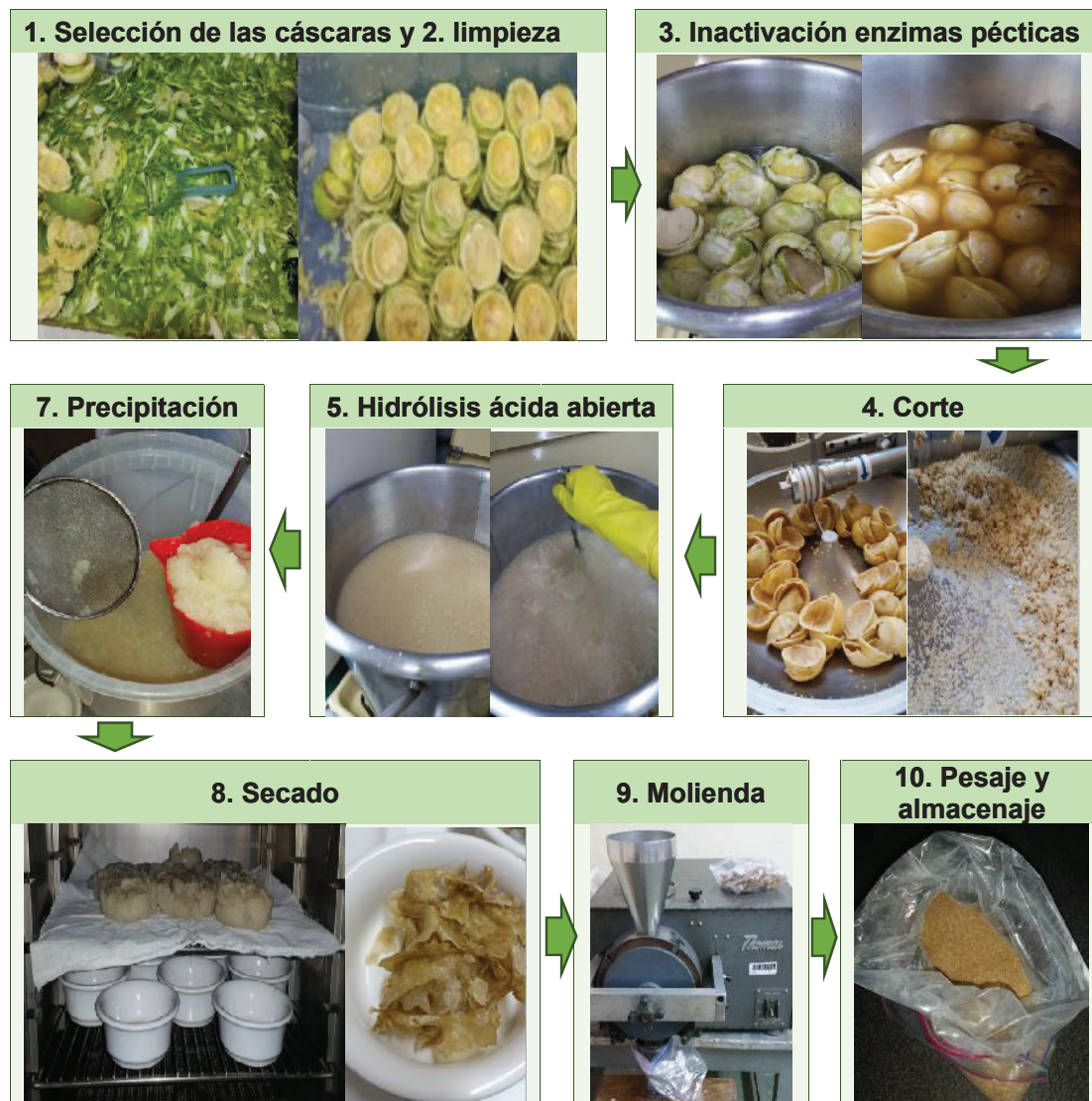
Figura AI. 3 Esquema del proceso de extracción de la pectina.



Elaboración: Buenaño Brenda

En la Figura Al.4 se esquematiza el registro fotográfico del procedimiento empleado en el laboratorio para la extracción de la pectina.

Figura Al. 4 Esquema del registro fotográfico de la extracción de la pectina.



Elaboración: Buenaño Brenda

Al.3 EXTRACCIÓN DE EXTRACTO DE LA SEMILLA DE TAMARINDO

Las semillas de tamarindo fueron recolectadas de la fábrica de pulpa de frutas "Frutasi", donde se procesa 1.350 kg/mes de tamarindo, generando alrededor de

270 kg/mes de residuos del tamarindo. Se recolectó solamente 3 kg de residuos en una funda plástica. Los residuos del tamarindo no sólo comprendieron las semillas, sino también fibras, restos de pulpa y telas que cubren la semilla.

Posteriormente, la muestra de residuos del tamarindo se transportó al LDIA-EPN, donde se procedió a la extracción. Los reactivos, materiales y equipos utilizados en la extracción se resumen en la Tabla AI.3.

Tabla AI. 3 Reactivos, materiales y equipos utilizados en la obtención del extracto de la semilla de tamarindo.

Reactivos	Materiales	Equipos
Agua destilada	Guantes de caucho y EPP	Balanza analítica ADAM NIMBUS
NaCl	Recipientes de 1-3 L	Plancha de calentamiento DAIHAN Scientific
Acetato de amonio	Tamiz No. 18	Incubador MEMMERT FN55plus
Etanol 96%	Termómetro	Molino THOMAS 4275-Z10

Elaboración: Buenaño Brenda

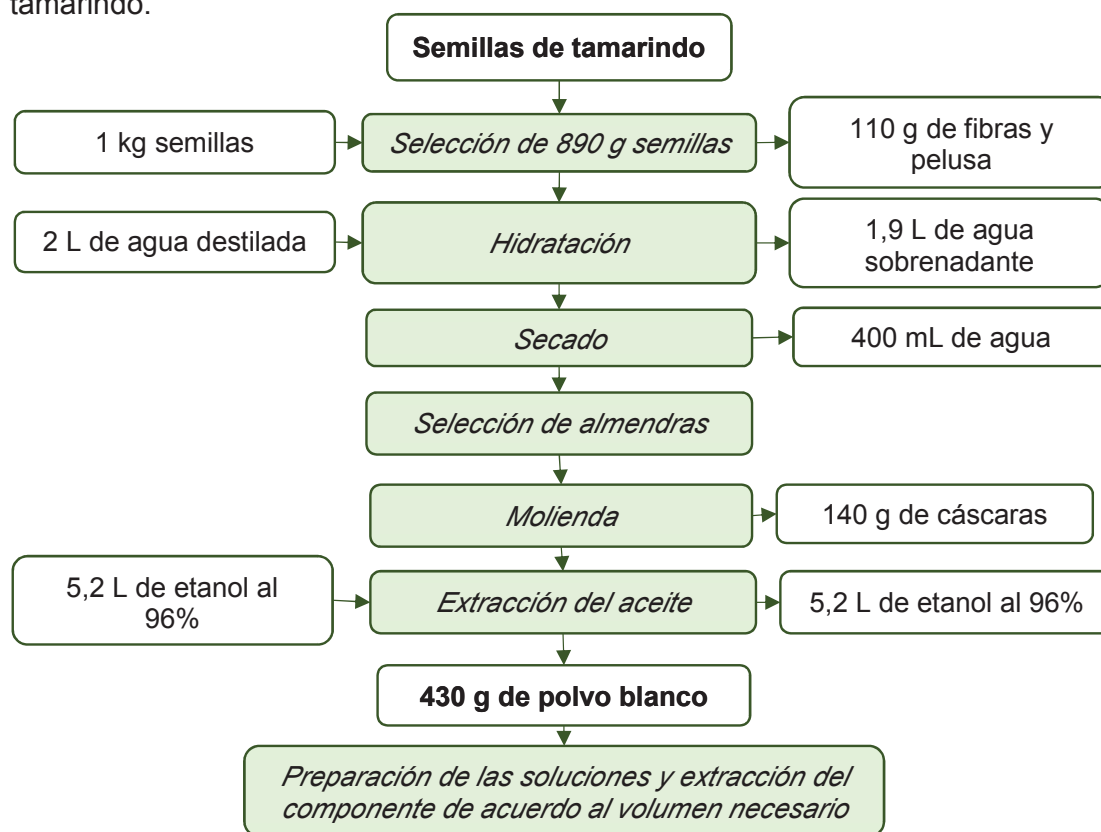
La extracción del extracto de la semilla de tamarindo se realizó en base a las metodologías propuestas por Hernández et al. (2013) y García (2007):

1. *Selección de las semillas:* escoger las semillas en buen estado, retirar cualquier resto de fibras, cáscaras de semillas y semillas en mal estado.
2. *Hidratación:* golpear levemente con un martillo las semillas (sino no se hidratan) y colocarlas en agua destilada hasta cubrirlas completamente, durante 5 días. Controlar que no se queden sin agua.
3. *Secado:* después de la hidratación, retirar el agua y secar las semillas a 25-30 °C, durante 2 días.
4. *Selección de las almendras:* separar la testa de la almendra manualmente.
5. *Molienda:* moler las semillas hasta obtener un polvo fino que atraviese el tamiz No. 18.

6. *Extracción del aceite:* preparar una suspensión al 5% (p/v) del polvo de almendra y etanol al 96%, agitando durante 30 minutos. Dejar reposar por 1 hora, conservar sólo la fracción sólida y secar por 18 horas a 35°C.
7. *Preparación de las soluciones:* preparar soluciones al 0,01% (p/v) del polvo de almendras y los siguientes disolventes: agua destilada, cloruro de sodio 0,5 M y acetato de amonio 10 mM.
8. *Extracción del componente coagulante/floculante:* calentar las diferentes soluciones hasta alcanzar los 65°C, dejar reposar por 5 minutos y extraer la fracción líquida superior.

La Figura Al.5 esquematiza el balance de masa del procedimiento empleado en el laboratorio, con la finalidad de mostrar los residuos generados y subutilizados.

Figura Al. 5 Balance del proceso de extracción del extracto de la semilla de tamarindo.



Elaboración: Buenaño Brenda

En la Figura Al.6 se esquematiza el registro fotográfico del procedimiento empleado en el laboratorio para la obtención del extracto de tamarindo.

Figura Al. 6 Esquema del registro fotográfico de la extracción del extracto de la semilla de tamarindo.



Elaboración: Buenaño Brenda

ANEXO II. MÉTODOS PARA LA REALIZACIÓN DE ENSAYOS DE ACTIVIDAD COAGULANTE Y FLOCULANTE

AII.1 MUESTREO DEL AGUA CRUDA

El muestreo del agua cruda se realizó en los meses de enero y febrero del 2017, entre las 7h00 y 7h30 de la mañana. El punto de muestreo se ubicó justo antes de la adición del coagulante (sulfato de aluminio), pero después de haber pasado por un tratamiento primario donde se retira sólidos grandes.

En la Tabla AII.1 se detallan los materiales y equipo utilizados, para el muestreo y transporte de la muestra al laboratorio, además del vehículo de transporte.

Tabla AII. 1 Materiales y equipos utilizados en el muestreo del agua cruda.

Materiales	Equipos
Guantes EPP y mandil Tanques de 20, 30 y 50 L Recipientes plásticos de 1 L y de 100 mL estériles Cooler y hielo	pH/Cond 340i WTW

Elaboración: Buenaño Brenda

El muestreo comprendió el siguiente procedimiento:

1. *Lavado de tanques:* lavar con jabón y agua, procurando dejar sin ningún residuo sólido, también se puede limpiar rápidamente con cloro para evitar cualquier interferencia de microorganismos.
2. *Muestreo:* colectar el agua cruda a contra corriente, con un poco de agua cruda homogeneizar 3 veces los recipientes, y después recolectar el agua cruda hasta llenar el 80% de la capacidad de cada tanque, para evitar que se derramen por el movimiento del vehículo. De la misma manera llenar los recipientes plásticos de 4L y el recipiente plástico estéril de 100 mL, y mantenerlos refrigerados en el cooler hasta llegar al laboratorio.

3. *Parámetros de campo*: mientras se está recolectando la muestra de agua cruda, medir los parámetros de temperatura, pH y conductividad.
4. *Transporte*: sellar los tanques y transportarlos con cuidado al vehículo, asegurarlos adecuadamente. Transportar las muestras a los laboratorios LDIA-EPN y CICAM-EPN, con cuidado de no agitar demasiado la muestra.
5. *Almacenamiento*: colocar los tanques en un lugar sin luz, frío (8 a 15 °C) y húmedo que en general presente bajas temperaturas, hasta utilizar la muestra.

En la Figura AII.1 se esquematiza el procedimiento seguido en campo, incluyendo fotografías.

Figura AII. 1 Esquema de registro fotográfico del muestreo del agua cruda.



Elaboración: Buenaño Brenda

AII.2 ENSAYO DE ACTIVIDAD COAGULANTE PRIMARIA

El ensayo de actividad coagulante primaria se lo realizó con agua turbia sintética con caolín ajustada a 10 NTU y 280 NTU, siguiendo la metodología sugerida por Ghebremichael et al. (2005) y García (2007), sin embargo con adaptaciones al material de laboratorio disponible que se detalla en la Tabla AII.2.

Tabla AII. 2 Reactivos, materiales y equipos utilizados en el ensayo de actividad coagulante primaria.

