

**UNIVERSIDAD POLITÉCNICA SALESIANA
SEDE QUITO**

**CARRERA: INGENIERÍA EN BIOTECNOLOGÍA DE LOS RECURSOS
NATURALES**

**Tesis previa a la obtención del Título de: INGENIERO EN
BIOTECNOLOGÍA DE LOS RECURSOS NATURALES**

TEMA:

***DETERMINACIÓN DE LA EFICIENCIA DE LAS CARACTERÍSTICAS
COAGULANTES Y FLOCULANTES DEL TROPAEOLUM TUBEROSUM, EN
EL TRATAMIENTO DEL AGUA CRUDA DE LA PLANTA DE PUENGASÍ DE
LA EPMAPS***

AUTORA:

LISZETH FERNANDA OJEDA BÁEZ

DIRECTOR:

QUIM. CHRISTIAN LARENAS

Quito, Enero 2012

Declaratoria de Responsabilidad

Los conceptos desarrollados, análisis realizados y las conclusiones del presente trabajo, son de exclusiva responsabilidad de la autora.

Quito, 30 Enero de 2012

Lizeth Fernanda Ojeda Báez

AGRADECIMIENTOS:

A Dios, mis padres y a todas
aquellas personas que
contribuyeron en la realización
del presente trabajo.

DEDICATORIA:

A Dios, por estar siempre en mi camino y darme la sabiduría para continuar cada día.

A mis padres, por su amor, comprensión y apoyo incondicional para ayudarme alcanzar mis metas.

A todas las personas que estuvieron a mi lado, por darme aliento para terminar esta etapa de mi vida.

INDICE

DECLARATORIA DE RESPONSABILIDAD.....	i
AGRADECIMIENTO.....	ii
DEDICATORIA.....	iii
INDICE.....	iv
RESUMEN.....	1
SUMMARY.....	2
INTRODUCCION.....	3
PLANTEAMIENTO DEL PROBLEMA.....	4
JUSTIFICACIÓN.....	5
OBJETIVOS.....	7
1. MARCO TEORICO	
CAPITULO I: El Agua.....	8
1.1 Generalidades.....	8
1.1.1 Estructura Química.....	8
1.2 Propiedades generales del agua.....	9
1.3 Contaminación del agua.....	10
1.4 Calidad del agua tratada.....	12
1.5 Proceso de potabilización del agua.....	14
CAPÍTULO II: Partículas Coloidales.....	16
2.1 Propiedades de los coloides.....	16
2.2 Estabilización y desestabilización de los coloides.....	17
2.2.1 Fuerzas de Van Der Waals.....	18
CAPITULO III: Coagulación-Floculación.....	19
3.1 Generalidades.....	19
3.2 Mecanismos de Coagulación.....	20
3.2.1 Compresión de la doble capa eléctrica.....	20
3.2.2 Neutralización de cargas por adsorción.....	21
3.2.3 Mecanismo de barrido.....	21
3.3 Mecanismos de Floculación.....	22
3.3.1 Modelo Ortocinético.....	22

3.3.2 Modelo Pericinético.....	22
3.4 Factores que influyen en los procesos de floculación-coagulación.....	22
3.4.1 Naturaleza del agua.....	22
3.4.2 Dosis de coagulante.....	23
3.4.3 Tiempo de floculación.....	23
3.5 Remoción de turbiedad y color.....	24
3.5.1 Remoción de turbiedad.....	24
3.5.2 Remoción de color.....	25
CAPITULO IV: Coagulantes y Floculantes.....	26
4.1 Coagulantes y Floculantes sintéticos.....	26
4.1.1 Coagulantes metálicos.....	26
4.1.2 Polielectrolitos o ayudantes de Coagulación.....	27
4.1.3 Remoción y reutilización.....	28
4.2 Coagulantes y floculantes naturales.....	28
4.2.1 Generalidades.....	28
4.2.2 Ventajas del uso de coagulantes y floculantes.....	30
5 CAPITULO V: El Almidón.....	31
5.1 Generalidades.....	31
5.2 Composición del almidón.....	31
5.3 Procesos importantes del almidón.....	32
5.3.1 Gelatinización.....	32
5.3.2 Retrogradación.....	32
5.3.3 Gelificación.....	33
5.4 Utilidad del almidón.....	33
5.4.1 Uso como coagulante.....	34
CAPITULO VI: Mashua.....	35
6.1 Descripción Botánica.....	35

6.2 Ciclo vegetativo.....	35
6.3 Aspectos ecológicos y fitogeográficos.....	36
6.4 Plagas y enfermedades.....	36
6.4.1 Virus.....	36
6.4.2 Hongos.....	37
6.4.3 Nematodos.....	37
6.4.4 Insectos.....	37
6.5 Diversidad Genética.....	37
6.6 Composición Química.....	38
6.7 Usos.....	39
6.8 Almidón y harina.....	40
6.9 Comercialización.....	41
7. METODOLOGÍA	
7.1 Caracterización de la mashua.....	42
7.2 Extracción del almidón de mashua.....	42
7.2.1 Rendimiento.....	43
7.2.2 Equipos.....	43
7.3 Control de calidad.....	45
7.3.1 Equipos.....	45
7.4 Método Experimental.....	46
7.4.1 Ensayo por comparación de densidades.....	46
7.4.2 Determinación de densidad de diferentes concentraciones de almidón.....	47
7.4.3 Preparación de la solución de almidón.....	47
7.4.4 Prueba de Jarras.....	48
7.4.4.1 Determinación de la dosis de sulfato de aluminio.....	49
7.4.4.2 Determinación de dosis óptima de ayudante de floculación.....	50
7.4.4.3 Cálculos de dosificaciones.....	51
7.4.5 FASE I: Ayudante de floculación.....	53

7.4.5.1 Muestreo.....	53
7.4.5.2 Determinación de dosis óptima de sulfato de aluminio y praestol.....	53
7.4.5.3 Ensayos de almidón de mashua.....	54
7.4.5.4 Ensayo de dosificación.....	54
7.4.5.5 Variación de concentración y dosis.....	55
7.4.5.6 Ensayos de dosis óptima.....	55
7.4.5.7 Variación de dosis de sulfato de aluminio.....	56
7.4.5.8 Variación de concentraciones de almidón.....	56
7.4.5.9 Variación de temperatura.....	56
7.4.5.10 Variación de pH.....	56
7.4.5.11 Determinación de dosis óptima de sulfato de aluminio y praestol.....	57
7.4.5.12 Determinación de dosis óptima de almidón.....	57
7.4.5.13 Variación de dosis de sulfato de aluminio.....	58
7.4.5.14 Variación de tiempo y velocidad en mezcla lenta.....	58
7.4.5.15 Simulación de los procesos de coagulación, floculación, sedimentación y filtración a nivel de laboratorio.....	58
7.4.5.16 Determinación de Demanda de Cloro.....	59
7.4.6 FASE II: Coagulante.....	64
7.4.6.1 Muestreo.....	64
7.4.6.2 Determinación de dosis óptima de sulfato de aluminio.....	64
7.4.6.3 Ensayos de almidón de mashua con distintas concentraciones.....	64
7.4.6.4 Ensayos de almidón de mashua para determinar una concentración óptima.....	65
7.4.6.5 Ensayos de almidón de mashua para determinar una dosis óptima.....	65

7.4.6.6 Variación de temperatura.....	65
7.4.6.7 Variación de pH (básico).....	66
7.4.5.8 Variación de tiempo y velocidad en mezcla lenta.....	66
8. EVALUACIÓN DE COSTOS POR APLICACIÓN DE MASHUA.....	67
8.1 Análisis comparativo de costos de tratamiento por metro cúbico de agua cruda.....	69
9. CONCLUSIONES Y RECOMENDACIONES.....	70
9.1 Conclusiones.....	70
9.2 Recomendaciones.....	72
10. BIBLIOGRAFÍA.....	73
11. ANEXOS.....	78

UNIVERSIDAD POLITECNICA SALESIANA

FACULTAD DE CIENCIAS AGROPECUARIAS Y AMBIENTALES

CARRERA: Biotecnología de los Recursos Naturales

TEMA: Determinación de la eficiencia de las características coagulantes y floculantes del *Tropaeolum tuberosum*, en el tratamiento del agua cruda de la planta de Puengasí de la EPMAPS

AUTOR: Lizabeth Ojeda

TUTOR: Quim. Christian Larenas

RESUMEN

Debido que el agua es una necesidad básica del hombre, es importante investigar alternativas para los insumos químicos, que permitan su potabilización con resultados óptimos en la calidad de agua potable obtenida y reduzcan los impactos en el ambiente.

El presente estudio fue realizado para determinar la eficiencia de un coagulante-floculante natural como es el almidón de mashua, cuya planta es endémica en nuestro país, tiene muchos beneficios y un gran rendimiento en cuanto a su producción de tubérculos.

Después de extraer de la mashua un almidón de calidad, se realizaron pruebas de tratabilidad con el agua cruda de Puengasi, por medio de ensayos de jarras, con los que se determinó la concentración y dosis óptima de la solución a ser aplicada, evaluando su turbiedad, color y pH residual, adicionalmente se varió la temperatura, pH, velocidad y tiempo de mezcla lenta.

De las pruebas de tratabilidad, se puede concluir que el almidón de mashua no presenta resultados favorables al reemplazar al sulfato de aluminio y ser utilizado como coagulante, pero al ser aplicado como ayudante de floculación presenta resultados similares a la del polímero praestol que es utilizado en la planta de Puengasi con este mismo fin.

Al relacionar las dosis necesarias de mashua y praestol para obtener los mismos resultados de eficiencia con la misma agua cruda, se concluyó que para tratar un metro cúbico de agua cruda, los costos para el caso del almidón de mashua son más altos, debido a que la extracción es realizada a nivel artesanal. Teniendo en cuenta los precios de almidones de yuca y maíz, se estima que el precio de almidón de mashua al extraerlo a nivel industrial sería aproximadamente tres veces menor al obtenido a nivel artesanal.

Palabras Clave: Mashua, Ensayo de jarras, Coagulación, Floculación, Praestol

UNIVERSIDAD POLITECNICA SALESIANA

FACULTAD DE CIENCIAS AGROPECUARIAS Y AMBIENTALES

CARRERA: Biotecnología de los Recursos Naturales

TEMA: Determinación de la eficiencia de las características coagulantes y floculantes del *Tropaeolum tuberosum*, en el tratamiento del agua cruda de la planta de Puengasí de la EPMAPS

AUTOR: Lizabeth Ojeda

TUTOR: Quim. Christian Larenas

SUMMARY

Water is a basic human need; therefore it is important to investigate alternatives for chemical products that allow the purification with optimal results in drinking water quality and at the same time, to reduce impacts on the environment.

This study was made in order to determine the efficiency of a natural coagulant-flocculant such as mashua starch, whose plant is endemic in our country, it has many benefits and a high yield in their tubers production.

After get a starch with quality, treatability tests were made with untreated water of Puengasi through jar tests, which results determined the optimal dose and concentration of the solution, evaluating its turbidity, color and pH residual, additionally there was a variation of temperature, pH, velocity and time of slow mixture.

Because of treatability test, I can conclude that mashua starch doesn't have favorable results when it replaces sulphate aluminum and it is used as a coagulant, but when it is applied as a flocculation assistant, it presents similar results with praestol that is a polymer that is used in Puengasí for the same purpose.

Therefore, with the necessary dose of mashua and praestol to obtain the same results of efficiency with the same untreated water, I can concluded that in order to treat a cubic meter of untreated water, the cost in the case of mashua starch is higher because of its artisanal extraction.

Taking into account the prices of yucca and corn starches, it is estimated that the price of mashua with an industrial extraction would be about three times lower than the price of an artisanal extraction.

Keywords: Mashua, Jar tests, Coagulation, Flocculation, Praestol

INTRODUCCIÓN

A lo largo de toda la historia, el agua ha sido de vital importancia para el funcionamiento y desarrollo de los seres vivos, sus existencias han dependido de ella, convirtiéndola en una necesidad básica de cada organismo.

“Todas las comunidades en su teología original, representan al agua como un regalo de los Dioses.”¹ El agua ha sido motivo de interés y estima por todas las religiones existentes, pues ha representado para las comunidades, la vida, paz, esperanza, salud y pureza.

A pesar de que el agua potable es un recurso que no lo tienen todos, el mundo dispone de gran abundancia de agua dulce, la cual está desigualmente repartida. Sin embargo, su incorrecta gestión, el mal aprovechamiento de los recursos y los cambios en el medio ambiente hacen que “uno de cada cinco habitantes del planeta no tenga acceso al agua potable y que 40% de la población mundial no disponga de sistemas básicos de saneamiento.”²

“En los comienzos de la vida, el agua ha sido definida imperfectamente, como un caldo que ayudó a mejorar la convivencia.”³ Hoy en día, con muy pocas excepciones, el agua como se encuentra en la naturaleza, no puede ser usada de forma directa para el consumo humano, ya que no es lo debidamente pura biológicamente ni químicamente.

Por ello se debe potabilizar el agua, lo cual representa costos muy altos, debido a que en su proceso se aplican una serie de sustancias químicas que debido a su composición producen impactos en el ambiente e incluso en el agua que se trata.

¹LEÓN, Mario y PORRAS, Mario., *Estudio sobre las condiciones de distribución del agua potable en la cabecera municipal de San Lucas Tolimán, replanteo y diseño de la nueva red de distribución*, Tesis Universidad San Carlos de Guatemala. Facultad de Ingeniería, Guatemala, Julio de 1995.

²Organización de las Naciones Unidas para la Educación, la ciencia y la Cultura, *Segundo Informe de las Naciones Unidas sobre el Desarrollo de los Recursos Hídricos en el Mundo*, 22 Marzo de 2006.

³LOMAZZI, Jorge. “*Manual técnico del agua (degremont) Aguas Argentinas. Informe del Foro mundial del Agua*”. Portal Planeta SEDNA, Santa Fe, 2010.

PLANTEAMIENTO DEL PROBLEMA

“A inicio de la década de los setenta, en varios países latinoamericanos se adoptó la tecnología de tratamiento de agua potable para países en vía de desarrollo.”⁴ Con estos nuevos procedimientos se dio a conocer la importancia de utilizar coagulantes naturales locales que pudieran disminuir en parte o en su totalidad, el consumo de reactivos químicos importados.

Los coagulantes naturales presentan por lo general una mínima o nula toxicidad, por ello es que la utilización de los mismos se hace necesaria e imprescindible teniendo en cuenta las realidades socio-económicas de muchos países.

“De algunos coagulantes alternativos utilizados en América Latina tenemos: la moringa, papa, yuca, cactus, maíz, nopal y trigo; algunos de ellos son utilizados por su almidón, que se encuentra en abundancia en el Reino Vegetal y constituye la mayor reserva de carbohidratos de las plantas”.⁵

Ecuador es un país muy rico en flora, por lo que es necesario aprovechar estos recursos realizando investigaciones sobre plantas que puedan ayudar en el tratamiento del agua, en condiciones eficientes y económicas para las empresas prestadoras del servicio. Lo cual contribuiría a mejorar las condiciones de salud y saneamiento de la población

En este sentido la presente investigación pretende encontrar un coagulante o ayudante de coagulación natural que ayude en el proceso de potabilización del agua, minimizando el empleo de coagulantes sintéticos, colaborando así en la reducción de impactos ambientales y esperando obtener un agua potable a menores costos operativos.

⁴ ALMENDAREZ, Nabyarina, *Comprobación de la efectividad del coagulante (cochifloc) en aguas del lago de Managua "piedras azules"*, Revista Iberoamericana de Polímeros. Marzo de 2004. Volumen 5(1)

⁵ RODRÍGUEZ, M, *Evaluación del proceso de la coagulación para el diseño de una planta potabilizadora*, Umbral Científico. Número 011. Fundación Universitaria Manuela Beltrán. Bogotá, Colombia 2007, p 9

JUSTIFICACIÓN

El agua es un recurso imprescindible para los seres vivos, de su potabilización depende la vida y salud de las personas, por ello se la debe someter a procesos de tratamiento que se basan en procesos físico- químicos que utilizan coagulantes y floculantes sintéticos, como el sulfato de aluminio y polímeros sintéticos como el denominado Praestol que se los utiliza para promover la remoción de turbiedad y color.

Según información proporcionada por el Departamento de Producción de la EPMAPS, el precio del sulfato de aluminio es de 0.186 USD/Kg y del polímero praestol, que se lo aplica como ayudante de floculación es de 6.80 USD/Kg.

Existen varios estudios realizados sobre coagulante naturales; como “se probó en las aguas del Nilo la eficiencia de la *Moringa oleífera* y *Vicia faba*, obteniendo bajas cantidades de turbiedad y muy buena compatibilidad con el Sulfato de Aluminio.”⁶ “Otro estudio se realizó con el almidón de yuca y maíz en el cuál se consiguió reducir a valores mínimos la turbiedad y color.”⁷ Estas y otras investigaciones han generado buenas expectativas para su utilización en el tratamiento del agua, lo que reduciría la contaminación producida por los coagulantes químicos, como el sulfato de aluminio que al ser aplicado al agua deja residuales de aluminio que de acuerdo a investigaciones realizadas en 1989, “el riesgo de contraer la enfermedad de Alzheimer se había elevado en un 50 % en las áreas de la Gran Bretaña donde el agua para beber contenía niveles elevados de aluminio, que afectó a gran parte de la población.”⁸ Se ha investigado también que “el aluminio absorbido se acumula en varios tejidos como el hígado, huesos, cerebro, además interfiere en el transporte de hierro produciendo anemia, también disminuye la absorción del calcio originando dolores, deformaciones y fracturas en los huesos.”⁹ En este sentido la ejecución de nuevas investigaciones se justifica en la necesidad de hallar especies de plantas con características coagulantes y

⁶ SAMIA, A, *Uso apropiado de coagulantes naturales africanos para el abastecimiento de agua en el medio rural*, Lima 1989.

⁷ RODRÍGUEZ, M. Op. Cit. p. 14

⁸ SOLORZANO DEL RIO, Héctor, *El aluminio: su relación con la enfermedad de Alzheimer*, Revista Buena Siembra. Universidad de Guadalajara. México 2009

⁹ GONZALEZ, María Emma, *Determinación de aluminio en el agua potable de Valencia y localidades cercanas*, Universidad de Carabobo. 2006.

floculantes que brinden buenos resultados y disminuyan impactos en el hombre y en el ambiente; así es como en el presente caso se plantea determinar la eficiencia de un coagulante-floculante y de un ayudante de coagulación natural como el almidón de mashua.

Otro aspecto importante a considerar es las dosis del coagulante, debido a que las cantidades de tubérculos a utilizar para obtener los resultados deseados comparando con otras investigaciones son pocos, ya que por ejemplo “en un estudio de almidón de papa se utilizó desde 0.8 hasta 0.24 mg/l para obtener muy buenos niveles de turbiedad y color, comparando con el sulfato de aluminio que se utilizó de 60 a 90 mg/l.”¹⁰ Por este motivo se espera que no presente una gran inversión, tomando en cuenta también que “la mashua puede cultivarse en suelos muy pobres que no necesiten de pesticidas, y aún en estas condiciones duplicaría al rendimiento de la papa.”¹¹

Además debe considerarse la necesidad de dar mayor importancia a estudios e investigaciones relacionados con el aprovechamiento de plantas endémicas, de nuestro país, buscando los beneficios que brindan las mismas.

¹⁰ARIAS, B, *El almidón como auxiliar de floculación*, Revista Ecoagua. Número 023. Colombia 2007.

¹¹RODRÍGUEZ, M. Op. Cit. p. 11

OBJETIVOS

Objetivo General

Determinar la eficiencia de las características coagulantes y floculantes del *Tropaeolum tuberosum*, en el tratamiento del agua cruda de la planta de Puengasi de la EPMAPS.

Objetivos Específicos

- Obtener un almidón con características de calidad.
- Muestrear y evaluar las características físico-químicas del agua cruda de la planta de tratamiento de Puengasi.
- Determinar las concentraciones en proporción masa/volumen del coagulante natural de agua cruda y generar comparaciones con los coagulantes sintéticos a través del análisis de Prueba de Jarras.
- Realizar las pruebas de tratabilidad a nivel de laboratorio para evaluar la eficiencia del almidón de mashua.
- Determinar los costos operativos que implicaría la aplicación del almidón de mashua en el tratamiento del agua en la Planta de Puengasí.

CAPITULO I

EL AGUA

1.1 GENERALIDADES

El agua es el compuesto químico más abundante y de mayor importancia para nuestra vida. Desde el punto de vista químico, su valor reside en que la mayoría de los procesos químicos que ocurren en la naturaleza, tanto en organismos vivos y en la superficie no organizada de la tierra, así como los que se llevan a cabo en la industria, tienen lugar entre sustancias disueltas en agua.

Antiguamente el agua se consideró como uno de los cuatro elementos naturales, esta teoría aceptada por Aristóteles perduró durante 2000 años.

Hasta finales del siglo XVIII no se reconoció que el agua era una sustancia compuesta.

“En 1781, Cavendish se mostró sorprendido al obtener agua en la combustión de hidrógeno en el aire, y Lavoisier pudo mostrar poco después que el agua era un compuesto formado únicamente por hidrógeno y oxígeno.”¹²

Las tres cuartas partes de la superficie de nuestro planeta están cubiertas por agua, sin embargo “alrededor del 97% de ésta es salada, solo el 3% es dulce y de ésta se puede acceder únicamente el 1%.”¹³ El agua dulce es la que más fácilmente puede potabilizarse y es nuestra principal fuente de abastecimiento

1.1.1 Estructura Química

La molécula de agua está formada por un átomo de oxígeno y dos de hidrógeno, unidos de forma tal que el hidrógeno comparte su electrón con el oxígeno, esta ligadura es llamada unión covalente. Al unirse estos 3 átomos se forma una nueva nube de electrones alrededor de los 3 núcleos, que se disponen en forma de triángulo. De esta forma se obtiene una molécula bipolar, cuyo polo negativo se encuentra en el lado del oxígeno y el positivo en el lado de los átomos de hidrógeno.

¹²GIL, Manuel, *Procesos de descontaminación de aguas*. Editorial Thomson, España 2005

¹³HILL, John y KOLB, Doris., *Química para el Nuevo Milenio*, 8va edición. Ed Prentice Hall, México 1999

“La estructura dipolar de las moléculas de agua explica que tiendan a asociarse, atrayéndose y formando polímeros o moléculas gigantes.”¹⁴

El agua tiene dos tipos de enlaces: los covalentes, que existen entre los átomos de hidrógeno y de oxígeno dentro de una molécula, y los puentes de hidrógeno, que se dan entre átomos de hidrógeno y oxígeno de diferentes moléculas

1.2 PROPIEDADES GENERALES DEL AGUA

“La ordenación tetraédrica de los electrones alrededor del átomo de oxígeno permite que cada molécula se pueda unir mediante enlaces de hidrógeno a otras cuatro moléculas vecinas”¹⁵, debido a esto se produce una elevada cohesión interna que es la base de sus propiedades, entre las más importantes tenemos:

Densidad: “cuando la temperatura del agua es de 3.98°C alcanza su densidad máxima de 1 kg/m^3 ”¹⁶, debajo de esta temperatura el agua disminuye su densidad hasta congelarse.

Cuando la temperatura baja, las moléculas pierden movilidad y tienden a unirse más, pero separándose unas de otras, disminuyendo así su densidad y aumentando su volumen, esto impide que en lugares fríos se solidifique el agua que se encuentra en el fondo.

Capilaridad y Tensión Superficial: La capilaridad es la propiedad que tiene un líquido a subir por un tubo. El agua tiene una gran tensión superficial debido a sus enlaces de hidrógeno, que buscan adherirse a las paredes del tubo. Debido a la gran capilaridad del agua y la adhesión, ésta puede subir por el tallo de las plantas. Así la tensión superficial es el aumento de cohesión de las moléculas de agua en la superficie

Solubilidad: el carácter dipolar de la molécula del agua le permite disolver fácilmente compuestos iónicos, polares y lipídicos, permitiéndole también repeler los distintos átomos de otras sustancias.

Calor específico: es la cantidad de calor necesaria para elevar la temperatura de 1g de la sustancia en 1°C, el valor para el agua es entre 14.5 y 15.5°C de una caloría. Este valor es alto debido a que al aumentar la temperatura de un líquido, los enlaces de hidrógeno de las moléculas se van rompiendo, lo cual tiende a estabilizar la temperatura del organismo.

¹⁴ARZE, José, *El agua en los cultivos*. Centro Agronómico Tropical de Investigación y Enseñanza El Salvador. Noviembre 1979. pág. 4

¹⁵TEIJÓN, José María y otros, “*Fundamentos de Bioquímica Estructural*” Alfa Omega Grupo Editor. México 2005. Pág. 26

¹⁶SIMON. Andrew, “*Hidráulica Básica*”. Editorial Limusa S.A. México 1983. Pág. 32

Recíprocamente, el agua libera mucho calor cuando hay un descenso en la temperatura, aunque este sea mínimo.

Calor de vaporización: es el calor necesario para vaporizar 1g de líquido, para el agua es de 536 calorías. Por ello el alto calor de vaporización permite mantener la temperatura del cuerpo más baja que la del ambiente cuando este es caluroso.

1.3 CONTAMINACIÓN DEL AGUA

“El agua se considera contaminada cuando se altera su composición o condición natural por una degradación instantánea o paulatina de su calidad, hasta dejar de ser apta para el uso previsto”¹⁷

Existen varios tipos de contaminación:

- Físicas: corresponden a variaciones en la calidad natural de las aguas (color, turbiedad, temperatura, olor, sabor)
- Químicas: pueden ser de origen orgánico e inorgánico, estas últimas son las más dañinas, pues alteran reacciones de tipo orgánico.
- Biológicas: se producen por la presencia de microorganismos patógenos.

Generalmente, la mayor preocupación en lo que se refiere a seguridad del agua, se basa principalmente en contaminación química, la que incluye productos químicos orgánicos e inorgánicos y metales pesados, procedentes de fuentes agrícolas, industriales y de la escorrentía urbana.

Cuadro N°1 Categorías de los contaminantes del agua

Tipo de contaminante	Impacto
Elementos traza	Salud, biota acuática, toxicidad
Metales pesados	Salud, biota acuática, toxicidad
Metales enlazados orgánicamente	Transporte de metales
Radionúclidos	Toxicidad
Contaminantes inorgánicos	Toxicidad, biota acuática
Asbesto	Salud humana
Nutrientes de algas	Eutrofización
Sustancias que dan acidez, alcalinidad,	Calidad del agua, vida acuática

¹⁷DA ROS, Giuseppina. *La contaminación de Aguas en Ecuador: Una aproximación económica*. Editorial Abya-Yala. Quito 1995. Pág. 25

salinidad (en exceso)	
Contaminantes orgánicos traza	Toxicidad
Medicamentos, anticonceptivos, etc	Calidad del agua, vida acuática
Bifenilos policlorados	Posibles efectos fisiológicos
Plaguicidas	Toxicidad, biota acuática, fauna
Residuos de petróleo	Efectos en la fauna, contaminación visual
Alcantarillado, residuos humanos y de animales	Calidad del agua, niveles de oxígeno
Materia orgánica medida como demanda bioquímica de oxígeno	Calidad del agua, niveles de oxígeno
Patógenos	Efectos en la salud
Detergentes	Eutrofización, fauna, contaminación visual
Compuestos carcinógenos químicos	Incidencia de cáncer
Sedimentos	Calidad del agua, vida acuática, fauna
Sustancias que dan sabor, olor y color	Calidad del agua, vida acuática, fauna
	Contaminación visual.

Fuente: MANAHAN, Stanley, Introducción a la Química Ambiental, 2007

Ya que los contaminantes del agua pueden proceder de varias fuentes, es necesario tener marcadores de contaminación del agua que sean indicativos de las fuentes. Tradicionalmente se utilizan las bacterias fecales coliformes provenientes de fuentes domésticas, como marcadores de la contaminación microbiana o viral. Así también los metabolitos humanos endógenos, los constituyentes de alimentos, los productos farmacéuticos y los de cuidado personal; indican la entrada de contaminación desde fuentes del alcantarillado.

Por otro lado el agua es uno de los agentes principales de transmisión de enfermedades. “Las enfermedades que se transmiten principalmente a través del agua son: fiebre amarilla, hepatitis, cólera, polio o parálisis infantil y una gran variedad de desórdenes intestinales, disentería, tuberculosis, etc.”¹⁸

¹⁸RIVERA, Antonio, “El agua como agente de transmisión de enfermedades” Ponencia presentada en Seminario de Contaminación de Corrientes. Quito 16 Julio 1976

1.4 CALIDAD DEL AGUA TRATADA

A pesar de que el agua es un derecho humano fundamental, más de mil millones de personas se ven privadas del derecho a un agua limpia y 2 600 millones no tienen acceso a un saneamiento adecuado. Además es importante saber que cada año mueren cerca de 1.8 millones de niños como consecuencia directa de la diarrea y otras enfermedades causadas por el agua sucia y por un saneamiento insuficiente.

El agua limpia y el saneamiento se encuentran entre los impulsores más poderosos para el desarrollo humano, aumentando las oportunidades, mejorando la dignidad, salud e incrementando la riqueza.

La calidad del agua depende fundamentalmente del uso que se le vaya a dar, de acuerdo a las necesidades que se satisfagan ya sea para el consumo humano, industrial, irrigación, crianza de ganado, etc, para cada una existen características permisibles o deseables.

Cuando se habla de calidad de agua para consumo humano, se deben cumplir una serie de normas basadas en criterios técnicos que definan las características físicas, químicas y microbiológicas del agua.

“Uno de los problemas ambientales más serios en el Ecuador es la utilización de los cauces, estuarios y lagos como receptores de descargas de alcantarillados municipales, efluentes domésticos e industriales y desperdicios agrícolas sin tratamiento previo alguno”¹⁹. También existen los derrames de petróleo crudo o sus derivados, frecuentes en la Amazonía y Costa del país.

Generalmente la cantidad y tipo de sustancias vertidas superan la capacidad de autodepuración de aguas receptoras, produciendo graves problemas en la contaminación de recursos hídricos.

Básicamente el agua que se suministra debe cumplir dos condiciones:

- No debe ser peligrosa para la salud o la vida de los consumidores.
- El sistema debe poderse operar a un costo razonable.

Estas condiciones pueden ser en ocasiones conflictivas, pero la norma que se establezca debe de cumplir estos dos factores.

El agua potable debe de cumplir con varios requisitos establecidos por la Norma INEN.

¹⁹DA ROS, Giuseppina. Op. Cit. p. 22

Cuadro N° 2 Requisitos Específicos

Parámetro	Unidad	Límite máximo permitido
Características Físicas		
Color	Unidades de color verdadero (UTC)	15
Turbiedad	Unidades de turbidez nefelométricas (NTU)	5
Olor	-----	No objetable
Sabor	-----	No objetable
pH	-----	6.5 -8.5
Inorgánicos		
Antimonio	mg/l	0.02
Arsénico	mg/l	0.01
Bario	mg/l	0.7
Boro	mg/l	0.5
Cadmio	mg/l	0.003
Cianuros	mg/l	0.07
Cloro residual libre*	mg/l	0.3 a 1.5**
Cobre	mg/l	2.0
Cromo	mg/l	0.05
Flúor	mg/l	1.5
Manganeso	mg/l	0.4
Mercurio	mg/l	0.006
Molibdeno	mg/l	0.07
Nitratos	mg/l	50
Nitritos	mg/l	3.0
Plomo	mg/l	0.01
Selenio	mg/l	0.01
Uranio	mg/l	0.015
*Cuando se utiliza cloro como desinfectante y luego de un tiempo mínimos de contacto de 30 minutos.		

**Es el rango en el que debe estar el cloro residual luego de un tiempo mínimo de contacto de 30 minutos.

Requisitos Microbiológicos

	Máximo
Coliformes totales (1) NMP/100 cm ³	< 1.1*
Coliformes fecales NMP/100 cm ³	< 1.1*
<i>Cryptosporidium</i> , número de quistes/100 litros	Ausencia
<i>Giardia Lamblia</i> , número de quistes/100 litros	Ausencia

< 1.1* Significa que en el ensayo de NMP utilizando 5 tubos de 20 cm³ o 10 tubos de 10 cm³ ninguno es positivo.

(1)En el caso de los grandes sistemas de abastecimiento, debe dar ausencia en el 95% de las muestras, tomadas durante cualquier período de 12 meses.

Fuente: Norma Técnica Ecuatoriana INEN 1 108:2010 Tercera revisión

1.5 PROCESO DE POTABILIZACIÓN DEL AGUA

El suministro de agua potable es un problema que ha ocupado al hombre desde la antigüedad. El proceso de potabilización de agua cruda, básicamente consiste en la eliminación de turbiedad, color, impurezas de distinto tipo, compuestos volátiles; con el fin de obtener un agua inocua para el consumo humano. Este proceso se cumple en una serie de pasos.

- Captación y conducción: La captación de aguas superficiales se realiza por medio de tomas de agua que se hacen en los ríos, diques, lagunas o cualquier fuente de captación. Esta agua es conducida por medio de canales abiertos a las plantas de tratamiento de agua potable.
- Coagulación-floculación: estos procesos consisten fundamentalmente en la desestabilización y posterior eliminación de materia orgánica disuelta y partículas coloidales del agua, tanto de carácter orgánico (virus, algas, bacterias, etc.) como inorgánicos (óxidos metálicos, arcillas, etc.)

- Decantación: esta empieza cuando la coagulación termina, ya que el peso específico de los flocs formados superan al del agua y así pueden precipitar.
- Filtración: se la emplea para obtener una mejor clarificación y consiste en pasar el agua a través de un medio poroso normalmente de arena
- Cloración o desinfección: en este paso se asegura más la potabilidad del agua, se le agrega cloro que elimina agentes microbianos y lo que es muy importante, su desarrollo en el recorrido hasta las viviendas.
- Distribución: finalmente se bombea el agua que se encuentra en la planta de tratamiento a la ciudad.

CAPITULO II

PARTÍCULAS COLOIDALES

2.1 PROPIEDADES DE LOS COLOIDES

Los coloides son suspensiones de partículas en un medio molecular, cuyas dimensiones están en el intervalo de 1 y 1000 milimicrones. Así los coloides tienen un tamaño intermedio entre las partículas en solución verdadera y las partículas en suspensión.

Son suspensiones estables, por lo que es imposible su sedimentación natural.

Los sistemas coloidales se pueden dividir principalmente en: moleculares y no moleculares, hidrofílicos e hidrofóbicos, diuturnos y caducos, orgánicos e inorgánicos. Pero para el tratamiento de agua los más importantes son: los coloides hidrofílicos, es decir que muestran gran atracción por el agua, y los hidrofóbicos, que muestran una atracción menor. Ellos adsorben una película de agua en su superficie, haciendo muy importantes las propiedades de las superficies de las partículas en estos sistemas coloidales hidrófobos.

Los coloides tienen varias propiedades, entre las más importantes tenemos:

Cinéticas

- **Movimiento Browniano:** consiste en el movimiento constante e irregular que realizan las partículas coloidales dentro de la fase líquida. El movimiento browniano explica solo la estabilidad de las dispersiones coloidales más pequeñas.
- **Difusión:** el movimiento constante de las moléculas del líquido ocasiona que las partículas coloidales se encuentren en movimiento browniano constante, por consecuencia de esto las partículas coloidales se dispersan por todas partes en el disolvente. Además la velocidad de difusión es menor que la velocidad media de las partículas en el movimiento browniano.
- **Presión Osmótica:** por el movimiento browniano, si la concentración de partículas no es uniforme, se origina un flujo de material desde las zonas de mayor concentración hacia las de menor, hasta alcanzar un equilibrio. Estas zonas están separadas por una membrana semipermeable.

Ópticas

- Diseminación de luz o efecto de Tyndall-Faraday: es el fenómeno de dispersión de la luz al pasar a través de una suspensión coloidal. Es directamente proporcional al tamaño de partículas
- Opalescencia: generalmente los coloides son incoloros, pero las suspensiones coloidales pueden tener cierta coloración que se debe principalmente a la diseminación de la luz y a la adsorción selectiva bajo determinada longitud de onda.

De superficie (adsorción)

En general las partículas coloidales tienen una gran superficie específica, debido a que las partículas son muy pequeñas, debido a ello los coloides tienen una gran capacidad de adsorción de sustancias.

Electrocinetismo

Al pasar una corriente directa a través de una solución coloidal, las partículas se mueven a los electrodos positivos o negativos. La mayoría de coloides tienen carga negativa y se trasladan hacia el electrodo positivo. Estas cargas se pueden explicar por: imperfecciones en la estructura reticular, que originan el reemplazo de un átomo de mayor valencia por uno de menor valencia o viceversa., ionización de grupos químicos, adsorción preferencial de iones en la superficie de los coloides y por último las fuerzas que intervienen.

2.2 ESTABILIZACIÓN Y DESESTABILIZACIÓN DE LOS COLOIDES

Los coloides son generalmente estables en una solución. Entre las fuerzas de estabilización o repulsión de las suspensiones coloidales tenemos: la carga de las partículas y la hidratación.

Y por el contrario tenemos que las fuerzas de atracción o inestabilización son: gravedad, movimiento Browniano y fuerzas de Van Der Waals.

2.2.1 Fuerzas de Van Der Waals

Es la principal fuerza atractiva entre las partículas coloidales, decrece rápidamente con la distancia y es producto de la interacción de dipolos permanentes o inducidos en las partículas. Estas fuerzas son independientes de la carga neta de los coloides y no varían con el pH o con otras características de fase acuosa.

Al acercarse dos partículas la fuerza de estabilización aumenta para mantenerlas separadas. Si se acercan lo suficiente y sobrepasan la barrera de energía, entonces la fuerza de atracción de Van der Waals predominará y las partículas podrán unirse. En esta condición el coloide se ha desestabilizado.

CAPÍTULO III

COAGULACIÓN-FLOCULACIÓN

3.1 GENERALIDADES

La coagulación-floculación es el método más importante para la remoción de partículas coloidales y suspendidas (80 a 90% de remoción), del agua en su potabilización. Además de reducir la turbidez del agua, la coagulación parcialmente remueve el color, bacterias (80 a 90%), y virus. Existen diferencias entre estos dos procesos:

La coagulación se basa en la desestabilización de la suspensión coloidal, por la eliminación de las dobles capas eléctricas que rodean a todas las partículas coloidales, con la formación de núcleos microscópicos. Esta inicia en el instante en que se agregan los coagulantes al agua y dura solamente fracciones de segundo. Y consiste en una serie de reacciones físicas y químicas entre los coagulantes, la superficie de las partículas, la alcalinidad y el agua misma.

Mientras que la floculación es el fenómeno por el cual las partículas ya desestabilizadas chocan unas con otras para establecer puentes químicos entre sí, es decir con esta desestabilización se consigue que las fuerzas de atracción tipo Van der Waals, predominen sobre las de repulsión electrostática y así las partículas se puedan unir y formar primero microfloculos, y más tarde aglomerados voluminosos llamados flóculos. Se produce la compactación de los flóculos para disminuir su grado de hidratación y conseguir características adecuadas como mayor peso y adecuada consistencia para su fácil remoción.

Estos procesos se utilizan para:²⁰

- Remoción de turbiedad orgánica o inorgánica que no puede sedimentar rápidamente
- Remoción de color verdadero y aparente
- Destrucción de algas y plancton en general
- Eliminación de sustancias productoras de sabor y olor en algunos casos y de precipitados químicos suspendidos o compuestos orgánicos en otros.

²⁰ARBOLEDA, Jorge. CEPIS. *“Teoría, Diseño y Control de los Procesos de Clarificación del Agua”*. Departamento de Ingeniería y Ciencias del Ambiente. Lima. Pág. 35

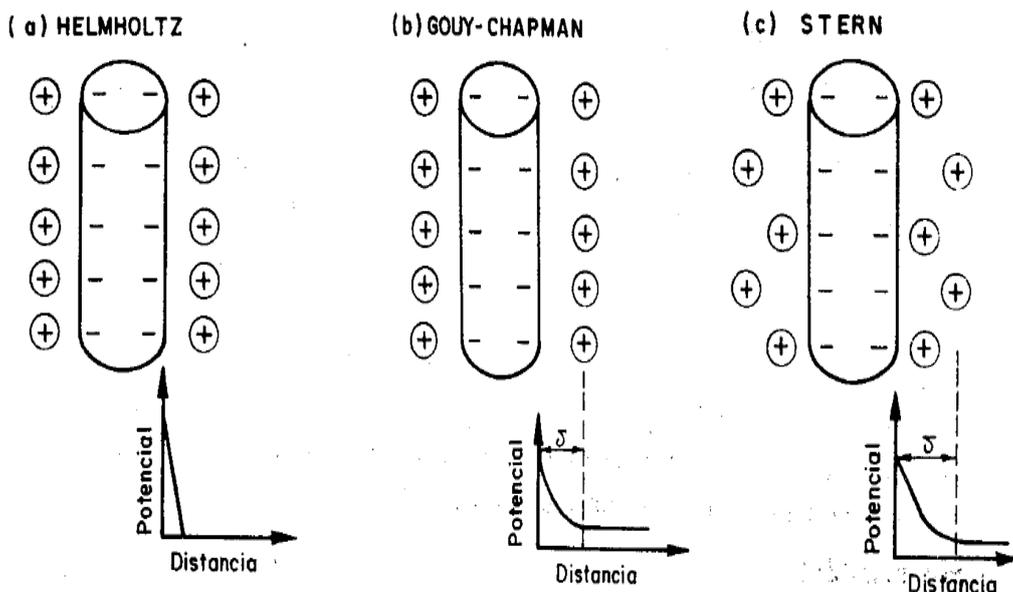
3.2 MECANISMOS DE COAGULACIÓN

Existen varios mecanismos de desestabilización coloidal, así tenemos:

3.2.1 Compresión de la doble capa eléctrica

Las soluciones coloidales no tienen una carga eléctrica neta, como las partículas coloidales, por ello la carga primaria en la partícula se debe equilibrar en la fase acuosa. Por esta razón, en cada interfase entre un sólido y el agua, existe una doble capa eléctrica. Esta capa está formada por la partícula con carga y un exceso igual de iones con carga contraria (contraiones), que se acumulan en el agua cerca de la superficie de la partícula. Para explicar esto se han presentado tres teorías que tratan de explicar la distribución de los iones y la variación del potencial con la distancia a la superficie.

Gráfico N° 1 Teorías de la doble capa eléctrica



Fuente: ARBOLEDA, Jorge. CEPIS. Teoría, Diseño y Control de los Procesos de Clarificación del Agua.

- Helmholtz: esta teoría supone que acudirán a la superficie del coloide la cantidad de iones positivos (contraiones) del medio dispersante necesarios para neutralizar su carga. Se constituirá una capa adherida alrededor de él, en la que caerá todo el potencial q . Este modelo presupone por tanto la existencia de dos capas rígidas de condensador plano.

- Gouy-Chapman: señala que la anterior teoría no era adecuada, ya que “la agitación térmica del líquido tiende a separar los contraiones de la superficie del coloide y a formar una capa difusa alrededor de ella, en la que el potencial cae lentamente prolongándose hasta una distancia d .”²¹
- Stern: señala que existe la posibilidad de la coexistencia de las teorías de Helmholtz y de Gouy, considerando la formación de una capa adherida y una difusa alrededor del coloide. El potencial ψ cae lentamente en la capa difusa y rápidamente en la capa adherida.

3.2.2 Neutralización de cargas por adsorción

“Algunas especies químicas son capaces de ser adsorbidas en la superficie de las partículas coloidales. La atracción entre la superficie y la especie adsorbida puede ser debido a interacciones como enlaces de hidrógeno, enlaces covalentes, reacciones de coordinación y reacciones de intercambio iónico”²². Este fenómeno permite la reestabilización de la carga de la partícula cuando hay un exceso de coagulante. Sin embargo, si las especies químicas poseen carga contraria a la de la superficie de los coloides, éstos se desestabilizarán.

La adsorción específica, causada por la interacción entre coagulante y coloide, es común en el caso de especies hidrolizadas de aluminio y hierro o de polímeros sintéticos.

3.2.3 Mecanismo de barrido

Se produce cuando se agrega una concentración de coagulantes muy elevada, que excede el límite de solubilidad de este compuesto en el agua. Así se precipitan los hidróxidos que se forman por reacción de la alcalinidad y el agua con coagulantes, con esto se produce un floc de barrido que atrapa en su caída a los coloides y partículas suspendidas, las cuales descienden dentro del precipitado, explicándose así la remoción de la turbiedad. La presencia de ciertos aniones y de las partículas coloidales aceleran la formación del precipitado. Las partículas coloidales juegan el papel de anillo durante la formación del floc; este fenómeno puede tener una relación inversa entre la turbiedad y la cantidad de coagulante requerida. En otras palabras, una concentración importante de partículas en suspensión puede requerir menor cantidad de coagulante.

²¹ARBOLEDA, Jorge. CEPIS. Op. Cit. p. 37

²²ABI-FAIÇAL, Ana. *Aplicación de membrana de nanofiltración para eliminar disruptores endocrinos en la potabilización del agua*, Tesis Universidad Politécnica de Catalunya, Barcelona, Noviembre de 2010.

3.3 MECANISMOS DE FLOCULACIÓN

Se pueden presentar dos modelos dependiendo del tamaño de las partículas desestabilizadas:

3.3.1 Modelo Ortocinético

Es inducido por una energía exterior a la masa de agua y puede ser de origen mecánico o hidráulico. Se basa en las colisiones de las partículas debido al movimiento del agua.

Influyen partículas de tamaño mayor al micrón y tiene relación con el gradiente de velocidad del líquido, el cual se da entre dos partículas separadas que se encuentran en el seno del fluido. El número de choques entre partículas será, por tanto, proporcional al gradiente de velocidad

3.3.2 Modelo Pericínético

Al contrario del anterior, su fuente de agitación es interna, promovida por el movimiento browniano y por la sedimentación de las partículas. Su efecto es principalmente sobre partículas de tamaño inferior a un micrón.

Cuando se dispersa el coagulante en el agua, se necesita de la floculación pericínética para que las partículas coloidales de tamaño inferior a una micra comiencen aglutinarse. Así el movimiento browniano actúa formando el flóculo inicial.

Y cuando este alcanza el tamaño de una micra, actúa la floculación ortocinética promoviendo su mayor desarrollo.

Por lo tanto los dos modelos son complementarios, ya que no se podría tener una buena eficiencia si los dos no interactúan.

3.4 FACTORES QUE INFLUYEN EN LOS PROCESOS DE FLOCULACIÓN-COAGULACIÓN

Es necesario tener presentes los siguientes factores para poder optimizar los procesos de coagulación y floculación:

3.4.1 Naturaleza del agua

Estos procesos son muy sensibles a las características físico-químicas del agua cruda, tales como:

- pH: el rango de pH va en función del tipo de coagulante que se aplique, por ejemplo para sales de aluminio su rango es de 6.5 a 8.0. Si no se trabajará dentro

de este rango habría un desperdicio de coagulantes, y para modificar el pH del agua se recurre el uso de coadyuvantes o ayudantes de la coagulación

- Temperatura: “La variación de 1°C en la temperatura del agua conduce a la formación de corrientes de densidad (variación de la densidad del agua) de diferentes grados que afectan a la energía cinética de las partículas en suspensión”²³, haciendo que la coagulación sea más lenta.

Si la temperatura del agua disminuye en una unidad de decantación, producirá un aumento de su viscosidad y en consecuencia, la velocidad de sedimentación del flóculo disminuye.

- Alcalinidad: para producir la coagulación el agua requiere de cierta alcalinidad natural, el cual si no se presenta se necesita añadir ácidos o bases que lo induzcan. Una mayor dosis de coagulante aumentará la alcalinidad e impedirá la agregación adecuada de las partículas en el proceso de floculación.
- Naturaleza de coloides: influye el tipo y tamaño de coloides para que sean más propensos a aglutinarse o no.

3.4.2 Dosis de coagulante

Para cada tipo de agua, existe una dosis óptima de coagulante, y ésta influye directamente en la eficiencia de la coagulación, así tenemos:

- Poca cantidad de coagulante, no neutraliza totalmente la carga de la partícula, hay poca formación de microflóculos, por ello la turbiedad residual es elevada.
- Alta cantidad de coagulante produce la inversión de la carga de la partícula, se forma gran cantidad de microflóculos con tamaños muy pequeños cuyas velocidades de sedimentación son muy bajas, produciendo una turbiedad residual igualmente elevada.

3.4.3 Tiempo de floculación

El grado de agitación en el agua durante la adición del coagulante, determina si la coagulación es completa; turbulencias desiguales producen mayor concentración de coagulantes en una porción del agua y en la otra poca o casi nada; para evitar esto y asegurar que se haya producido la reacción química de neutralización de cargas correspondiente, la agitación debe ser uniforme e intensa en toda la masa de agua.

²³American Society of Civil Engineers Staff (CB). *Water treatment Plant Design*. McGraw-Hill. Professional Book Group. USA 1997.

Durante la coagulación y floculación, se procede a la mezcla de productos químicos en dos etapas. En la primera se da la mezcla rápida que es energética y de corta duración (60 seg., máx.). Esta mezcla dispersa el coagulante dentro del volumen del agua a tratar. Una inapropiada mezcla rápida provoca un incremento de productos químicos. La segunda etapa es la mezcla lenta y tiene por objeto desarrollar los microfloculos, la velocidad de aglomeración de las partículas es proporcional al tiempo. Bajo determinadas condiciones, existe un tiempo óptimo para la floculación, normalmente entre 15y 30 minutos.

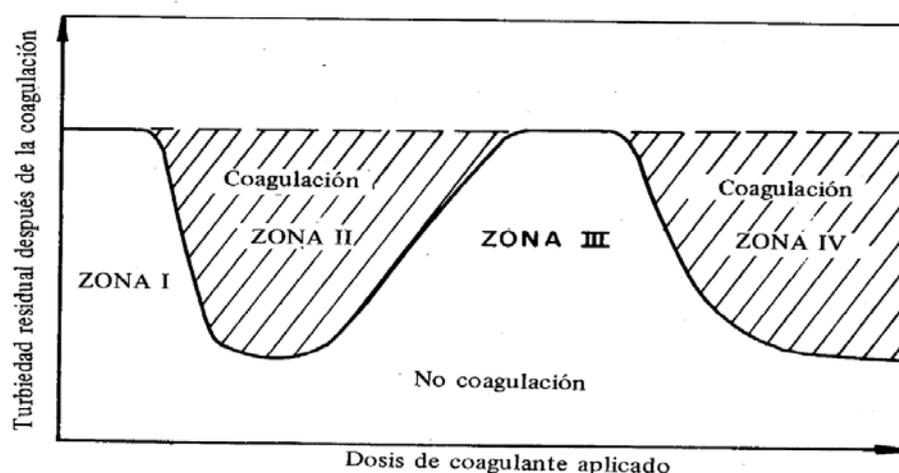
3.5 REMOCIÓN DE TURBIEDAD Y COLOR

3.5.1 Remoción de Turbiedad

“La turbidez es una característica del agua debida a la presencia de partículas en estado coloidal, suspendidas en el agua, con tamaño variado desde suspensiones groseras a los coloides; de materia orgánica e inorgánica; de plancton y otros organismos microscópicos”²⁴. Por la presencia de esas partículas se produce la dispersión y absorción de luz.

Cuando se aplica una dosis creciente de coagulante en el agua que contiene partículas productoras de turbiedad, se origina el siguiente proceso, indicándonos 4 zonas:

Gráfico N°2 Remoción de turbiedad



Fuente: ARBOLEDA, Jorge. CEPIS. Teoría, Diseño y Control de los Procesos de Clarificación del Agua.

²⁴RICHTER, C y AZEVEDO, Netto., *Tratamiento de Agua – Tecnología Atualizada*. 5ª reimpresión. Editora Edgard Blücher Ltda, Brasil 2003.

Zona 1: la dosis del coagulante no es suficiente para desestabilizar las partículas, por lo tanto no hay coagulación.

Zona 2: se incrementa la dosis de coagulante y se produce una rápida aglutinación de coloides.

Zona 3: si la dosis sigue aumentando, los coloides se reestabilizan y no se produce una buena coagulación.

Zona 4: la dosis se incrementa hasta llegar a una supersaturación, se produce una rápida precipitación de los coagulantes que hace un efecto de barrido, arrastrando en su descenso partículas de turbiedad.

3.5.2 Remoción de color

Según Christmas y Ghassemi (1961) la aparición de color en el agua se puede deber a:

- La extracción producida por el agua de sustancias provenientes de maderas
- La solución de productos de descomposición de las maderas.
- La solución de materia orgánica del suelo
- Una combinación de estos procesos.

Cualquiera que sea su origen, el conjunto de compuestos químicos responsables del color son las sustancias húmicas que son de masa molecular variada de 800 a 50000 g/mol, se encuentran en estado coloidal, poseen afinidad por el agua y se clasifican en: ácido fúlvico, ácido húmico, ácido himatomelánico, y carbón húmico.

El color disminuye su intensidad con la disminución del pH.

CAPITULO IV

COAGULANTES Y FLOCULANTES

4.1 COAGULANTES Y FLOCULANTES SINTÉTICOS

Estos son productos químicos que al ser añadidos al agua, producen una reacción química con los componentes químicos del agua, en especial con su alcalinidad, formando un precipitado voluminoso y muy adsorbente. El proceso más clásico para la desestabilización de coloides se basa en uso de coagulantes, los cuales pueden clasificarse en dos grupos:

4.1.1 Coagulantes metálicos

Estos han sido los más utilizados para el proceso de coagulación, pero presenta una zona óptima en valores de pH, y si no se encuentran dentro del intervalo, el agua tratada obtenida será de menor calidad. Principalmente existen dos tipos:

4.1.1.1 Sales de Aluminio

Estas forman un floc ligeramente pesado. Entre las más conocidas están el sulfato de aluminio, sulfato de aluminio amoniacal y sulfato de sodio.

El sulfato de aluminio o alumbre es el más utilizado en las plantas de tratamiento de agua potable, debido a su fácil manejo y bajo costo, se lo utiliza sólido o líquido, “es un polvo de color marfil, ordinariamente hidratado, que con el almacenaje suele convertirse en terrones relativamente duros”.²⁵ Es efectivo en intervalos de pH de 6 a 8. Y está constituido por la sal de una base débil (hidróxido de aluminio) y un ácido fuerte (ácido sulfúrico), por ello sus soluciones acuosas son muy ácidas.

Sus desventajas radican en:²⁶

- Problemas con agua de alta turbiedad, es más difícil su remoción y no tiene gran efectividad.
- Generalmente requiere un ayudante de floculación (polímero) para flocular
- Problemas con alto contenido de Aluminio residual

²⁵ ARBOLEDA, Jorge. CEPIS. Op. Cit. p.57

²⁶ RINNE, Tuomas., *Potabilización con diferentes coagulantes de aluminio y hierro*. XXII Congreso de Centroamérica y Panamá de ingeniería sanitaria y ambiental “Superación sanitaria y ambiental: el reto” México 2006

4.1.1.2 Sales de Hierro

Estas trabajan en un rango más amplio de pH que las sales de aluminio, forman un floc más pesado y de mayor velocidad de sedimentación. Las más conocidas son: cloruro férrico, sulfato férrico y sulfato ferroso.

El sulfato ferroso es la fuente de hierro más económica como coagulante. Se le conoce como “coperas”, y se lo debe utilizar en combinación con cal. Se lo utiliza para agua turbia, muy alcalina, con pH superior a 8

4.1.2 Polielectrolitos o ayudantes de coagulación

Los polielectrolitos son una serie de compuestos orgánicos muy variados en su estructura química. Y se los emplea conjuntamente con los coagulantes.

De acuerdo al monómero de partida y su carga se clasifican en:²⁷

- No iónicos: poliacrilamidas, polímeros del óxido de etileno
- Aniónicos: copolímero de acrilamida-acrilato, poliacrilamida parcialmente hidrolizada, polisulfónicos
- Catiónicos: polietilenamina, polimetacrilato, copolímeros de acrilamida con grupos de amonio cuaternarios.

La ventaja de los polielectrolitos es cuando normalmente no se hubiera producido la coagulación debido a que las partículas no pueden aproximarse por las fuerzas de repulsión creadas por la doble capa, los polielectrolitos permiten la unión de los coloides entre sí por energía química.

Generalmente en las plantas de tratamiento de la EPMAPS se utiliza la línea de floculantes praestol que comprende una serie de polímeros sintéticos a base de poliacrilamidas no iónicas, aniónicas y catiónicas, de varios pesos moleculares y densidad de carga, suministradas en polvo, en emulsión o en solución acuosa.

²⁷ GÓMEZ, Néstor. *Remoción de materia orgánica por Coagulación-Floculación*, Tesis Universidad Nacional de Colombia, Manizales, 2005

4.1.3 Remoción y reutilización de los agentes floculantes y coagulantes

Según información proporcionada por la EPMAAPS, en el país no se realiza un tratamiento a los lodos resultantes de la potabilización del agua, estos son enviados directamente al alcantarillado sin ningún procedimiento previo, por lo tanto la remoción y reutilización de los agentes floculantes y coagulantes no se ha podido dar, causando así una gran contaminación en las aguas servidas.

“Los sistemas de alcantarillado combinado de Quito y las parroquias descargan sus aguas, sin ningún tratamiento, a diferentes cuerpos receptores, que son afluentes de los ríos Machángara, Monjas, Pita, San Pedro y finalmente al río Guayllabamba.”²⁸

La ciudad presenta una buena definición de cuencas y subcuencas, que en conjunto definen las áreas y la orientación de todo el sistema de drenaje.

4.2 COAGULANTES Y FLOCULANTES NATURALES

4.2.1 Generalidades

Los polímeros naturales han sido usados como auxiliares de floculación y filtración. Se producen en las reacciones bioquímicas naturales de los animales y plantas, como proteínas, carbohidratos y polisacáridos (almidón, glucósidos). Los que han tenido mejor rendimiento y tienen importancia para el uso de plantas de tratamiento de agua son: los compuestos algínicos, los derivados de la tuna y nopal, los almidones y semillas de algunas plantas.

Cuadro N° 3 Coagulantes naturales

Nombre común	Se extrae de	Parte de donde se obtiene
Alginato de sodio	Algas pardas marinas (<i>Phaeophyceae</i>)	Toda la planta
Tuna	<i>Opuntia ficus indica</i>	
Almidones	Maíz Papa Yuca	El grano o el tubérculo

²⁸ Instituto de Altos Estudios Nacionales, *Marco legal para la prestación de los servicios de agua potable y alcantarillado en el Ecuador*. 2005

	Trigo	
Semillas de nirmali	<i>Strychnos potatorun</i>	Las semillas
Algaborro	Quebracho, acacia o algaborro <i>Schinopsis lorentzii</i>	Corteza del árbol
Gelatina común	Animales	Residuos de animales Huesos
Carboximetil celulosa	Árboles	Corteza del árbol
Goma de guar	<i>Cyanopsis psoralioides</i>	Semillas

Fuente: ARBOLEDA, Jorge. Teoría y práctica de la purificación del agua.

Los componentes algínicos son obtenidos de las algas pardas (*Phaeophyceae*), su eficiencia ha sido comprobada repetidas veces, y es más eficiente durante períodos de bajas temperaturas.

Los derivados de tuna o nopal, se extraen con relativa facilidad, se los ha probado en agua artificial y natural, dando resultados iguales o mejores que los polímeros sintéticos.

Se ha comprobado que las semillas de *Moringa oleífera* son efectivas como coagulantes y ayudantes de floculación, ya que actúa como el sulfato de aluminio, eliminando un elevado porcentaje de bacterias.

Se ha estudiado el exudado gomoso de *Samanea saman* como coagulante, demostrando la eficiencia de remociones de turbiedad y color entre 99.7% y 99.8%

Los almidones presentan una amplia gama de posibilidades, se han realizado varios estudios en los almidones de yuca, maíz y papa, obteniendo grandes porcentajes de remoción de color y turbiedad, mejorando la calidad del efluente e incrementando la velocidad de sedimentación.

4.2.2 Ventajas del uso de coagulantes y floculantes

Sus principales ventajas radican en que:²⁹

- Mejoran la calidad de agua filtrada y decantada
- Reducción en el consumo de coagulantes primarios
- Reducción en el volumen de lodo sedimentado en el decantador
- Aumento de la remoción de microorganismos presentes en el agua cruda
- Mayor eficiencia en la desinfección, debido a la reducción de sólidos suspendido en el agua filtrada
- En algunos casos, la reducción de costos.

²⁹ ROMERO, Julio. *Tratamiento de Residuos Industriales Líquidos (RILES)*. Curso MECESUP-Riles. Departamento de Ingeniería Química. Universidad de Santiago de Chile.

CAPITULO V EL ALMIDÓN

5.1 GENERALIDADES

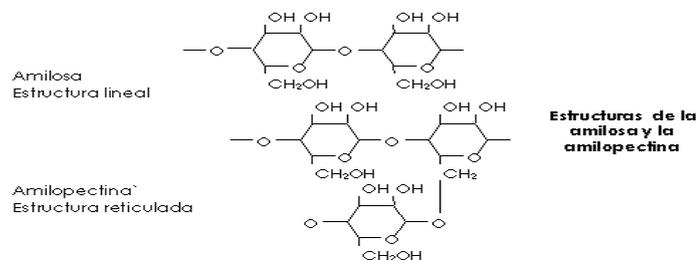
El almidón es un polisacárido vegetal que se almacena en raíces, tubérculos, semillas, etc; lugares donde la planta almacena energía. Esta distribuido ampliamente en las plantas. Los granos de almidón contienen polímeros de glucosa de cadena larga y son insolubles en el agua. No forman una solución verdadera, cuando se los agitan forman una solución temporal.

Proviene de diversas fuentes con distintas estructuras cristalinas. Los granos de cereal como maíz, trigo o arroz son fuentes de almidón, así como raíces y tubérculos. El almidón se puede derivar también de legumbres como el haba de soja y garbanzos. Su tamaño va de 2 a 150 micras y su forma puede ser redonda o poligonal.

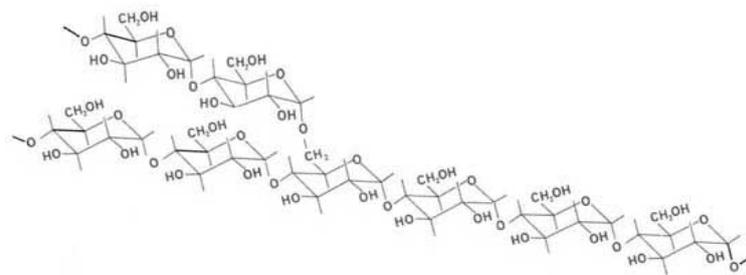
5.2 COMPOSICIÓN DEL ALMIDÓN

Es un polímero natural de α -glucosa, constituido por dos moléculas: amilosa y amilopectina, siendo ambas conectadas por uniones glicosídicas.

Composición Química de Amilosa y Amilopectina



Composición Química de Almidón



Fuente: CALVO, Miguel. Bioquímica de los alimentos

Las moléculas de amilosa son solubles en agua, aparecen en una proporción del 20-25% del almidón total, (excepto los cereales céreos que no contienen amilosa y el guisante que contiene 60% de amilosa). Su estructura es lineal, compuesta de miles de unidades de glucosa con enlaces entre el carbono 1 y el carbono 4. La amilosa es responsable de la gelificación de las pastas cocidas frías de almidón. Las moléculas de amilopectina son insolubles en agua, suponen tres cuartos de los polímeros en un gránulo de almidón. Contiene uniones α -1,4 con ramificaciones α -1,6 cada 15-30 unidades de glucosa de la cadena. Es la parte ramificada del almidón. “Los almidones con un porcentaje alto de amilopectina espesarán una mezcla pero no formarán un gel porque, a diferencia de la amilosa, las moléculas de amilopectina no se asocian y forman enlaces químicos”.³⁰

5.3 PROCESOS IMPORTANTES DEL ALMIDÓN

El almidón, además de ser consumido como tal, puede someterse a diversos procedimientos de transformación que cambian sus propiedades funcionales y lo convierten en estabilizante, emulgante y gelificante, por lo que es de gran valor para la industria alimentaria.