Reactivos	Materiales	Equipos
Arcilla Caolín	Guantes EPP y mandil	Balanza analítica ADAM NIMBUS
Agua destilada	Agitador magnético	Plancha de agitación DAIHAN Scientific
Polímeros naturales	Cono Imhoff	Turbidímetro HACH 2100P
Alumbre	Tubo de ensayo	Espectrofotómetro HACH DR2700
	Pipeta de 10 mL	
	Micropipeta de 1000 µL	
	Pipetas Pasteur	

Elaboración: Brenda Buenaño

La realización del ensayo de actividad coagulante primaria contempló el siguiente procedimiento:

1. *Elaboración del agua sintética:* preparar la solución al 5 % (p/v) de la arcilla caolín en agua destilada, agitar durante 30 minutos a 700 rpm; dejar hidratar y sedimentar por 24 horas en un cono Imhoff. Recuperar el sobrenadante con cuidado de no resuspender la arcilla sedimentada y ajustar a la turbiedad deseada a 10 y 280 NTU mediante dilución.
2. *Preparación de los tubos:* una vez utilizados los viales de DQO, lavarlos con cuidado (para evitar rayones) y exhaustivamente (para evitar residuos). Colocar agua destilada en cada tubo, medir la absorbancia y separar los tubos que tengan el mismo valor de absorbancia, para hacer pares de 'celdas' o 'tubos'.

3. *Absorbancia inicial*: colocar 10 mL del agua turbia sintética en un tubo de ensayo y añadir 50, 75, 100, 125, 150, 175 y 200 μL del polímero natural o alumbre al 5% (para el agua turbia de 280 NTU) y 1% (para el agua turbia de 10NTU), medir la absorbancia inicial a 500 nm.
4. *Absorbancia final*: después de 1 hora de reposo, extraer con cuidado aproximadamente 3 mL del sobrenadante con una pipeta Pasteur (previamente lavada 3 veces con jabón, agua y agua destilada), colocar en el par del tubo y medir la absorbancia final a 500 nm.
5. La preparación del control se la realiza con agua destilada (50, 75, 100, 125, 150, 175 y 200 μL) en los 10 mL de agua turbia sintética. El porcentaje de actividad coagulante se calcula con la Ecuación 3.1.

La Figura AII.2 esquematiza el registro fotográfico del procedimiento empleado en el LDIA-EPN para la realización del ensayo de actividad coagulante primaria.

Figura AII. 2 Esquema del registro fotográfico del ensayo de actividad coagulante primaria.



Elaboración: Buenaño Brenda

AII.3 ENSAYO DE PRUEBA DE JARRAS

El ensayo de prueba de jarras se realizó empleando los reactivos, materiales y equipos detallados en la Tabla AII.3.

Tabla AII. 3 Reactivos, materiales y equipos utilizados en el ensayo de prueba de jarras.

Reactivos	Materiales	Equipos
Agua destilada	Guantes EPP y mandil	pH/Cond 340i WTW
Alumbre	Agitadores magnéticos	Plancha de agitación/ calor DAIHAN Scientific
Polímeros naturales	Termómetro	Balanza analítica ADAM NIMBUS
PAM	Jeringas de 1, 3, 5 y 10 mL	Equipo de prueba de jarras 6 puestos OVAN
Agua natural	Vasos de precipitación de 50, 250 y 2000 mL	Turbidímetro HACH 2100 P
	Cronómetro	Espectrofotómetro HACH DR 2700
	Pipetas de 25 mL y peras	
	Celdas del turbidímetro y espectrofotométricas	

Elaboración: Buenaño Brenda

La realización del ensayo de prueba de jarras tuvo dos finalidades, determinar la actividad coagulante y la actividad floculante. Por lo tanto, se empleó dos variaciones del procedimiento sugerido en la norma D2035-13 (ASTM, 2013), detallados a continuación:

1. *Preparación de las soluciones de coagulante y ayudantes de floculación:*
 - 1.1 *Actividad coagulante:* soluciones al 1 % de sulfato de aluminio, almidón y extracto de la semilla de tamarindo en sus tres diferentes soluciones (agua, cloruro de sodio y acetato de amonio).
 - 1.2 *Actividad floculante:* solución al 1% de sulfato de aluminio + soluciones al 0,1% de almidón, extracto de la semilla de tamarindo en sus tres diferentes soluciones (agua, cloruro de sodio y acetato de amonio), PAM y al 0,01% de pectina.

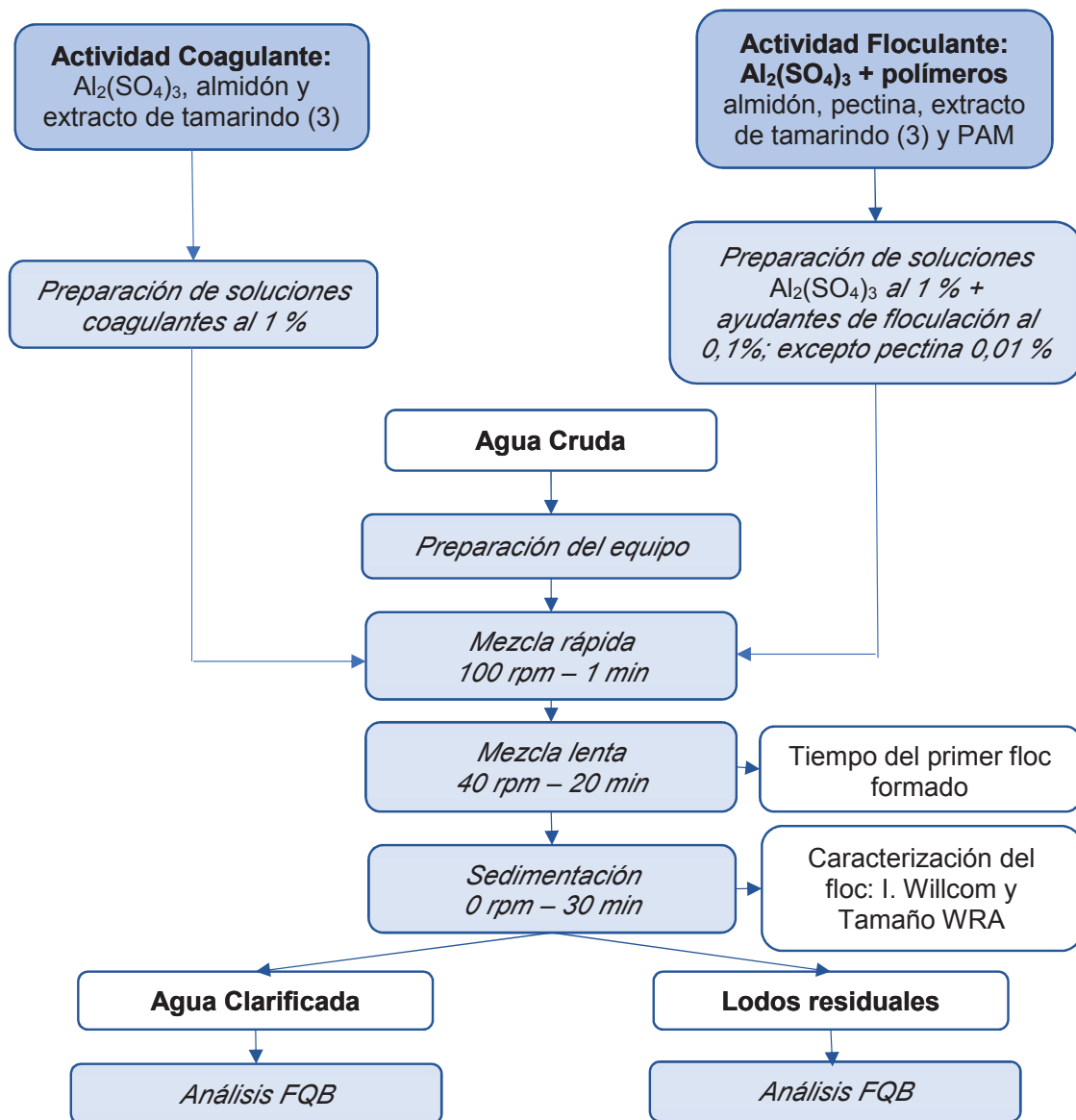
Medir diferentes dosis de las soluciones en jeringas y colocarlas frente a cada jarra.

2. *Preparación del equipo:* homogenizar la muestra de agua cruda de los tanques, agitando con cuidado. Colocar 1 L de agua cruda en cada una de las 6 jarras, centrar las jarras con las paletas, y encender el equipo a una velocidad de 100 rpm.
3. *Mezcla rápida:* a la velocidad de 100 rpm, añadir rápidamente el coagulante apuntando al punto de turbulencia de las paletas, todas las dosis al mismo tiempo. Apenas se añade el coagulante tomar el tiempo de 1 minuto. Al transcurrir el minuto simultáneamente añadir ágilmente el ayudante de floculación y cambiar a 40 rpm.
4. *Mezcla lenta:* mantener a 40 rpm durante 20 minutos. Registrar el tiempo en el que aparece el primer floc y monitorear la formación del floc.
5. *Sedimentación:* una vez transcurrido los 20 minutos, suspender las revoluciones y retirar las paletas con cuidado. Inmediatamente, registrar las características del floc formado en base al índice de Willcomb y el índice de la WRA. Dejar sedimentar por 30 min.
6. *Análisis:* transcurrida la sedimentación, extraer con ayuda de una pipeta una muestra del sobrenadante (alrededor de 50 mL) debe ser a la misma profundidad (10 cm) desde la superficie, verticalmente, sin generar turbulencia y alejada de las paredes. Registrar la temperatura final y medir el color, turbiedad y pH.
Identificar la dosis que presenta el mejor porcentaje de remoción con ayuda de la Ecuación 3.2, repetir el ensayo exclusivamente para la dosis óptima de coagulante/floculante. Es decir, la misma dosis en las 6 jarras, tomar una muestra del sobrenadante (volumen $\leq 300\text{mL}$) y colocar en un recipiente plástico de 2L para realizar los análisis fisicoquímicos y microbiológicos, a excepción de la turbiedad, el pH y el color se miden inmediatamente.
7. *Recolección de los lodos:* lodos residuales generados, se los transvasa de cada jarra despacio a los recipientes de recolección de lodos, sin romper el floc formado. Conservar a 4°C hasta el respectivo análisis fisicoquímico y microbiológico.

Para la evaluación del pH óptimo, se utilizó ácido clorhídrico, hidróxido de sodio (para sulfato de aluminio) y cal (para polímeros naturales) para variar el pH inicial.

La Figura All.3 esquematiza procedimiento empleado en el laboratorio del ensayo de prueba de jarras.

Figura All. 3 Esquema de la realización del ensayo de prueba de jarras.



Elaboración: Buenaño Brenda

En la Figura All.4 se esquematiza el registro fotográfico del procedimiento seguido en el laboratorio para la realización del ensayo de prueba de jarras.

Figura All. 4 Esquema del registro fotográfico del ensayo de prueba de jarras



Elaboración: Buenaño Brenda

ANEXO III. MÉTODOS DE EVALUACIÓN TOXICOLÓGICA DE LOS LODOS RESIDUALES

El control negativo para los dos ensayos de toxicidad aguda fue agua mineral de la marca Güitig, cuyo análisis químico comprende 80,06 mg/L de calcio (Ca^{2+}), 144,85 mg/L de magnesio (Mg^{2+}), 135,23 mg/L de sodio (Na^+), 9,31 de potasio (K^+), 1,5 mg/L de sulfatos (SO_4^{2-}), 174,7 mg/L de cloruros (Cl^-) y 932 mg/L de sólidos disueltos (Tesalia Springs CBC, 2017).

AIII.1 ENSAYO DE TOXICIDAD AGUDA CON *ALLIUM CEPA L*

Las cebollas para realizar el ensayo de toxicidad aguda con *Allium cepa L* fueron adquiridas en el “Mercado de Sangolquí” del cantón Rumiñahui. La Tabla AIII.1 detalla los reactivos y materiales empleados durante el ensayo.

Tabla AIII. 1 Reactivos y materiales utilizados en el ensayo de toxicidad aguda con *Allium cepa L*.