5.3.1 Gelatinización

El almidón en su estado nativo es insoluble en agua. Sus granos se hinchan ligeramente al contacto con agua fría pero si éstos se secan vuelven a su estado anterior debido a su estructura semi-cristalina. Cuando se los calienta en presencia de agua, por encima de cierta temperatura (55-80°C), se produce la gelatinización. Primero se hinchan las áreas menos densas y amorfas, y posteriormente las regiones más cristalinas. Durante el hinchamiento, la amilosa empieza a salir del grano y se solubiliza en el agua, incrementando la viscosidad de la suspensión, dando lugar a la formación de una pasta. Si continúa calentándose, llega un punto en el que los gránulos se rompen disminuyendo la viscosidad energéticamente. Agitar la mezcla ayuda a que se rompan los gránulos.

5.3.2 Retrogradación

Es un proceso que ocurre cuando las cadenas del almidón comienzan a reasociarse en una estructura ordenada, estando termodinámicamente más estable. Se produce cuando se deja el almidón gelificado en reposo y este comienza a exudar agua. La retrogradación de

³⁰ VACLAVICK, Vickie. “Fundamentos de Ciencia de los alimentos”. Editorial Acribia, S.A. pág. 48

la amilosa hace que la misma cambie y adquiera una estructura cristalina y una textura de gel. En cambio, la amilopectina tiene una retrogradación lenta que sólo es importante con elevadas concentraciones de almidón a bajas temperaturas. La tasa y la intensidad de este proceso se incrementan a mayor contenido de amilosa. También depende del tipo de almidón, concentración, temperatura y pH.

5.3.3 Gelificación

Es la formación de un gel con el enfriamiento de una pasta de almidón gelatinizada. “Un gel es un sólido elástico, un sistema de dos fases con una fase continua sólida de polímeros de amilosa que forma una red tridimensional para retener una fase dispersa líquida.”³¹ Los geles poseen una elevada viscosidad y no se pueden verter. Estos se dan por la formación de puentes de hidrógenos entre las moléculas de amilosa y amilopectinas desenrolladas dejando espacios en donde queda agua atrapada.

5.4 UTILIDAD DEL ALMIDÓN

Los cambios de viscosidad que ocurren cuando el almidón se calienta en medio acuoso, así como la capacidad de gelificar y gelatinizar son de fundamental importancia para diferentes sectores:

1 - Alimenticio

- Panes de queso, Tortas, Pudines, Cremas, Confites, Sagú, Polvillo ácido para galletas, Polvo chocolatado instantáneo, Aglutinante para embutidos, Espesante para alimentos cocidos, Compuesto para grasas vegetales (Margarina), Agente anti-envejecimiento de pan, Gelificante, etc.

2 - Químico – Farmacéutico

- Vehículo o excipiente de pastillas, Grageas y Jarabes en el sector de medicamentos, Jabones, Detergentes, Pastas dentífricas, Colas, Gomas, Tintas, Barnices, etc.
- En la Química Fina se utiliza para la obtención de sorbitol, manitol, dextrosa, dextrina, glucosa y otros.

3 -Industrial Papelero

- Como agente aglutinante y precipitador de las fibras de celulosa del Papel y cartones. Flexibilizante y mejorador de textura y resistencia. Aglutinante para briquetas de madera, carbón y compuestos de incineración (espirales anti - insectos).

³¹ VACLAVICK, Vickie. Op .Cit. p. 53

5.4.1 Uso como coagulante

Entre las principales fuentes de almidón están: maíz, papa, yuca, arroz, trigo. Para ser utilizados como coagulantes deben ser sometidos previamente a un proceso inicial para lograr su gelatinización. El grano aumenta su volumen muchas veces en relación con su volumen original y al igual que su viscosidad. “El grano pierde su estructura original y al mismo tiempo ocurre la solubilización de una pequeña parte de su contenido, esto debe de ocurrir para su liberación al medio líquido”.³²

5.4.1.1 Riesgos de contaminación del almidón

Después de extraer el almidón, este se envasa en bolsas de polipropileno y se lo guarda en un lugar seco y fresco, en esta fase no es necesario añadir conservantes.

En el momento de preparar las soluciones para utilizarlo en la prueba de jarras se debe tomar en cuenta que “el almidón se biodegrada fácilmente de manera que sus disoluciones tienen que ser recientes, o tienen que prepararse con un conservante como el HgI₂ o timol (1mg/100ml)”.³³

5.4.1.2 Tratamiento de los residuos generados por la aplicación de almidón

Los almidones poseen ciertos inconvenientes como añadir sustancias insolubles en los lodos y modificar las propiedades físico-químicas del agua clarificada que se va a reciclar. Igualmente al final del proceso de potabilización se genera una gran cantidad de residuos de almidón, los que al ser depositados en los cuerpos de agua, generan un exceso de materia orgánica, por lo que provoca una disminución de la concentración de oxígeno, el cual permite el desarrollo de los seres vivos.

Para evitar estos inconvenientes por la acumulación de materia orgánica, se inyecta oxígeno en los lodos de forma artificial o se utiliza un tratamiento de lodos activados en el cual el agua residual y el lodo biológico (microorganismos) son mezclados y aireados en un reactor. Los flóculos biológicos formados en este proceso se sedimentan en un tanque de sedimentación, lugar del cual son recirculados nuevamente al reactor.

Es importante indicar que la mezcla se efectúa por medios mecánicos superficiales o sopladores sumergidos, los cuales tiene doble función³⁴: producir mezcla completa y agregar oxígeno al medio para que el proceso se desarrolle.

³² ARIAS, B. Op. Cit. p. 15

³³ HARRIS, Daniel, *Análisis Químico Cuantitativo*, Segunda Edición. Editorial Reverté. España 2008. pág. 356

³⁴ SOLUCIONES AMBIENTALES, *Sistema de Tratamiento de Aguas Residuales por Lodos Activados*. San Salvador 2007

CAPITULO VI

MASHUA

La mashua es un tubérculo originario de los Andes centrales, perteneciendo así al grupo de los RTAs (Raíces y Tubérculos Andinos), su producción está concentrada en la ecoregión andina del Ecuador. De acuerdo al idioma, presenta varios nombres, detallados en el anexo 1.

6.1 DESCRIPCIÓN BOTÁNICA

Es una planta anual, herbácea de crecimiento erecto cuando es tierna y de tallos postrados con follaje compacto cuando madura, lo que les permite competir ventajosamente con las malas hierbas. Las hojas son alternas, delgadas, verde oscuras brillantes y más claras en el envés. Las flores son solitarias, zigomorfas e intensamente pigmentadas. Los tubérculos pueden ser cónicos, cónicos alargados, cilíndricos, horizontales o curvos. Su color puede ser blanco, blanco amarillento, amarillo claro, amarillo oscuro, anaranjado, morado, jaspeado y con jaspes y bandas. Generalmente miden de 5 a 15 cm de largo y 3 a 6 cm de ancho. (Tapia M, 1979)

Es considerada una planta muy resistente al ataque de insectos y hongos, en comparación con otros RTAs como la oca y el olluco. Y también es el cultivo con mayor potencial de producción, rendimientos sobre 70.000 kg/ha, han sido registrados en parcelas experimentales en Ecuador y Cusco (Hermann, 1992; Arbizu, 1992). Así el rendimiento de una planta bajo condiciones favorables puede exceder los 2 kg de tubérculos

6.2 CICLO VEGETATIVO

El ciclo vegetativo de esta especie varía entre cinco meses en las variedades precoces y ocho meses en las tardías.

La primera etapa es la siembra a emergencia, se da entre 20 a 36 días. Las prácticas de la siembra son muy diversificadas, una de ellas es cuando los agricultores realizan una siembran conjunto de tres tubérculos (mashua-oca-melloco), ellos consideran que si no se produce el melloco, se ha de producir la oca o mashua., o cualquier otra combinación. En otros lugares “se acostumbra a sembrar en “sata” desde el primer año. Allí se colocan unas cuantas semillas de mashua entre las filas de papa, ya que se sostiene, que la mashua ayuda a combatir la lanchara.”³⁵ Posterior a esta etapa se da la emergencia a floración entre

³⁵MONTALVO, Alvaro, *Cultivo de raíces y tubérculos tropicales*, Instituto Interamericano de Ciencias Agrícolas de la OEA. Lima Perú 1972.

100 a 148 días. La floración a tuberización se da entre 108 a 155 días. Cada flor permanece abierta entre 8 ya 15 días y su abundante floración atrae a un sin número de insectos y pájaros (Grau A, 2003). Su última etapa es la tuberización a cosecha que se da entre los 150 a 280 días, esta es la más crítica para el ataque de plagas y enfermedades. El cultivo está listo para cosecharlo cuando las plantas se vuelven amarillentas o cafés, cuando pierden las hojas inferiores, o en algunos casos cuando los tubérculos aparecen sobre el suelo. Los tubérculos se pueden almacenar hasta seis meses en lugares fríos y ventilados.

6.3 ASPECTOS ECOLÓGICOS Y FITOGEOGRÁFICOS

La mashua es cultivada desde Colombia hasta Bolivia, se encuentra a una altura de 3600 a 4000 m s.n.m. con una humedad de 500-600 mm. (Montalvo A, 1972). Y a pesar de la pobreza de los suelos, temperaturas extremas, radiaciones, variaciones en precipitación y vientos, la planta crece rápidamente, siendo resistente a insectos y nematodos, eliminando malezas y maximizando la fotosíntesis.

La producción de materia seca transferida a los tubérculos puede llegar hasta el 75%. (Arbizu y Tapia 1992). “La mashua no necesita de riego, sin embargo tiene los más altos requerimientos de agua en los sitios de 700 a 1600 mm. tolera y se desarrolla en el clima nublado típico del este de los Andes, y parece ser capaz de tolerar también periodos de sequía.”³⁶

6.4 PLAGAS Y ENFERMEDADES

La mashua es resistente a plagas y enfermedades ya que contiene sustancias fungistáticas y repelentes de insectos y nematodos. Sin embargo se han podido identificar algunas enfermedades que ocasionan daños considerables, el conocimiento de ellas es muy limitado, y entre los agentes causales tenemos:

6.4.1 Virus

El primer virus encontrado en la mashua fue el mosaico, el cuál puede transmitirse fácilmente a varias especies de plantas por inoculación mecánica, mas no por semillas. Todavía existen ciertos aspectos importantes de las enfermedades virales que son desconocidos, como por ejemplo el impacto actual de estos virus en condiciones de

³⁶ GRAU, Alfredo, y otros, *Mashua: Tropaeolum tuberosum Ruiz & Pav.*, International Plant Genetic Resources Institute. Roma-Italia 2003. Pág. 22.

campo, la facilidad de obtener un material libre de virus y la rapidez con la que se puede reinfectar una planta en el campo. Sin embargo se ha encontrado que los virus no afectan significativamente al cultivo de mashua.

6.4.2 Hongos

Existen varios hongos patógenos, que causan considerables daños, en especial aquellos que afectan la cosecha de los tubérculos. Entre algunos de ellos tenemos: *Acroconidiella tropaeoli*, se encuentra siempre presente en los cultivos de mashua, y sus síntomas aumentan en la última etapa. *Rhizoctonia* spp y *Phytium* atacan a tubérculos y raíces. *Fusarium* spp produce la marchitez de la planta y raíces podridas. Sin embargo ninguna de estas enfermedades fúngicas disminuye significativamente el rendimiento de la planta, por lo que la aplicación de fungicidas no es recomendable.

6.4.3 Nematodos

Varias especies atacan en conjunto a los cultivos de mashua, oca y ulluco como: *Paraphelenchus*, *Drylaimus*, *Aphelenchus*, *Heiciclophora*, *Criconemoides*, *Discocriconemella*, *Neocroconema*., siendo estas tres últimas más específicas en la mashua. El nematodo de la oca *Thecavermiculatu sandinus* puede infectar a la mashua al igual que el nematodo de la papa *Nacobbus aberrans*.

6.4.4 Insectos

En 1988 según el INIAP, se indica que el germoplasma de la mashua de sus colecciones fueron afectadas por *Copitarsia turbata* (gusano cortador) y *Phyllonorycter* spp. (minador de hoja). Además la mashua es mucho más sensible que la oca frente al *Premnotrypes vorax* (gusano de la papa). Y es menos efectivo cuando se usa un control de barrera. A nivel de finca se reportan los siguientes insectos: *Copitarsia turbata*, que ataca a los tallos aéreos; *Phyllonorycter* spp, extrae hojas y *Thysanoptera* spp, que también afecta a las hojas.

6.5 DIVERSIDAD GENÉTICA

No se tiene variedades claramente establecidas, pero a diferencia del olluco y de la oca se observa que la mashua produce abundante semilla botánica, lo que abre la posibilidad de una producción de material de alta variabilidad de ecotipos en cuanto a su forma y coloración. En la región comprendida entre el centro de Perú y el norte de Bolivia se encuentra la mayor variación de colores y formas de tubérculos.

Entre algunas de las variedades de mashua nativa tenemos: oceizaño (plomo), chiara izaño (negro), chupica izaño (rojo), checche izaño (amarillo con ojos azules), zapallu izaño (amarillo), wilajachasquiri izaño (amarillo con rayas rojas).

6.6 COMPOSICIÓN QUÍMICA

Cuadro N° 4 Composición química de 68 entradas de mashua (*Tropaeolum tuberosum* R. & P.), pertenecientes al Banco de Germoplasma del INIAP*

Parámetro	Unidad	Valor
Humedad	%	88.79
Cenizas	%	4.81
Proteína	%	9.17
Fibra	%	5.86
Extracto Etéreo	%	4.61
Carbohidrato Total	%	75.40
Calcio	%	0.006
Fósforo	%	0.32
Magnesio	%	0.11
Sodio	%	0.044
Potasio	%	1.99
Cobre	ppm	9.00
Hierro	ppm	42.00
Manganeso	ppm	7.00
Zinc	ppm	48.00
Almidón	%	46.92
Azúcar total	%	42.81
Azúcares reductores	%	35.83
Energía	Kcal/100 g	440.00
Vitamina C	mg/100g mf**	77.37
Eq. Retinol	Eq/100g mf	73.56
*Datos expresados en base seca, muestra entera		
**mf: materia fresca		

Fuente: ESPÍN, S, y otros, Capítulo IV: Caracterización Físico-Química, Nutricional y Funcional de Raíces y Tubérculos Andinos. 2004

Comparativamente el contenido de agua es el más alto, así mismo su principal contribución nutricional es su alto contenido de carbohidratos, en especial el del almidón, seguido de los azúcares. También nutricionalmente es importante el alto contenido de ácido ascórbico o vitamina C.

Como otras Tropaeolaceae, la mashua contiene isotiocianatos presentes como glucosinolatos. Los isotiocianatos son muy conocidos por sus propiedades: antibióticas, nematocidas, insecticidas y diuréticas, lo que confirma su extenso uso en la medicina tradicional andina. El p-metoxibencil isotiocianato, da el sabor picante de la mashua. Los valores de isotiocianato mayores de 20 mg/100 g son comunes en la mashua sin cocinar. (Grau A, 2003). El contenido de proteína puede variar de 6.9 a 15.9% en base seca. (Johns, y otros, 1982)

6.7 USOS

El consumo de la mashua, previene enfermedades renales y hepáticas debido a que funciona como antibiótico natural frente a estas dolencias. Además es una fuente importante de proteínas, carbohidratos, vitamina C.

A pesar de ser uno de los tubérculos más rústicos ya que se cultiva en suelos pobres, sin uso de fertilizantes y pesticidas, “presenta un buen desarrollo de planta, con excelente sanidad y rendimientos más altos que los de la papa.”³⁷

La mashua satisface la alimentación de los habitantes con menos recursos en las zonas rurales marginales en los Andes altos. “Se la puede consumir en sancochado, asado o como *thayacha*: se expone los tubérculos por una noche a los efectos de la helada, y al día siguiente se los come acompañados con miel de caña.”³⁸ También se consume las hojas tiernas jóvenes y las flores de la mashua (Ruskia B, 1989)

³⁷CASTILLO, Raúl, y otros, “Caracterización y Evaluación preliminar agronómica de entradas de mashua (*Tropaeolum tuberosum*) del Banco de Germoplasma del INIAP”. *El germoplasma de cultivos andinos en Ecuador*, Programa de cultivos andinos, INIAP, Quito-Ecuador.

³⁸ARBIZU, C., y TAPIA, M, “Tubérculos Andinos”, *Cultivos marginados: otra perspectiva de 1492*, FAO-Producción y protección vegetal, N.26, Roma 1992

“Con la mashua se hacen sopas y mermeladas. Reduce los niveles de testosterona, cura hígado, riñón y próstata.”³⁹ “Es conocida por sus propiedades anafrodisiacas, se narra que los incas, la incluían en la alimentación de sus soldados para que se olvidaran de sus esposas.”⁴⁰

“Presenta un potencial como producto antioxidante y como tal se perfila como un alimento funcional para prevenir el cáncer.”⁴¹

Según el Dr. Campos, docente de la Facultad Industrias Alimentarias en la Universidad Nacional Agraria La Molina, afirmó que “la transformación agroindustrial de los genotipos seleccionados de Mashua nos ha permitido obtener extractos que podrían usarse como aditivos en la industria alimentaria o en el campo farmacéutico con el fin de disminuir riesgos de enfermedades cardiovasculares, tipos de cáncer y otros vinculados directamente con el proceso de envejecimiento, y esto lo usa mucho la cosmética en sus cremas regeneradoras”⁴²

Pérez Arbelaez (1947) indica que la mashua es utilizada para el tratamiento de enfermedades de piel como eczema y manchas. También es usado como vermífugo y para inducir la menstruación.

A pesar de sus numerosos usos en la medicina, la mashua es más conocida en los Andes por su capacidad para suprimir el apetito sexual como se mencionó antes.

6.8 ALMIDÓN Y HARINA

Información acerca del proceso y propiedades de la harina y el almidón de mashua, son muy limitadas. Los primeros estudios de harina de mashua, indican resultados decepcionantes, ya que se obtuvo un producto picante, con fuerte olor y con un color amarillo grisáceo, factores no adecuados para el consumo humano. (Ramallo, 1999) sugiere que la harina puede ser una alternativa muy interesante como alimento para cerdos.

El almidón de la mashua, presenta características interesantes. Comparado con el de la papa, oca, ulluco, achira, maíz, arroz y mandioca; los almidones de mashua y arracacha son más resistentes al ser congelados.

³⁹ “Los alimentos andinos, nutritivos y baratos”, *Diario HOY*, 31 de julio de 2005.

⁴⁰ RUSKIA, Bestid, *Lost crops of The Incas*. Washington D.C. 1989

⁴¹ RUALES, Jenny, “Los almidones de productos nativos se proyectan a la industria”, *Revista de Ciencia y Tecnología del Ecuador*, N°3 Abril 2001

⁴² CAMPOS, David. “Tuberosa podría utilizarse en medicina y cosmética.” *Gaceta Molinera*. Universidad Nacional Agraria La Molina. Julio 2011.

Las investigaciones han creado conocimientos sobre las propiedades básicas del almidón de mashua y su ventaja comparativa para determinados usos, se puede determinar como fuentes amiláceas que pueden sustituir parcial o totalmente a las materias primas tradicionales: maíz y trigo (Barrera, y otros, 2004).

6.9 COMERCIALIZACIÓN

“La mashua es un cultivo mayoritariamente dedicado al autoconsumo; sus niveles de comercialización alcanzan el valor más alto en Chimborazo con el 25% destinado al mercado”⁴³ Los consumidores adquieren la mashua principalmente por su uso medicinal, mas no alimenticio. Por ello se comercializa a la mashua tal cual sale de la mata, no se la clasifica, debido a que no hay un mercado exigente en calidad, debido a esto y a su rusticidad para ser cultivada, sus precios son los más bajos del grupo de los RTAs.

⁴³ CÓRDOVA, Juan y otros, *Raíces y tubérculos andinos: Alternativas para la conservación y uso sostenible en el Ecuador*. INIAP, Santa Catalina, 2003

METODOLOGÍA

7.1 CARACTERIZACIÓN DE LA MASHUA

La materia prima se la obtuvo del Barrio “El Tambo”, lotes 37, 38 y 39, ubicado en la provincia de Pichincha en la ciudad de Machachi, la cosecha se hizo de la variedad amarilla, en el mes de Enero del 2011. (Anexo 2).

Posterior a esto se realizó el control de calidad de los tubérculos en los laboratorios del CIVABI de la Universidad Politécnica Salesiana.

Se analizó parámetros de: humedad, cenizas totales (Anexo 3 y 4) y microbiológicos.

Determinación de Humedad y Cenizas totales

Parámetro	Porcentaje
Humedad	89.36
Cenizas totales	3.93

Fuente: La autora

Análisis Microbiológicos

Se analizó E.coli, enterobacterias, coliformes totales, mohos y levaduras, por medio de las placas Petrifilm, que es un método rápido y efectivo para obtener resultados. Los procedimientos se describen en el anexo 6.

	UFC/gramo
E.coli	50
Aerobios mesófilos	30
Hongos y levaduras	140

Fuente: La autora

7.2 EXTRACCIÓN DEL ALMIDÓN DE MASHUA

Después del control de calidad de la mashua, inmediatamente se procedió a la extracción de su almidón, mediante el siguiente proceso: (Córdova J y otros, 2003) (Anexo 7)

Cuadro N° 5 Extracción de almidón



Fuente: La autora

Por su simplicidad después de la adquisición de los tubérculos, los seis siguientes pasos se realizaron caseramente, el decantado se realizó en vasos de precipitación, los cuales después de la extracción de sus sobrenadantes, fueron llevados al Departamento de Nutrición de la Estación Santa Catalina del INIAP, con la ayuda de la Dra. Elena Villacrés se procedió con las etapas de centrifugado, secado y molido.

7.2.1 Rendimiento

A partir de 11.4 kg de tubérculos frescos de mashua se obtuvo 2.06 kg de almidón, siendo su rendimiento de 18.07 %.

7.2.2 Equipos

Los equipos utilizados para la extracción del almidón fueron:

- Centrifugadora modelo K. Serie N° Ac 2363



- Secador de aire forzado OIGU Hs 122 A



- Molino m Cuisinart model DCG-20 N



7.3 CONTROL DE CALIDAD DEL ALMIDÓN

Después de obtener el almidón se realizó un control de calidad del mismo en los laboratorios del CIVABI de la Universidad Politécnica Salesiana.

Se analizó parámetros de: cenizas totales, humedad, microbiológicos, pulpa y microbiológicos

Determinación de cenizas totales y humedad

Para cenizas totales y humedad se utilizó las fórmulas y métodos ya mencionados (Anexos 3 y 4), y para el contenido de pulpa su procedimiento se detalla en el Anexo 5.

Parámetro	Porcentaje	Rango para almidón de calidad ⁴⁴
Cenizas totales	0.08	< 0.12%
Humedad	8.72	8-10%
Pulpa	0.09	<0.3%

Fuente: La autora

Análisis microbiológicos

Se realizó los mismos procedimientos mencionados (Anexo 6)

Parámetro	UFC	Rango para almidón de calidad
E. coli	<10	<10 UFC/g
Aerobios mesófilos	<10	
Hongos y levaduras	30	<1000-5000 UFC/g

Fuente: La autora

7.3.1 Equipos

Los equipos utilizados para el control de calidad a la materia prima y al almidón son:

- Estufa J.P. Selecta, S.A. cód. 2001243. Serie 0385081
- Balanza Analítica Marca Ohaus Instruments. Modelo TR-204. Serie T 135456
- Mufla FB1415M
- Incubadora SI9R N° 7535

⁴⁴ ARISTIZÁBAL, J y SÁNCHEZ, T, “Guía técnica para producción y análisis de almidón de yuca”, *Boletín de Servicios Agrícolas de la FAO*, N° 163, Roma 2007, p. 63

7.4 MÉTODO EXPERIMENTAL

7.4.1 Ensayo por comparación de densidades

Para que el almidón de mashua pueda ser útil para la planta de Puengasi y no dañe las bombas en su proceso, el almidón debe tener una densidad menor o igual a la del Praestol, por lo que el ensayo se debe realizar comparando con este químico para determinar las mejores concentraciones con las que se debería trabajar.

Para el ensayo se prepara diferentes concentraciones de almidón de mashua y de praestol (0.25%), y se va colocando en un tubo con tapa una concentración de almidón de mashua y en el otro el praestol, se les invierte y se observa cual burbuja llega más rápido, siendo ese tubo el de menor densidad, repitiéndose lo mismo con las demás concentraciones, como muestra el gráfico.



Fuente: La autora

Concentración de almidón	Praestol	Almidón de mashua
0.1	+	-
1	=	=
2	-	+
3	-	+
4	-	+

Fuente: La autora

Como se puede observar en las concentraciones 0.1 y 1 el praestol es menor e igual a la densidad del almidón de mashua, en las demás es mayor.

Por lo tanto esas son las mejores concentraciones con las que se debería de trabajar.

7.4.2 Determinación de densidad de diferentes concentraciones de almidón

Para poder saber la equivalencia de un gramo por mililitro de almidón de mashua que se aplica a una jarra, se debe de conocer la densidad de la concentración con la que se trabaja.

Por ello se midió la densidad de las principales concentraciones con las que se trabajará, su procedimiento se encuentra en el Anexo 8.

Concentración %	Densidad Relativa
0.01	0.998
0.1	0.999
0.2	0.999
0.3	0.998
0.5	0.998
0.8	0.999
1	0.999

Fuente: La autora

7.4.3 Preparación de la solución de almidón

Previo a realizar las pruebas de jarras se preparará la solución de almidón de la siguiente forma:

- Pesar una determinada cantidad de almidón dependiendo de las concentraciones en las que se vaya a trabajar y aforarlas a la cantidad de agua que se necesite.

- Hervir por 5 minutos con una agitación constante, para evitar la formación de grumos.
- Completar el volumen hasta la cantidad que fue aforada, para compensar el que se ha perdido por evaporación.
- Dejar enfriar al ambiente.



Fuente: La autora

Debido a que el almidón se biodegrada fácilmente, las soluciones deben ser preparadas cada día.

7.4.4 Prueba de Jarras

Las Pruebas de Jarras es la técnica más ampliamente usada para determinar la dosis óptima o mejor dosis de químicos para procesos de coagulación-floculación y sedimentación a nivel de laboratorio ⁴⁵

Estos análisis se los realizará en los laboratorios de la Planta de Puengasí de la EPMAPS

⁴⁵MUÑOZ, Rosario. “Una solución factible para la clarificación de aguas para consumo humano”. La revista del Empresario Cubano, Betsime. Cuba edición de octubre hasta diciembre del 2008

7.4.4.1 Determinación de la dosis de sulfato de aluminio⁴⁶

- a. Recolectar una muestra (aproximadamente 13 litros) de agua cruda en un balde limpio previamente homogenizado con dicha muestra.
- b. Determinar el pH, el color y la turbiedad del agua cruda, registrar estos valores en el “Formulario para prueba de jarras”.
- c. Utilizando una probeta graduada, llenar cada una de las jarras con 1 litro de agua cruda.
- d. Colocar las jarras en el aparato de agitación e introducir las paletas en cada jarra acomodándolas de tal manera que estén bien centradas.
- e. Encender el equipo, pulsar la tecla 2 (ejecución secuencial) y START e inmediatamente que empiece la mezcla rápida (100 rpm) aplicar en forma simultánea dosis crecientes de la solución de sulfato de aluminio en función de la calidad del agua cruda.
- f. Automáticamente la velocidad se reducirá a 30 rpm por 15 minutos, después de este tiempo el equipo cesará la agitación por 15 minutos, en este lapso observar el tipo de floc que se forma en cada jarra y caracterizarlo de acuerdo al Índice de Willcomb, registrar estos valores en el “Formulario para prueba de jarras”.

Cuadro N° 6 Índice de Willcomb (IW)

0	Floc coloidal, ningún signo de aglutinamiento
2	Floc visible, muy pequeño casi imperceptible
4	Floc disperso, bien formado sedimenta muy lento o no sedimenta
6	Floc claro, tamaño relativamente grande, sedimenta muy lento
8	Floc bueno, sedimenta fácil pero no completamente
10	Floc excelente, se deposita todo dejando el agua clara

⁴⁶EPMAPS, ISO 9001, *Instrucciones Para Realizar Prueba De Jarras En La Planta De Puengasí*. Código: I-824-32. Abril 2010

Fuente: Jorge Arboleda Valencia. Teoría y práctica de la purificación del agua

- g. Una vez concluidos los 15 minutos de reposo, tomar una muestra de líquido clarificado de cada jarra para determinar pH, color y turbiedad, estos valores serán registrados en el “Formulario para prueba de jarras”.

La jarra que presente mejor eficiencia en la remoción de turbiedad y color, es el punto de referencia para obtener la dosis óptima en la Planta, una vez que se realice la prueba con la aplicación del polímero.

7.4.4.2 Determinación de dosis óptima de ayudante de floculación⁴⁷

- a. Mezclar bien el resto de muestra de agua y con una probeta graduada llenar cada una de las jarras con un litro agua cruda.
- b. Colocar las jarras en el aparato de agitación e introducir las paletas en cada jarra acomodándolas de tal manera que estén bien centradas.
- c. Encender el equipo, pulsar la tecla 2 (ejecución secuencial) y START.
- d. Inmediatamente que empiece la mezcla rápida (100 rpm) aplicar en forma simultánea las dosis de sulfato de aluminio seleccionadas según los resultados obtenidos en la prueba de jarras anterior.
- e. Después de un minuto, disminuye la velocidad a 30 rpm, agregar a las jarras dosis diferentes del ayudante de coagulación.
- f. Transcurrida la agitación de quince minutos y el tiempo de la sedimentación, tomar una muestra de líquido clarificado de cada jarra para determinar la turbiedad, estos valores serán registrados en el “Formulario para prueba de jarras”.

La jarra que presente el valor más bajo de turbiedad, corresponde a la dosis óptima, este valor es referencial y el operador tomará la decisión de la dosis a ser aplicada en función del resultado en planta.

⁴⁷ EPMAPS, ISO 9001, *Instrucciones Para Realizar Prueba De Jarras En La Planta De Puengasí*. Código: I-824-32. Abril 2010

7.4.4.3 Cálculos de dosificaciones

Para determinar las dosis en mg/l según los ml que se apliquen a cada jarra, tanto para el sulfato de aluminio como para el almidón de mashua, se realiza lo siguiente:

Cálculos para el sulfato de aluminio

Según instructivos de operación en la Planta de Puengasi se aplica sulfato de aluminio líquido a una concentración del 1%, siendo su densidad de 1.314 g/ml, los cálculos son:

$$1\% = \quad \quad \quad 1 \text{ g} \text{-----} 100 \text{ ml}$$

$$p = \frac{m}{v} \quad \quad \quad 0.76 \text{ ml} \text{-----} 100 \text{ ml}$$

$$v = \frac{m}{p} \quad \quad \quad x \text{-----} 500 \text{ ml}$$

$$v = \frac{1 \text{ g}}{1.314 \text{ g/ml}} \quad \quad \quad \text{sol. } 1\% \text{ } x = 3.8 \text{ ml sulfato de aluminio} \text{-----} 500 \text{ ml H}_2\text{O}$$

$$v = 0.76 \text{ ml}$$

Por tanto para obtener una solución de sulfato de aluminio al 1%, se debe añadir 3.8ml de sulfato de aluminio líquido en 500 ml de agua.

Y para determinar la cantidad de miligramos que tiene un mililitro de sulfato de aluminio a una concentración de 1% se realiza lo siguiente:

$$1 \text{ g} \text{-----} 100 \text{ ml}$$

$$x \text{-----} 1 \text{ ml}$$

$$x = 0.01 \text{ g} \left| \frac{1000 \text{ mg}}{1 \text{ g}} \right| = 10 \text{ mg}$$

$$1 \text{ ml sol } 1\% = 10 \text{ mg}$$

Por tanto, si se agrega 1 ml de sulfato de aluminio al 1% a un litro de agua cruda, se estaría dosificando 10 mg/l, así, si al volumen en ml agregados se multiplica por 10, se obtiene la dosis de sulfato de aluminio en mg/l.

7.4.5 FASE I: AYUDANTE DE FLOCULACIÓN

En estos ensayos se reemplazó al praestol por el almidón de mashua, utilizándolo así como coadyuvante del sulfato de aluminio.

Debido a la ligera variación de datos obtenidos se realizó repeticiones en determinados ensayos, la prueba de jarras con resultados más óptimos fue la que se tomó en cuenta para la interpretación de resultados y para graficar las curvas de turbiedad, color y pH.

7.4.5.1 Muestreo

Se realizaron dos muestreos en la piscina de agua cruda de la Planta de Puengasi de la EPMAPS, cada uno de 200 litros en un recipiente plástico y cerrado. Para su utilización en las pruebas de jarras, se debe de agitar al agua y posterior a esto medir la turbiedad, color y pH

7.4.5.2 Determinación de dosis óptima de sulfato de aluminio y praestol

En este ensayo se trabajó con dosis que la planta de Puengasi ha determinado para las pruebas de jarras: 70-90mg/l de sulfato de aluminio y con una concentración de 1%.

Como se observa en el ensayo de jarras N°1 (Anexo 9), la dosis óptima de sulfato de aluminio corresponde a la jarra 4: 85 mg/l, en la cual se observa que la turbiedad más baja es de 1.6 NTU y su color de 10 UTC (gráficos N° 4 y 5). En cuanto al pH, se puede observar que en la jarra óptima, este baja a 6.89 (gráfico N°6), manteniéndose dentro del límite permisible de 6.5 a 8.5

Esta dosis óptima de sulfato de aluminio encontrada, se aplicará a cada jarra para obtener las dosis óptimas de praestol y de almidón de mashua. Su repetición se puede observar en el ensayo de jarras N°2.

Para la determinación de dosis óptima de praestol, según instructivos de operación de la Planta de Puengasi, se lo dosifica en una concentración de 0.1%, y las dosis a ensayarse en las pruebas de jarras son 0.15, 0.2 y 0.25 mg/l.

Así del ensayo de jarras N°3 se obtiene como dosis óptima la jarra 5: 0.25 mg/l de praestol. En los gráficos N° 7 y 8 (Anexo 9) se puede observar que 1.3 NTU es el valor

más bajo de turbiedad, mientras que el valor de color en las tres concentraciones es de 10 UTC. El valor de pH para la jarra óptima es de 6.85 (cuadro N°2), siendo aceptable.

7.4.5.3 Ensayos de almidón de mashua

En los primeros ensayos se realizó una prueba gruesa empezando por 100 mg/l de almidón de mashua, para ir descartando valores de dosis hasta llegar a una turbiedad y color residual mínimo. Las concentraciones que se probaron fueron según los resultados del Ensayo por comparación de densidades, estas van de 0.1 a 1%.

En el ensayo de jarras N°4, y según los gráficos N°10 y 11 (Anexo 10), nos indica que los valores de turbiedad y color en relación con el praestol y sulfato de aluminio, aumentan considerablemente. Obteniéndose en la concentración de 0.1 valores menores tanto de turbiedad como de color, la variación de pH no es significativa (gráfico N°12). Por tanto hasta llegar a una dosis adecuada, las siguientes pruebas se realizaron con esta concentración. Su repetición se encuentra en el ensayo de jarras N°5

Como se puede observar en el ensayo de jarras N°6, gráficos N° 13 y 14 (Anexo 10), los valores de turbiedad y color disminuyen a medida que se reduce la dosis de almidón que se aplica, por el contrario los valores de pH aumentan ligeramente (gráfico N°15). La dosis óptima en este ensayo es de la jarra 1: 5 mg/l de almidón.

En el ensayo de jarras N°8, gráfico N°16 (Anexo 10) se observa una curva en la que se puede distinguir que con una dosis de 1 mg/l, se alcanza un valor de 1.3 NTU, y con valores de dosis inferiores a esta, se incrementa la turbiedad. Por el contrario el gráfico N°17 indica que el color a partir de la dosis de 2 mg/l se mantiene en 10 UTC. Los valores de pH disminuyen sin salirse del límite permisible (gráfico N°18). Las repeticiones se observan en los ensayos de jarras N°9 y 10.

Una vez determinada una concentración y dosis adecuada (no óptima), se realiza un ensayo de dosificación, para determinar el mejor momento de aplicar el almidón de mashua, y a partir de esto establecer su dosis óptima.

7.4.5.4 Ensayo de dosificación

Según los resultados del ensayo de jarras N° 11 y los gráficos N°19, 20 y 21(Anexo 11), se debe dosificar primero el sulfato de aluminio y un minuto después el almidón, siendo

esto también lo indicado por los instructivos de operación de la Planta de Puengasi, con lo que se trabajó en las pruebas anteriores. Su repetición se encuentra en el ensayo de jarras N°12.

7.4.5.5 Variación de concentración y dosis

Para llegar a una dosis óptima se varió las concentraciones y dosis, a partir de lo obtenido en el ensayo de jarras N°8. Como se indica en el ensayo de jarras N°13,14 y 15 gráfico N°22 y 25 (Anexo 12), a medida que se incrementa las concentraciones de almidón, la turbiedad también lo hace, pero el color se mantiene en 10 UTC (gráfico N°23 y 26), al igual que los valores de pH se mantienen dentro del límite permisible (gráfico N°24 y 27).

Por el contrario, en el ensayo de jarras N°16, las dosis son inferiores a 0.1%, y según el gráfico N°28 se observa que la turbiedad aumenta, pero el color y pH mantienen valores similares al anterior ensayo de jarras (gráfico N°29 y 30). Sus repeticiones se encuentran en el ensayo de jarras N°17,18 y 19.

Por lo que se determinó que la concentración óptima es 0.1%, y en base a esto se realizaron los ensayos para la dosis óptima.

7.4.5.6 Ensayos de dosis óptima

Debido a que las condiciones físicas del agua cruda varían levemente, se ensaya nuevamente el sulfato de aluminio y praestol con las dosis óptimas obtenidas anteriormente para tener una referencia de sus resultados y continuar ensayando las dosis de almidón. En el ensayo de jarras N°20 (Anexo N°13), el sulfato de aluminio tuvo la misma turbiedad que el ensayo de jarras N°1, pero el praestol subió de 1.3 (gráfico N°8) a 1.4 NTU (gráfico N° 31), el color permaneció igual en ambos casos (gráfico N°5, 8 y 32) y el pH no tuvo una variación significativa (gráfico N°33).

La mejor jarra en el ensayo N°20 y 21 fue con una dosis de 1 mg/l, obteniéndose una turbiedad de 1.2 NTU, siendo menor que el ensayo de jarras N°8, gráfico N°16. Se puede observar que dosis inferiores y mayores a 1 mg/l incrementan la turbiedad del agua. El color se mantiene en 10 UTC (gráfico N°32) y el valor de pH es de 7.03, manteniéndose dentro del límite permisible (gráfico N°33).

Por tanto se determinó que la dosis óptima de almidón de mashua es de 1 mg/l a una concentración de 0.1%, utilizando 85 mg/l de sulfato de aluminio.

7.4.5.7 Variación de dosis de sulfato de aluminio

Posterior a esto se realizó el ensayo de jarras N°23 (Anexo N°14), para determinar si los resultados obtenidos con la dosis óptima de almidón de mashua pueden variar si se reduce la dosis de sulfato de aluminio. Y como indica el gráfico N°34 a medida que se reduce la dosis de sulfato de aluminio, la turbiedad aumenta, Mientras que en el gráfico N°35 el color permanece en 10 UTC con dosis de 75 y 80 mg/l, pero con 70 mg/l sube a 15 UTC. El gráfico N°36 indica que el pH llega hasta valores de 7.

Así se considera que la dosis óptima de sulfato de aluminio para que el almidón pueda alcanzar bajas turbiedades es de 85 mg/l.

7.4.5.8 Variación de concentraciones de almidón

El ensayo de jarras N°25 (Anexo N°15) se realizó para ratificar los resultados óptimos con distintas concentraciones, debido a la variación de condiciones físicas del agua cruda, obteniéndose la misma concentración y dosis óptima por los valores de turbiedad, color y pH residuales que se presentaron (gráfico N° 37, 38 y 39). Su repetición se observa en el ensayo de jarras N°26.

7.4.5.9 Variación de temperatura

Hay factores que pueden influenciar en la turbiedad, color y pH del agua, y la temperatura es uno de ellos por lo que se realizó el ensayo de jarras N°27 (Anexo N°16), con temperaturas de agua cruda de 20 y 11°C, ensayando tres concentraciones diferentes a una misma dosis (1mg/l), y como se puede observar en el gráfico N°40 la menor turbiedad fue de 1 NTU con la dosis y concentración óptima que se mencionó anteriormente, su color no varió (gráfico N°41) y el pH no sale del rango permisible (gráfico N°42).

Lo que significa que si el agua cruda tiene mayor temperatura, el almidón de mashua puede alcanzar turbiedades menores, pero a menor temperatura no.

7.4.5.10 Variación de pH

Otro factor es el pH, y esto se probó en el ensayo de jarras N°29 (Anexo N°17), en el cual se varió las concentraciones y el pH (ácido y básico), siendo el pH básico el que alcanzó

turbiedades y colores más bajos en una concentración de 0.1% (gráficos N°43 y 44). Por lo que en los ensayos N° 30 y 31 (Anexo N°18) se realizó pruebas con pH básico. Obteniéndose la mínima turbiedad de 1.3 y 1.4 NTU con un rango de pH entre 6.5 y 9.7 (gráfico N°46), con pH superior a 9.7, se obtiene una mayor turbiedad, pero el color no varía con pH básico (gráfico N°47).

Por el contrario si se tiene un agua cruda con un pH de 9.7 y 6.5, su pH residual es de 9.26 y 6.01 correspondientemente, cuyos valor salen del límite permisible, con los otros valores dentro del rango de pH obtenido no se tiene problema (gráfico N°48). Por lo que el rango de pH en el que trabaja bien el almidón de mashua obteniéndose valores óptimos de color, turbiedad y pH es de 8.5 a 7.

Debido a las variaciones en las características físicas del agua cruda, se tomó otra muestra de 200 ml para continuar con los ensayos. Por lo que se tuvo que volver a determinar dosis óptima de sulfato de aluminio y praestol.

7.4.5.11 Determinación de dosis óptima de sulfato de aluminio y praestol.

Debido a las variaciones en las características físicas del agua cruda, se tomó otra muestra de 200 ml para continuar con los ensayos. Por lo que se tuvo que volver a determinar dosis óptima de sulfato de aluminio y praestol.

En el ensayo de jarras N°33 (Anexo N°19) se obtuvo una dosis óptima de 85 mg/l con una turbiedad residual de 1.7 NTU (gráfico N°49), un color de 10 UTC (gráfico N°50) y un pH de 7.97 (gráfico N°51). Mientras que para el praestol según el ensayo de jarras N°34 (Anexo N°19), la turbiedad residual mínima fue de 1.5 NTU (gráfico N°52), el color de 10 UTC (gráfico N°53) y el pH de 7.85 (gráfico N°54) con una dosis de 0.25 mg/l de praestol.

7.4.5.12 Determinación de dosis óptima de almidón

Para la dosis óptima de almidón se realizan los ensayos a una concentración de 0.1%, así los resultados del ensayo de jarras N°35 (Anexo N°20) obtenidos fueron: turbiedad 1.3 NTU (gráfico N°55), color 10UTC (gráfico N°56) y pH 8.02 (gráfico N°57) con una dosis óptima de 1 mg/l de almidón de mashua.

7.4.5.13 Variación de dosis de sulfato de aluminio

Para determinar si al utilizar como ayudante de coagulación al almidón, se puede disminuir la dosis de sulfato de aluminio, se realiza el ensayo de jarras N° 37 (Anexo N°21), en el que se disminuyen las dosis de sulfato de aluminio, pero la mínima turbiedad es de 1.5 NTU (gráfico N°58), con un color de 10 UTC (gráfico N°59) y un pH de 8 (gráfico N°60) por lo que la dosis del sulfato de aluminio se mantiene en 85 mg/l.

7.4.5.14 Variación de tiempo y velocidad en mezcla lenta

Un parámetro importante es la velocidad y tiempo a determinarse en la mezcla lenta, los cuales se realizaran para el praestol y el almidón de mashua.

Así en el ensayo de jarras N°39 (Anexo N°22), se utiliza una velocidad de 30 rpm con variación de tiempo (10, 15 y 30 minutos), obteniéndose mejores resultados con un tiempo de 30 minutos para el almidón de mashua: 1 NTU (gráfico N°61), 10 UTC (gráfico N° 62) y 8.06 de pH (gráfico N°63).

En el ensayo de jarras N° 42 (Anexo N°22) se ensayó a una velocidad de 20 rpm, la turbiedad residual mínima fue para el praestol: 1.2 NTU (gráfico N°64), 10UTC de color (gráfico N°65) y 8.09 de pH (gráfico N°66) en un tiempo de 30 minutos.

Para el ensayo de jarras N°44(Anexo N°22) se varió la velocidad a 40 rpm, obteniéndose a los 30 minutos la mínima turbiedad de 1.5 NTU (gráfico N° 67) tanto para el almidón como para el praestol, sus pH fueron de 8.03 y 8.05 correspondientemente (gráfico N°69), y el color: 10 UTC (gráfico N°68).

Y la última variación fue de 10 rpm en el ensayo de jarras N°46(Anexo N°22) obteniéndose el valor mínimo de turbiedad con almidón de 2.3 NTU (gráfico N°70), 15 UTC de color (gráfico N°71) y 8.04 de pH (gráfico N°72).

7.4.5.15 Simulación de los procesos de coagulación, floculación, sedimentación y filtración a nivel de laboratorio.

Una vez obtenida la dosis y concentración óptima de almidón de mashua y praestol, se realizó nuevamente una prueba de jarras a cada uno, con sus tiempos óptimos, para simular los procesos de coagulación, floculación y sedimentación. Esto se indica en el

ensayo de jarras N°48 (Anexo N°23) para el praestol se obtienen turbiedades residuales entre 1.2 y 1.3 NTU con un color de 10 UTC y pH que varía de 8.06 a 8.09.

Mientras que en el ensayo de jarras N°49 (Anexo N°23), para el almidón de mashua, las turbiedades residuales fueron 1 y 1.1 NTU, el color de 10 UTC y el pH de 8.04 a 8.08.

El siguiente paso fue la filtración, el cuál se lo realizó usando filtros de papel Whatman 40, los resultados son los siguientes:

	Praestol	Almidón de mashua (0.1%)
Volumen filtrado	1 L	1 L
Tiempo de filtración	3 horas, 42 minutos	3 horas, 26 minutos
Turbiedad de filtrado	0.1	0.1
Color de filtrado	5	5
pH de filtrado	8.37	8.4

Fuente: La autora

7.4.5.16 Determinación de Demanda de Cloro

La demanda de cloro determina la cantidad de cloro exacta que requiere un agua para ser desinfectada (destrucción de la materia orgánica).

El método utilizado fue determinación de la demanda de cloro por colorimetría.

Preparación de reactivos

- Pesar una cantidad aproximada de 2 a 3 g de hipoclorito de calcio (comercialmente tiene de 60-70% de cloro activo).
- Aforar a un litro de agua destilada, mezclar bien y valorar esta solución.

Para su valoración:

- Disolver 1-2 g de KI en 50 ml de agua destilada y adicionar 2 ml de CH₃-COOHglacial. Pipetear 5 ml de la solución de cloro preparada en la solución anterior.
- Titular con Na₂S₂O₃ 0.025 N, usando almidón como indicador.

Una vez realizado esto, se procede a calcular los gramos de cada litro de solución:

$$\text{meq. SO}_3 = \text{meq. Cl}_2$$

$$N \times V = \text{meq. Cl}_2$$

$$0.025 \times 9.15 \times 0.3545 = 0.008109 \text{ g Cloro}$$

$$5 \text{ ml} \text{ ----- } 0.008109 \text{ g de Cloro}$$

$$1000 \text{ ml} \text{ ---- } X \qquad X = 1.62 \text{ g}$$

Finalmente se diluye la solución de cloro preparada para tener exactamente 1 gramo por litro de solución, así tenemos:

$$1.62 \text{ g Cl} \text{ ----- } 1000 \text{ ml}$$

$$1.0 \text{ g Cl} \text{ ----- } X \qquad X = 617.28 \text{ ml}$$

Por lo tanto, 617.28 ml que contienen 1 g de Cloro, se llevan a un balón aforado de 1 litro y se diluye con agua destilada.

Procedimiento

1. Colocar una serie de frascos (8 a 10) con 200 ml de la muestra bien homogenizada
2. Adicionar 0.1-0.2-0.3-0.5-0.6-0.7-0.8-0.9-1-1.2 de la solución de Cloro 1g/l en cada frasco.

Debido a que estas dosis se aplican a un frasco de 200 ml para calcular la dosis verdadera, se realizará los siguientes cálculos:

$$\begin{array}{l} \text{Solución de Cloro 1 g/l} \qquad \qquad \qquad 1 \text{ g} \text{-----} 1000 \text{ ml} \\ \qquad \qquad \qquad \qquad \qquad \qquad \qquad \qquad X \text{-----} 1 \text{ ml} \qquad \qquad \qquad X = 0.001 \text{ mg} \\ \qquad X = 1 \text{ mg/ml} \end{array}$$

A continuación, tomando como ejemplo el primer dato de 0.1 mg:

$$\begin{array}{l} 0.1 \qquad \qquad \qquad \text{mg} \text{-----} 200 \text{ ml} \\ X \text{-----} 1000 \text{ ml} \qquad \qquad \qquad X = 1.5 \text{ mg/l} \end{array}$$

El mismo cálculo se realizará con las siguientes dosis.

3. Mezclar bien, agitar cada frasco y dejar en reposo (30-60 minutos)

4. Añadir a cada frasco unos cristales de KI y 1 ml de solución de almidón.
5. El frasco que primero aparece color azul, realizando su cálculo respectivo, corresponde a la cantidad de cloro necesaria para destruir la materia orgánica y por tanto es la demanda de cloro de esa agua.

*Para determinar el cloro residual, se utilizó un medidor de Cloro modelo HI 93414.

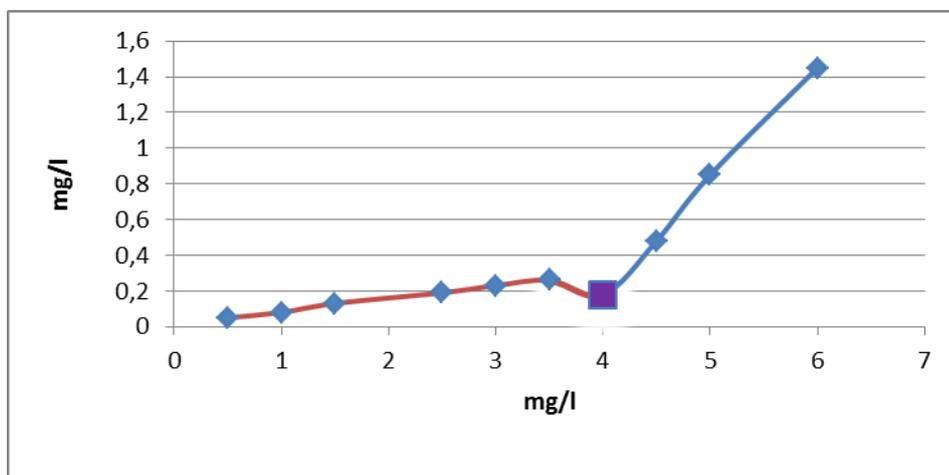
Los resultados se expresan en los siguientes cuadros:

Cuadro N° 7 Demanda de Cloro de Praestol

Dosis de cloro (mg/l)	Cloro residual (mg/l)	Demanda de cloro (mg/l)
0,5	0,05	0,45
1	0,08	0,92
1,5	0,11	1,39
2,5	0,19	2,31
3	0,23	2,77
3,5	0,26	3,24
4	0,18	3,82
4,5	0,48	4,02
5	0,85	4,15
6	1,45	4,55

Fuente: La autora

Cloro residual vs Dosis de cloro



Fuente: La autora

Al dosificar cloro, suceden una serie de reacciones, así en el gráfico se puede observar:

La línea roja de la curva que corresponde a la oxidación de la materia orgánica por el cloro, el cual a su vez reacciona con compuestos nitrogenados para formar mono-cloraminas. Se sigue añadiendo cloro y este empieza a oxidar las mono-cloraminas a dicloraminas, luego a tricloraminas, y finalmente, hasta nitrógeno (punto morado), esta fase es conocida como breakpoint o punto de quiebre.

En este punto, todos los compuestos nitrogenados se han destruido y por tanto el cloro introducido puede cumplir con el rol de desinfectante. Después de este punto, cualquier adición posterior de cloro, produce un incremento en el nivel de cloro libre del agua (línea azul).

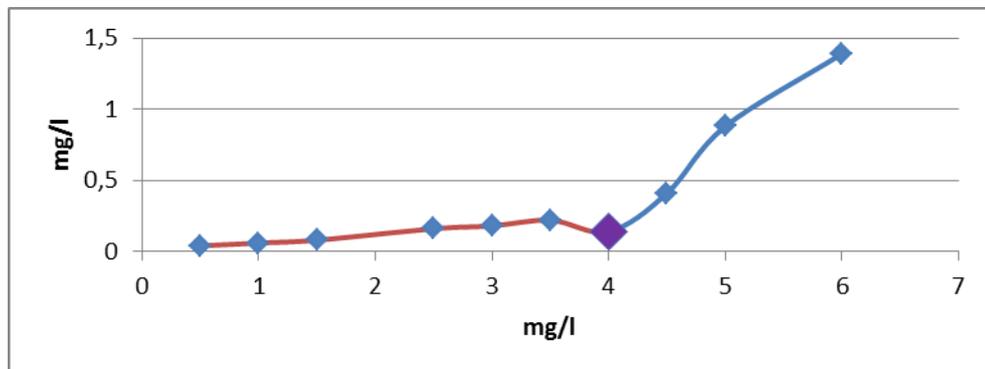
La demanda de cloro es la diferencia entre la dosis de cloro aplicada y el cloro residual. Para el praestol la dosis de cloro es de 4 mg/l, con un cloro residual de 0.18 mg/l, y una demanda de cloro de 3.82 mg/l.

Cuadro N°8 Almidón de mashua (0.1%)

Dosis de cloro (mg/l)	Cloro residual (mg/l)	Demanda de cloro (mg/l)
0,5	0,04	0,46
1	0,06	0,94
1,5	0,08	1,42
2,5	0,16	2,34
3	0,18	2,82
3,5	0,22	3,28
4	0,14	3,86
4,5	0,41	4,09
5	0,88	4,12
6	1,39	4,61

Fuente: La autora

Cloro residual vs Dosis de cloro



Fuente: La autora

La interpretación, en cuanto a reacciones químicas es la misma al anterior gráfico ensayado con praestol, pero debido a la dosificación del almidón de mashua, aumenta la materia orgánica, disminuyendo ligeramente el cloro residual, pero aumentando su demanda de cloro. Así se obtuvo una dosis de 4 mg/l, cloro residual de 0.14 mg/l y una demanda de cloro de 3.86 mg/l.

7.4.6 FASE II: COAGULANTE

Para estos ensayos se reemplazó al sulfato de aluminio por el almidón de mashua, usándolo como coagulante sin añadir un ayudante de floculación. Igualmente se realizaron repeticiones para determinados ensayos.

7.4.6.1 Muestreo

Se realizó un muestreo de 200 litros de agua cruda de la Planta de Puengasi de la EPMAPS, en un recipiente plástico y cerrado. Para su utilización en las pruebas de jarras, se debe de agitar al agua y posterior a esto medir la turbiedad, color y pH

7.4.6.2 Determinación de dosis óptima de sulfato de aluminio

Este ensayo se realizó considerando los parámetros mencionados en las anteriores pruebas, como se puede observar en el ensayo de jarras N°50 (Anexo 24) la dosis óptima de sulfato de aluminio es de 85 mg/l, obteniéndose una turbiedad residual de 1.2 NTU (gráfico N°73), un color residual de 10 UTC (gráfico N°74) y un valor de 7.32 en pH (gráfico N°75). Estos resultados se tomaran como referencia para evaluar la eficiencia del almidón de mashua como coagulante.

7.4.6.3 Ensayos de almidón de mashua con distintas concentraciones

Para calcular una dosis óptima de almidón de mashua, se empezó ensayando con una concentración de 0.1% (la cuál fue la óptima en los anteriores ensayos), aplicando distintas dosis desde los 100 mg/l de almidón, esto se indica en el ensayo de jarras N°52(Anexo 25). La menor turbiedad fue de 6.7 NTU (gráfico N°76) con un color de 50 UTC (gráfico N°77) y un pH de 7.92 (gráfico N°78).

Debido a que no se obtuvo buenos resultados, se prosiguió a ensayar con otras concentraciones, pero con las mismas dosis desde 100 mg/l a 5 mg/l de almidón. Así en el ensayo de jarras N°53 con una concentración de 0.5% de almidón, la mejor jarra fue la 6 con una dosis de 5 mg/l obteniéndose una turbiedad de 6.4 NTU (gráfico N°79), un color de 50 UTC (gráfico N°80) y un pH de 7.94 (gráfico N°81).

Posterior a esto se probó con una concentración de 1% de almidón, en el ensayo de jarras N°54, la menor turbiedad fue de 6.6 NTU (gráfico N°82), color 50 UTC (gráfico N°83) y 7.99 de pH (gráfico N°84).

Los menores valores de turbiedad y color se obtuvieron con concentraciones de 0.5 y 1% de almidón, por lo que se realizó el ensayo de jarras N°55 con estas concentraciones, pero con dosis inferiores a las ensayadas. La jarra 3 obtuvo la menor turbiedad de 5.9 NTU (gráfico N°85), 40 UTC de color (gráfico N°86) y 8.03 de pH (gráfico N°87). Debido a que la turbiedad y color siguen bajando con menores dosis como indican los ensayos anteriores, en el ensayo de jarras N°56, se reduce las dosis hasta 0.1 mg/l.

La jarra óptima fue la 2, con una dosis de 0.5 mg/l y una concentración de 0.5%. Su turbiedad es de 5.8 NTU (gráfico N°88), un color de 40 UTC (gráfico N°89) y 8.05 de pH, este valor se encuentra dentro del rango permisible (gráfico N°90).

7.4.6.4 Ensayos de almidón de mashua para determinar una concentración óptima

Una vez determinada una dosis adecuada, no óptima, en el ensayo de jarras N°58 (Anexo 26) se varía las concentraciones de almidón de 0.3 a 0.8%, obteniéndose como óptima a la de 0.5%, con una turbiedad de 5.7 NTU (gráfico N°91), 40 UTC de color (gráfico N°92) y 8.03 de pH (gráfico N°93)

7.4.6.5 Ensayos de almidón de mashua para determinar una dosis óptima

Sabiendo la concentración óptima, en el ensayo de jarras N°60 (Anexo 27) se varían las dosis de almidón según los resultados del ensayo de jarras N°57. La dosis óptima fue de la jarra 3: 0.5 mg/l, con valores residuales de turbiedad de 5.7 NTU (gráfico N°94), 40 UTC de color (gráfico N°95) y pH de 8.03 (gráfico N°96)

7.4.6.6 Variación de temperatura

Conociendo que el almidón actúa mejor con temperaturas elevadas, se realizó el ensayo de jarras N°62 (Anexo 28), con una temperatura inicial de 17°C, modificada a 24°C. Los mejores resultados se obtuvieron de la jarra 2, con una concentración de 0.5% y una dosis de 0.5 mg/l. La menor turbiedad fue de 5.2 NTU (gráfico N°97), de color 40 UTC

(gráfico N°98) y 7.92 de pH (gráfico N°99). Sus repeticiones se encuentran en los ensayos de jarras N°63 y 64.

7.4.6.7 Variación de pH (básico)

Debido a que en ensayos anteriores se determinó que el almidón de mashua actúa mejor en pH básico, se realizó el ensayo de jarras N°65 (Anexo 29), con esta variante. Así con la dosis y concentración de almidón óptima, se obtiene como turbiedades más bajas a 5.7 y 5.6 NTU (gráfico N°100), el color permanece en 40 UTC (gráfico N°101) y el pH varía de 7.75 a 7.96, permaneciendo dentro del límite permisible, todo esto para un rango de pH de 6.5 a 8.

Debido a la variación de condiciones físicas del agua cruda, se realiza el ensayo de jarras N°67 (Anexo 29), para confirmar datos de dosis óptima, obteniéndose la misma dosis de 0.5 mg/l, con una turbiedad de 5.7 NTU (gráfico N°103), 40 UTC de color (gráfico N°104) y 7.98 de pH (gráfico N°105)

7.4.5.8 Variación de tiempo y velocidad en mezcla lenta

Con la dosis y concentración óptima, se varió el tiempo y velocidad en la mezcla lenta. En cada ensayo, en las tres primeras jarras se varía el tiempo, y en las siguientes tres jarras se repite lo mismo. Así en el ensayo de jarras N°68 (Anexo 30), se probó con una velocidad de 40 rpm, en 10, 15 y 30 minutos. La jarra óptima fue la 5, con una turbiedad de 5.6 NTU (gráfico N°106), un color de 40 UTC (gráfico N°107) y un pH de 7.95 (gráfico N°108). En el ensayo de jarras N°69 (Anexo 30), se varió la velocidad a 30 rpm. La turbiedad residual menor fue de 5.4 NTU (gráfico N°109), 40 UTC de color (gráfico N°110) y un valor de 7.93 para el pH (gráfico N°111)

Seguido a esto, para el ensayo de jarras N°70 (Anexo 30), se varía la velocidad a 20 rpm, la jarra óptima fue la 3: turbiedad 5.6 NTU (gráfico N°112), color 40 UTC (gráfico N°113) y 8.12 de pH (gráfico N°114)

Y por último se varió la velocidad a 10 rpm en el ensayo de jarras N°71 (Anexo 30), la menor turbiedad fue de 5.7 NTU (gráfico N°115), 40 UTC de color (gráfico N°116) y con un valor de pH de 8.16 (gráfico N°117)

8. EVALUACIÓN DE COSTOS POR APLICACIÓN DE MASHUA

Los costos se calcularon para 10 kilos de almidón de mashua y según la eficiencia de extracción artesanal obtenida.

Los precios de los tubérculos de mashua se consideraron de una persona que posee cultivos de esta planta en la ciudad de Machachi, este dato fue mencionado con más detalle al inicio de la metodología. Considerando que sería un canal directo para su adquisición, se reducen significativamente los precios en comparación a los precios de venta en el mercado.

De cada 11.4 Kg de mashua fresca, se puede obtener 2.06 Kg de almidón del mismo producto.

11.4 Kg (mashua fresca) ----2.06 Kg (almidón)

X-----10 Kg

X= 55.34 Kg mashua fresca

Es decir, para obtener 10 Kg de almidón de mashua, se requieren 55.34 Kg de mashua fresca, por tanto relacionando el costo de compra, se tiene:

40 kg (mashua fresca) -----12 USD

55.34 kg (mashua fresca) -----X

X= 16.6 USD

Costos para 10 Kg almidón	Precio USD
Mashua fresca	16.6
Transporte	10
Servicios básicos	10
Total	36.6

El costo de producción de 10 Kg de almidón de mashua es de 36.6 USD, lo que equivale a 3.66 USD/Kg

Cuadro N° 9 Comparación de costos de almidones

Almidón	Costo de materia prima (USD/Kg)	Costo de almidón (USD/Kg)	USD almidón/USD materia prima
Mashua	\$ 0.30	\$ 3.66	12.2
Yuca	\$ 0.45	\$ 1.75	3.88
Maíz	\$ 0.80	\$ 2.55	3.18

Fuente: La autora

En este cuadro se indica los costos de USD/Kg de materia prima vs. Costo de almidón para la mashua, yuca y maíz. En el caso de la mashua el costo del almidón corresponde para el que se extrae a nivel artesanal y para la yuca y maíz corresponde al costo de venta en el mercado.