Reactivos	Materiales
Agua destilada	Guantes EPP y mandil
Agua mineral Güitig	Cebollas
Lodos residuales	Probetas de 10, 25 y 50 mL
	Vasos plásticos de 1 y 2 onzas
	Regla milimetrada
	Palillos de madera

Elaboración: Buenaño Brenda

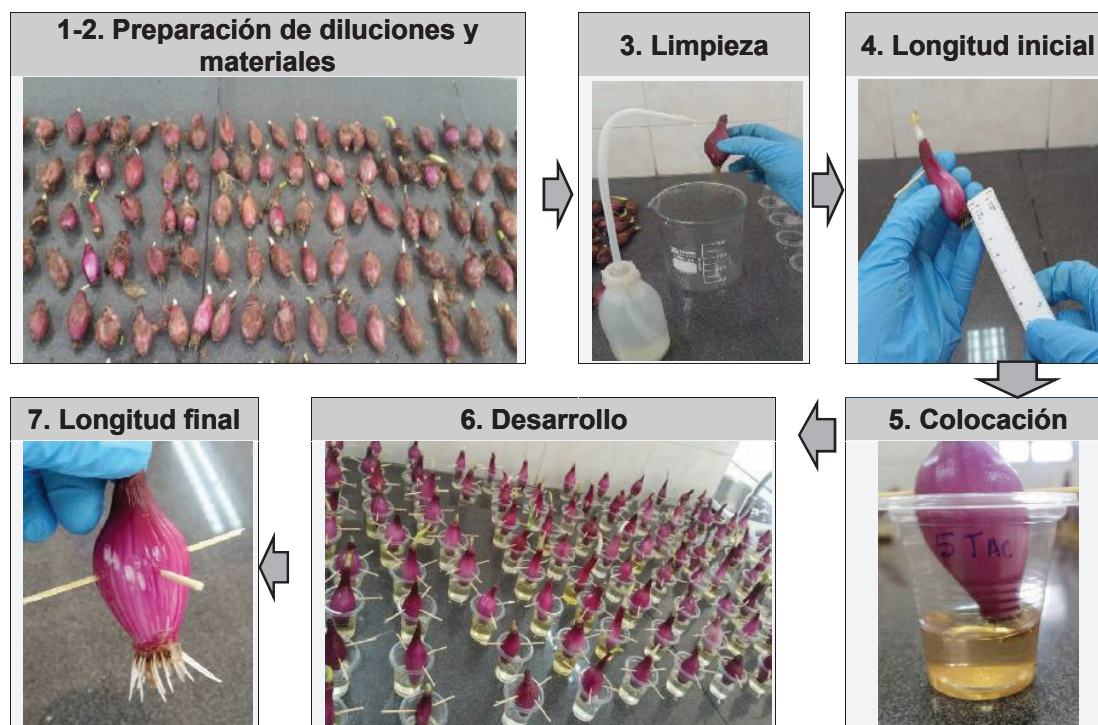
El ensayo de toxicidad aguda con *Allium cepa L* se realizó en base al procedimiento sugerido por Romero y Cantú (2008):

1. *Preparación de las diluciones:* preparar las diluciones de la muestra de lodos residuales con un factor de 0,3 (100, 30, 10, 3 y 1 %), es decir, colocar 1, 3,

- 10, 30 mL de lodo residual y aforar a 100 mL. Para el control negativo utilizar agua mineral.
2. *Preparación de los materiales:* escoger vasos plásticos entre 1 a 2 onzas acordes al tamaño del bulbo de la cebolla de 2,5 cm de diámetro. Rotular cada vaso con el tipo de muestra, la dilución y la fecha.
 3. *Limpieza de las raíces:* sacar la epidermis seca de las cebollas. Sumergir las raíces en agua por 2 horas, enjuagarlas delicadamente y secarlas. Emplear 12 cebollas por dilución, al finalizar el ensayo descartar los 2 valores extremos y trabajar solamente con 10 valores por dilución.
 4. *Longitud inicial:* medir y registrar la longitud inicial de las raíces de cada cebolla y colocarlas frente a los vasos de plástico previamente rotulados.
 5. *Colocación de las cebollas:* colocar los bulbos de cebolla limpios en los vasos plásticos cuidando dejar de 2 a 3 cm de separación entre las puntas de las raíces de la cebolla y el fondo del vaso; asegurar las cebollas con palillos de madera. Una vez tomadas las medidas, retirar las cebollas por un momento, mientras se coloca las diferentes soluciones en el vaso y volver a colocar las cebollas cuidando que sólo las raíces estén en contacto.
 6. *Desarrollo del ensayo:* colocar en un lugar seco con iluminación indirecta por 72 horas, cuidando de reponer el volumen de solución perdido por evaporación. Si se prevé que las raíces van a tocar el fondo del vaso, subir la altura de la cebolla con ayuda de los palillos de madera o cambiar a un vaso de mayor volumen.
 7. *Longitud final:* medir la longitud final de las raíces y registrar signos de toxicidad, para posteriormente calcular el promedio de la longitud de la raíz, el porcentaje de inhibición del crecimiento de las raíces, la gráfica dosis-respuesta y concentración de inhibición media CI_{50} , mediante el método Probit con la ayuda de la Tabla 3.4.

La Figura AIII.1 esquematiza el registro fotográfico del procedimiento seguido en el laboratorio del ensayo de toxicidad aguda con *Allium cepa L.*

Figura AIII. 1 Esquema del registro fotográfico del ensayo de toxicidad aguda con *Allium cepa L.*



Elaboración: Buenaño Brenda

AIII.2 ENSAYO DE TOXICIDAD AGUDA CON *LACTUCA SATIVA L*

Las semillas de lechuga para el ensayo de toxicidad aguda con *Lactuca sativa L* fueron de la marca CRIBOSEEDS adquiridas en el mercado local. La Tabla AIII.2 detalla los reactivos, materiales y equipo empleados en el ensayo.

Tabla AIII. 2 Reactivos, materiales y equipo utilizados en el ensayo de toxicidad aguda con *Lactuca sativa L.*

Reactivos	Materiales	Equipos
Agua destilada Agua mineral Gütig Lodos residuales	Guantes EPP y mandil Semillas de Lechuga Papel filtro Whatman No. 3 Tijeras	Incubadora WTW TS 606/2i

Tabla AIII.2 Continuación

	Cajas Petri Probetas de 10, 25 y 50 mL Pipetas de 5 mL Pinzas Fundas plásticas 6x8 Regla	
--	---	--

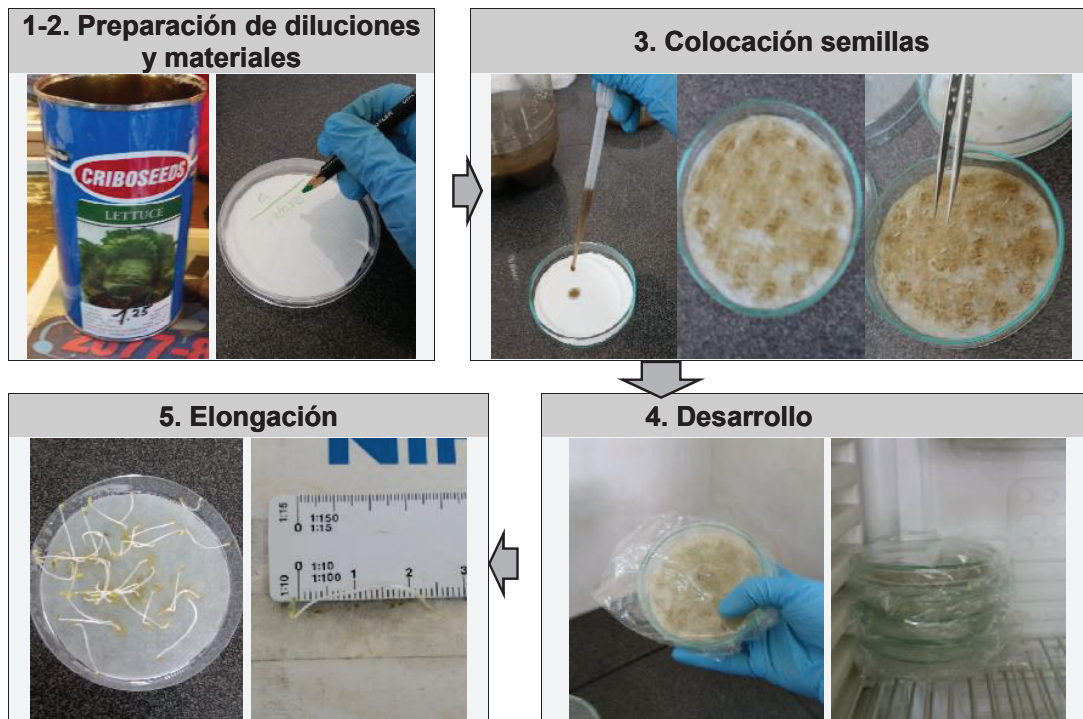
Elaboración: Buenaño Brenda

El ensayo de toxicidad aguda con *Lactuca sativa L* se realizó en base al procedimiento sugerido por Romero y Cantú (2008):

1. *Preparación de las diluciones:* preparar las diluciones de la muestra con un factor de 0,3 (100, 30, 10, 3 y 1 %), es decir, colocar 1, 3, 10, 30 mL de lodo residual y aforar a 100 mL. Para el control negativo utilizar agua mineral.
2. *Preparación de los materiales:* recortar y colocar papel filtro a la medida de las cajas Petri. Registrar cada caja Petri con el tipo de muestra, la dilución, la fecha y la hora de inicio. Realizar 3 repeticiones para cada dilución.
3. *Colocación de las semillas:* empapar el papel filtro con la dilución correspondiente (alrededor de 4 mL), impidiendo que se formen cápsulas de aire. Colocar 20 semillas con una distribución espacial adecuada para permitir el crecimiento de las raíces. Cerrar la caja Petri y colocarla dentro de una funda para evitar pérdida de humedad.
4. *Desarrollo del ensayo:* colocar en la incubadora (oscuridad) a 20°C, durante 120 horas.
5. *Elongación:* medir la elongación de la radícula e hipocotilo, registrar signos de toxicidad y las semillas no germinadas, para posteriormente calcular el promedio y desviación estándar de la elongación (radícula + hipocotilo), porcentaje de inhibición de crecimiento y la germinación.

En la Figura AIII.2 se esquematiza el registro fotográfico del procedimiento seguido en el laboratorio del ensayo de toxicidad aguda con *Lactuca sativa L*

Figura AIII. 2 Esquema del registro fotográfico del ensayo de toxicidad aguda con *Lactuca sativa* L.



Elaboración: Buenaño Brenda

ANEXO IV. RESULTADOS DE LOS ANÁLISIS FISCOQUÍMICOS Y MICROBIOLÓGICOS DEL AGUA CRUDA Y CLARIFICADA

AIV.1 ANÁLISIS FISCOQUÍMICO Y MICROBIOLÓGICO DEL AGUA CRUDA

La Tabla AIV.1 sintetiza todos los valores del análisis fisicoquímico y microbiológico realizado al agua cruda muestreada de la planta El Placer-EPMAPS, durante los meses de enero y febrero.

Tabla AIV. 1 Resultados del análisis fisicoquímico y microbiológico realizado al agua cruda muestreada.

Parámetro	Unidad	Muestreo Enero					Muestreo Febrero				
		1	2	3	4	5	6	7	8	9	10
Temperatura	°C	10,3	11,3	10,6	10,8	10,9	10,3	11,2	10,9	10,6	10,4
Turbiedad	NTU	5,32	17,2	5,1	5,6	6,1	5,4	5,2	16,4	5,1	5,5
Color aparente	uc Pt-Co	51	133	50	51	53	51	50	129	50	55
Color verdadero	uc Pt-Co	45	42	80	43	30	42	91	38	43	48
Conductividad	µS/cm	136	142	133	136	140	134	145	111	136	129
Sólidos totales	mg/L	150,0	154,8	151,3	149,7	153,0	156,0	147,5	147,5	151,0	147,5
Sólidos sedimentables	mL/L	< 0,1	< 0,1	< 0,1	< 0,1	< 0,1	< 0,1	< 0,1	< 0,1	< 0,1	< 0,1
Sólidos suspendidos	mg/L	19,8	5,1	38,5	12,0	7,3	13,0	7,5	12,5	20,0	37,5
Sólidos disueltos	mg/L	130,2	149,7	112,8	137,7	145,7	143,1	140,2	135,1	131,2	110,7
pH	-	7,89	7,68	7,99	7,78	7,78	7,88	7,8	7,73	7,96	7,8
Alcalinidad (CaCO ₃)	mg/L	51,2	52,3	51,8	53,7	50,2	52,3	57,2	57,3	52,2	49,1

Tabla IV.1 Continuación

	DQO	mg/L	< 10	15	< 10	< 10	< 10	< 10	< 10	15	< 10	< 10	< 10
	DBO ₅	mg/L	< 2	< 2	< 2	< 2	< 2	< 2	< 2	< 2	< 2	< 2	< 2
	Dureza Total (CaCO ₃)	mg/L	65,7	78,9	68,7	64,3	69,1	67,2	82,3	64,7	76,3	69,8	69,8
	Aluminio (Al ⁺³)	mg/L	0,10	0,11	0,10	0,11	0,10	0,10	0,10	0,11	0,10	0,10	0,10
Microbiol.	Coliformes	NMP/ 100mL	9,4x10	5,4x10 ²	2,1x10	4,6x10	9,4x10	4,6x10	3,3x10	9,4x10	4,6x10	3,3x10	3,3x10

Elaboración: Buenaño Brenda

IV.2 ANÁLISIS FISICOQUÍMICO DEL AGUA CLARIFICADA

La Tabla AIV.2 sintetiza todos los valores del análisis fisicoquímico y microbiológico realizado al agua clarificada después de los múltiples ensayos de prueba de jarras con las dosis óptimas de sulfato de aluminio y las combinaciones óptimas de sulfato de aluminio + almidón, sulfato de aluminio + pectina, sulfato de aluminio + extracto de la semilla de tamarindo en agua, sulfato de aluminio + extracto de la semilla de tamarindo en sal, sulfato de aluminio + extracto de la semilla de tamarindo en acetato de amonio y sulfato de aluminio + PAM.