La relación de costos para la mashua es de 12, 2; valor que es aproximadamente tres veces más alto que la relación de costos para la yuca y maíz, por tanto, se deduce que el costo que se tendría si se obtiene el almidón de mashua a nivel industrial, sería más bajo, aspecto que ameritaría una investigación de costos de fabricación más profunda.

Cuadro N° 10 Comparación de costos de almidón de mashua y praestol

Floculante	Costo (USD/ Kg)
Almidón de mashua	\$ 3.66
Praestol	\$ 6.80

Cuadro N° 11 Comparación de dosis de almidón de mashua y praestol

	Mashua	Praestol
Dosis	1 mg/l	0.25 mg/l

8.1 Análisis comparativo de costos de tratamiento por metro cúbico de agua cruda

- Praestol

$$0.25 \text{ mg/l} = 250 \text{ mg/m}^3 = 0.00025 \text{ Kg/m}^3$$

$$\text{Costo} = 6.80 \text{ USD/Kg} (0.00025 \text{ Kg/m}^3)$$

$$\text{Costo} = 0.0017 \text{ USD/m}^3$$

$$\text{Costo} = 0.17 \text{ ctvs/m}^3$$

- Mashua

$$1 \text{ mg/l} = 1000 \text{ mg/m}^3 = 0.001 \text{ Kg/m}^3$$

$$\text{Costo} = 3.66 \text{ USD/Kg} (0.001 \text{ Kg/m}^3)$$

$$\text{Costo} = 0.0036 \text{ USD/m}^3$$

$$\text{Costo} = 0.36 \text{ ctvs/m}^3$$

9. CONCLUSIONES Y RECOMENDACIONES

9.1 Conclusiones

- Con la ayuda de la Dra. Villacrés, y según la Guía Técnica de Aristizábal y Sánchez, los datos obtenidos en los ensayos de humedad, cenizas totales, pulpa y microbiológicos permitieron determinar que el almidón extraído de la mashua es de buena calidad.
- Debido a la fácil extracción del almidón de mashua, su costo y su rendimiento, se recomienda el uso del mismo especialmente en la industria alimenticia, farmacéutica y química.
- De acuerdo a todos los resultados de los ensayos de jarras, se concluye que el almidón de mashua es eficiente como ayudante de floculación, obteniendo mejores o iguales resultados que el praestol; sin embargo, su actividad como coagulante no es eficiente.
- Se determinó que la dosis óptima de almidón de mashua es de 1 mg/l a una concentración de 0.1%, dosificando 85 mg/l de sulfato de aluminio. Obteniéndose una turbiedad residual de 1.2 NTU, un color residual de 10 UTC y un pH de 7.03
- Se observó que con el almidón de mashua se obtienen turbiedades residuales más bajas, cuando se incrementa la temperatura del agua cruda.
- Se concluyó que el rango de pH en el cuál el almidón puede trabajar bien obteniéndose buenos resultados en la remoción de turbiedad, color y pH es de 7 a 8.5.
- En lo que se refiere a la velocidad y tiempo de mezcla lenta (floculación), se estableció que los datos óptimos se obtienen con una velocidad de 30 rpm en 30 min.
- Para el agua tratada con almidón de mashua el tiempo necesario para filtrar un litro de agua sedimentada fue menor tiempo que el requerido para filtrar un litro de agua sedimentada tratada con el praestol.
- La desinfección del agua que ha recibido tratamiento con polímero praestol y con almidón de mashua es similar en cuanto a efectividad y dosis, por tanto los residuales de cloro esperados en el agua tratada son similares con igualdad de costos por consumo de cloro.

- En todos los ensayos para probar al almidón de mashua como ayudante de floculación, el índice de willcomb fue de 2, esto quiere decir que el floc formado es visible y muy pequeño, por lo que sedimenta fácilmente.
- Después de realizar una serie de ensayos de jarras únicamente con el almidón de mashua, se concluyó que este no tiene efecto coagulante, debido que a partir de su dosis y concentración óptima de 0.5 mg/l y 0.5% respectivamente, los resultados no fueron significativos, obteniéndose una turbiedad de 5.7 NTU, un color de 40 UTC y un pH de 7.92, cuyos valores, exceptuando el último, no cumplen con la Norma INEN 1 108:2010.
- Las variaciones de temperatura, pH, tiempo y velocidad de mezcla lenta, no mejoraron los resultados de los anteriores ensayos, por lo que no se pudo realizar los siguientes pasos de filtración y determinación de demanda de cloro.
- Al probar al almidón de mashua como coagulante, en todos los ensayos, el índice de willcomb fue de 0, lo que indica que no hubo formación de floc.
- El precio del almidón de mashua es mayor que el de maíz y yuca, debido a que su proceso de extracción es artesanal, por el contrario los precios de los otros almidones, son de grandes industrias que los producen, reduciendo significativamente su precio de venta.
- El precio del almidón de mashua en relación con el praestol, tomando en cuenta la dosis para un m^3 de agua cruda, es mayor, pero se deduce que si la extracción se la realizara industrialmente, los precios reducirían tres veces más del precio calculado artesanalmente, siendo su precio menor al del praestol, aproximadamente en un 29.4%.

9.2 Recomendaciones

- Nuestro país presenta una gran diversidad de tubérculos andinos, cada uno posee diferentes características físicas y químicas, por lo que se recomienda investigarlos para determinar su posible actividad coagulante y/o floculante.
- Debido al alto porcentaje de humedad que tiene el tubérculo de mashua, se debería investigar alternativas que mejoren el proceso de extracción de almidón, tratando así de aumentar su rendimiento.
- A pesar de todos los usos y beneficios que brinda la mashua, es una planta desconocida por la mayoría de personas, por lo que se debería realizar investigaciones de la misma, para incluirla dentro del marco de seguridad alimentaria.
- Por la rusticidad de la planta, alto valor nutricional y bajos precios para adquirir los tubérculos, se debería incentivar a la población de bajos recursos a sembrarla para su consumo y comercialización de la misma.
- Se debería realizar un análisis completo de costos de almidón de mashua, por medio de un estudio de factibilidad que ayude a conocer sus costos industriales reales.

10 BIBLIOGRAFÍA

- American Society of Civil Engineers Staff (CB). Water treatment Plant Design. McGraw-Hill. Professional Book Group. USA 1997.
- American Water Works Association, Agua, su calidad y tratamiento. Traducido por: Verrey, Jack. Primera edición, Editorial Hispano América. México 1968.
- ARIAS, B, “El almidón como auxiliar de floculación”, Revista Ecoagua. Número 023. Colombia 2007
- ARBIZU, C., y TAPIA, M, “Tubérculos Andinos”, Cultivos marginados: otra perspectiva de 1492, FAO-Producción y protección vegetal, N°26, Roma 1992
- ARBOLEDA, Jorge. CEPIS, Teoría, Diseño y Control de los Procesos de Clarificación del Agua”. Departamento de Ingeniería y Ciencias del Ambiente. Lima.
- ARZE, José, El agua en los cultivos. Centro Agronómico Tropical de Investigación y Enseñanza. El Salvador. Noviembre 1979.
- CASTILLO, Raúl, y otros, “Caracterización y Evaluación preliminar agronómica de entradas de mashua (*Tropaeolum tuberosum*) del Banco de Germoplasma del INIAP”. El germoplasma de cultivos andinos en Ecuador, Programa de cultivos andinos, INIAP, Quito-Ecuador.
- CÓRDOVA, Juan y otros, Raíces y tubérculos andinos: Alternativas para la conservación y uso sostenible en el Ecuador. INIAP, Santa Catalina, 2003
- DA ROS, Giuseppina. La contaminación de Aguas en Ecuador: Una aproximación económica. Editorial Abya-Yala. Quito 1995.
- EPMAPS, ISO 9001, Instrucciones Para Realizar Prueba De Jarras En La Planta De Puengasí. Código: I-824-32. Abril 2010
- EPMAPS, ISO 9001, Instrucciones Para Muestreo y Conservación de muestras. Código: I-824-30. Enero 2010
- ESPÍN, Susana, y otros, Caracterización Físico-Química, Nutricional y Funcional de Raíces y Tubérculos Andinos, Departamento de Nutrición y Calidad, Estación Experimental Santa Catalina
- GIL, Manuel, Procesos de descontaminación de aguas, Editorial Thomson, España 2005
- Grace, M.R, Elaboración de la yuca. Organización de las Naciones Unidas para la Agricultura y la Alimentación (FAO), Roma 1977.

- GRAU, Alfredo, y otros, Mashua: *Tropaeolum tuberosum* Ruiz & Pav, International Plant Genetic Resources Institute. Roma-Italia 2003.
- HARRIS, Daniel, Análisis Químico Cuantitativo, Segunda Edición. Editorial Reverté. España 2008.
- HEIN, Morris y ARENA, Susan, Fundamentos de Química, International Thomson Editores S.A. México 1997
- HILL, John y KOLB, Doris., Química para el Nuevo Milenio, 8va edición. Ed Prentice Hall, México 1999
- INEN, Norma Técnica Ecuatoriana 1 108:2010, Tercera Revisión. Primera Edición. Quito-Ecuador.
- Instituto de Altos Estudios Nacionales, Marco legal para la prestación de los servicios de agua potable y alcantarillado en el Ecuador. 2005
- LEOPOLD, Luna y LANGBEIN, Walter, Nociones acerca del agua, Centro Regional de Ayuda Técnica (AID). Primera edición. México
- MANAHAN, Stanley, Introducción a la Química Ambiental, Editorial Reverté. México 2007
- ME 303, Instructivos y Guías de Interpretación de 3M Petrifilm TM, basado en técnicas recomendadas por FDA-BAM. Capítulo 3; AOAC 1995 Rev. Marzo 1998 Official Methods 990.12, Nota 3M. Enero 2001
- MONTALVO, Álvaro, Cultivo de raíces y tubérculos tropicales, Instituto Interamericano de Ciencias Agrícolas de la OEA. Lima Perú 1972.
- Organización de las Naciones Unidas para la Educación, la ciencia y la Cultura, Segundo Informe de las Naciones Unidas sobre el Desarrollo de los Recursos Hídricos en el Mundo, 22 Marzo de 2006.
- PEREZ, José, y otros, Programa Regional HPE/OPS/CEPIS de Mejoramiento de la calidad del agua para consumo humano. Centro Panamericano de Ingeniería Sanitaria y Ciencias del Ambiente. Manual I. 1992
- PINTOS, Oscar. Hidroquímica y Contaminación. 2009
- RICHTER, C y AZEVEDO, Netto., Tratamiento de Agua – Tecnología Actualizada. 5ª reimpresión. Editora Edgard Blücher Ltda, Brasil 2003.
- RICHTER, Carlos, y otros, Programa Regional HPE/OPS/CEPIS de Mejoramiento de la calidad del agua para consumo humano. Centro Panamericano de Ingeniería Sanitaria y Ciencias del Ambiente. Manual III. Curitiba-Brasil. 1992

- RIVERA, Antonio, El agua como agente de transmisión de enfermedades. Ponencia presentada en Seminario de Contaminación de Corrientes. Quito 16 Julio 1976
- RODRIGUEZ, René, Evaluación de los procesos de coagulación y floculación de una planta convencional de tratamiento de agua. PUCE 1990.
- ROMERO, Fernando, “Estudio morfológico y agronómico de oca, melloco y mashua”, Consejo Nacional de Universidades y Escuelas Politécnicas (CONUEP), Revista Investigación Universitaria N°4. Abril 1993
- RUALES, Jenny, “Los almidones de productos nativos se proyectan a la industria”, Revista de Ciencia y Tecnología del Ecuador N°3. Abril 2001
- RUSKIA, Bestid, Lost crops of The Incas. Washington D.C. 1989
- SANTANA, Luis, La creación de preparaciones a base de raíces y tubérculos andinos y el nivel de aceptación en jóvenes de 16 a 20 años de la ciudad de Quito, Tesis U.T.E. Facultad de Administración de Empresas Turísticas y Conservación Ambiental. Septiembre 2007
- Servicio Nacional de Aprendizaje – SENA. Ministerio de Desarrollo Económico, Operación y Mantenimiento de Plantas de Tratamiento de Agua, Programa de Capacitación y Certificación del Sector de Agua Potable y Saneamiento Básico. Santafé de Bogotá, 1999.
- SUAREZ, Robles, y otros, Análisis físico químico del agua potable. España 2002
- TEIJÓN, José María y otros, Fundamentos de Bioquímica Estructural. Alfa Omega Grupo Editor. México 2005.
- VACLAVICK, Vickie, Fundamentos de Ciencia de los alimentos. Editorial Acribia, S.A.
- WHEATON, Frederick, Acuacultura, diseño y construcción de sistemas, AGT Editor, S.A. México 1982

LINCOGRAFÍA

- ABI-FAIÇAL, Ana. Aplicación de membrana de nanofiltración para eliminar disruptores endocrinos en la potabilización del agua, Tesis Universidad Politécnica de Catalunya, Barcelona, Noviembre de 2010. En línea: <http://tdx.cat/bitstream/handle/10803/6856/TAPAC1de2.pdf?sequence=1>
- ALMENDAREZ, Nabyarina. “Comprobación de la efectividad del coagulante (cochifloc) en aguas del lago de Managua "piedras azules"”. Revista Iberoamericana de

Polímeros. Marzo de 2004. Volumen 5(1). En línea: <http://www.ehu.es/reviberpol/pdf/MAR04/Almendarez2004.pdf>

- ARISTIZÁBAL, J y SÁNCHEZ, T, Guía técnica para producción y análisis de almidón de yuca, Boletín de Servicios Agrícolas de la FAO, N° 163, Roma 2007. En línea: <http://www.fao.org/docrep/010/a1028s/a1028s00.htm>

- CAMPOS, David. Tuberosa podría utilizarse en medicina y cosmética. Gaceta Molinera. Universidad Nacional Agraria La Molina. Julio 2011. En línea: <http://www.lamolina.edu.pe/gaceta/edicion2007/notas/nota154.htm>

- CALVO, Miguel. Bioquímica de los alimentos, Estructura del almidón. Universidad de Zaragoza. España. En línea: <http://milksci.unizar.es/bioquimica/temas/azucares/almidon.html>

- GÓMEZ, Néstor. Remoción de materia orgánica por Coagulación-Floculación, Tesis Universidad Nacional de Colombia, Manizales, 2005. En línea: <http://www.bdigital.unal.edu.co/1214/1/nestoralejandrogomezpuentes.2005.pdf>

- GONZALEZ, María Emma, Determinación de aluminio en el agua potable de Valencia y localidades cercanas, Universidad de Carabobo.2006. En línea: <http://xa.yimg.com/kq/groups/21326935/1597234895/name/Aluminio+en+el+Agua+Valencia.pdf>

- KRAUSS, Ulrike, “Control de pudriciones de poscosecha con extracto de mashua (*Tropaeolum tuberosum*)”, Revista Manejo Integrado de Plagas. En línea: <http://web.catie.ac.cr/informacion/rmip/rmip57/art3-a.htm>

- LEÓN, M. y PORRAS, M., Estudio sobre las condiciones de distribución del agua potable en la cabecera municipal de San Lucas Tolimán, replanteo y diseño de la nueva red de distribución, Tesis Universidad San Carlos de Guatemala. Facultad de Ingeniería, Guatemala, Julio de 1995. En línea: http://biblioteca.usac.edu.gt/tesis/08/08_3536.pdf

- LOMAZZI, Jorge. Manual técnico del agua (degremont) Aguas Argentinas. Informe del Foro mundial del Agua. Portal Planeta SEDNA, Santa Fe, 2010. En línea: http://www.portalplanetasedna.com.ar/el_agua.htm

- MUÑOZ, Rosario, “Una solución factible para la clarificación de aguas para consumo humano”, La revista del Empresario Cubano, Betsime. Cuba edición de octubre hasta diciembre del 2008. En línea: http://www.betsime.disaic.cu/secciones/tec_1_01.htm

- OROZCO, Jenny, Alternativas alimentarias en base a productos tradicionales para escolares del área de influencia del proyecto runa kawsay, Tesis ESPOCH. Facultad de

Salud Pública, Riobamba 2009. En línea:

<http://www.buenastareas.com/ensayos/Alternativas-Fao/1682712.html>

- RINNE, Tuomas, Potabilización con diferentes coagulantes de aluminio y hierro. XXII Congreso de Centroamérica y Panamá de ingeniería sanitaria y ambiental “Superación sanitaria y ambiental: el reto” México 2006. En línea: <http://moisessuarez.files.wordpress.com/2010/01/coagulacion.pdf>

- RODRIGUEZ, M, Evaluación del proceso de la coagulación para el diseño de una planta potabilizadora, Umbral Científico. Número 011. Fundación Universitaria Manuela Beltrán. Bogotá, Colombia 2007. En línea: <http://redalyc.uaemex.mx/redalyc/pdf/304/30401102.pdf>

- ROMERO, Julio. Tratamiento de Residuos Industriales Líquidos (RILES). Curso MECESUP-Riles. Departamento de Ingeniería Química. Universidad de Santiago de Chile. En línea:

http://ambiente.usach.cl/~jromero/imagenes/MECESUP/Curso_MECESUP-Riles.pdf

- SAMIA, A, Uso apropiado de coagulantes naturales africanos para el abastecimiento de agua en el medio rural, Lima 1989. En línea: <http://www.bvsde.paho.org/bvsacd/scan/003550/003550-00.pdf>

- SOLORZANO DEL RIO, Héctor, El aluminio: su relación con la enfermedad de Alzheimer, Revista Buena Siembra 2009. Universidad de Guadalajara. En línea: <http://buenasiembra.net/salud/articulos/el-aluminio-su-relacion-con-la-enfermedad-de-alzheimer-830.html>

- SOLUCIONES AMBIENTALES, Sistema de Tratamiento de Aguas Residuales por Lodos Activados. San Salvador 2007. En línea: <http://aguasresiduales.wordpress.com/category/tratamiento-de-aguas-residuales/>

- VARGAS, Camareno, y otros, “Aprovechamiento de algunos materiales en el desarrollo de coagulantes y floculantes para el tratamiento de aguas en Costa Rica”, Tecnología en Marcha. Vol. 19. En línea: http://www.tec.cr/sitios/Vicerrectoria/vie/editorial_tecnologica/Revista_Tecnologia_Marcha/pdf/tecnologia_marcha_19-4/Revista%2019-4,%2037-41%20pdf.pdf

ANEXOS

ANEXO 1

NOMBRES COMUNES DE MASHUA⁴⁸

Nombre	Idioma	Región/País	Referencias
Allausu		Perú	Mejía 1931
Añu	Quechua	Perú	Cárdenas 1989
Apilla	Quechua	Bolivia	Cárdenas 1989
Apiñamama	Quechua	Perú	Herrera 1941
Capuchina tuberosa	Portugués	Portugal	Sánchez-Monge 1981
Capucine tubéreuse	Francés	Francia	Sánchez-Monge 1981
Cubios	Español	Colombia	Pérez Arbelaez 1947
Isaño	Aymara	Bolivia/Titicaca	Cárdenas 1989
Majua	Español	Ecuador	Lescano 1994, Espinosa et al. 1997, Patiño 1964
Mashua	Quechua	Ecuador	Tapia et al. 1996, Espinosa et al.1997,Estrella 1986
Mashua		Perú	Herrera 1941
Maxua	Español	Ecuador	Lescano 1994, Patiño 1964
Mishua		Perú	Mejía 1931
Navios	Español	Colombia	Pérez Arbelaez 1947
Navos	Español	Colombia	Pérez Arbelaez 1947
Oca quisaño	Quechua	Bolivia	Cárdenas 1989
Pane	Guambiano	Colombia	Patiño 1964
Sisaño	Aymara	Argentina, Jujuy	Sánchez-Monge 1981
Tropeolo del Perú	Italiano	Italia	Hermann 1992, observación personal
Tube Nasturtium	Inglés	Reino unido	Sánchez-Monge 1981

⁴⁸ GRAU, Alfredo, y otros. Op Cit. p. 8

ANEXO 2

COSECHA DE MASHUA



ANEXO 3

DETERMINACIÓN DE HUMEDAD

Pérdidas por desecación. Método gravimétrico.

Se basa en la determinación gravimétrica de la pérdida en masa que muestra una droga después de ser desecada en la estufa.

Materiales y Equipos.

- Balanza analítica
- Cápsula de porcelana
- Estufa u horno de calentamiento
- Desecadora.

Procedimiento.

De la muestra de laboratorio, con el grado de trituración que determine la norma específica, se pesan 2g con desviación permisible de 0.5 mg y se transfieren a una cápsula de porcelana previamente tarada y desecada a 105°C hasta masa constante; seguidamente se deseca a 105°C durante 3h. La cápsula se coloca en la desecadora donde se deja enfriar a temperatura ambiente y se pesa, colocándose nuevamente en la estufa durante 1h, volviéndose a pesar, hasta obtener una masa constante.

Expresión de los resultados.

$$Hg = \frac{M_2 - M_1}{M_2 - M} \times 100$$

Hg = pérdida en peso por desecación (%).

M₂ = masa de la cápsula con la muestra de ensayos (g)

M₁ = masa de la cápsula con la muestra de ensayo desecada (g)

M = masa de la cápsula vacía.

100 = factor matemático.

Los resultados se aproximan a las décimas.

ANEXO 4

DETERMINACIÓN DE CENIZAS TOTALES.

Se denominan cenizas totales al residuo inorgánico que se obtiene al incinerar una droga, fundamentalmente en su determinación gravimétrica.

Materiales y Reactivos

- Crisol de porcelana o platino.
- Trípode.
- Triángulo de porcelana.
- Mechero.
- Mufla.
- Desecadora.
- Solución de nitrato de amonio 10g/100mL.

Se determina la masa de no menos de 2.0g ni más de 3.0g de la porción de ensayo pulverizada y tamizada con una desviación permisible de 0.5mg en un crisol de porcelana o platino (en dependencia de la sustancia analizada) previamente tarado. Caliente suavemente la porción de ensayo aumentando la temperatura hasta carbonizar y posteriormente incinere en un horno mufla a una temperatura de 700 a 750°C, si no se señala otra temperatura en la norma específica, durante 2h. Se enfría el crisol en una desecadora y se pesa, repitiéndose el proceso hasta que dos pesadas sucesivas no difieran en más de 0.5mg por g (masa constante)

Para obtener la masa constante los intervalos entre calentamiento y pesada son de 30min. Si el residuo presenta trazas de carbón, se le añaden unas gotas de solución de peróxido de hidrógeno concentrado, ácido nítrico o solución de nitrato de amonio al 10% m/v y se calienta hasta evaporar los solventes. Al enfriar el crisol el residuo es de color blanco o casi blanco.

Expresión de los resultados:

$$C = \frac{M_2 - M}{M_1 - M} \times 100$$

C = porcentaje de cenizas totales en base hidratada.

M = masa del crisol vacío (g)

M₁ = masa del crisol con la porción de ensayo (g)

M₂ = masa del crisol con la ceniza (g)

100 = factor matemático para los cálculos.

Los valores se aproximan hasta las décimas.

ANEXO 5

ANÁLISIS DE PULPA⁴⁹

Técnica usada (Grace, 1977)

Esta prueba permite determinar con relativa facilidad la presencia de pequeñas cantidades de fibra en el almidón. El volumen del sedimento medido depende, en cierto modo, de la finura de la fibra.

Materiales y equipos

- Balanza analítica con una precisión de 0,01g
- Plancha
- Crisoles filtrantes
- Papel filtro Whatman N° 1
- Horno con calentamiento constante
- Agua destilada
- Ácido clorhídrico 0,4 por ciento (v/v)
-

Análisis

Hervir 2- 3 g de almidón durante una hora en 100 ml de ácido clorhídrico 0,4%. Filtrar el líquido en un crisol filtrante, previamente pesado, provisto de papel filtro. Lavar con agua caliente y secar el crisol a 105-110 °C hasta peso constante.

Cálculos e interpretación de los resultados

$$\text{Pulpa (\%)} = \frac{[\text{Peso de crisol después de secado (g)} - \text{peso de crisol vacío (g)}] \times 100}{\text{Peso de muestra analizada (g)}}$$

⁴⁹ Grace, M.R, *Elaboración de la yuca*. Organización de las Naciones Unidas para la Agricultura y la Alimentación (FAO), Roma 1977. 116 pp.

ANEXO 6

ANÁLISIS MICROBIOLÓGICO⁵⁰

Para preparar las diluciones de los tubérculos y el almidón se realizó lo siguiente:

Agua peptonada concentración simple

Disolver 1 g de peptona y 0,85 g de cloruro de sodio en 1 L de agua destilada y ajustar a un pH de 6,8 a 7.

Preparación de dilución para análisis de tubérculos de mashua

Primero se debe de esterilizar los materiales a usar. Se pesa 1 g de tubérculo de mashua añadiéndose a 90 ml de agua peptonada, se licua por un minuto, obteniendo así una dilución 10^{-1} .

Preparación de dilución para análisis de almidón de mashua

Previa esterilización de los materiales. Se pesa 1 g de almidón de mashua y se le añade 90 ml de agua peptonada, para disolver se calienta con agitación, obteniendo una dilución 10^{-1} .

Aplicación de la dilución en la placa Petrifilm

Posterior a esto se coloca la placa Petrifilm en una superficie plana. Se levanta el film superior y con una pipeta en posición perpendicular a la placa, se coloca 1 ml de muestra previamente preparada en el centro del film inferior. Se baja con cuidado el film superior, evitando introducir burbujas de aire.

El siguiente paso varía dependiendo de la placa Petrifilm que se aplique, así tenemos:

⁵⁰ME 303 (Basado en técnicas recomendadas por FDA-BAM Online Enero 2001 Capítulo 3; AOAC 1995 Rev. Marzo 1998 Official Methods 990.12, Nota 3M, Instructivos y Guías de Interpretación de 3M Petrifilm TM).

1. Placa Petrifilm para el recuento de aerobios

Colocar el difusor de plástico con la cara lisa hacia arriba, presionar con cuidado para lograr difundir la muestra sobre el área circular. Esperar 2 minutos para que gelifique el agar.

Incubar las placas a 37 °C después de 48 a 72 horas proceder al recuento de las colonias

Tras incubación las colonias aparecen de color rojo. La intensidad de la coloración y el tamaño de las colonias dependen de las bacterias consideradas

2. Placa Petrifilm para el recuento de levaduras y mohos

Colocar el difusor de plástico (específico para Levaduras y Mohos) con la cara lisa hacia abajo, presionar con cuidado para lograr difundir la muestra sobre el área circular. No girar ni deslizar el aplicador. Esperar dos minutos para que solidifique el gel.

Incubar las placas cara arriba a temperatura de 25 °C después de 3 a 5 días proceder al recuento de las colonias

Tras incubación las levaduras forman:

- Colonias pequeñas
- Las colonias tienen bordes definidos
- De color rosa-tostado a azul verdoso
- Generalmente no tienen un foco (centro negro) en el centro de la colonia.

Y los mohos presentan:

- Colonias grandes
- Las colonias tienen bordes difusos
- Color variable (los mohos pueden producir sus propios pigmentos)
- Las colonias son planas
- Generalmente con un foco en el centro de la colonia

3. Placa Petrifilm para el recuento E. coli

Recubrir con el film superior, extender la muestra con el difusor plástico (lado liso hacia abajo) ejerciendo una ligera presión.

El agua contenida en la muestra rehidrata los componentes y forma entre los dos films un gel de 20 cm². La gelificación se obtiene a los 2 minutos.

Incubar a 30° C o a 44°C (temperatura selectiva para E. Coli). Poner un recipiente con agua en la estufa cuando se incuba a una temperatura superior a 37°C. No apilar más de 20 unidades.

Hacer el recuento a las 24 horas. Proceder a una segunda lectura a las 48 horas si a las 24 horas las colonias son poco visibles

Tras la incubación la E. coli forman colonias azules con burbujas de gas debido a la producción de glucoronidasa y a la fermentación de la lactosa. Los coliformes son rojos y con burbujas de gas.

ANEXO 7

EXTRACCIÓN DE ALMIDON

El almidón se extrajo según el método descrito por Córdova J y otros, 2003.

Materiales

Licuadaora

Lienzo

Vasos de precipitación

Centrifugadora

Agua destilada

Secador de aire forzado

Molino

Procedimiento

Se coloca una cantidad adecuada de tubérculos lavados (se debe eliminar totalmente la tierra) y troceados con 125 ml de agua en una licuadora, mezclándose a velocidad media durante tres minutos.

Esto se filtra a través de un lienzo, y se deja sedimentar por 12 horas. Posterior a esto se extrae el sobrenadante y lo que está sedimentado se centrifugaron a 35 r.p.m. durante 15 min., descartándose otra vez el sobrenadante.

El residuo se lavó varias veces con agua destilada para eliminar otros constituyentes presentes y diluir el almidón. El almidón extraído se seca en un secador de aire forzado a 50°C por 4 h.

Finalmente se pasa al almidón por un molino para obtener gránulos pequeños y uniformes.

ANEXO 8

DETERMINACIÓN DE DENSIDAD RELATIVA

Se entiende por densidad relativa a la relación entre la masa de un volumen de la sustancia a ensayar a 25°C y la masa de un volumen igual de agua a la misma temperatura. Este término equivale a peso específico.

Materiales y reactivos.

- Picnómetro de al menos 10 ml de capacidad.
- Balanza analítica

Procedimiento:

Primeramente pésese el picnómetro vacío y seco a 25°C y llénese con la porción de ensayo, manténgalo a la temperatura de 25°C ($\pm 1^\circ\text{C}$) durante 15 min, y ajústese el líquido al nivel empleado, si es preciso, una tira de papel para extraer el exceso y secar exteriormente el picnómetro.

Se pesa cuidadosamente el picnómetro con la porción de ensayo y se repite la operación con el agua destilada a 25°C, después de limpiar el picnómetro.

Expresión de los resultados:

La densidad relativa a 25°C se calcula por la siguiente fórmula:

$$D_{25} = \frac{M_1 - M}{M_2 - M}$$

Donde:

M_1 : peso del picnómetro con la muestra (g)

M_2 : peso del picnómetro con el agua (g)

M : peso del picnómetro vacío (g).

Los resultados se aproximan hasta la tercera cifra.

ANEXO 9

PRUEBAS DE JARRAS PARA ENSAYAR AL ALMIDÓN DE MASHUA COMO AYUDANTE DE FLOCULACIÓN.

DETERMINACIÓN DE DOSIS ÓPTIMA DE SULFATO DE ALUMINIO Y PRAESTOL

ENSAYO DE JARRAS N° 1							
Fecha: 21-03-11							
	Sulfato de aluminio (mg/l)	Almidón de mashua (mg/l)		Turbiedad (NTU)	pH	Color (UTC)	Índice de floculación de Willcomb
		Concentración (%)	Dosis (mg/l)				
Agua Cruda				10,6	7,67	80	
Jarra 1	70			2,8	6,99	25	2
Jarra 2	75			2,4	6,96	15	2
Jarra 3	80			1,7	6,93	10	2
Jarra 4	85			1,6	6,89	10	2
Jarra 5	90			1,7	6,87	10	2
Jarra 6	95			1,8	6,84	10	2
Observaciones:							

Gráfico N°4 Turbiedad vs dosis

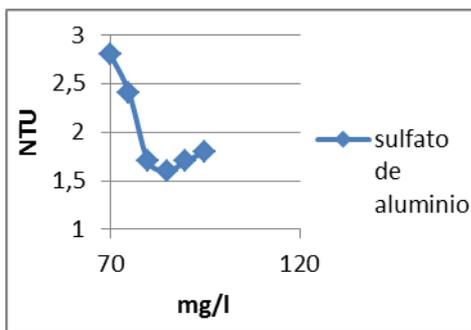


Gráfico N°5 Color vs dosis

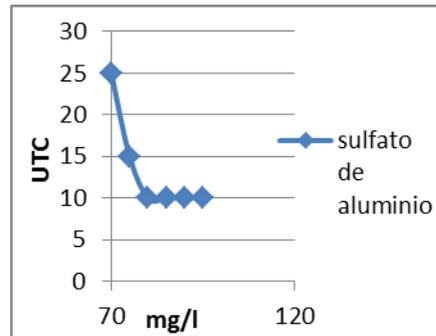
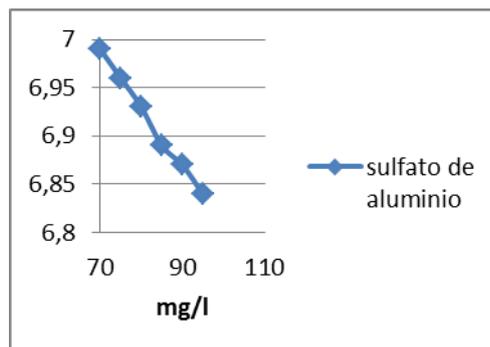


Gráfico N°6 pH vs dosis



ENSAYO DE JARRAS N° 2 (Repetición)							
Fecha: 21-03-11							
	Sulfato de aluminio (mg/l)	Almidón de mashua (mg/l)		Turbiedad (NTU)	pH	Color (UTC)	Índice de floculación de Willcomb
		Concentración (%)	Dosis (mg/l)				
Agua Cruda				10,6	7,67	80	
Jarra 1	70			2,7	6,98	25	2
Jarra 2	75			2,4	6,95	15	2
Jarra 3	80			1,8	6,91	10	2
Jarra 4	85			1,7	6,88	10	2
Jarra 5	90			1,8	6,84	10	2
Jarra 6	95			1,9	6,81	10	2
Observaciones:							

ENSAYO DE JARRAS N° 3							
Fecha: 21-03-11							
	Sulfato de aluminio (mg/l)	Praestol (mg/l)		Turbiedad (NTU)	pH	Color (UTC)	Índice de floculación de Willcomb
		Concentración (%)	Dosis (mg/l)				
Agua Cruda				10,6	7,67	80	
Jarra 1	85	0,1	0,15	1,5	7	10	2
Jarra 2	85	0,1	0,15	1,6	6,97	10	2
Jarra 3	85	0,1	0,2	1,5	6,94	10	2
Jarra 4	85	0,1	0,2	1,4	6,89	10	2
Jarra 5	85	0,1	0,25	1,3	6,85	10	2
Jarra 6	85	0,1	0,25	1,3	6,81	10	2
Observaciones:							

Gráfico N°7 Turbiedad vs dosis

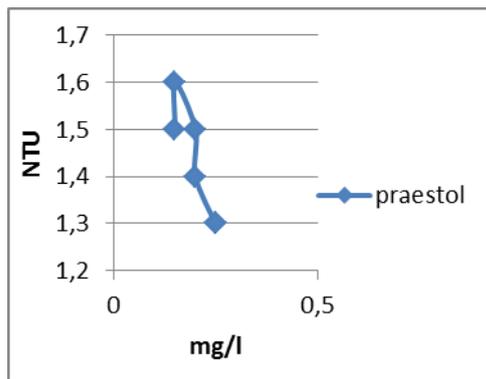


Gráfico N°8 Color vs dosis

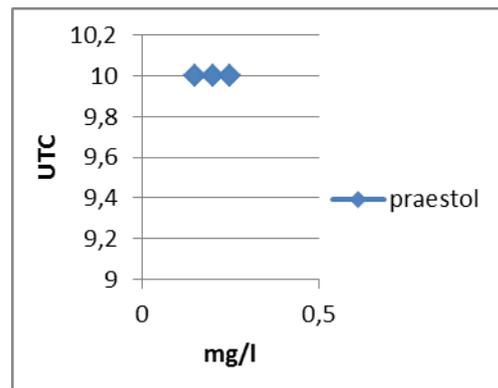
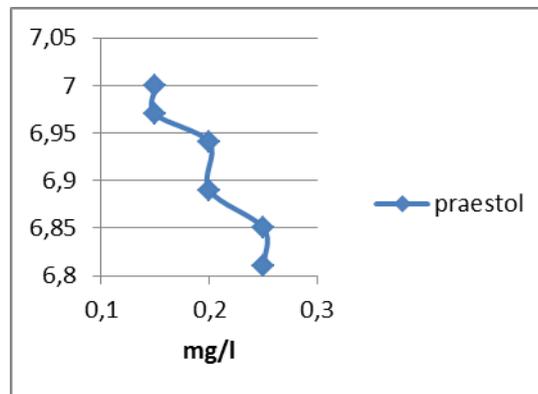


Gráfico N°9 pH vs dosis



ANEXO 10

ENSAYOS DE ALMIDÓN DE MASHUA

ENSAYO DE JARRAS N° 4							
Fecha: 22-03-11							
	Sulfato de aluminio (mg/l)	Almidón de mashua (mg/l)		Turbiedad (NTU)	pH	Color (UTC)	Índice de floculación de Willcomb
		Concentración (%)	Dosis (mg/l)				
Agua Cruda				10,6	7,65	80	
Jarra 1	85	0,1	50	6,5	7,25	40	2
Jarra 2	85	0,1	100	8,8	7,18	50	2
Jarra 3	85	0,5	50	7,2	7,16	40	2
Jarra 4	85	0,5	100	9,2	7,09	60	2
Jarra 5	85	1	50	7,7	7,11	50	2
Jarra 6	85	1	100	10,6	7,01	70	2
Observaciones:							

Gráfico N°10 Turbiedad vs dosis

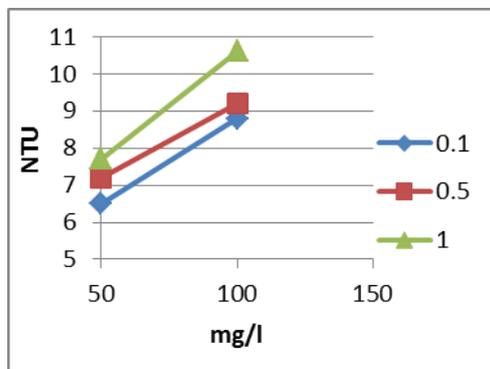


Gráfico N°11 Color vs dosis

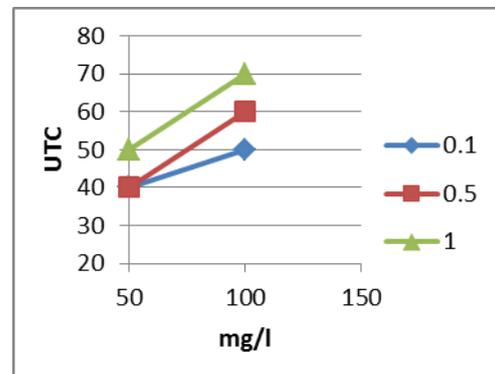
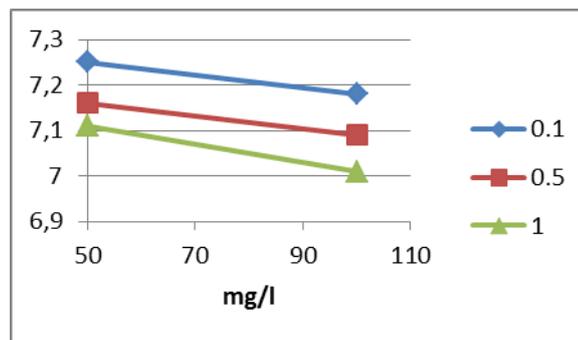


Gráfico N°12 pH vs dosis



ENSAYO DE JARRAS N° 5 (Repetición)							
Fecha: 22-03-11							
	Sulfato de aluminio (mg/l)	Almidón de mashua (mg/l)		Turbiedad (NTU)	pH	Color (UTC)	Índice de floculación de Willcomb
		Concentración (%)	Dosis (mg/l)				
Agua Cruda				10,6	7,65	80	
Jarra 1	85	0,1	50	6,3	7,28	40	2
Jarra 2	85	0,1	100	8,7	7,19	50	2
Jarra 3	85	0,5	50	7,3	7,17	40	2
Jarra 4	85	0,5	100	9,3	7,09	60	2
Jarra 5	85	1	50	7,9	7,1	50	2
Jarra 6	85	1	100	10,4	7,01	70	2
Observaciones:							

ENSAYO DE JARRAS N° 6							
Fecha: 22-03-11							
	Sulfato de aluminio (mg/l)	Almidón de mashua (mg/l)		Turbiedad (NTU)	pH	Color (UTC)	Índice de floculación Willcomb
		Concentración (%)	Dosis (mg/l)				
Agua Cruda				10,6	7,65	80	
Jarra 1	85	0,1	5	1,7	7,06	15	2
Jarra 2	85	0,1	10	1,9	7,03	20	2
Jarra 3	85	0,1	20	2,8	7,01	20	2
Jarra 4	85	0,1	30	4,5	7	30	2
Jarra 5	85	0,1	40	5,3	6,99	30	2
Jarra 6	85	0,1	50	6,2	6,97	40	2
Observaciones:							

Gráfico N°13 Turbiedad vs dosis

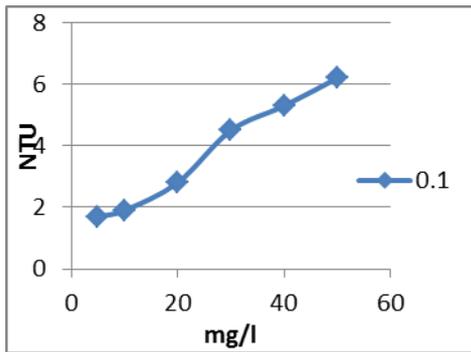


Gráfico N°14 Color vs dosis

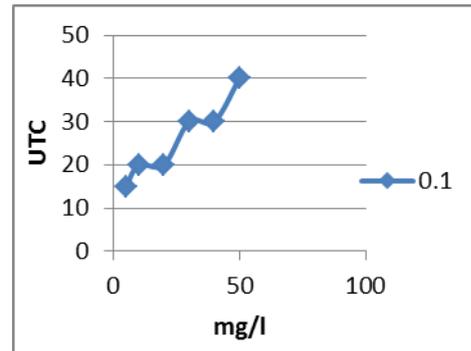
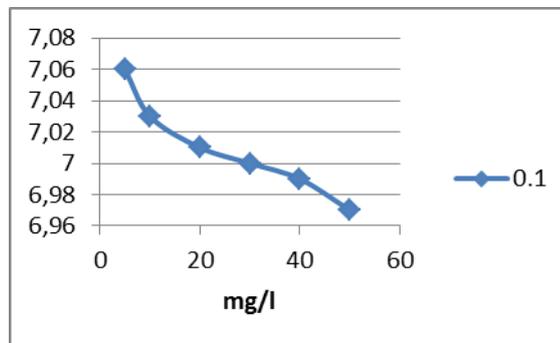


Gráfico N°15 pH vs dosis



ENSAYO DE JARRAS N° 7 (Repetición)							
Fecha: 22-03-11							
	Sulfato de aluminio (mg/l)	Almidón de mashua (mg/l)		Turbiedad (NTU)	pH	Color (UTC)	Índice de floculación Willcomb
		Concentración (%)	Dosis (mg/l)				
Agua Cruda				10,6	7,65	80	
Jarra 1	85	0,1	5	1,8	7,09	20	2
Jarra 2	85	0,1	10	1,9	7,05	20	2
Jarra 3	85	0,1	20	2,6	7,02	20	2
Jarra 4	85	0,1	30	4,6	7,01	30	2
Jarra 5	85	0,1	40	5,5	6,98	30	2
Jarra 6	85	0,1	50	6,3	6,98	40	2
Observaciones:							

ENSAYO DE JARRAS N° 8							
Fecha: 26-03-11							
	Sulfato de aluminio (mg/l)	Almidón de mashua (mg/l)		Turbiedad (NTU)	pH	Color (UTC)	Índice de floculación de Willcomb
		Concentración (%)	Dosis (mg/l)				
Agua Cruda				10,5	7,61	80	
Jarra 1	85	0,1	0,1	1,6	7,09	10	2
Jarra 2	85	0,1	0,5	1,4	7,03	10	2
Jarra 3	85	0,1	1	1,3	7,01	10	2
Jarra 4	85	0,1	2	1,6	6,98	10	2
Jarra 5	85	0,1	3	1,7	6,97	15	2
Jarra 6	85	0,1	5	1,7	6,97	15	2
Observaciones:							

Gráfico N°16 Turbiedad vs dosis

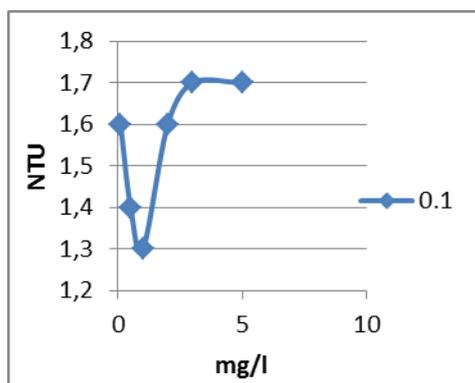


Gráfico N°17 Color vs dosis

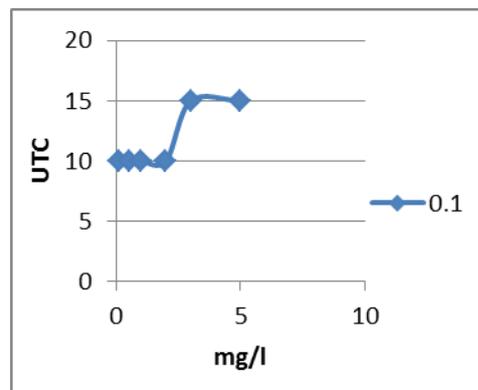
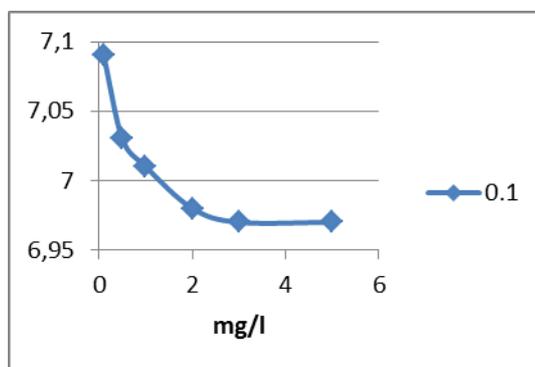


Gráfico N°18 pH vs dosis



ENSAYO DE JARRAS N° 9 (Repetición)							
Fecha: 26-03-11							
	Sulfato de aluminio (mg/l)	Almidón de mashua (mg/l)		Turbiedad (NTU)	pH	Color (UTC)	Índice de floculación de Willcomb
		Concentración (%)	Dosis (mg/l)				
Agua Cruda				10,5	7,61	80	
Jarra 1	85	0,1	0,1	1,7	7,10	10	2
Jarra 2	85	0,1	0,5	1,4	7,05	10	2
Jarra 3	85	0,1	1	1,4	7,02	10	2
Jarra 4	85	0,1	2	1,6	6,98	10	2
Jarra 5	85	0,1	3	1,7	6,96	15	2
Jarra 6	85	0,1	5	1,8	6,97	15	2
Observaciones:							

ENSAYO DE JARRAS N° 10 (Repetición)							
Fecha: 26-03-11							
	Sulfato de aluminio (mg/l)	Almidón de mashua (mg/l)		Turbiedad (NTU)	pH	Color (UTC)	Índice de floculación de Willcomb
		Concentración (%)	Dosis (mg/l)				
Agua Cruda				10,6	7,61	80	
Jarra 1	85	0,1	0,1	1,6	7,09	10	2
Jarra 2	85	0,1	0,5	1,5	7,04	10	2
Jarra 3	85	0,1	1	1,3	7,03	10	2
Jarra 4	85	0,1	2	1,6	6,99	10	2
Jarra 5	85	0,1	3	1,7	6,97	15	2
Jarra 6	85	0,1	5	1,8	6,96	15	2
Observaciones:							

ANEXO 11

ENSAYO DE DOSIFICACIÓN

ENSAYO DE JARRAS N° 11								
Fecha: 27-03-11								
	Sulfato de aluminio (mg/l)	Almidón de mashua (mg/l)		Turbiedad (NTU)	pH	Color (UTC)	Índice de floculación de Willcomb	Dosificación
		Concentración (%)	Dosis (mg/l)					
Agua Cruda				10,5	7,57	80		
Jarra 1	85			1,5	7,22	10	2	dp*
Jarra 2	85	0,1	1	1,8	7,21	10	2	1*
Jarra 3	85	0,1	1	1,3	7,15	10	2	2*
Jarra 4	85	0,1	1	1,7	7,11	10	2	3*
Jarra 5	85	0,1	1	1,6	7,08	10	2	4*
Jarra 6	85	0,1	1	1,8	7,05	10	2	5*

Observaciones: dp*= dosificación de planta; 1* =1ro almidón, 30 seg después el sulfato de aluminio; 2* =1ro sulfato de aluminio y un minuto después el almidón; 3* =1ro sulfato de aluminio y 2 minutos después el almidón; 4* =1ro sulfato de aluminio y 5 minutos después el almidón; 5* =1ro sulfato de aluminio y 10 minutos después el almidón

Gráfico N°19 Turbiedad vs dosificación

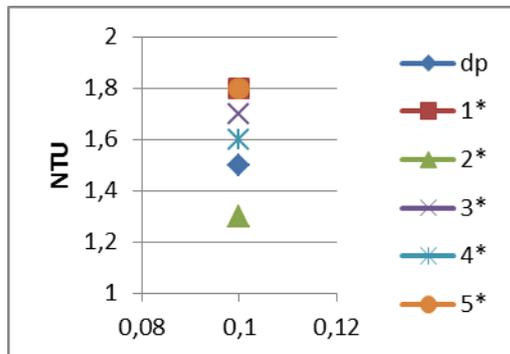


Gráfico N°20 Color vs dosificación

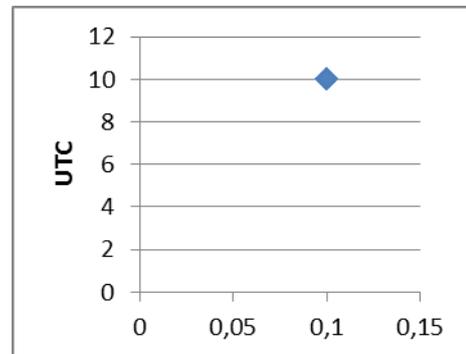
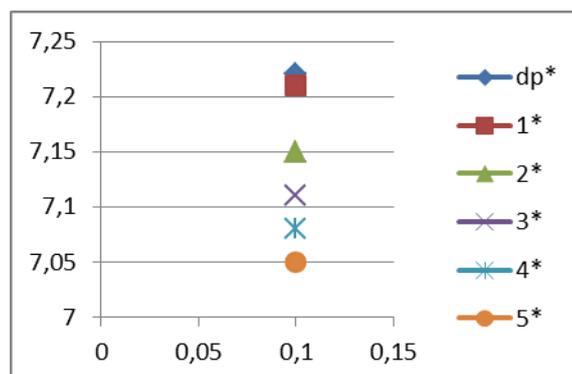


Gráfico N° 21 pH vs dosificación



ENSAYO DE JARRAS N° 12 (Repetición)

Fecha: 27-03-11

	Sulfato de aluminio (mg/l)	Almidón de mashua (mg/l)		Turbiedad (NTU)	pH	Color (UTC)	Índice de floculación de Willcomb	Dosificación
		Concentración (%)	Dosis (mg/l)					
Agua Cruda				10,5	7,57	80		
Jarra 1	85			1,5	7,24	10	2	dp*
Jarra 2	85	0,1	1	1,9	7,22	10	2	1*
Jarra 3	85	0,1	1	1,4	7,16	10	2	2*
Jarra 4	85	0,1	1	1,7	7,13	10	2	3*
Jarra 5	85	0,1	1	1,8	7,09	10	2	4*
Jarra 6	85	0,1	1	1,8	7,08	10	2	5*

Observaciones: dp*= dosificación de planta; 1* =1ro almidón, 30 seg después el sulfato de aluminio; 2* =1ro sulfato de aluminio y un minuto después el almidón; 3* =1ro sulfato de aluminio y 2 minutos después el almidón; 4* =1ro sulfato de aluminio y 5 minutos después el almidón; 5* =1ro sulfato de aluminio y 10 minutos después el almidón

ANEXO 12

VARIACIÓN DE CONCENTRACIÓN Y DOSIS

ENSAYO DE JARRAS N° 13							
Fecha: 27-03-11							
	Sulfato de aluminio (mg/l)	Almidón de mashua (mg/l)		Turbiedad (NTU)	pH	Color (UTC)	Índice de floculación de Willcomb
		Concentración (%)	Dosis (mg/l)				
Agua Cruda				10,5	7,57	80	
Jarra 1	85	0,3	0,1	1,6	7,15	10	2
Jarra 2	85	0,3	0,5	1,6	7,08	10	2
Jarra 3	85	0,3	1	1,5	7,04	10	2
Jarra 4	85	0,5	0,1	1,7	7,09	10	2
Jarra 5	85	0,5	0,5	1,8	7,03	10	2
Jarra 6	85	0,5	1	1,7	7,01	10	2
Observaciones:							

ENSAYO DE JARRAS N° 14							
Fecha: 28-03-11							
	Sulfato de aluminio (mg/l)	Almidón de mashua (mg/l)		Turbiedad (NTU)	pH	Color (UTC)	Índice de floculación de Willcomb
		Concentración (%)	Dosis (mg/l)				
Agua Cruda				10,3	7,59	80	
Jarra 1	85	0,7	0,1	1,8	7,11	10	2
Jarra 2	85	0,7	0,5	1,8	7,05	10	2
Jarra 3	85	0,7	1	1,6	7,02	10	2
Jarra 4	85	0,9	0,1	1,8	7,06	10	2
Jarra 5	85	0,9	0,5	1,9	7,01	10	2
Jarra 6	85	0,9	1	1,8	6,98	10	2
Observaciones:							

Gráfico N°22 Turbiedad vs dosis

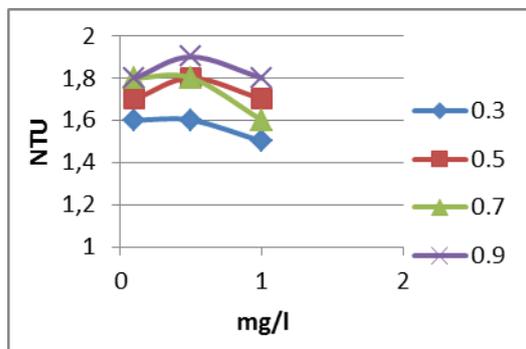


Gráfico N°23 Color vs dosis

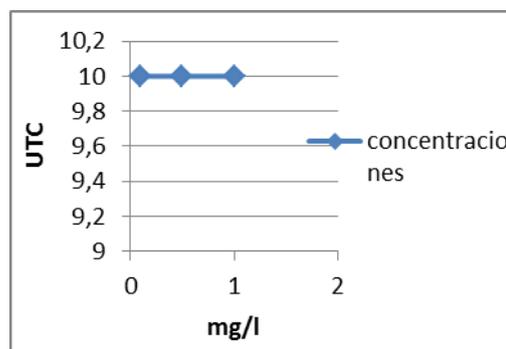
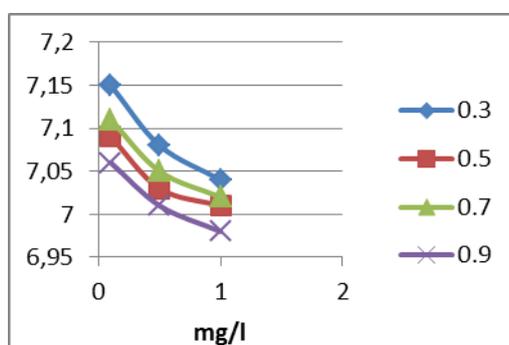


Gráfico N°24 pH vs dosis



ENSAYO DE JARRAS N° 15							
Fecha: 28-03-11							
	Sulfato de aluminio (mg/l)	Almidón de mashua (mg/l)		Turbiedad (NTU)	pH	Color (UTC)	Índice de floculación de Willcomb
		Concentración (%)	Dosis (mg/l)				
Agua Cruda				10,3	7,59	80	
Jarra 1	85	1	0,1	1,8	7,13	10	2
Jarra 2	85	1	0,5	1,8	7,09	10	2
Jarra 3	85	1	1	1,9	7,07	10	2
Jarra 4	85	1	2	2	7,06	10	2
Jarra 5	85	1	3	2,1	7,04	10	2
Jarra 6	85	1	5	2,3	7,01	10	2
Observaciones:							

Gráfico N°25 Turbiedad vs dosis

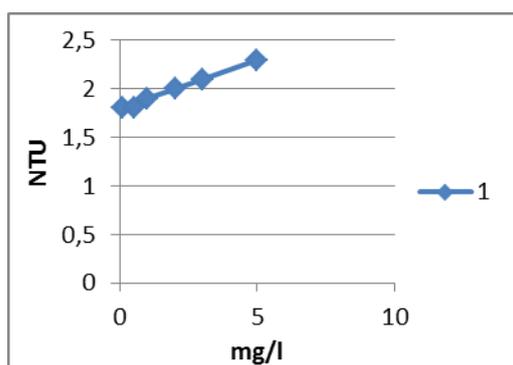


Gráfico N°26 Color vs dosis

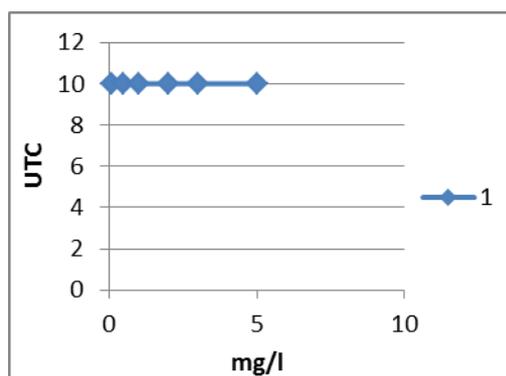
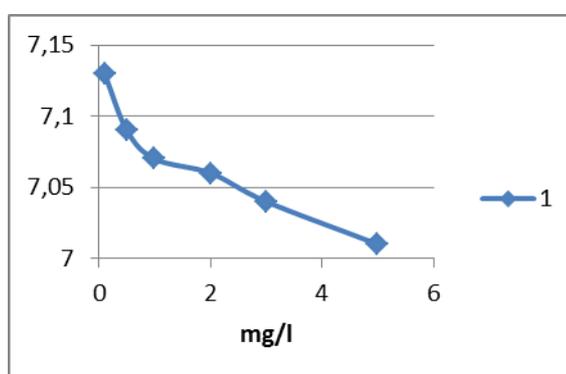


Gráfico N°27 pH vs dosis



ENSAYO DE JARRAS N° 16							
Fecha: 29-03-11							
	Sulfato de aluminio (mg/l)	Almidón de mashua (mg/l)		Turbiedad (NTU)	pH	Color (UTC)	Índice de floculación de Willcomb
		Concentración (%)	Dosis (mg/l)				
Agua Cruda				10,4	7,55	80	
Jarra 1	85	0,08	0,1	1,5	7,18	10	2
Jarra 2	85	0,08	1	1,5	7,15	10	2
Jarra 3	85	0,06	0,1	1,6	7,12	10	2
Jarra 4	85	0,06	1	1,5	7,1	10	2
Jarra 5	85	0,04	0,1	1,7	7,08	10	2
Jarra 6	85	0,04	1	1,7	7,02	10	2
Observaciones:							

Gráfico N°28 Turbiedad vs dosis

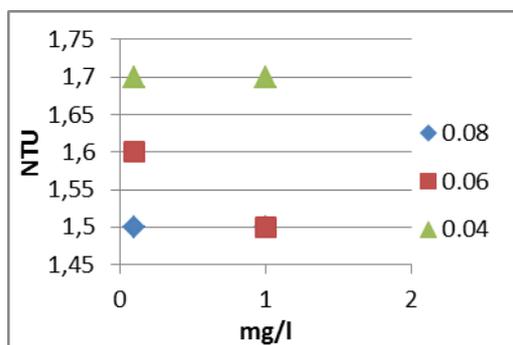


Gráfico N°29 Color vs dosis

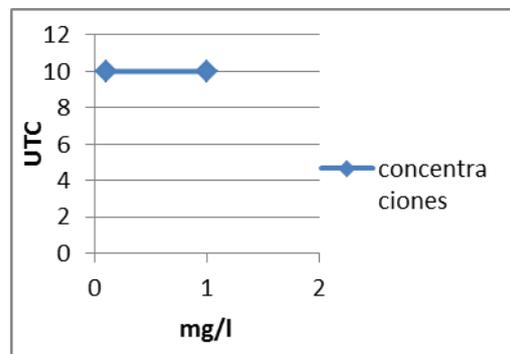
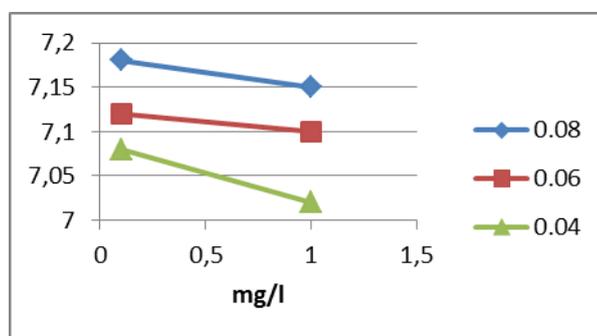


Gráfico N°30 pH vs dosis



ENSAYO DE JARRAS N° 17 (Repetición)							
Fecha: 29-03-11							
	Sulfato de aluminio (mg/l)	Almidón de mashua (mg/l)		Turbiedad (NTU)	pH	Color (UTC)	Índice de floculación de Willcomb
		Concentración (%)	Dosis (mg/l)				
Agua Cruda				10,4	7,55	80	
Jarra 1	85	0,3	0,1	1,7	7,18	10	2
Jarra 2	85	0,3	0,5	1,7	7,11	10	2
Jarra 3	85	0,3	1	1,6	7,07	10	2
Jarra 4	85	0,5	0,1	1,8	7,06	10	2
Jarra 5	85	0,5	0,5	1,8	7,02	10	2
Jarra 6	85	0,5	1	1,7	7,01	10	2
Observaciones:							

ENSAYO DE JARRAS N° 18 (Repetición)							
Fecha: 29-03-11							
	Sulfato de aluminio (mg/l)	Almidón de mashua (mg/l)		Turbiedad (NTU)	pH	Color (UTC)	Índice de floculación de Willcomb
		Concentración (%)	Dosis (mg/l)				
Agua Cruda				10,4	7,55	80	
Jarra 1	85	0,7	0,1	1,9	7,10	10	2
Jarra 2	85	0,7	0,5	1,8	7,07	10	2
Jarra 3	85	0,7	1	1,7	7,04	10	2
Jarra 4	85	0,9	0,1	1,8	7,02	10	2
Jarra 5	85	0,9	0,5	1,9	7,01	10	2
Jarra 6	85	0,9	1	1,9	6,99	10	2
Observaciones:							

ENSAYO DE JARRAS N° 19 (Repetición)							
Fecha: 29-03-11							
	Sulfato de aluminio (mg/l)	Almidón de mashua (mg/l)		Turbiedad (NTU)	pH	Color (UTC)	Índice de floculación de Willcomb
		Concentración (%)	Dosis (mg/l)				
Agua Cruda				10,4	7,55	80	
Jarra 1	85	1	0,1	1,8	7,15	10	2
Jarra 2	85	1	0,5	1,9	7,11	10	2
Jarra 3	85	1	1	1,9	7,09	10	2
Jarra 4	85	1	2	2,1	7,05	10	2
Jarra 5	85	1	3	2,2	7,03	10	2
Jarra 6	85	1	5	2,2	7,01	10	2
Observaciones:							