Al ₂ (SO ₄) ₃ + Tamarindo Agua			Al ₂ (SO ₄) ₃ + Tamarindo NaCl			Al ₂ (SO ₄) ₃ + Tamarindo CH ₃ COONH ₄			Al ₂ (SO ₄) ₃ + PAM						
16,9	16,3	15,9	16,1	15,9	16,4	16,5	16,1	16,2	16,1	15,9	16,4	15,4	15,9	16,5	15,1
0,68	0,54	0,70	0,73	0,68	0,63	0,68	0,73	0,68	0,72	0,69	0,73	0,70	0,63	0,68	0,72
1	2	1	1	4	2	6	2	3	4	6	6	5	4	3	6
1	1	1	0	2	1	3	1	1	2	3	2	2	1	0	2
103	99	108	93	107	117	109	125	109	127	123	115	112	108	101	103
123,7	134,1	121,1	127,8	123,7	133,5	126,9	121,3	127,5	130,6	129,7	131,2	131,4	124,5	112,4	128,7
< 0,1	< 0,1	< 0,1	< 0,1	< 0,1	< 0,1	< 0,1	< 0,1	< 0,1	< 0,1	< 0,1	< 0,1	< 0,1	< 0,1	< 0,1	< 0,1
15,2	13,7	11,2	18,9	13,2	15,2	16,8	10,7	8,5	7,6	9,9	6,8	9,3	10,4	15,2	7,8
115,8	123,7	104,2	99,8	110,9	113,8	109,3	115,8	119,2	123,8	117,6	123,7	121,6	115,0	97,8	119,1
7,13	7,10	7,06	7,11	7,12	7,10	7,07	7,15	6,99	7,09	7,10	7,07	7,12	7,10	7,15	7,07
42,7	48,9	43,5	47,6	49,8	42,7	45,9	46,6	50,7	43,7	47,2	46,8	51,8	43,2	45,8	41,6
< 10	< 10	< 10	< 10	< 10	< 10	< 10	< 10	< 10	< 10	< 10	< 10	< 10	< 10	< 10	< 10
< 2	< 2	< 2	< 2	< 2	< 2	< 2	< 2	< 2	< 2	< 2	< 2	< 2	< 2	< 2	< 2
68,9	63,7	70,4	69,2	66,3	64,2	70,1	68,4	63,8	70,4	68,1	60,6	64,7	72,1	63,5	60,1
0,19	0,21	0,13	0,22	0,18	0,20	0,17	0,19	0,22	0,19	0,15	0,18	0,12	0,14	0,11	0,13
< 2	< 2	< 2	< 2	< 2	< 2	< 2	< 2	< 2	< 2	< 2	< 2	< 2	< 2	< 2	< 2

Tabla IV.2 Continuación

Elaboración: Buenaño Brenda

ANEXO V. RESULTADOS DE LOS ENSAYOS DE TOXICIDAD AGUDA

AV.1 ENSAYO DE TOXICIDAD AGUDA CON *ALLIUM CEPA L*

La Tabla AV. 1 presenta todos los resultados obtenidos del ensayo de toxicidad aguda con *Allium cepa L* y el promedio de la longitud de la raíz para cada dilución del control negativo (agua mineral) y los lodos residuales.

Tabla AV. 1 Promedio de la longitud de la raíz de cada muestra de lodo residual generado, incluyendo el control negativo, en cm.

Lodo residual	No. de repetición										Promedio
	1	2	3	4	5	6	7	8	9	10	
Blanco	1,5	3,0	1,5	1,0	1,5	3,5	3,0	2,5	1,0	3,0	2,2
Al₂(SO₄)₃											
100 %	0,3	0,4	0,1	0,2	0,4	0,2	0,2	0,3	0,3	0,4	0,3
30 %	0,5	0,4	0,6	0,3	0,5	0,6	0,6	0,4	0,3	0,5	0,5
10 %	0,6	0,7	0,6	0,7	0,5	0,8	0,8	0,8	0,5	0,7	0,7
3 %	0,8	0,9	1,1	0,7	1,5	1,0	1,2	1,3	0,7	1,4	1,1
1 %	1,4	0,7	1,2	1,5	0,7	1,3	1,3	1,5	1,1	1,3	1,2
Al₂(SO₄)₃ + Almidón											
100 %	0,6	0,6	0,5	0,4	0,4	0,6	0,6	0,4	0,6	0,4	0,5
30 %	0,5	0,8	0,7	0,8	0,6	0,7	0,8	0,5	0,7	0,8	0,7
10 %	0,7	0,7	0,9	0,7	1,0	0,8	0,8	0,9	0,8	1,0	0,8
3 %	0,9	1,3	1,3	0,9	1,0	1,1	1,3	1,0	1,3	1,0	1,1
1 %	1,5	1,3	1,1	1,1	1,5	1,3	1,5	1,5	1,2	1,3	1,3
Al₂(SO₄)₃ + Pectina											
100 %	0,3	0,3	0,5	0,5	0,4	0,3	0,3	0,5	0,5	0,3	0,4
30 %	0,4	0,5	0,4	0,4	0,4	0,4	0,5	0,6	0,6	0,4	0,5
10 %	0,8	0,9	0,9	0,8	0,8	0,9	0,7	0,7	0,7	0,9	0,8
3 %	1,0	0,7	1,0	0,8	0,8	0,9	1,0	0,9	1,0	0,7	0,9
1 %	1,0	1,3	1,3	1,3	1,3	1,3	1,2	1,0	1,2	1,0	1,2
Al₂(SO₄)₃ + T. Agua											
100 %	0,5	0,3	0,3	0,4	0,3	0,5	0,4	0,3	0,3	0,5	0,4
30 %	0,4	0,6	0,4	0,4	0,6	0,4	0,4	0,4	0,5	0,4	0,5
10 %	0,8	0,9	0,8	0,8	0,7	0,7	0,9	0,9	0,7	0,9	0,8
3 %	0,8	0,8	1,0	0,9	0,9	1,0	1,0	1,0	0,8	1,0	0,9
1 %	1,2	1,1	0,9	1,2	1,0	1,2	0,9	1,1	1,2	1,0	1,1
Al₂(SO₄)₃ + T. Sal											
100 %	0,5	0,4	0,3	0,3	0,5	0,4	0,3	0,4	0,4	0,5	0,4

Tabla AV.1 Continuación

30 %	0,6	0,5	0,4	0,6	0,6	0,4	0,5	0,5	0,5	0,5	0,5	0,5
10 %	0,7	0,7	0,7	0,7	0,7	0,9	0,7	0,7	0,8	0,9	0,9	0,8
3 %	0,8	0,7	0,7	0,7	1,0	0,8	0,8	0,7	0,7	1,0	1,0	0,8
1 %	1,2	1,1	1,0	0,9	0,9	1,0	1,0	0,9	1,1	0,9	0,9	1,0
Al₂(SO₄)₃+T.Ac.NH₄												
100 %	0,4	0,5	0,5	0,3	0,3	0,3	0,4	0,3	0,4	0,4	0,4	0,4
30 %	0,6	0,5	0,5	0,4	0,6	0,6	0,5	0,5	0,6	0,5	0,5	0,5
10 %	0,9	0,8	0,9	0,8	0,7	0,8	0,8	0,8	0,7	0,9	0,9	0,8
3 %	0,9	1,0	1,0	0,8	1,0	0,8	0,9	0,8	0,8	0,7	0,7	0,9
1 %	1,1	1,3	1,0	1,3	1,2	0,9	0,9	1,2	1,3	1,0	1,0	1,1
Al₂(SO₄)₃ + PAM												
100 %	0,4	0,5	0,4	0,6	0,4	0,5	0,6	0,5	0,6	0,4	0,4	0,5
30 %	0,5	0,8	0,7	0,6	0,6	0,5	0,7	0,5	0,6	0,7	0,7	0,6
10 %	0,8	0,8	0,9	0,9	0,8	0,8	1,0	0,7	0,8	0,7	0,7	0,8
3 %	0,9	0,8	0,7	0,8	0,9	0,8	0,7	0,9	0,9	1,0	1,0	0,8
1 %	1,1	1,2	1,0	1,1	1,3	1,2	1,0	1,0	1,3	0,9	0,9	1,1

Elaboración: Buenaño Brenda

AV.2 ENSAYO DE TOXICIDAD AGUDA CON *LACTUCA SATIVA L*

La Tabla AV. 2 presenta todos los resultados obtenidos del ensayo de toxicidad aguda con *Lactuca sativa L.*, además se calculó el promedio (P) y la desviación estándar (D.E.) de la elongación (E) de la radícula (R) + hipocotilo (H) de cada repetición (R#).

Tabla AV. 2 Promedio y desviación estándar de la elongación (radícula + hipocotilo) de cada lodo residual generado, incluyendo el control negativo.

Lodo residual		No. de Muestra																				P ± D.E.	
Blanco (a. mineral)		1	2	3	4	5	6	7	8	9	10	11	12	13	14	15	16	17	18	19	20		
R #1	H [cm]	3,1	2,8	3,5	3,0	3,3	3,0	2,3	3,3	3,5	2,7	3,0	2,8	3,0	3,3	3,3	2,6	1,3	2,0	0,2	0,0	3,8 ± 0,3	
	R [cm]	0,9	0,8	0,9	0,9	1,0	0,7	0,5	0,7	1,0	0,9	0,9	0,9	0,7	1,0	0,9	0,9	1,5	1,8	0,7	0,0		
	E [cm]	4,0	3,6	4,4	3,9	4,3	3,7	2,8	4,0	4,5	3,6	3,9	3,7	3,7	4,3	4,2	3,5	2,8	3,8	0,9	0,0		
R #2	H [cm]	3,1	2,5	3,4	3,0	2,7	3,3	3,3	1,5	2,5	2,8	3,0	3,0	2,5	3,2	3,0	2,8	3,0	2,5	1,5	2,7	3,0 ± 0,3	
	R [cm]	1,0	1,4	1,1	1,1	0,7	0,9	0,9	1,5	1,0	0,7	0,8	0,9	0,9	1,0	2,0	0,8	1,3	1,5	1,4	1,0		
	E [cm]	4,1	3,9	4,5	4,1	3,4	4,2	4,2	3,0	3,5	3,5	3,8	3,9	3,4	4,2	5,0	3,6	4,3	4,0	2,9	3,7		
R #3	H [cm]	2,8	3,2	3,0	2,3	2,8	2,5	2,6	3,0	2,9	2,9	3,0	3,0	2,5	2,8	2,0	3,0	2,3	3,0	2,2	2,3	3,0 ± 0,3	
	R [cm]	0,9	1,3	1,2	1,0	2,0	0,8	2,0	0,9	0,9	1,1	0,9	1,8	1,5	2,0	1,8	1,0	0,8	1,0	1,4	0,9		
	E [cm]	3,7	4,5	4,2	3,3	4,8	3,3	4,6	3,9	3,8	4,0	3,9	4,8	4,0	4,8	3,8	4,0	3,1	4,0	3,6	3,2		
Al₂(SO₄)₃																							
100	R #1	H [cm]	2,2	1,5	2,2	1,5	1,6	1,1	1,1	1,7	2,7	2,5	2,2	2,7	2,5	1,8	2,5	2,3	2,5	1,1	0,0	0,0	3,0 ± 0,3
	R [cm]	2,0	0,8	1,0	1,0	0,9	1,0	1,0	0,9	1,0	0,7	1,2	0,8	0,9	0,5	1,0	1,0	1,0	0,6	0,0	0,0		
	E [cm]	4,2	2,3	3,2	2,5	2,5	2,1	2,1	2,6	3,7	3,2	3,4	3,5	3,4	2,3	3,5	3,3	3,5	1,7	0,0	0,0		
30	R #2	H [cm]	2,0	1,9	1,3	3,0	2,0	1,9	1,9	3,0	1,9	1,5	1,8	2,5	3,0	3,0	3,1	3,0	2,3	2,2	2,1	1,0	3,0 ± 0,3
	R [cm]	1,0	1,0	1,0	0,9	1,1	1,5	1,0	0,7	1,1	1,5	1,0	1,3	1,5	1,1	0,9	0,9	1,5	1,1	1,7	0,7		
	E [cm]	3,0	2,9	2,3	3,9	3,1	3,4	2,9	3,7	3,0	3,0	2,8	3,8	4,5	4,1	0,4	3,9	3,8	3,3	3,8	1,7		
30	R #3	H [cm]	1,9	2,3	2,9	2,2	1,8	3,0	2,9	2,6	2,8	1,5	1,6	2,6	2,0	2,0	1,6	1,6	3,0	2,4	0,2	0,0	3,0 ± 0,3
	R [cm]	1,1	1,2	0,9	1,0	1,0	1,1	1,0	1,0	1,5	1,4	1,5	0,8	1,2	1,1	1,3	1,0	1,1	1,0	0,1	0,0		
	E [cm]	3,0	3,5	3,8	3,2	2,8	4,1	3,9	4,1	4,2	3,0	2,4	3,8	3,1	3,3	2,6	2,6	4,1	3,4	0,3	0,0		
R #1	H [cm]	0,0	0,0	0,0	2,7	2,3	2,5	2,3	2,9	2,8	2,5	2,7	2,0	2,0	2,3	2,6	2,0	2,5	2,3	2,5	1,5	3,0 ± 0,4	
	R [cm]	0,0	0,0	0,0	0,7	0,7	0,8	0,6	0,9	0,8	1,0	0,9	0,8	0,9	0,6	1,0	0,8	0,6	0,9	1,3	0,6		
	E [cm]	0,0	0,0	0,0	3,4	3,0	3,3	2,9	3,8	3,6	3,5	3,6	2,8	2,9	2,9	3,6	2,8	3,1	3,2	3,8	2,1		
R #2	H [cm]	3,2	3,0	3,0	2,9	2,1	2,6	2,5	2,2	2,7	2,5	3,0	2,7	2,2	2,8	2,3	2,3	2,7	2,1	0,0	2,3	3,0 ± 0,4	
	R [cm]	1,2	1,0	1,2	1,0	1,0	1,1	1,0	1,0	1,0	0,9	0,8	0,8	0,8	0,9	1,0	0,9	0,9	1,0	0,0	0,9		
	E [cm]	4,4	4,0	4,2	3,9	3,1	3,7	3,5	3,2	3,7	3,4	3,8	3,5	3,0	3,7	3,3	3,2	3,6	3,1	0,0	3,2		
R	H [cm]	2,8	3,0	2,8	3,3	2,8	2,7	2,7	2,7	2,8	3,0	2,6	2,8	2,7	1,0	1,0	1,5	2,0	0,5	0,0	0,0	3,0 ± 0,4	
	R [cm]	1,0	0,9	0,9	0,9	1,1	1,0	1,7	1,0	1,0	1,0	0,8	1,0	0,9	0,5	1,0	1,0	1,3	0,5	0,0	0,0		
	E [cm]	1,0	0,9	0,9	0,9	1,1	1,0	1,7	1,0	1,7	1,0	1,0	0,8	1,0	0,9	0,5	1,0	1,0	1,3	0,5	0,0		

Tabla AV.2 Continuación

10	R #1	E [cm]	3,8	3,9	3,7	4,2	3,9	3,7	4,4	3,7	3,8	4,0	3,4	3,8	3,6	1,5	2,0	2,5	3,3	1,0	0,0	0,0	3,0		
		H [cm]	2,0	2,5	1,7	1,8	2,3	1,8	2,3	1,8	2,3	2,3	1,8	1,8	2,8	3,0	2,2	2,8	2,2	2,1	1,4	2,3	2,3		
		R [cm]	1,0	1,0	1,2	1,0	1,2	1,0	0,8	1,0	1,1	1,0	1,0	0,8	1,0	1,1	1,0	0,8	0,8	0,9	0,9	1,0	0,9		
	R #2	E [cm]	3,0	3,5	2,9	2,8	3,3	3,3	3,7	2,8	3,5	3,3	2,8	2,6	3,8	4,1	3,2	3,6	3,0	3,0	2,3	3,3	3,2	3,0	
		H [cm]	1,7	2,2	1,2	1,6	3,2	1,5	1,3	1,5	1,3	3,5	3,0	3,6	3,0	3,1	2,5	2,0	3,4	3,2	3,5	1,8	3,5	3,7 ± 0,7	
		R [cm]	1,2	1,2	1,0	1,0	1,3	0,9	1,5	1,0	1,5	1,0	0,8	1,4	1,4	1,4	1,5	1,1	1,1	1,0	1,1	1,0	1,0		
	R #3	E [cm]	2,9	3,4	2,2	2,6	4,5	2,4	2,8	4,5	4,5	3,8	5,0	4,4	4,4	4,5	4,0	3,1	4,5	4,2	4,6	2,8	4,5	3,8	
		H [cm]	3,5	3,5	3,0	3,2	3,4	3,7	3,7	3,7	3,5	3,0	3,5	3,0	3,5	3,0	3,0	3,5	3,4	3,5	3,0	3,3	3,3	2,5	
		R [cm]	1,5	1,5	1,1	1,3	1,0	0,9	1,0	1,5	1,1	1,0	1,3	1,3	1,3	1,5	1,0	1,2	1,0	0,9	0,9	1,0	1,0		
	3	R #1	E [cm]	5,0	5,0	4,1	4,5	4,4	4,6	4,7	5,0	4,1	4,5	4,3	4,8	4,5	4,0	4,7	4,4	4,4	3,9	4,3	3,5	4,4	
			H [cm]	1,8	1,5	2,3	3,0	2,3	2,7	2,5	2,5	2,5	2,5	2,7	2,5	2,0	2,8	3,1	2,4	2,0	0,7	2,5	2,7	2,0	
			R [cm]	1,0	1,0	0,8	1,2	1,1	1,1	1,0	1,0	1,0	1,0	1,1	1,0	0,7	1,0	1,3	2,0	0,7	0,7	1,2	0,7	0,6	
R #2		E [cm]	2,8	2,5	3,1	4,2	3,4	3,8	3,5	3,5	3,5	3,8	3,5	3,5	2,7	3,8	4,4	4,4	2,7	1,4	3,7	3,4	2,6	3,4	
		H [cm]	3,0	3,5	3,0	3,0	3,2	3,3	2,5	3,0	2,6	2,4	3,0	3,3	3,3	3,4	2,1	2,5	3,2	3,6	3,6	2,6	2,4		
		R [cm]	1,0	1,3	1,2	1,3	1,5	1,8	2,1	1,6	2,1	1,5	1,5	1,5	1,8	2,4	1,4	1,5	1,2	1,3	2,6	1,5	1,3		
R #3		E [cm]	4,0	4,8	4,2	4,3	4,7	5,1	4,6	4,6	4,7	3,9	4,5	4,5	5,1	5,8	3,5	4,0	4,4	4,9	6,2	4,1	3,7	4,6	
		H [cm]	2,5	3,5	2,5	1,8	3,3	3,0	2,3	3,0	3,0	3,0	2,4	1,3	2,0	3,1	3,4	3,6	4,0	3,6	0,2	0,2	0,0		
		R [cm]	1,5	1,8	1,8	2,0	2,0	1,3	2,0	1,6	1,5	1,5	1,0	2,0	2,0	1,1	2,0	2,5	1,9	1,3	0,5	0,5	0,0		
1		R #1	E [cm]	4,0	5,3	4,3	3,8	5,3	4,3	4,3	4,6	4,5	3,9	2,3	4,0	4,2	5,4	6,1	5,9	4,9	0,7	0,7	0,0	3,9	
			H [cm]	3,3	2,3	2,2	2,4	2,0	2,4	2,3	2,0	2,3	2,0	1,8	2,0	2,2	2,2	2,0	3,0	2,0	1,8	2,2	0,0	0,2	
			R [cm]	1,7	1,1	1,1	1,8	1,1	1,2	2,0	1,7	1,5	1,0	1,5	1,5	1,5	1,3	1,7	1,4	1,0	1,2	1,3	0,0	0,3	
	R #2	E [cm]	5,0	3,4	3,3	4,2	3,1	3,6	4,3	3,7	3,3	3,0	3,7	3,7	6,5	3,5	3,7	4,4	3,0	3,0	3,5	0,0	0,5	3,4	
		H [cm]	2,5	1,9	1,8	3,0	4,0	2,5	2,4	3,0	2,8	2,5	2,7	3,0	3,0	3,0	2,1	1,8	1,7	2,5	1,8	2,3	2,3		
		R [cm]	1,1	1,3	1,8	1,5	1,7	1,8	2,0	1,0	1,8	2,0	1,7	1,8	1,5	1,5	1,5	1,4	2,0	1,3	1,4	2,0	2,1		
	R #3	E [cm]	3,6	3,2	3,6	4,5	5,7	4,3	4,4	4,0	4,6	4,5	4,4	4,4	4,8	4,5	3,6	3,2	3,7	3,8	3,2	4,3	4,4	4,1	
		H [cm]	1,8	2,3	3,1	1,8	1,6	2,3	1,8	2,5	2,0	3,0	2,5	2,5	2,6	2,8	3,1	3,4	2,3	2,3	2,5	2,1	3,4		
		R [cm]	1,2	2,0	2,0	2,2	2,0	1,8	2,5	2,5	2,5	2,2	2,0	2,3	2,2	2,2	2,6	3,7	2,4	2,0	1,0	1,9	1,4		
	Concen 100	Al ₂ (SO ₄) ₃ + Almidón	E [cm]	3,0	4,3	5,1	4,0	3,6	3,1	4,3	3,0	3,5	5,2	4,5	3,5	5,0	5,7	7,1	4,7	4,3	3,5	4,0	4,8	4,3	
			H [cm]	2,1	2,0	2,2	1,8	1,8	2,2	2,2	1,8	2,2	2,0	1,5	1,5	1,8	2,0	1,9	2,0	2,0	1,8	1,5	1,0	0,8	
			R [cm]	1,5	1,6	1,5	1,8	1,3	1,2	3,0	1,0	1,5	1,5	1,5	1,5	1,5	1,7	2,5	2,7	1,5	1,2	1,2	1,5	1,1	
R		E [cm]	3,6	3,6	3,7	3,6	3,1	3,4	5,2	2,8	3,5	3,0	3,0	3,3	3,3	3,7	4,4	4,7	3,5	3,0	2,7	2,5	1,9	3,4	
		H [cm]	1,6	2,0	2,1	1,7	2,2	1,3	1,0	2,2	1,5	1,5	1,4	0,9	0,9	1,6	2,1	2,0	1,4	1,5	1,3	0,6	1,6		
		R [cm]	2,1	2,0	2,2	1,8	1,8	2,2	2,2	1,8	2,2	2,0	1,5	1,5	1,5	1,8	2,0	1,9	2,0	1,8	1,5	1,0	0,8		
R #1		E [cm]	2,1	2,0	2,2	1,8	1,8	2,2	2,2	2,2	1,8	2,0	1,5	1,5	1,8	2,0	1,9	2,0	2,0	1,8	1,5	1,0	0,8		
		H [cm]	1,5	1,6	1,5	1,8	1,3	1,2	3,0	1,0	1,5	1,5	1,5	1,5	1,5	1,7	2,5	2,7	1,5	1,2	1,2	1,5	1,1		
		R [cm]	3,6	3,6	3,7	3,6	3,1	3,4	5,2	2,8	3,5	3,0	3,0	3,3	3,3	3,7	4,4	4,7	3,5	3,0	2,7	2,5	1,9	3,4	
R #2		E [cm]	1,6	2,0	2,1	1,7	2,2	1,3	1,0	2,2	1,3	1,5	1,4	1,4	0,9	1,6	2,1	2,0	1,4	1,5	1,3	0,6	1,6		
		H [cm]	2,1	2,0	2,2	1,8	1,8	2,2	2,2	1,8	2,2	2,0	1,5	1,5	1,5	1,8	2,0	1,9	2,0	1,8	1,5	1,0	0,8		
		R [cm]	1,5	1,6	1,5	1,8	1,3	1,2	3,0	1,0	1,5	1,5	1,5	1,5	1,5	1,7	2,5	2,7	1,5	1,2	1,2	1,5	1,1		
R #3	E [cm]	3,6	3,6	3,7	3,6	3,1	3,4	5,2	2,8	3,5	3,0	3,0	3,3	3,3	3,7	4,4	4,7	3,5	3,0	2,7	2,5	1,9	3,4		
	H [cm]	1,6	2,0	2,1	1,7	2,2	1,3	1,0	2,2	1,3	1,5	1,4	1,4	0,9	1,6	2,1	2,0	1,4	1,5	1,3	0,6	1,6			
	R [cm]	2,1	2,0	2,2	1,8	1,8	2,2	2,2	1,8	2,2	2,0	1,5	1,5	1,5	1,8	2,0	1,9	2,0	1,8	1,5	1,0	0,8			