ANEXO 13

ENSAYOS DE DOSIS ÓPTIMA

ENSAYO DE JARRAS N° 20							
Fecha: 02-04-11							
	Sulfato de aluminio (mg/l)	Almidón de mashua (mg/l)		Turbiedad (NTU)	pH	Color (UTC)	Índice de floculación de Willcomb
		Concentración (%)	Dosis (mg/l)				
Agua Cruda				10,3	7,53	80	
Jarra 1	85			1,6	7,1	10	2
Jarra 2	85	0,1 *	0,25*	1,4	7,05	10	2
Jarra 3	85	0,1	1	1,2	7,03	10	2
Jarra 4	85	0,1	0,8	1,4	7,05	10	2
Jarra 5	85	0,1	0,6	1,4	7,08	10	2
Jarra 6	85	0,1	0,5	1,5	7,15	10	2
Observaciones: *Praestol							

ENSAYO DE JARRAS N° 21							
Fecha: 02-04-11							
	Sulfato de aluminio (mg/l)	Almidón de mashua (mg/l)		Turbiedad (NTU)	pH	Color (UTC)	Índice de floculación de Willcomb
		Concentración (%)	Dosis (mg/l)				
Agua Cruda				10,3	7,53	80	
Jarra 1	85	0,1	1	1,2	7,03	10	2
Jarra 2	85	0,1	1,2	1,4	7	10	2
Jarra 3	85	0,1	1,4	1,4	6,98	10	2
Jarra 4	85	0,1	1,6	1,6	6,95	10	2
Jarra 5	85	0,1	1,8	1,6	6,94	10	2
Jarra 6	85	0,1	1,9	1,7	6,92	10	2
Observaciones:							

Gráfico N°31 Turbiedad vs dosis

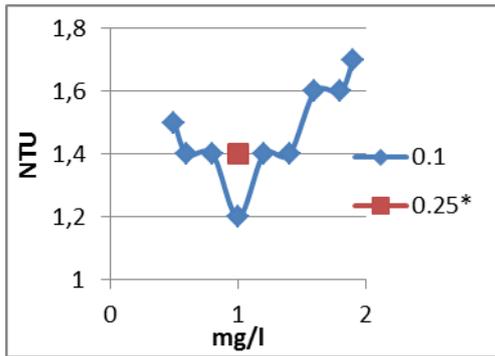


Gráfico N°32 Color vs dosis

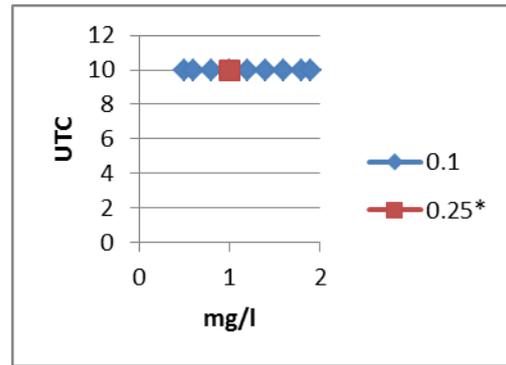
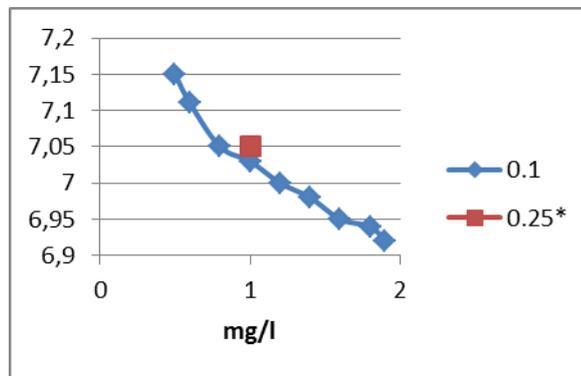


Gráfico N°33 pH vs dosis



ENSAYO DE JARRAS N° 22 (Repetición)							
Fecha: 02-04-11							
	Sulfato de aluminio (mg/l)	Almidón de mashua (mg/l)		Turbiedad (NTU)	pH	Color (UTC)	Índice de floculación de Willcomb
		Concentración (%)	Dosis (mg/l)				
Agua Cruda				10,3	7,53	80	
Jarra 1	85			1,6	7,09	10	2
Jarra 2	85	0,1 *	0,25*	1,4	7,07	10	2
Jarra 3	85	0,1	1	1,3	7,05	10	2
Jarra 4	85	0,1	0,8	1,4	7,04	10	2
Jarra 5	85	0,1	0,6	1,5	7,02	10	2
Jarra 6	85	0,1	0,5	1,5	7	10	2
Observaciones: *Praestol							

ANEXO 14

VARIACIÓN DE DOSIS DE SULFATO DE ALUMINIO

ENSAYO DE JARRAS N° 23							
Fecha: 04-04-11							
	Sulfato de aluminio (mg/l)	Almidón de mashua (mg/l)		Turbiedad (NTU)	pH	Color (UTC)	Índice de floculación de Willcomb
		Concentración (%)	Dosis (mg/l)				
Agua Cruda				10,2	7,55	80	
Jarra 1	70	0,1	1	2,6	7,16	15	2
Jarra 2	70	1	1	2,6	7,12	15	2
Jarra 3	75	0,1	1	2,3	7,06	10	2
Jarra 4	75	1	1	2,2	7,05	10	2
Jarra 5	80	0,1	1	1,8	7,03	10	2
Jarra 6	80	1	1	1,7	7	10	2
Observaciones:							

Gráfico N°34 Turbiedad vs dosis

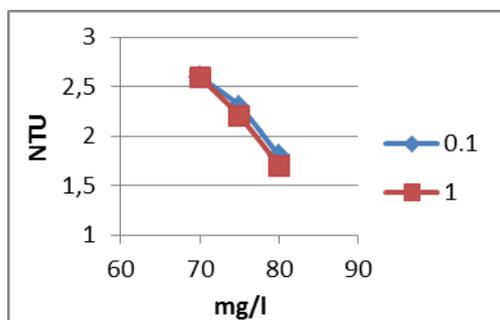


Gráfico N°35 Color vs dosis

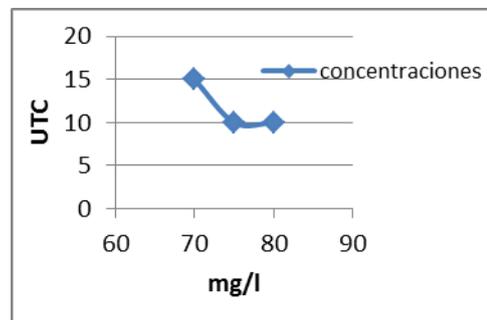
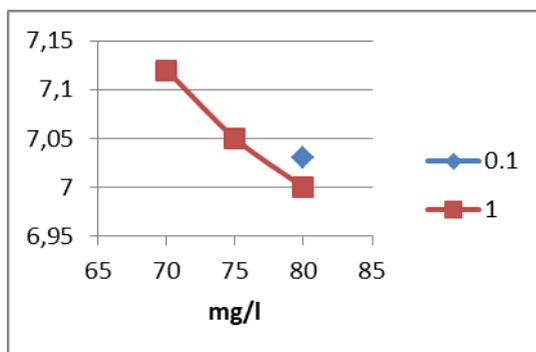


Gráfico N°36 pH vs dosis



ENSAYO DE JARRAS N° 24 (Repetición)

Fecha: 04-04-11

	Sulfato de aluminio (mg/l)	Almidón de mashua (mg/l)		Turbiedad (NTU)	pH	Color (UTC)	Índice de floculación de Willcomb
		Concentración (%)	Dosis (mg/l)				
Agua Cruda				10,2	7,55	80	
Jarra 1	70	0,1	1	2,7	7,14	15	2
Jarra 2	70	1	1	2,7	7,11	15	2
Jarra 3	75	0,1	1	2,3	7,09	15	2
Jarra 4	75	1	1	2,2	7,05	10	2
Jarra 5	80	0,1	1	1,8	7,02	10	2
Jarra 6	80	1	1	1,8	7.01	10	2

Observaciones:

ANEXO 15

VARIACIÓN DE CONCENTRACIONES DE ALMIDÓN

ENSAYO DE JARRAS N° 25							
Fecha:05-04-11							
	Sulfato de aluminio (mg/l)	Almidón de mashua (mg/l)		Turbiedad (NTU)	pH	Color (UTC)	Índice de floculación de Willcomb
		Concentración (%)	Dosis (mg/l)				
Agua Cruda				10,1	7,50	80	
Jarra 1	85	0,1	1	1,3	7,24	10	2
Jarra 2	85	0,3	1	1,5	7,18	10	2
Jarra 3	85	0,5	1	1,5	7,1	10	2
Jarra 4	85	0,7	1	1,6	7,05	10	2
Jarra 5	85	0,9	1	1,6	7,03	10	2
Jarra 6	85	1	1	1,7	7,01	10	2
Observaciones:							

Gráfico N°37 Turbiedad vs concentración

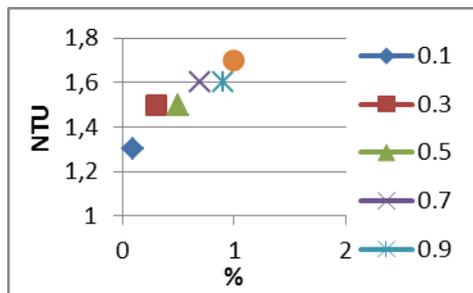


Gráfico N°38 Color vs concentración

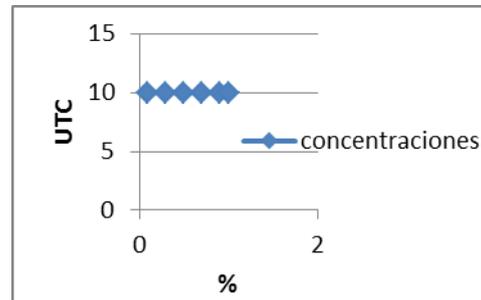
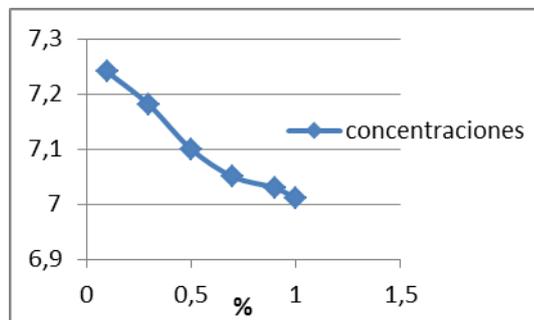


Gráfico N°39 pH vs concentración



ENSAYO DE JARRAS N° 26 (Repetición)

Fecha: 05-04-11

	Sulfato de aluminio (mg/l)	Almidón de mashua (mg/l)		Turbiedad (NTU)	pH	Color (UTC)	Índice de floculación de Willcomb
		Concentración (%)	Dosis (mg/l)				
Agua Cruda				10,1	7,50	80	
Jarra 1	85	0,1	1	1,3	7,18	10	2
Jarra 2	85	0,3	1	1,4	7,15	10	2
Jarra 3	85	0,5	1	1,5	7,11	10	2
Jarra 4	85	0,7	1	1,5	7,08	10	2
Jarra 5	85	0,9	1	1,6	7,05	10	2
Jarra 6	85	1	1	1,7	7,01	10	2
Observaciones:							

ANEXO 16

VARIACIÓN DE TEMPERATURA

ENSAYO DE JARRAS N° 27								
Fecha: 06-04-11								
	Sulfato de aluminio (mg/l)	Almidón de mashua (mg/l)		Turbiedad (NTU)	pH	Color (UTC)	Índice de floculación de Willcomb	Temperatura
		Concentración (%)	Dosis (mg/l)					(°C)
Agua Cruda				10	7,48	80		
Jarra 1	85	0,1	1	1	6,97	10	2	20
Jarra 2	85	0,5	1	1,4	6,96	10	2	20
Jarra 3	85	1	1	1,4	6,94	10	2	20
Jarra 4	85	0,1	1	1,1	7,02	10	2	11
Jarra 5	85	0,5	1	1,4	6,99	10	2	11
Jarra 6	85	1	1	1,5	6,97	10	2	11

Observaciones: Se varió la temperatura, To=16°C

Gráfico N°40 Turbiedad vs concentración

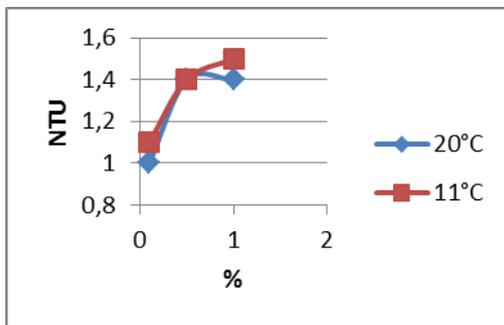


Gráfico N°41 Color vs concentración

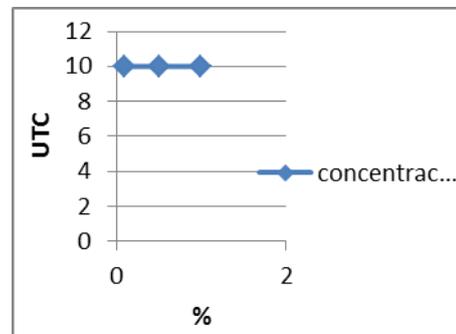
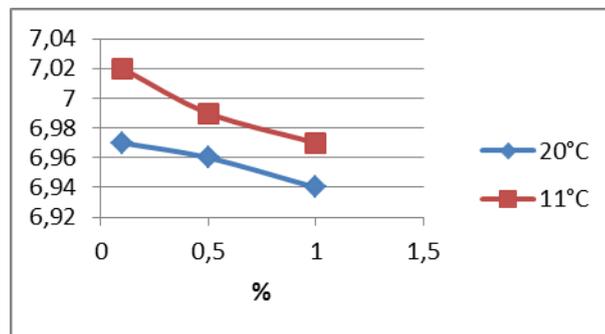


Gráfico N°42 pH vs concentración



ENSAYO DE JARRAS N° 28 (Repetición)

Fecha: 06-04-11

	Sulfato de aluminio (mg/l)	Almidón de mashua (mg/l)		Turbiedad (NTU)	pH	Color (UTC)	Índice de floculación de Willcomb	Temperatura
		Concentración (%)	Dosis (mg/l)					(°C)
Agua Cruda				10	7,48	80		
Jarra 1	85	0,1	1	1.1	6,99	10	2	20
Jarra 2	85	0,5	1	1,3	6,97	10	2	20
Jarra 3	85	1	1	1,4	6,95	10	2	20
Jarra 4	85	0,1	1	1,3	7,04	10	2	11
Jarra 5	85	0,5	1	1,4	7	10	2	11
Jarra 6	85	1	1	1,6	6,98	10	2	11
Observaciones: Se varió la temperatura, To=16°C								

ANEXO 17

VARIACIÓN DE pH (ácido y básico)

ENSAYO DE JARRAS N° 29								
Fecha: 09-04-11								
	Sulfato de aluminio (mg/l)	Almidón de mashua (mg/l)		Turbiedad (NTU)	pH	Color (UTC)	Índice de floculación de Willcomb	pH
		Concentración (%)	Dosis (mg/l)					
Agua Cruda				9,8	7,45	80		
Jarra 1	85	0,1	1	4,3	3,02	15	0	3,01
Jarra 2	85	0,5	1	4,4	3,03	15	0	3,01
Jarra 3	85	1	1	4,6	3,04	10	0	3,01
Jarra 4	85	0,1	1	2,6	10,99	10	2	12,5
Jarra 5	85	0,5	1	2,7	11,06	10	2	12,5
Jarra 6	85	1	1	2,7	11,1	10	2	12,5
Observaciones: Se varió el pH.								

Gráfico N°43 Turbiedad vs concentración

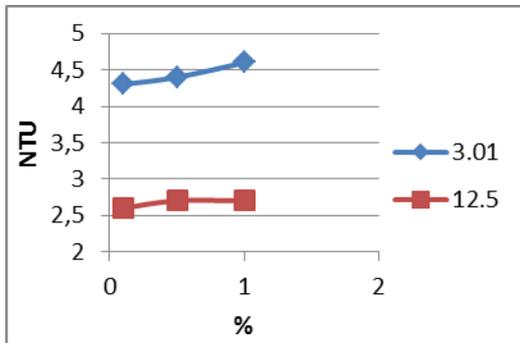


Gráfico N°44 Color vs concentración

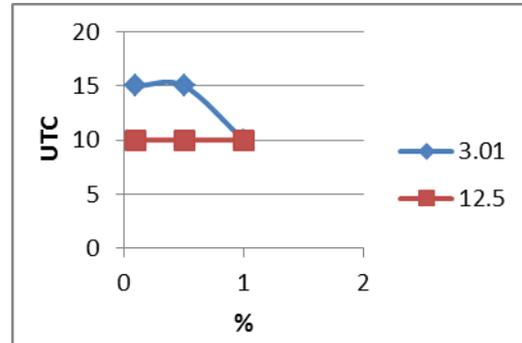
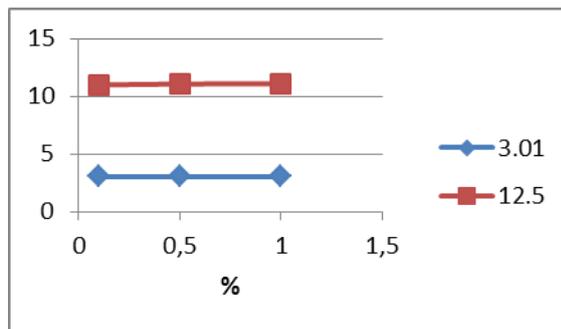


Gráfico N°45 pH vs concentración



ANEXO 18

VARIACIÓN DE pH (básico)

ENSAYO DE JARRAS N° 30								
Fecha: 09-04-11								
	Sulfato de aluminio (mg/l)	Almidón de mashua (mg/l)		Turbiedad (NTU)	pH	Color (UTC)	Índice de floculación de Willcomb	pH
		Concentración (%)	Dosis (mg/l)					
Agua Cruda				9.8	7,45	80		
Jarra 1	85	0,1	1	2,4	10,15	10	2	11,5
Jarra 2	85	0,1	1	2	9,08	10	2	10,5
Jarra 3	85	0,1	1	1,4	8,16	10	2	9,5
Jarra 4	85	0,1	1	1,3	7,95	10	2	8,5
Jarra 5	85	0,1	1	1,3	6,95	10	2	7,5
Jarra 6	85	0,1	1	1,4	5,84	10	2	6,5
Observaciones: Se varió el pH								

ENSAYO DE JARRAS N° 31								
Fecha: 09-04-11								
	Sulfato de aluminio (mg/l)	Almidón de mashua (mg/l)		Turbiedad (NTU)	pH	Color (UTC)	Índice de floculación de Willcomb	pH
		Concentración (%)	Dosis (mg/l)					
Agua Cruda				9.8	7,45	80		
Jarra 1	85	0,1	1	1,7	9,45	10	2	9,9
Jarra 2	85	0,1	1	1,4	9,26	10	2	9,7
Jarra 3	85	0,1	1	1,3	8,07	10	2	8,5
Jarra 4	85	0,1	1	1,3	7,08	10	2	7,5
Jarra 5	85	0,1	1	1,3	6,71	10	2	7
Jarra 6	85	0,1	1	1,4	6.01	10	2	6,5
Observaciones: Se varió el pH								

Gráfico N°46 Turbiedad vs pH

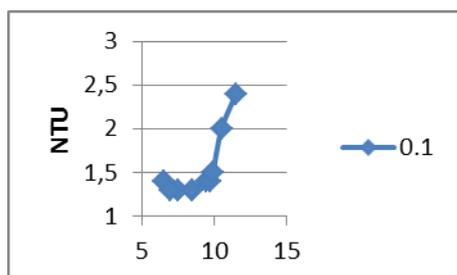


Gráfico N°47 Color vs pH

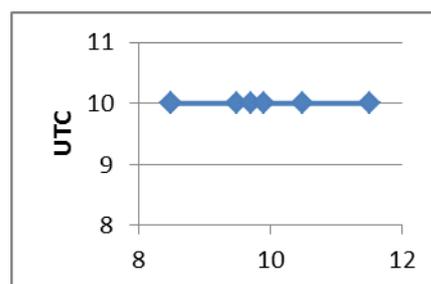
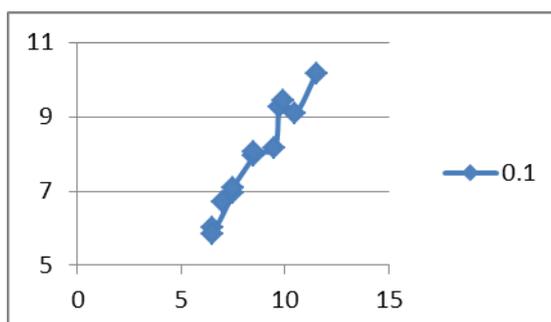


Gráfico N°48 pH residual vs pH



ENSAYO DE JARRAS N° 32 (Repetición)								
Fecha: 09-04-11								
	Sulfato de aluminio (mg/l)	Almidón de mashua (mg/l)		Turbiedad (NTU)	pH	Color (UTC)	Índice de floculación de Willcomb	pH
		Concentración (%)	Dosis (mg/l)					
Agua Cruda				9.8	7,45	80		
Jarra 1	85	0,1	1	1,6	9,41	10	2	9,9
Jarra 2	85	0,1	1	1,3	9,27	10	2	9,7
Jarra 3	85	0,1	1	1,3	8,05	10	2	8,5
Jarra 4	85	0,1	1	1,2	7,05	10	2	7,5
Jarra 5	85	0,1	1	1,3	6,7	10	2	7
Jarra 6	85	0,1	1	1,4	6.03	10	2	6.5
Observaciones: Se varió el pH								

ANEXO 19

DOSIS ÓPTIMA DE SULFATO DE ALUMINIO Y PRAESTOL

ENSAYO DE JARRAS N° 33							
Fecha: 12-04-11							
	Sulfato de aluminio (mg/l)	Almidón de mashua (mg/l)		Turbiedad (NTU)	pH	Color (UTC)	Índice de floculación de Willcomb
		Concentración (%)	Dosis (mg/l)				
Agua Cruda				8,7	8,27	55	
Jarra 1	70			2,5	8,08	25	2
Jarra 2	75			2,3	8,05	15	2
Jarra 3	80			1,9	8,02	10	2
Jarra 4	85			1,7	7,97	10	2
Jarra 5	90			1,8	7,94	10	2
Jarra 6	95			2	7,91	10	2
Observaciones:							

Gráfico N°49 Turbiedad vs dosis

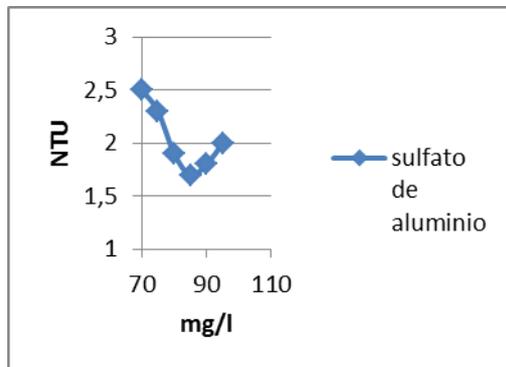


Gráfico N°50 Color vs dosis

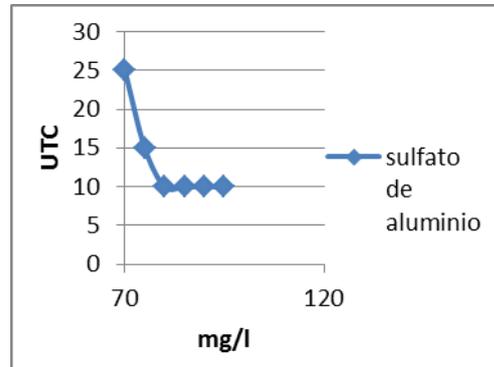
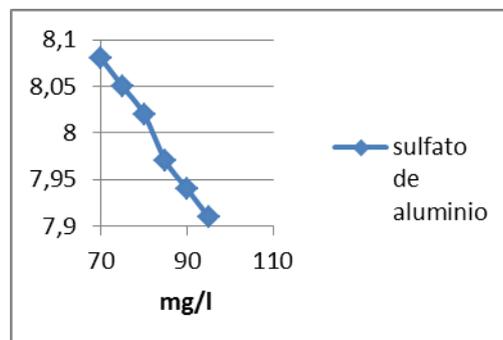


Gráfico N°51 pH vs dosis



ENSAYO DE JARRAS N° 34							
Fecha: 12-04-11							
	Sulfato de aluminio (mg/l)	Praestol (mg/l)		Turbiedad (NTU)	pH	Color (UTC)	Índice de floculación de Willcomb
		Concentración (%)	Dosis (mg/l)				
Agua Cruda				8,7	8,27	55	
Jarra 1	85	0,1	0,15	1,8	8,05	10	2
Jarra 2	85	0,1	0,15	1,9	8,01	10	2
Jarra 3	85	0,1	0,2	1,7	7,96	10	2
Jarra 4	85	0,1	0,2	1,6	7,92	10	2
Jarra 5	85	0,1	0,25	1,5	7,85	10	2
Jarra 6	85	0,1	0,25	1,5	7,81	10	2
Observaciones:							

Gráfico N°52 Turbiedad vs dosis

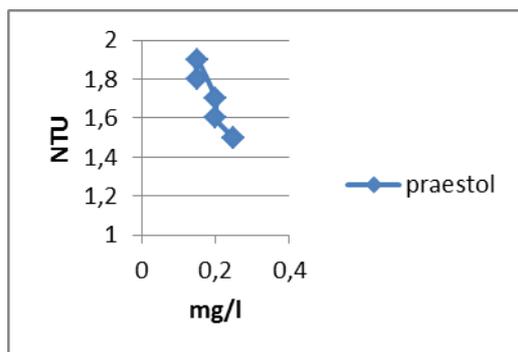


Gráfico N°53 Color vs dosis

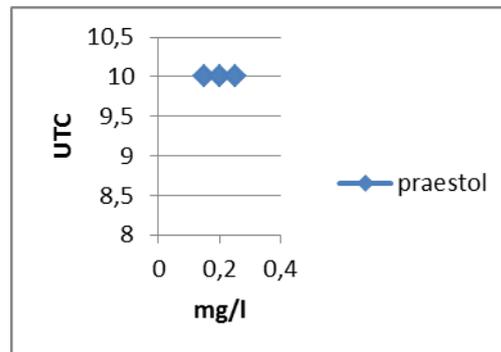
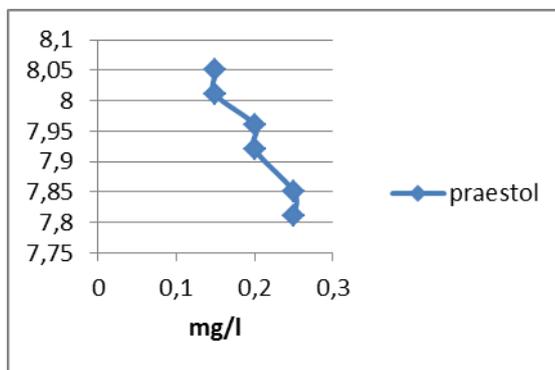


Gráfico N°54 pH vs dosis



ANEXO 20

DOSIS ÓPTIMA DE ALMIDÓN DE MASHUA

ENSAYO DE JARRAS N° 35							
Fecha: 12-04-11							
	Sulfato de aluminio (mg/l)	Almidón de mashua (mg/l)		Turbiedad (NTU)	pH	Color (UTC)	Índice de floculación de Willcomb
		Concentración (%)	Dosis (mg/l)				
Agua Cruda				8,7	8,27	55	
Jarra 1	85	0,1	0,6	1,7	8,11	10	2
Jarra 2	85	0,1	0,8	1,5	8,07	10	2
Jarra 3	85	0,1	1	1,3	8,02	10	2
Jarra 4	85	0,1	1,2	1,5	7,99	10	2
Jarra 5	85	0,1	1,4	1,7	7,95	10	2
Jarra 6	85	0,1	1,6	1,8	7,93	10	2
Observaciones:							

Gráfico N°55 Turbiedad vs dosis

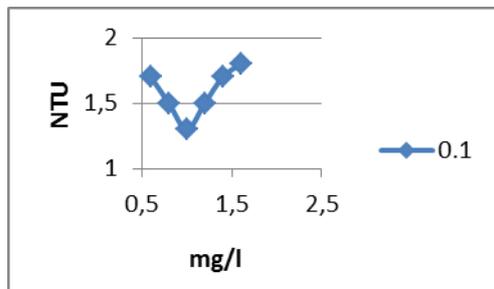


Gráfico N°56 Color vs dosis

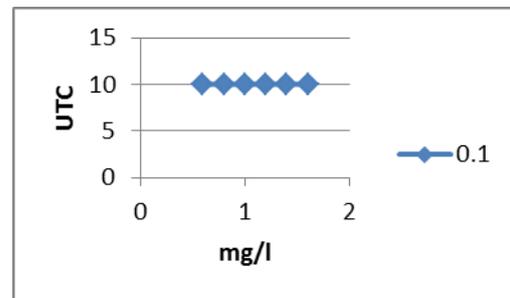
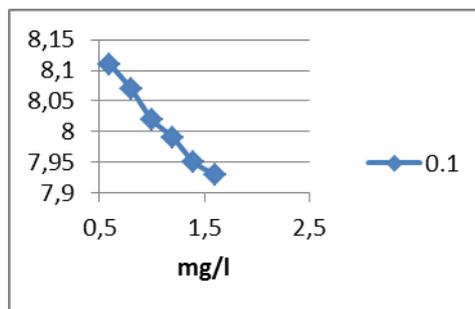


Gráfico N°57 pH vs dosis



ENSAYO DE JARRAS N° 36 (Repetición)

Fecha: 12-04-11

	Sulfato de aluminio (mg/l)	Almidón de mashua (mg/l)		Turbiedad (NTU)	pH	Color (UTC)	Índice de floculación de Willcomb
		Concentración (%)	Dosis (mg/l)				
Agua Cruda				8,7	8,27	55	
Jarra 1	85	0,1	0,6	1,7	8,13	10	2
Jarra 2	85	0,1	0,8	1,6	8,12	10	2
Jarra 3	85	0,1	1	1,3	8,09	10	2
Jarra 4	85	0,1	1,2	1,5	8,04	10	2
Jarra 5	85	0,1	1,4	1,8	8	10	2
Jarra 6	85	0,1	1,6	1,8	7,96	10	2
Observaciones:							

ANEXO 21

VARIACIÓN DE DOSIS DE SULFATO DE ALUMINIO

ENSAYO DE JARRAS N° 37							
Fecha: 13-04-11							
	Sulfato de aluminio (mg/l)	Almidón de mashua (mg/l)		Turbiedad (NTU)	pH	Color (UTC)	Índice de floculación de Willcomb
		Concentración (%)	Dosis (mg/l)				
Agua Cruda				8,6	8,24	55	
Jarra 1	70	0,1	1	1,8	8,15	15	2
Jarra 2	70	0,1	1	1,8	8,12	15	2
Jarra 3	75	0,1	1	1,6	8,09	10	2
Jarra 4	75	0,1	1	1,7	8,06	10	2
Jarra 5	80	0,1	1	1,6	8,03	10	2
Jarra 6	80	0,1	1	1,5	8	10	2
Observaciones:							