Tabla AV.2 Continuation

30	R #3	R [cm]	1,1	1,1	0,9	0,7	0,7	0,9	0,8	0,9	1,0	0,8	1,1	0,7	1,1	1,0	0,9	1,1	0,8	1,0	1,1	1,0	1,0	2,5	
		E [cm]	2,7	3,1	3,0	2,4	2,9	2,2	1,8	3,1	2,5	2,3	2,5	1,6	2,7	3,1	2,9	2,5	2,3	2,3	2,3	1,7	2,6	2,5	
	R #1	H [cm]	1,0	2,2	1,7	1,0	0,9	1,8	2,1	1,6	1,0	0,5	1,3	0,6	1,0	1,9	1,6	1,2	0,8	2,2	2,2	2,2	0,7		
		R [cm]	0,8	0,7	0,8	0,8	1,1	0,7	0,7	1,1	0,8	1,1	1,1	1,1	1,1	1,0	0,7	0,7	0,8	1,1	1,0	0,8	0,8	2,3	
	10	R #3	E [cm]	1,8	2,9	2,5	1,8	2,0	2,5	2,8	2,7	1,8	1,6	2,4	1,7	2,0	2,6	2,3	2,0	1,9	3,2	3,0	1,5	2,3	
			H [cm]	1,9	2,5	2,5	1,9	2,5	2,8	2,1	1,8	2,5	2,2	1,8	2,5	2,5	1,5	1,9	2,0	2,5	2,6	2,3	0,8	0,0	
		R #2	R [cm]	1,3	1,0	1,4	1,0	1,0	1,1	1,2	0,8	1,2	1,3	0,8	0,8	0,8	0,8	1,1	1,1	1,1	1,1	1,1	1,0	0,0	3,0
			E [cm]	3,2	3,5	3,9	2,9	3,5	3,9	3,3	2,6	3,7	3,5	2,6	3,3	2,3	2,7	3,1	3,6	3,7	3,4	1,8	0,0	3,0	
		R #3	H [cm]	1,7	1,0	2,1	1,3	1,9	1,0	2,3	0,8	1,0	1,7	2,1	2,1	0,9	1,2	1,4	1,0	1,0	1,9	2,3	1,3	1,8	
			R [cm]	1,3	1,1	0,8	1,0	1,1	1,2	1,1	0,8	1,2	1,3	1,2	1,2	1,3	1,2	1,1	1,2	1,1	1,1	1,2	1,1	1,3	
3		R #3	E [cm]	3,0	2,1	2,9	2,3	3,0	2,2	3,4	1,6	2,2	3,0	3,3	3,3	2,2	2,4	2,5	2,2	3,0	3,5	2,4	3,1	2,7	
			H [cm]	2,2	1,3	1,5	0,9	1,8	1,0	2,1	1,7	2,2	1,5	1,5	1,7	1,4	1,1	1,2	1,2	2,0	0,9	1,7	0,8		
		R #2	R [cm]	1,3	0,9	0,9	0,9	1,2	0,8	1,3	0,9	0,9	1,1	0,9	0,9	0,8	0,9	1,2	1,3	0,8	1,3	0,8	1,2	1,2	
			E [cm]	3,5	2,2	2,4	1,8	3,0	1,8	3,4	2,6	3,1	2,6	2,4	2,6	2,2	2,0	2,4	2,5	2,8	2,2	2,5	2,0	2,5	
	R #1	H [cm]	2,1	2,5	2,7	2,4	2,3	2,3	2,3	2,4	2,5	2,3	1,5	2,0	2,0	2,1	2,5	2,6	2,2	3,0	2,4	2,5	2,5		
		R [cm]	1,1	1,0	1,2	1,0	1,0	1,3	1,0	0,9	0,9	1,0	1,3	1,0	1,3	1,0	0,9	1,8	1,0	1,1	1,2	1,0	1,0		
	1	R #2	E [cm]	3,2	3,5	3,9	3,4	3,3	3,6	3,3	3,3	3,4	3,3	2,8	3,0	3,3	3,1	3,4	4,4	3,2	4,1	3,6	3,5	3,4	
			H [cm]	2,6	2,7	2,2	2,2	2,4	2,5	2,4	2,2	2,1	2,2	2,4	2,1	2,2	2,7	2,5	2,3	2,1	2,4	2,7	2,4	2,4	
		R #3	R [cm]	1,0	1,3	1,2	1,3	0,9	0,9	1,1	1,2	1,0	1,1	1,1	1,1	1,1	1,2	0,9	1,3	1,2	1,0	1,3	0,9	1,3	
			E [cm]	3,6	4,0	3,4	3,5	3,3	3,4	3,5	3,4	3,1	3,3	3,5	3,2	3,4	3,6	3,8	3,5	3,1	3,7	3,6	3,7	3,5	
R #1		H [cm]	2,3	2,4	2,7	2,1	2,2	2,6	2,4	2,3	2,2	2,4	2,2	2,2	2,5	2,3	2,7	2,5	2,3	2,2	2,2	2,5	2,5		
		R [cm]	0,9	1,0	1,1	1,3	1,0	1,2	1,1	1,1	0,9	1,1	1,2	1,3	0,9	0,9	1,0	1,3	1,3	1,0	0,9	1,0	1,0		
R #2		E [cm]	3,2	3,4	3,8	3,4	3,2	3,8	3,5	3,4	3,1	3,5	3,4	3,8	3,4	3,2	3,7	3,8	3,6	3,2	3,4	3,5	3,5		
		H [cm]	2,0	2,0	2,0	2,0	2,2	2,3	2,2	2,0	1,0	2,0	2,3	2,4	2,0	1,8	2,0	2,0	1,5	1,8	2,0	1,8	1,8		
3		R #1	R [cm]	0,7	0,5	0,6	1,0	0,7	0,7	0,7	0,7	0,7	0,7	1,0	0,7	0,6	0,8	0,7	1,0	1,0	1,5	0,6	1,3		
			E [cm]	2,7	2,5	2,6	3,0	2,9	3,0	2,9	2,7	1,7	2,7	3,3	3,1	2,6	2,6	2,7	3,0	2,5	3,3	2,6	3,1	2,8	
	R #2	H [cm]	2,8	2,4	2,6	2,8	2,7	2,5	2,5	2,6	2,5	2,5	2,5	2,9	2,6	2,6	2,7	3,0	1,8	1,7	1,5	2,5			
		R [cm]	1,0	0,9	0,9	1,0	1,0	0,9	0,9	1,4	1,0	0,9	1,5	1,0	1,2	0,9	0,9	1,0	1,2	0,8	1,2	1,6			
	R #3	E [cm]	3,8	3,3	3,5	3,8	3,7	3,4	3,4	4,0	3,5	3,4	4,0	3,9	3,8	3,5	3,6	4,0	3,0	2,5	2,7	4,1	3,5		
		H [cm]	3,2	2,5	3,0	2,5	2,5	2,5	2,5	2,5	2,4	2,5	2,5	1,5	2,5	2,0	2,3	2,5	2,8	2,8	2,5	0,0			
	R #3	R [cm]	1,0	1,0	1,2	1,7	1,0	1,0	1,0	1,1	1,0	1,2	1,0	0,8	1,0	1,5	0,9	1,2	1,2	1,4	1,4	0,0			
		E [cm]	4,2	3,5	4,2	4,2	3,5	3,5	3,6	3,4	3,7	3,5	2,3	3,5	3,5	3,2	3,7	4,0	4,2	3,9	0,0	3,5			
	1	H [cm]	0,5	2,0	2,2	2,0	2,4	1,5	1,5	2,0	2,0	2,0	2,0	1,5	2,5	2,0	1,5	2,2	1,5	1,5	1,5	2,0	2,0		

Tabla AV.2 Continuación

		R [cm]	0,1	0,7	1,0	0,8	1,3	0,6	1,3	1,8	1,0	0,8	1,0	1,1	1,0	1,3	0,7	0,9	1,0	0,6	1,0	1,3	1,3				
Concentración [%]	100	R #1	2,5	2,3	2,1	0,2	2,0	2,2	2,2	2,2	2,3	2,3	2,3	2,4	2,2	1,5	2,5	2,5	1,2	2,2	2,2	0,5	0,0	0,0			
		R #1	1,8	2,0	1,5	1,2	1,3	1,5	2,0	2,0	3,0	3,0	2,5	1,5	2,2	3,8	1,3	2,3	1,0	1,6	2,0	0,5	1,0	1,0			
		R #2	4,3	4,3	3,6	1,4	3,3	3,7	4,2	5,3	4,8	3,8	4,6	6,0	2,8	6,0	2,8	4,8	3,5	2,8	4,2	1,0	1,0	1,0	3,5		
		R #2	0,8	2,3	0,9	1,2	0,9	1,7	1,0	1,8	1,9	1,6	1,1	2,1	2,0	2,1	2,0	1,6	1,1	1,8	1,8	2,1	1,2	0,8			
		R #3	1,1	1,2	1,1	1,6	0,8	1,4	0,8	1,4	1,7	0,7	1,5	1,0	1,4	1,0	1,4	1,6	1,7	0,9	0,6	1,3	0,7	0,9			
		R #3	1,9	3,5	2,0	2,8	1,7	3,1	1,8	3,2	3,6	2,3	2,6	3,1	3,4	3,1	3,4	3,2	2,8	2,7	2,4	3,4	1,9	1,7	2,7		
	30	R #1	1,3	1,7	1,3	1,2	1,8	0,7	1,0	2,2	1,0	0,9	0,8	1,9	0,9	1,9	0,9	1,6	2,0	2,3	1,8	1,2	1,6	0,9			
		R #1	1,7	1,0	1,9	1,9	1,5	1,1	1,4	1,6	0,5	0,8	1,5	1,5	1,5	1,5	0,8	0,8	0,6	1,3	1,6	1,2	1,6	0,9			
		R #2	3,0	2,7	3,2	3,1	3,3	1,8	2,4	3,8	1,5	1,7	2,3	3,4	1,7	3,4	1,7	2,4	2,6	3,6	3,4	2,4	3,2	1,8	2,7		
		R #2	2,5	2,7	2,5	2,6	2,7	2,7	3,0	2,5	2,8	2,8	2,3	2,7	3,0	2,7	3,0	2,7	2,5	2,8	2,5	1,8	2,0	3,1			
		R #3	1,0	1,2	1,2	1,2	1,5	1,5	1,1	1,0	1,1	1,5	0,9	1,1	1,3	1,0	1,3	1,0	1,3	1,1	1,1	1,1	0,6	1,5	1,3		
		R #3	3,5	3,9	3,7	3,8	4,2	4,2	4,1	3,5	3,9	4,3	3,2	3,8	4,3	3,7	3,7	3,8	3,9	3,6	2,4	3,5	4,4	3,8			
10	R #1	1,6	2,6	2,5	1,6	2,2	2,1	2,0	2,9	2,2	2,8	2,9	3,0	1,7	3,0	1,7	2,9	1,9	2,7	2,1	2,9	1,7	1,6				
	R #1	0,8	0,6	1,3	1,3	0,8	1,3	1,0	0,6	1,4	1,2	1,4	1,5	1,1	1,5	1,1	0,9	1,2	1,5	1,1	1,5	1,3	0,7				
	R #2	2,4	3,2	3,8	2,9	3,0	3,4	3,0	3,5	3,6	4,0	4,3	4,5	2,8	4,5	2,8	3,8	3,1	4,2	3,2	4,4	3,0	2,3	3,4			
	R #2	2,7	2,2	3,0	2,2	2,6	1,6	2,4	2,7	2,3	2,7	2,2	1,6	2,1	1,6	2,1	2,8	1,6	2,3	1,7	2,8	2,3	2,8				
	R #3	1,3	1,2	0,6	1,0	1,0	1,0	0,9	0,7	0,8	1,2	1,0	1,5	0,7	1,3	1,3	1,3	1,4	1,5	1,5	1,5	1,0	0,6				
	R #3	4,0	3,4	3,6	3,2	3,6	2,6	3,3	3,4	3,1	3,9	3,2	3,1	2,8	4,1	2,9	4,1	2,9	3,7	3,2	4,3	3,3	3,4	3,4			
3,5 ± 0,2	R #1	0,0	2,8	3,0	3,0	2,9	2,7	3,3	2,8	2,8	2,7	2,6	3,3	3,3	3,3	2,8	2,8	2,9	3,0	2,5	3,2	2,8					
	R #1	0,5	1,0	1,0	1,0	1,0	1,1	1,0	1,0	1,2	0,7	1,0	0,9	0,9	0,9	0,9	1,0	0,8	0,9	1,1	0,8	1,0	0,7				
	R #2	0,5	3,8	4,0	4,0	3,9	3,8	4,3	3,8	4,0	3,4	3,6	4,2	4,2	4,2	3,8	3,6	3,8	4,1	3,3	4,2	3,5	3,7				
	R #2	3,0	2,1	2,2	1,6	1,9	2,2	1,9	2,3	3,2	2,2	3,1	3,1	3,2	2,4	2,9	3,1	2,5	2,5	2,1	2,7						
	R #3	0,5	1,0	1,2	1,2	0,7	0,7	0,7	0,5	1,2	0,9	0,6	0,6	0,6	0,6	0,8	1,0	1,1	1,1	0,9	1,2	0,9	1,3				
	R #3	3,5	3,1	3,4	2,8	2,6	2,9	2,4	2,8	4,4	3,1	3,7	3,7	3,8	3,2	3,9	4,2	3,6	3,4	3,6	3,4	3,3	3,3	3,8			
Al₂(SO₄)₃ + Pectina																											
3,4 ± 0,6	100	H [cm]	2,5	2,3	2,1	0,2	2,0	2,2	2,2	2,2	2,3	2,3	2,3	2,4	2,2	1,5	2,5	2,5	1,2	2,2	2,2	0,5	0,0	0,0			
		R [cm]	1,8	2,0	1,5	1,2	1,3	1,5	2,0	3,0	3,0	2,5	1,5	2,2	3,8	1,3	2,3	1,0	1,6	2,0	0,5	1,0	1,0				
		E [cm]	4,3	4,3	3,6	1,4	3,3	3,7	4,2	5,3	4,8	3,8	4,6	6,0	2,8	6,0	2,8	4,8	3,5	2,8	4,2	1,0	1,0	1,0	3,5		
		H [cm]	0,8	2,3	0,9	1,2	0,9	1,7	1,0	1,8	1,9	1,6	1,1	2,1	2,0	2,1	2,0	1,6	1,1	1,8	1,8	2,1	1,2	0,8			
		R [cm]	1,1	1,2	1,1	1,6	0,8	1,4	0,8	1,4	1,7	0,7	1,5	1,0	1,4	1,0	1,4	1,6	1,7	0,9	0,6	1,3	0,7	0,9			
		E [cm]	1,9	3,5	2,0	2,8	1,7	3,1	1,8	3,2	3,6	2,3	2,6	3,1	3,4	3,1	3,4	3,2	2,8	2,7	2,4	3,4	1,9	1,7	2,7		
	30	R #1	1,3	1,7	1,3	1,2	1,8	0,7	1,0	2,2	1,0	0,9	0,8	1,9	0,9	1,9	0,9	1,6	2,0	2,3	1,8	1,2	1,6	0,9			
		R #1	1,7	1,0	1,9	1,9	1,5	1,1	1,4	1,6	0,5	0,8	1,5	1,5	1,5	1,5	0,8	0,8	0,6	1,3	1,6	1,2	1,6	0,9			
		R #2	3,0	2,7	3,2	3,1	3,3	1,8	2,4	3,8	1,5	1,7	2,3	3,4	1,7	3,4	1,7	2,4	2,6	3,6	3,4	2,4	3,2	1,8	2,7		
		R #2	2,5	2,7	2,5	2,6	2,7	2,7	3,0	2,5	2,8	2,8	2,3	2,7	3,0	2,7	3,0	2,7	2,5	2,8	2,5	1,8	2,0	3,1			
		R #3	1,0	1,2	1,2	1,2	1,5	1,5	1,1	1,0	1,1	1,5	0,9	1,1	1,3	1,0	1,3	1,0	1,3	1,1	1,1	1,1	0,6	1,5	1,3		
		R #3	3,5	3,9	3,7	3,8	4,2	4,2	4,1	3,5	3,9	4,3	3,2	3,8	4,3	3,7	3,7	3,8	3,9	3,6	2,4	3,5	4,4	3,8			
10	R #1	1,6	2,6	2,5	1,6	2,2	2,1	2,0	2,9	2,2	2,8	2,9	3,0	1,7	3,0	1,7	2,9	1,9	2,7	2,1	2,9	1,7	1,6				
	R #1	0,8	0,6	1,3	1,3	0,8	1,3	1,0	0,6	1,4	1,2	1,4	1,5	1,1	1,5	1,1	0,9	1,2	1,5	1,1	1,5	1,3	0,7				
	R #2	2,4	3,2	3,8	2,9	3,0	3,4	3,0	3,5	3,6	4,0	4,3	4,5	2,8	4,5	2,8	3,8	3,1	4,2	3,2	4,4	3,0	2,3	3,4			
	R #2	2,7	2,2	3,0	2,2	2,6	1,6	2,4	2,7	2,3	2,7	2,2	1,6	2,1	1,6	2,1	2,8	1,6	2,3	1,7	2,8	2,3	2,8				
	R #3	1,3	1,2	0,6	1,0	1,0	1,0	0,9	0,7	0,8	1,2	1,0	1,5	0,7	1,3	1,3	1,3	1,4	1,5	1,5	1,5	1,0	0,6				
	R #3	4,0	3,4	3,6	3,2	3,6	2,6	3,3	3,4	3,1	3,9	3,2	3,1	2,8	4,1	2,9	4,1	2,9	3,7	3,2	4,3	3,3	3,4	3,4			
3,5 ± 0,2	R #1	0,0	2,8	3,0	3,0	2,9	2,7	3,3	2,8	2,8	2,7	2,6	3,3	3,3	3,3	2,8	2,8	2,9	3,0	2,5	3,2	2,8					
	R #1	0,5	1,0	1,0	1,0	1,0	1,1	1,0	1,0	1,2	0,7	1,0	0,9	0,9	0,9	0,9	1,0	0,8	0,9	1,1	0,8	1,0	0,7				
	R #2	0,5	3,8	4,0	4,0	3,9	3,8	4,3	3,8	4,0	3,4	3,6	4,2	4,2	4,2	3,8	3,6	3,8	4,1	3,3	4,2	3,5	3,7				
	R #2	3,0	2,1	2,2	1,6	1,9	2,2	1,9	2,3	3,2	2,2	3,1	3,1	3,2	2,4	2,9	3,1	2,5	2,5	2,1	2,7						
	R #3	0,5	1,0	1,2	1,2	0,7	0,7	0,7	0,5	1,2	0,9	0,6	0,6	0,6	0,6	0,8	1,0	1,1	1,1	0,9	1,2	0,9	1,3				
	R #3	3,5	3,1	3,4	2,8	2,6	2,9	2,4	2,8	4,4	3,1	3,7	3,7	3,8	3,2	3,9	4,2	3,6	3,4	3,6	3,4	3,3	3,3	3,8			

Tabla AV.2 Continuación

		H [cm]	2,7	1,5	3,2	3,1	2,4	2,6	1,5	2,9	2,0	2,5	2,2	3,1	2,5	3,3	2,7	2,5	2,7	3,1	2,6	1,8	
	R #3	R [cm]	0,8	1,0	1,2	0,8	0,9	0,9	0,9	1,0	0,7	0,9	1,0	0,8	1,0	0,9	1,0	0,6	1,0	0,6	1,0	0,6	
		E [cm]	3,5	2,5	4,4	3,9	3,3	3,5	2,4	3,9	2,7	3,4	3,2	3,9	3,5	4,2	3,7	3,1	3,7	3,7	3,6	2,4	3,4
	R #1	H [cm]	2,7	2,4	2,5	2,8	2,5	2,7	2,6	2,7	1,8	2,6	2,8	3,0	2,0	1,7	2,5	2,5	3,0	0,5	1,0	1,2	
		R [cm]	0,7	1,0	0,8	0,8	1,0	0,9	0,7	0,8	0,8	0,8	0,6	0,8	0,6	1,5	0,7	0,6	1,0	0,5	1,1	0,5	
		E [cm]	3,4	3,4	3,3	3,6	3,5	3,6	3,3	3,5	2,6	3,4	3,4	3,8	2,6	3,2	3,2	3,1	4,0	1,0	2,1	1,7	3,1
	R #2	H [cm]	3,0	2,6	2,4	2,3	3,0	3,2	2,6	1,3	2,5	3,0	2,8	2,0	1,8	2,8	3,0	2,5	3,0	2,6	2,3	2,8	
		R [cm]	0,9	1,4	1,8	1,4	0,9	1,0	0,9	1,7	0,9	0,8	0,8	0,6	0,9	1,5	1,0	1,4	1,7	0,9	1,1	1,0	
		E [cm]	3,9	4,0	4,2	3,7	3,9	4,2	3,5	3,0	3,4	3,8	3,6	2,6	2,7	4,3	4,0	3,9	4,7	3,5	3,4	3,8	3,7
	R #3	H [cm]	2,7	2,6	2,6	2,8	2,4	2,7	2,6	2,5	2,6	3,0	2,5	2,7	3,0	2,3	2,4	2,3	2,6	2,5	2,4	0,0	
		R [cm]	1,0	1,0	1,0	1,1	0,8	0,7	1,0	1,1	1,1	1,0	1,1	0,8	2,0	1,2	1,5	1,1	0,9	0,9	1,0	0,0	
		E [cm]	3,7	3,6	3,6	3,9	3,2	3,4	3,6	3,6	3,7	4,0	3,6	3,5	5,0	3,5	3,9	3,4	3,5	3,4	3,4	0,0	3,5
	R #1	H [cm]	2,5	2,0	1,5	2,5	0,0	2,5	3,0	2,5	2,5	2,5	2,5	2,5	2,5	1,9	2,8	2,3	2,3	2,5	2,7	2,5	
		R [cm]	0,7	0,6	0,9	0,8	0,5	0,6	0,9	0,9	1,0	1,0	0,8	0,7	0,8	1,0	0,9	1,8	1,8	1,5	1,1	0,7	
		E [cm]	3,2	2,6	2,4	3,3	0,5	3,1	3,9	3,4	3,4	3,5	3,3	3,2	3,3	2,9	3,7	4,1	4,1	4,0	3,8	3,2	3,2
	R #2	H [cm]	3,0	3,0	3,5	2,8	2,5	3,0	3,0	3,5	3,2	3,0	3,5	2,5	3,0	1,8	3,0	2,7	2,3	0,5	0,5	0,7	
		R [cm]	0,9	0,8	0,8	1,3	0,9	1,3	0,9	1,0	1,3	1,3	1,3	1,5	1,0	0,9	0,9	1,0	1,3	0,7	0,8	0,6	
		E [cm]	3,9	3,8	4,3	4,1	3,4	4,3	3,9	4,5	4,5	4,3	4,8	4,0	4,0	2,7	3,9	3,7	3,6	1,2	1,3	1,3	3,6
	R #3	H [cm]	2,4	2,3	3,0	3,0	1,8	2,6	2,4	3,3	2,8	3,0	2,5	2,3	2,0	2,5	2,8	3,0	2,7	2,3	2,3	2,5	
		R [cm]	0,8	1,1	1,5	1,5	1,8	1,4	1,5	0,9	1,1	1,0	1,8	2,5	1,5	0,9	1,3	0,8	2,0	0,9	1,0	0,9	
		E [cm]	3,2	3,4	4,5	4,5	3,6	4,0	3,9	4,2	3,9	4,0	4,3	4,8	3,5	3,4	3,8	3,6	5,0	3,6	3,3	3,4	3,9
	Al₂(SO₄)₃ + T. Agua																						
		H [cm]	2,5	2,5	3,0	2,6	2,2	1,8	2,0	1,9	2,0	2,0	2,6	2,0	2,0	2,3	2,5	2,3	2,6	2,2	1,0	2,7	
	R #1	R [cm]	0,8	0,8	1,0	0,8	0,9	1,2	1,0	1,2	1,0	0,9	1,6	1,3	1,0	0,9	1,0	1,0	1,0	1,0	0,5	1,0	
		E [cm]	3,3	3,3	4,0	3,4	3,1	3,0	3,0	3,1	3,0	2,9	4,2	3,3	3,0	3,2	3,5	3,3	3,6	3,2	1,5	3,7	3,2
	R #2	H [cm]	2,2	2,5	2,1	1,9	2,0	2,0	1,8	1,8	2,3	2,5	1,8	2,0	1,3	2,3	1,3	1,9	1,5	1,5	1,3	0,6	
		R [cm]	0,9	0,9	0,8	1,2	1,7	0,9	1,3	0,9	1,1	1,0	1,4	0,8	0,8	0,7	0,7	0,6	1,0	0,7	0,9	0,6	
		E [cm]	3,1	3,4	2,9	3,1	3,7	2,9	3,1	2,7	3,4	3,5	3,2	2,8	2,1	3,0	2,0	2,5	2,5	2,2	2,2	1,2	2,8
	R #3	H [cm]	1,8	2,5	1,3	2,5	2,0	1,8	1,5	1,5	1,9	2,0	1,8	1,6	1,5	1,3	1,5	1,8	1,0	1,1	0,3	1,8	
		R [cm]	1,1	1,1	0,8	1,0	1,2	1,6	0,6	1,3	1,5	1,2	0,8	1,0	1,1	1,5	0,8	1,2	0,9	1,0	0,1	1,0	
		E [cm]	2,9	3,6	2,1	3,5	3,2	3,4	2,1	2,8	3,4	3,2	2,6	2,6	2,6	2,8	2,3	3,0	1,9	2,1	0,4	2,8	2,7
	R	H [cm]	2,0	2,5	2,5	0,0	2,0	2,6	2,5	2,5	2,5	2,5	2,8	1,5	2,8	2,6	2,5	3,0	2,3	1,8	2,3	2,3	
		R [cm]	1,5	1,4	0,8	0,0	0,9	0,9	0,8	1,7	1,4	1,3	1,5	1,0	1,0	1,5	1,0	0,9	0,9	1,0	0,9	1,2	

Tabla AV.2 Continuación

		3,1	3,1	4,4	4,3	4,3	4,3	4,3	4,9	3,7	4,5	4,5	5,4	3,7	4,2	4,2	3,7	3,2	3,6	4,3	4,4	4,4	4,8	5,3	4,2									
Al ₂ (SO ₄) ₃ + T. NaCl																																		
100	R #1	H [cm]	2,3	1,3	0,0	0,0	0,0	0,1	0,2	1,8	2,1	2,6	2,3	2,2	2,5	2,2	2,3	2,3	2,3	2,5	1,8	1,5	2,0	1,5										
		R [cm]	0,7	1,0	0,5	0,0	0,1	0,1	0,5	1,2	0,9	1,0	1,1	0,6	0,7	0,8	0,7	0,7	0,7	0,8	0,7	0,7	1,5	0,9	1,3									
	R #2	E [cm]	3,0	2,3	0,5	0,0	0,2	0,3	2,3	3,3	3,3	3,3	3,3	3,3	3,3	3,1	2,9	3,1	2,9	3,1	3,2	2,5	3,0	2,9	2,8	2,3								
		H [cm]	1,3	1,8	2,3	2,1	2,1	1,3	1,6	1,9	1,3	2,0	2,5	1,8	1,5	1,7	1,7	1,7	1,5	1,7	1,5	1,3	1,6	1,7	1,5									
	R #3	R [cm]	1,0	0,9	1,0	0,8	0,9	0,6	1,0	1,0	1,0	0,8	0,8	0,8	0,8	1,1	0,9	0,8	1,0	0,8	1,0	0,6	0,7	0,7	0,7	1,1								
		E [cm]	2,3	2,7	3,3	2,9	3,0	1,9	2,6	2,9	2,3	2,8	3,3	2,6	2,6	2,6	2,6	2,6	2,6	2,6	2,5	2,5	1,9	2,3	2,4	2,6	2,6							
	30	R #1	H [cm]	2,3	2,1	2,1	2,2	2,3	2,2	2,4	2,2	2,4	1,8	2,5	2,0	1,3	1,6	1,0	1,2	1,8	1,0	1,2	1,8	1,6	0,0	2,0								
			R [cm]	0,7	0,8	0,9	1,2	0,9	1,0	1,3	1,0	1,2	0,9	0,7	1,3	0,6	0,8	1,1	0,8	1,4	0,7	0,0	1,4	0,7	0,0	1,0								
		R #2	E [cm]	3,0	2,9	3,0	3,4	3,2	3,2	3,7	3,2	3,6	2,7	3,2	3,3	1,9	2,4	2,1	2,0	3,2	2,3	2,0	3,2	2,3	0,0	3,0	2,8							
			H [cm]	2,4	2,1	2,3	2,2	1,9	2,5	2,0	2,1	1,5	2,3	2,3	2,2	1,4	2,2	1,4	2,2	2,3	2,5	1,8	2,0	2,0	2,0	2,0								
R #3		R [cm]	0,6	0,7	0,5	0,7	0,6	0,8	1,0	0,8	0,9	0,6	0,7	0,7	0,7	0,6	0,8	1,1	1,0	0,8	1,1	1,0	0,8	0,7	0,7									
		E [cm]	3,0	2,8	2,8	2,9	2,5	3,3	3,5	2,8	3,0	2,1	3,0	3,0	2,9	2,0	3,0	3,4	3,5	2,6	2,7	2,7	2,9	2,6	2,7	2,7	2,9							
10		R #1	H [cm]	3,0	2,7	3,5	2,2	4,0	3,2	2,6	2,7	1,0	2,0	3,5	3,7	3,0	2,8	2,8	2,5	2,0	2,5	2,0	2,5	1,5	2,5									
			R [cm]	1,0	1,3	1,5	1,0	1,3	0,8	2,0	1,3	1,5	0,9	1,3	0,9	1,0	1,2	0,9	0,8	1,0	0,9	0,8	1,0	0,9	1,0	1,1								
		R #2	E [cm]	4,0	4,0	5,0	3,2	5,3	4,0	4,6	4,0	2,5	2,9	4,8	4,6	4,0	4,0	3,7	3,3	3,0	3,4	3,0	3,0	3,4	2,5	3,6	3,8							
			H [cm]	3,1	2,6	3,2	3,0	3,3	3,0	2,9	2,9	2,6	3,1	3,3	3,4	2,5	3,2	2,6	2,3	2,5	3,0	2,7	2,9	3,0	2,7	2,9								
	R #3	R [cm]	0,9	1,1	1,2	1,3	1,4	0,9	1,0	1,0	1,0	1,2	1,1	1,1	1,1	1,7	1,0	1,1	1,6	1,1	1,1	1,6	1,1	1,1	1,3	1,0								
		E [cm]	4,0	3,7	4,4	4,3	4,7	3,9	3,9	3,9	3,6	4,3	4,4	4,5	4,2	4,2	3,7	3,9	3,6	4,1	4,0	3,9	4,1	4,0	3,9	4,1								
	3	R #1	H [cm]	2,6	2,2	2,5	2,3	2,7	1,8	2,7	2,2	2,0	2,2	2,5	2,3	2,6	2,5	2,4	2,6	2,1	2,5	2,4	2,2	2,4	2,2									
			R [cm]	1,0	1,1	0,7	0,8	0,8	0,9	0,7	1,0	0,8	0,9	0,6	0,7	0,8	0,6	0,7	0,9	0,9	0,7	0,9	0,9	0,7	0,6	1,0								
		R #2	E [cm]	3,6	3,3	3,2	3,1	3,5	2,7	3,4	3,2	2,8	3,1	3,1	3,0	3,4	3,1	3,0	3,4	3,1	3,1	3,5	3,0	3,2	3,0	3,2	3,2							
			H [cm]	2,0	2,8	2,0	2,2	2,4	0,9	2,2	2,5	0,0	1,7	2,0	0,7	2,3	2,4	2,7	2,4	2,1	2,6	2,4	2,1	2,6	2,6	2,4								
R #3		R [cm]	0,9	0,6	0,9	1,0	0,9	0,4	0,8	0,8	0,7	1,2	0,8	0,9	1,1	1,2	1,1	1,2	1,1	0,9	0,9	0,9	1,0	1,0	0,9									
		E [cm]	2,9	3,4	2,9	3,2	3,3	1,3	3,0	3,3	0,7	2,9	2,8	1,6	3,4	3,6	3,8	3,3	3,0	3,6	3,8	3,3	3,0	3,6	3,6	3,3	2,9							
3		R #1	H [cm]	2,3	2,6	2,2	2,6	2,6	2,6	2,5	2,2	2,3	2,3	2,3	2,3	2,5	2,4	2,1	2,5	2,1	2,6	2,4	2,3	2,6	2,4	2,3								
			R [cm]	1,2	1,0	1,0	1,1	1,1	1,2	1,0	1,2	0,9	1,1	1,0	1,1	1,2	1,1	1,0	1,1	1,0	1,2	1,0	1,2	1,0	0,9	0,9								
		R #2	E [cm]	3,5	3,6	3,2	3,7	3,7	3,8	3,5	3,4	3,2	3,4	3,3	3,4	3,7	3,5	3,1	3,7	3,1	3,5	3,3	3,1	3,5	3,3	3,2	3,4							
			H [cm]	2,0	2,0	2,3	2,4	2,0	2,3	2,0	2,0	2,2	2,5	2,1	2,2	2,5	1,8	2,3	2,7	2,0	2,0	2,5	2,0	2,0	2,5	2,0								
R #3	R [cm]	1,6	1,2	0,6	1,0	0,9	1,0	0,7	0,6	0,7	1,1	0,9	1,0	0,9	1,0	1,0	0,9	1,0	0,8	0,9	0,8	0,9	0,8	0,7	0,8									
	E [cm]	3,6	3,2	2,9	3,4	2,9	3,3	2,7	2,6	2,9	3,6	3,0	3,2	3,4	2,8	3,3	3,2	3,4	2,8	3,3	3,5	2,9	2,8	3,2	2,8	3,1								
	H [cm]	2,0	2,1	2,3	2,2	2,0	2,1	2,0	2,4	1,8	1,9	2,1	1,9	1,9	2,0	2,0	1,8	1,8	2,1	2,1	1,8	2,1	2,1	2,1	1,8									

Concentración [%]

2,5 ±
0,2

3,6 ±
0,6

3,2 ±
0,2

3,1 ±
0,0

Tabla AV.2 Continuación

	R [cm]	0,7	0,9	0,8	1,1	0,8	1,1	0,9	1,1	0,9	1,2	1,0	1,6	1,5	1,3	1,0	1,3	1,3	1,6	1,2	1,0	1,6			
	E [cm]	2,7	3,0	3,1	3,3	2,8	3,0	3,1	3,3	3,0	3,0	2,9	3,7	3,4	3,2	3,0	3,3	3,1	3,4	3,3	3,1	3,4	3,2		
R #3	H [cm]	1,9	1,8	1,8	2,0	1,8	2,1	1,8	2,1	1,9	2,0	1,8	2,1	2,1	2,1	1,8	2,0	2,0	2,1	1,9	1,9	1,9			
	R [cm]	1,0	1,2	0,9	0,9	1,3	1,1	1,5	1,2	0,9	0,9	1,4	1,1	1,3	1,3	1,3	1,5	1,3	1,1	1,5	1,3	1,0			
	E [cm]	2,9	3,0	2,7	2,9	3,1	3,2	3,3	3,3	2,8	2,9	3,2	3,2	3,2	3,4	3,1	3,5	3,3	3,2	3,4	3,2	2,9	3,1		
R #1	H [cm]	2,3	2,3	1,6	2,3	1,9	1,8	1,7	1,8	1,4	2,2	1,2	1,7	1,4	1,2	1,4	1,9	2,3	1,7	1,6	1,5	1,8	1,2		
	R [cm]	2,4	2,0	1,5	1,8	1,3	1,3	0,9	1,1	1,2	1,8	1,7	1,2	1,2	1,2	1,1	1,6	1,2	1,2	1,1	1,5	1,4			
R #2	E [cm]	4,7	4,3	3,1	4,1	3,2	3,1	2,6	2,9	2,6	4,0	2,9	2,9	2,9	2,6	3,0	3,9	2,9	2,8	2,6	3,3	2,6	3,2		
	H [cm]	2,1	2,0	1,9	1,3	1,5	2,0	2,0	2,2	1,9	1,4	1,8	1,4	1,4	1,5	2,0	1,4	1,3	1,3	1,3	1,6	2,1			
R #3	R [cm]	1,6	1,4	2,1	1,4	1,1	1,0	0,9	1,7	1,1	1,5	1,7	1,7	1,6	1,6	1,6	1,7	1,0	1,0	1,2	2,0	1,7			
	E [cm]	3,7	3,4	4,0	2,7	2,6	3,0	2,9	3,9	3,0	2,9	3,5	3,1	3,1	3,1	3,6	3,1	2,3	2,3	2,5	3,6	3,8	3,2		
R #3	H [cm]	1,6	2,0	1,6	1,9	1,7	1,8	1,8	1,9	1,6	2,1	2,1	1,3	2,2	2,2	2,2	1,4	2,1	1,3	1,9	1,4	1,3			
	R [cm]	1,4	1,7	2,0	1,6	1,0	1,4	1,4	0,9	1,3	1,2	1,2	1,5	1,2	1,2	1,5	1,5	1,3	1,2	0,9	1,0	1,5			
	E [cm]	3,0	3,7	3,6	3,5	2,7	3,2	3,2	2,8	2,9	3,3	3,3	2,8	3,4	3,7	2,9	3,4	2,5	2,8	2,4	2,8	2,4	3,1		
Al₂(SO₄)₃+ T.Ac.NH₄																									
100	H [cm]	2,5	2,7	2,8	2,8	2,0	2,5	2,8	2,2	2,2	2,8	2,6	2,0	2,0	2,5	2,5	2,5	2,3	2,3	2,5	2,9	2,8			
	R [cm]	1,0	0,9	1,2	1,0	1,3	1,0	0,8	0,9	0,9	1,0	1,4	1,0	1,0	1,0	0,9	1,1	0,7	2,0	0,9	1,2	1,0			
	E [cm]	3,5	3,6	4,0	3,8	3,3	3,5	3,6	3,1	3,1	3,8	4,0	3,0	3,0	3,5	3,4	3,6	3,0	4,3	3,4	4,1	3,8	3,6		
	H [cm]	2,8	2,2	2,2	2,3	1,8	2,3	1,5	2,0	1,8	2,5	1,8	2,0	2,0	2,3	1,8	1,5	2,0	1,5	0,8	0,8	0,0	0,0		
	R [cm]	0,8	0,5	0,8	1,3	1,0	1,0	1,7	0,7	1,0	0,5	1,4	1,2	0,7	0,6	0,8	1,2	0,8	0,4	0,4	0,4	0,0	0,0		
	E [cm]	3,6	2,7	3,0	3,6	2,8	3,3	3,2	2,7	2,8	3,0	3,2	3,2	3,2	3,0	2,4	2,3	3,2	2,3	1,2	1,2	0,0	2,6		
	H [cm]	1,1	1,1	2,2	2,0	1,3	1,5	2,0	2,3	1,8	2,2	1,5	1,0	1,0	1,5	0,9	1,8	1,1	1,0	0,0	0,0	1,5			
	R [cm]	0,9	1,0	0,8	0,9	0,9	0,9	0,8	0,8	1,3	1,0	0,5	0,5	0,3	1,3	0,3	0,5	1,0	0,8	0,0	0,0	0,5			
	E [cm]	2,0	2,1	3,0	2,9	2,2	2,4	2,8	3,1	3,1	3,2	2,0	1,3	2,0	1,3	2,8	1,2	2,3	2,1	1,8	0,0	0,0	2,0	2,1	
	30	H [cm]	2,5	2,8	2,7	2,4	2,2	2,9	3,3	2,0	3,0	2,8	2,9	2,7	2,5	2,8	2,8	3,0	2,7	3,0	2,0	2,8	2,5		
R [cm]		0,8	1,0	0,9	1,1	1,1	1,0	1,0	1,0	1,0	0,9	0,9	0,7	1,0	1,0	1,0	1,0	0,9	1,1	0,9	1,3	0,9			
E [cm]		3,3	3,8	3,6	3,5	3,3	3,9	4,3	3,0	4,0	3,7	3,8	3,4	3,4	3,5	3,8	4,0	3,6	4,1	2,9	4,1	3,4	3,7		
H [cm]		3,2	3,0	3,0	2,4	2,7	2,5	2,3	2,5	2,8	3,0	3,1	3,5	3,0	3,2	2,8	2,8	2,9	2,3	2,6	2,3	2,6	0,0		
R [cm]		1,2	1,3	0,8	1,4	1,2	0,7	1,0	1,5	1,5	0,8	0,8	0,8	1,1	1,0	1,0	1,0	1,0	1,0	1,3	0,9	0,0	0,0		
E [cm]		4,4	4,3	3,8	3,8	3,9	3,2	3,3	4,0	4,3	3,8	3,9	4,3	4,1	4,2	3,8	3,8	3,9	3,6	3,5	3,0	3,5	0,0	3,7	
H [cm]		3,1	3,1	2,9	3,0	3,0	2,5	2,1	3,1	3,0	3,1	2,7	2,7	2,5	2,3	3,0	2,6	2,5	1,0	1,0	1,0	0,5			
R [cm]		0,9	1,1	1,0	1,1	1,1	2,0	1,0	1,2	1,5	1,0	2,1	1,0	0,8	0,8	0,2	1,3	1,8	1,0	1,3	1,8	1,0	1,3	0,2	
E [cm]		4,0	4,2	3,9	4,1	4,1	4,5	3,1	4,3	4,5	4,1	4,8	3,7	3,3	3,3	3,1	3,2	3,9	4,3	2,0	2,3	0,7	3,6		

3,2 ±

0,1

2,8 ±

0,7

3,7 ±

0,0

Tabla AV.2 Continuación

	E [cm]	2,9	3,1	3,1	3,1	3,1	3,1	3,1	3,0	3,9	3,2	3,3	2,5	3,2	3,2	3,2	3,6	2,9	3,5	1,7	2,3	2,6	0,4	0,0	2,7
R#2	H [cm]	3,3	2,8	3,0	2,9	2,4	2,4	3,4	2,4	2,4	3,4	2,9	2,6	2,0	3,0	1,5	3,0	3,0	2,1	2,5	2,9	1,9	2,3	2,5	
	R [cm]	0,7	0,8	1,0	0,9	1,1	0,9	1,0	2,0	2,0	1,0	0,9	0,8	2,0	0,8	1,3	1,2	1,2	2,0	1,2	1,0	1,0	0,7	1,5	
	E [cm]	4,0	3,6	3,8	3,9	4,0	3,3	4,4	4,4	3,3	4,4	3,8	3,4	4,0	3,8	2,8	4,2	4,2	4,1	3,7	3,9	2,9	3,0	4,0	3,8
R#3	H [cm]	2,6	2,8	2,8	2,5	2,5	2,0	2,3	2,5	2,5	2,3	2,3	2,5	2,7	2,5	1,1	1,8	1,8	2,3	2,0	2,0	2,0	2,8	0,0	
	R [cm]	0,7	1,2	1,1	1,5	1,4	1,5	1,0	1,5	1,5	1,0	1,0	0,8	1,2	1,6	0,7	0,8	0,8	1,1	1,1	1,1	1,1	1,8	0,0	
	E [cm]	3,3	4,0	3,9	4,0	3,9	3,5	4,0	3,3	4,0	3,3	3,3	3,3	3,3	3,9	4,1	1,8	2,6	3,4	3,1	3,5	3,1	4,6	0,0	3,3

Elaboración: Buenaño Brenda