Gráfico N°58 Turbiedad vs dosis

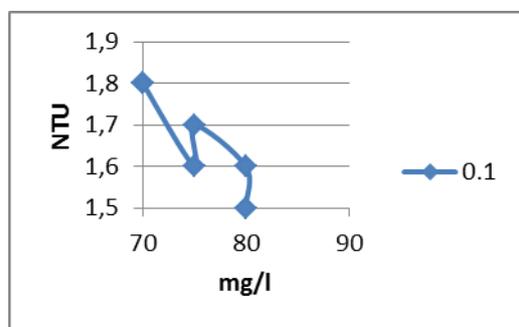


Gráfico N°59 Color vs dosis

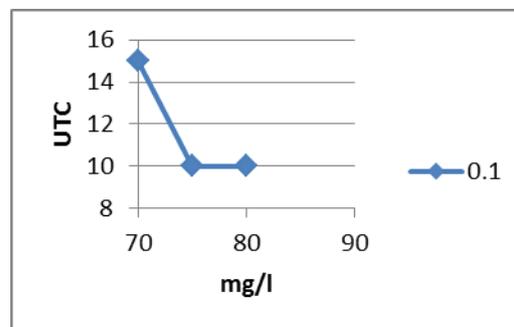
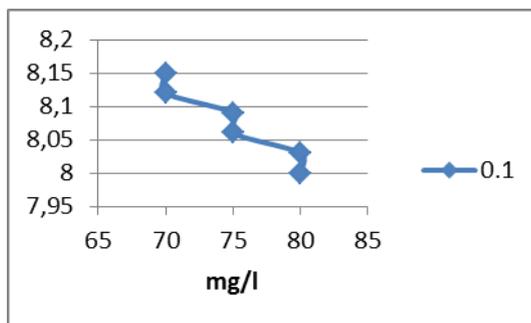


Gráfico N°60 pH vs dosis



ENSAYO DE JARRAS N° 38 (Repetición)

Fecha: 13-04-11

	Sulfato de aluminio (mg/l)	Almidón de mashua (mg/l)		Turbiedad (NTU)	pH	Color (UTC)	Índice de floculación de Willcomb
		Concentración (%)	Dosis (mg/l)				
Agua Cruda				8,6	8,24	55	
Jarra 1	70	0,1	1	1,8	8,18	15	2
Jarra 2	70	0,1	1	1,9	8,16	15	2
Jarra 3	75	0,1	1	1,8	8,10	10	2
Jarra 4	75	0,1	1	1,7	8,08	10	2
Jarra 5	80	0,1	1	1,6	8,05	10	2
Jarra 6	80	0,1	1	1,6	8,01	10	2
Observaciones:							

ANEXO 22

VARIACIÓN DE TIEMPO Y VELOCIDAD EN MEZCLA LENTA

ENSAYO DE JARRAS N° 39									
Fecha: 17-04-11									
	Sulfato de aluminio (mg/l)	Almidón de mashua (mg/l)		Turbiedad (NTU)	pH	Color (UTC)	Índice de floculación de Willcomb	Mezcla Lenta	
		Concentración (%)	Dosis (mg/l)					V*	T*
Agua Cruda				8,4	8,22	55			
Jarra 1	85	0,1*	0,15*	2,2	8,12	10	2	30	10
Jarra 2	85	0,1*	0,25*	1,6	8,07	10	2	30	15
Jarra 3	85	0,1*	0,25*	1,2	8,05	10	2	30	30
Jarra 4	85	0,1	1	2	8,15	10	2	30	10
Jarra 5	85	0,1	1	1,3	8,09	10	2	30	15
Jarra 6	85	0,1	1	1	8,06	10	2	30	30
Observaciones: *Praestol									

Gráfico N°61 Turbiedad vs tiempo de mezcla lenta

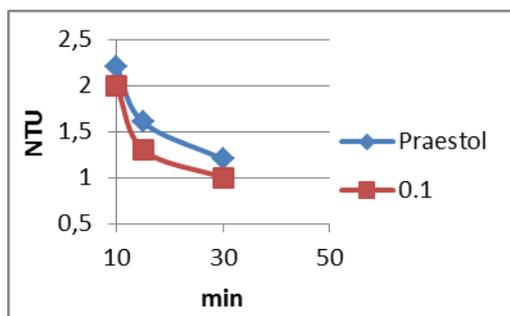


Gráfico N°62 Color vs tiempo de mezcla lenta

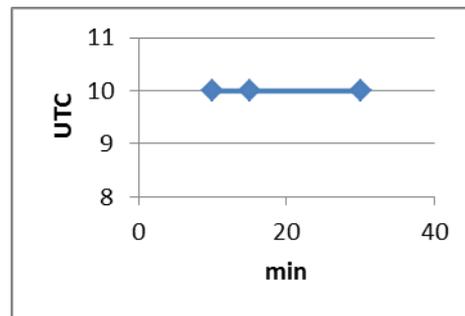
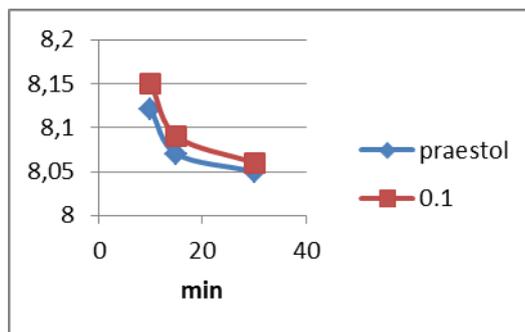


Gráfico N°63 pH vs Tiempo de mezcla lenta



ENSAYO DE JARRAS N° 40 (Repetición)

Fecha: 17-04-11

	Sulfato de aluminio (mg/l)	Almidón de mashua (mg/l)		Turbiedad (NTU)	pH	Color (UTC)	Índice de floculación de Willcomb	Mezcla Lenta	
		Concentración (%)	Dosis (mg/l)					V*	T*
Agua Cruda				8,4	8,22	55			
Jarra 1	85	0,1*	0,25*	2,2	8,16	10	2	30	10
Jarra 2	85	0,1*	0,25*	1,6	8,09	10	2	30	15
Jarra 3	85	0,1*	0,25*	1,3	8,03	10	2	30	30
Jarra 4	85	0,1	1	1,9	8,14	10	2	30	10
Jarra 5	85	0,1	1	1,4	8,08	10	2	30	15
Jarra 6	85	0,1	1	1,2	8,05	10	2	30	30

Observaciones: *Praestol

ENSAYO DE JARRAS N° 41 (Repetición)

Fecha: 17-04-11

	Sulfato de aluminio (mg/l)	Almidón de mashua (mg/l)		Turbiedad (NTU)	pH	Color (UTC)	Índice de floculación de Willcomb	Mezcla Lenta	
		Concentración (%)	Dosis (mg/l)					V*	T*
Agua Cruda				8,4	8,22	55			
Jarra 1	85	0,1*	0,25*	2	8,15	10	2	30	10
Jarra 2	85	0,1*	0,25*	1,5	8,11	10	2	30	15
Jarra 3	85	0,1*	0,25*	1,4	8,06	10	2	30	30
Jarra 4	85	0,1	1	1,9	8,15	10	2	30	10
Jarra 5	85	0,1	1	1,3	8,07	10	2	30	15
Jarra 6	85	0,1	1	1,1	8,05	10	2	30	30

Observaciones: *Praestol

ENSAYO DE JARRAS N° 42

Fecha: 18-04-11

	Sulfato de aluminio (mg/l)	Almidón de mashua (mg/l)		Turbiedad (NTU)	pH	Color (UTC)	Índice de floculación de Willcomb	Mezcla Lenta	
		Concentración (%)	Dosis (mg/l)					V*	T*
Agua Cruda				8,4	8,20	55			
Jarra 1	85	0,1*	0,25*	3,2	8,15	15	2	20	10
Jarra 2	85	0,1*	0,25*	1,8	8,12	15	2	20	15
Jarra 3	85	0,1*	0,25*	1,2	8,09	10	2	20	30
Jarra 4	85	0,1	1	2,8	8,16	15	2	20	10
Jarra 5	85	0,1	1	1,9	8,14	15	2	20	15
Jarra 6	85	0,1	1	1,3	8,11	10	2	20	30

Observaciones: *Praestol

Gráfico N°64 Turbiedad vs tiempo de mezcla lenta

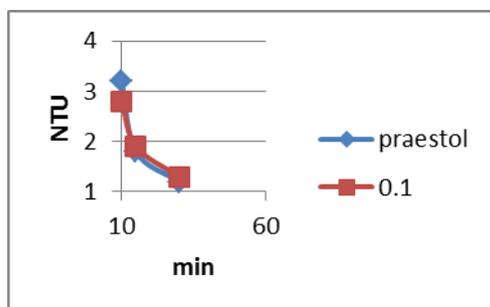


Gráfico N°65 Color vs tiempo de mezcla lenta

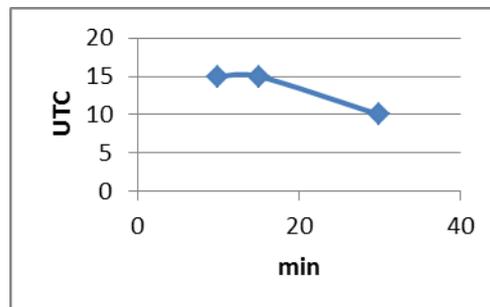
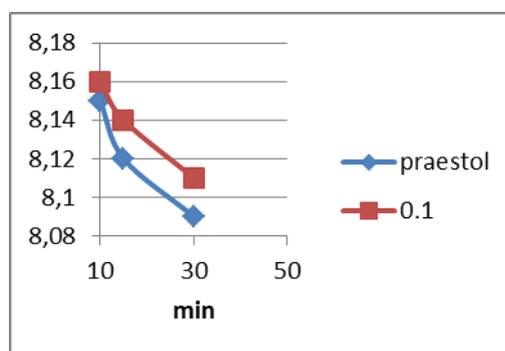


Gráfico N°66 pH vs Tiempo de mezcla lenta



ENSAYO DE JARRAS N° 43 (Repetición)

Fecha: 18-04-11

	Sulfato de aluminio (mg/l)	Almidón de mashua (mg/l)		Turbiedad (NTU)	pH	Color (UTC)	Índice de floculación de Willcomb	Mezcla Lenta	
		Concentración (%)	Dosis (mg/l)					V*	T*
Agua Cruda				8,4	8,20	55			
Jarra 1	85	0,1*	0,25*	3,3	8,14	15	2	20	10
Jarra 2	85	0,1*	0,25*	1,8	8,12	15	2	20	15
Jarra 3	85	0,1*	0,25*	1,3	8,11	10	2	20	30
Jarra 4	85	0,1	1	2,9	8,17	15	2	20	10
Jarra 5	85	0,1	1	2	8,14	15	2	20	15
Jarra 6	85	0,1	1	1,4	8,10	10	2	20	30

Observaciones: *Praestol

ENSAYO DE JARRAS N° 44

Fecha: 18-04-11

	Sulfato de aluminio (mg/l)	Almidón de mashua (mg/l)		Turbiedad (NTU)	pH	Color (UTC)	Índice de floculación de Willcomb	Mezcla Lenta	
		Concentración (%)	Dosis (mg/l)					V*	T*
Agua Cruda				8,4	8,20	55			
Jarra 1	85	0,1*	0,25*	2,5	8,12	15	2	40	10
Jarra 2	85	0,1*	0,25*	2	8,1	10	2	40	15
Jarra 3	85	0,1*	0,25*	1,5	8,05	10	2	40	30
Jarra 4	85	0,1	1	2,3	8,13	15	2	40	10
Jarra 5	85	0,1	1	1,8	8,07	10	2	40	15
Jarra 6	85	0,1	1	1,5	8,03	10	2	40	30

Observaciones: *Praestol

Gráfico N°67 Turbiedad vs tiempo de mezcla lenta

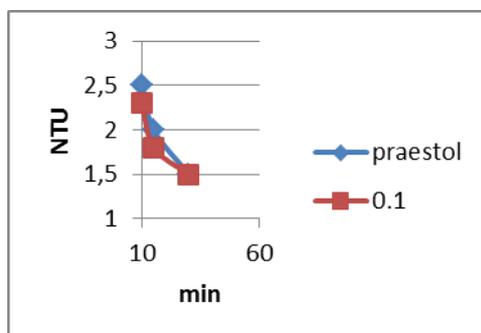


Gráfico N°68 Color vs tiempo de mezcla lenta

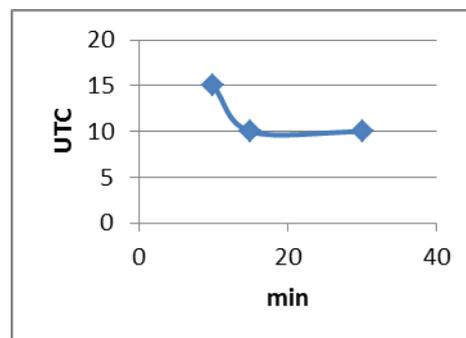
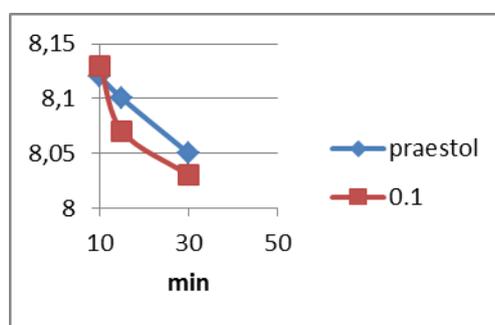


Gráfico N°69 pH vs tiempo de mezcla lenta



ENSAYO DE JARRAS N° 45 (Repetición)									
Fecha: 18-04-11									
	Sulfato de aluminio (mg/l)	Almidón de mashua (mg/l)		Turbiedad (NTU)	pH	Color (UTC)	Índice de floculación de Willcomb	Mezcla Lenta	
		Concentración (%)	Dosis (mg/l)					V*	T*
Agua Cruda				8,4	8,20	55			
Jarra 1	85	0,1*	0,25*	2,4	8,15	15	2	40	10
Jarra 2	85	0,1*	0,25*	2	8,11	10	2	40	15
Jarra 3	85	0,1*	0,25*	1,6	8,06	10	2	40	30
Jarra 4	85	0,1	1	2,2	8,14	15	2	40	10
Jarra 5	85	0,1	1	1,9	8,09	10	2	40	15
Jarra 6	85	0,1	1	1,5	8,04	10	2	40	30

Observaciones: *Praestol

ENSAYO DE JARRAS N° 46

Fecha: 19-04-11

	Sulfato de aluminio (mg/l)	Almidón de mashua (mg/l)		Turbiedad (NTU)	pH	Color (UTC)	Índice de floculación de Willcomb	Mezcla Lenta	
		Concentración (%)	Dosis (mg/l)					V*	T*
Agua Cruda				8,3	8,17	55			
Jarra 1	85	0,1*	0,25*	6,2	8,09	25	2	10	10
Jarra 2	85	0,1*	0,25*	3,5	8,05	20	2	10	15
Jarra 3	85	0,1*	0,25*	2,4	8,04	15	2	10	30
Jarra 4	85	0,1	1	4,4	8,06	25	2	10	10
Jarra 5	85	0,1	1	3,3	8,04	20	2	10	15
Jarra 6	85	0,1	1	2,3	8,01	15	2	10	30

Observaciones: *Praestol

Gráfico N°70 Turbiedad vs tiempo de mezcla lenta

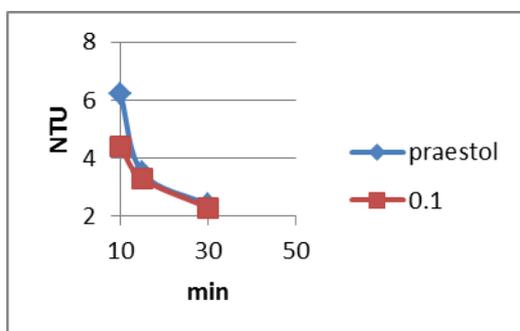


Gráfico N°71 Color vs tiempo de mezcla lenta

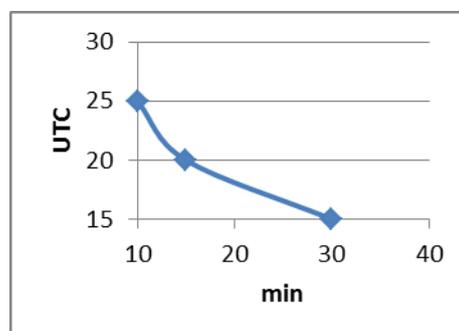
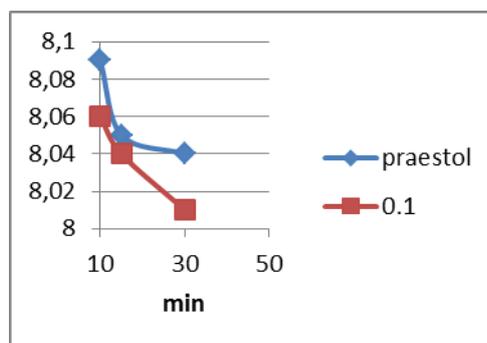


Gráfico N°72 pH vs tiempo de mezcla lenta



ENSAYO DE JARRAS N° 47 (Repetición)

Fecha: 19-04-11

	Sulfato de aluminio (mg/l)	Almidón de mashua (mg/l)		Turbiedad (NTU)	pH	Color (UTC)	Índice de floculación de Willcomb	Mezcla Lenta	
		Concentración (%)	Dosis (mg/l)					V*	T*
Agua Cruda				8,3	8,17	55			
Jarra 1	85	0,1*	0,25*	6,4	8,11	25	2	10	10
Jarra 2	85	0,1*	0,25*	3,5	8,09	20	2	10	15
Jarra 3	85	0,1*	0,25*	2,3	8,05	15	2	10	30
Jarra 4	85	0,1	1	4,4	8,07	25	2	10	10
Jarra 5	85	0,1	1	3,4	8,05	20	2	10	15
Jarra 6	85	0,1	1	2,5	8,03	15	2	10	30

Observaciones: *Praestol

ANEXO N 23

DOSIS ÓPTIMAS DE PRAESTOL Y ALMIDÓN DE MASHUA CON TIEMPO ÓPTIMO

ENSAYO DE JARRAS N° 48									
Fecha: 25-04-11									
	Sulfato de aluminio (mg/l)	Praestol (mg/l)		Turbiedad (NTU)	pH	Color (UTC)	Índice de floculación de Willcomb	Mezcla Lenta	
		Concentración (%)	Dosis (mg/l)					V*	T*
Agua Cruda				8,1	8,14	55			
Jarra 1	85	0,1	0,25	1,2	8,09	10	2	30	30
Jarra 2	85	0,1	0,25	1,2	8,08	10	2	30	30
Jarra 3	85	0,1	0,25	1,3	8,07	10	2	30	30
Jarra 4	85	0,1	0,25	1,2	8,09	10	2	30	30
Jarra 5	85	0,1	0,25	1,3	8,06	10	2	30	30
Jarra 6	85	0,1	0,25	1,3	8,06	10	2	30	30
Observaciones: Estas jarras se filtraron									

ENSAYO DE JARRAS N° 49									
Fecha: 25-04-11									
	Sulfato de aluminio (mg/l)	Almidón de mashua (mg/l)		Turbiedad (NTU)	pH	Color (UTC)	Índice de floculación de Willcomb	Mezcla Lenta	
		Concentración (%)	Dosis (mg/l)					V*	T*
Agua Cruda				8,1	8,14	55			
Jarra 1	85	0,1	1	1	8,07	10	2	30	30
Jarra 2	85	0,1	1	1,1	8,08	10	2	30	30
Jarra 3	85	0,1	1	1	8,05	10	2	30	30
Jarra 4	85	0,1	1	1,1	8,04	10	2	30	30
Jarra 5	85	0,1	1	1	8,05	10	2	30	30
Jarra 6	85	0,1	1	1	8,06	10	2	30	30
Observaciones: Estas jarras se filtraron									

ANEXO 24

PRUEBAS DE JARRAS PARA ENSAYAR AL ALMIDÓN DE MASHUA COMO COAGULANTE

DETERMINACIÓN DE DOSIS ÓPTIMA DE SULFATO DE ALUMINIO

ENSAYO DE JARRAS N° 50					
Fecha: 10-05-11					
	Sulfato de aluminio (mg/l)	Turbiedad (NTU)	pH	Color (UTC)	Índice de floculación de Willcomb
Agua Cruda		7,3	7,81	55	
Jarra 1	70	1,9	7,48	20	2
Jarra 2	75	1,7	7,41	15	2
Jarra 3	80	1,4	7,35	10	2
Jarra 4	85	1,2	7,32	10	2
Jarra 5	90	1,4	7,28	10	2
Jarra 6	95	1,6	7,2	10	2
Observaciones:					

Gráfico N°73 Turbiedad vs dosis

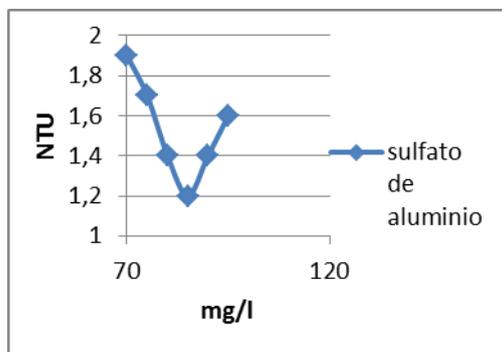


Gráfico N°74 Color vs dosis

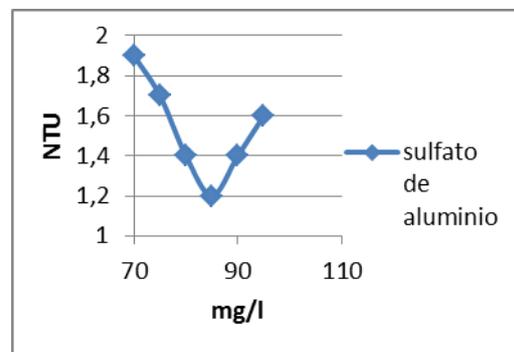
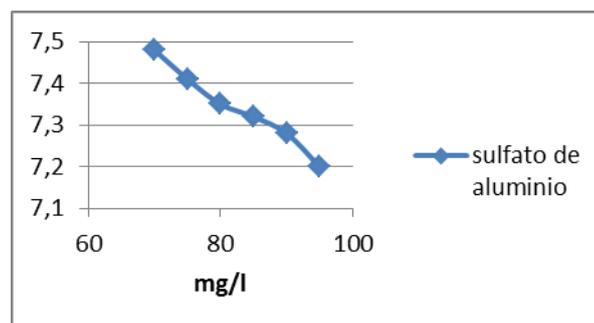


Gráfico N°75 pH vs dosis



ENSAYO DE JARRAS N° 51 (Repetición)					
Fecha: 10-05-11					
	Sulfato de aluminio (mg/l)	Turbiedad (NTU)	pH	Color (UTC)	Índice de floculación de Willcomb
Agua Cruda		7,3	7,81	55	
Jarra 1	70	2	7,45	20	2
Jarra 2	75	1,8	7,40	15	2
Jarra 3	80	1,5	7,38	10	2
Jarra 4	85	1,3	7,36	10	2
Jarra 5	90	1,4	7,31	10	2
Jarra 6	95	1,5	7,25	10	2
Observaciones:					

ANEXO 25

ENSAYOS DE ALMIDÓN DE MASHUA CON DISTINTAS CONCENTRACIONES

ENSAYO DE JARRAS N° 52						
Fecha: 10-05-11						
	Almidón de mashua (mg/l)		Turbiedad (NTU)	pH	Color (UTC)	Índice de floculación de Willcomb
	Concentración (%)	Dosis (mg/l)				
Agua Cruda			7,3	7,81	55	
Jarra 1	0,1	100	7,5	7,24	70	0
Jarra 2	0,1	50	7,2	7,28	70	0
Jarra 3	0,1	30	7	7,62	70	0
Jarra 4	0,1	20	7,1	7,7	50	0
Jarra 5	0,1	10	6,9	7,83	50	0
Jarra 6	0,1	5	6,7	7,92	50	0
Observaciones:						

Gráfico N° 76 Turbiedad vs dosis

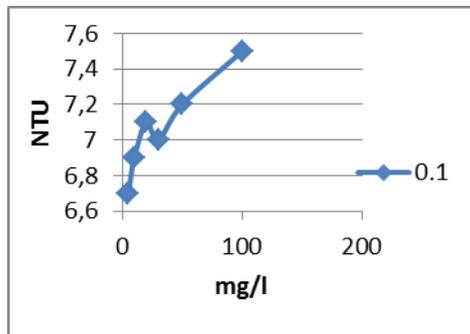


Gráfico N°77 Color vs dosis

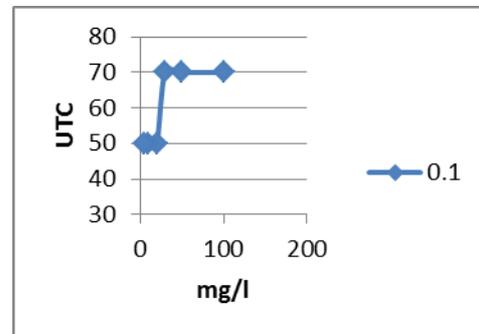
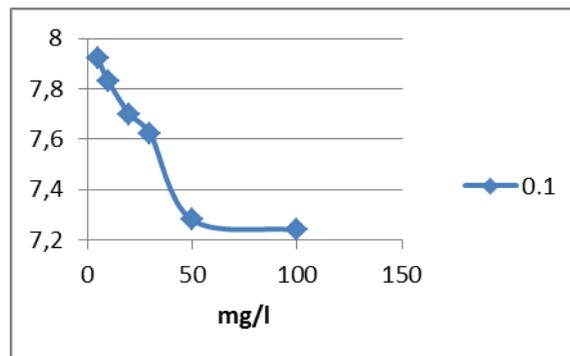


Gráfico N°78 pH vs dosis



ENSAYO DE JARRAS N° 53

Fecha: 10-05-11

	Almidón de mashua (mg/l)		Turbiedad (NTU)	pH	Color (UTC)	Índice de floculación de Willcomb
	Concentración (%)	Dosis (mg/l)				
Agua Cruda			7,3	7,81	55	
Jarra 1	0,5	100	11,1	7,29	75	0
Jarra 2	0,5	50	9,2	7,34	75	0
Jarra 3	0,5	30	7,9	7,59	75	0
Jarra 4	0,5	20	7,6	7,65	75	0
Jarra 5	0,5	10	6,7	7,81	50	0
Jarra 6	0,5	5	6,4	7,94	50	0

Observaciones:

Gráfico N°79 Turbiedad vs dosis

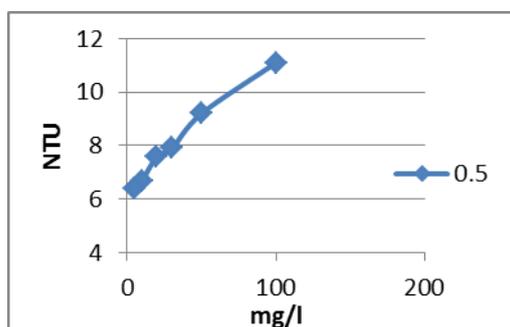


Gráfico N°80 Color vs dosis

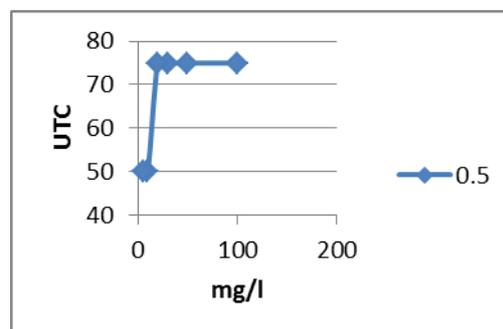
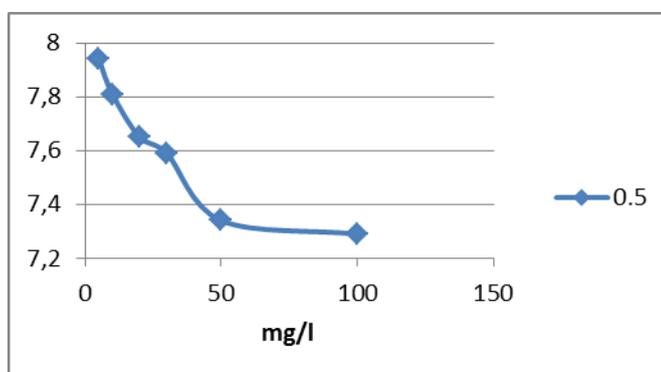


Gráfico N° 81 pH vs dosis



ENSAYO DE JARRAS N° 54

Fecha: 11-05-11

	Almidón de mashua (mg/l)		Turbiedad (NTU)	pH	Color (UTC)	Índice de floculación de Willcomb
	Concentración (%)	Dosis (mg/l)				
Agua Cruda			7,3	7,81	55	
Jarra 1	1	100	15,6	7,31	80	0
Jarra 2	1	50	10,4	7,39	80	0
Jarra 3	1	30	8,5	7,52	80	0
Jarra 4	1	10	7,4	7,68	50	0
Jarra 5	1	10	6,8	7,81	50	0
Jarra 6	1	5	6,6	7,99	50	0

Observaciones:

Gráfico N°82 Turbiedad vs dosis

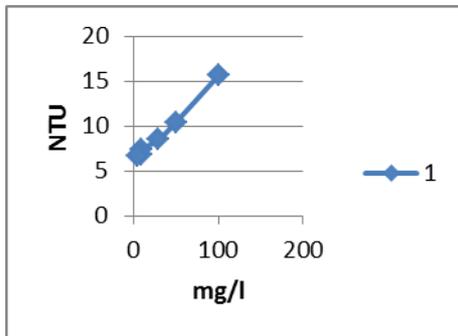


Gráfico N°83 Color vs dosis

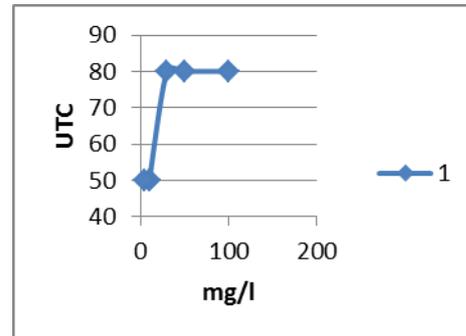
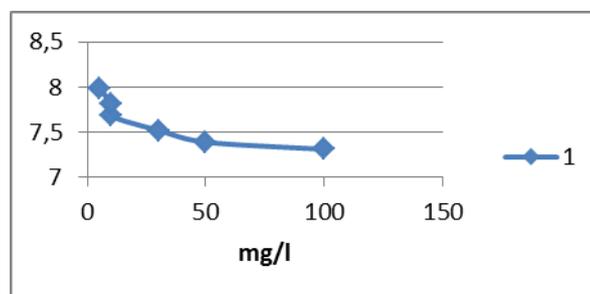


Gráfico N° 84 pH vs dosis



ENSAYO DE JARRAS N° 55						
Fecha: 11-05-11						
	Almidón de mashua (mg/l)		Turbiedad (NTU)	pH	Color (UTC)	Índice de floculación de Willcomb
	Concentración (%)	Dosis (mg/l)				
Agua Cruda			7,2	7,79	55	
Jarra 1	0.5	5	6,5	7,94	50	0
Jarra 2	0.5	3	6,3	7.96	50	0
Jarra 3	0.5	1	5,9	8,03	40	0
Jarra 4	1	5	6.8	7.98	50	0
Jarra 5	1	3	6,7	8,01	50	0
Jarra 6	1	1	6,6	8,06	40	0
Observaciones:						

Gráfico N° 85 Turbiedad vs dosis

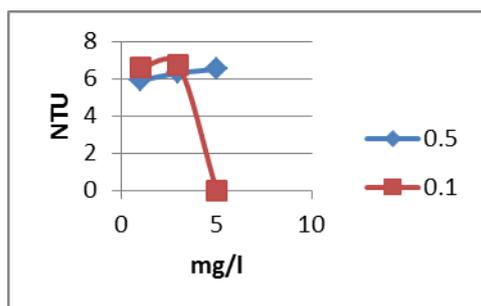


Gráfico N° 86 Color vs dosis

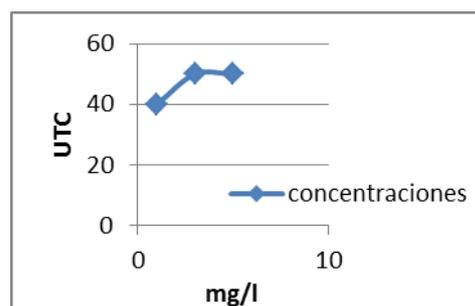
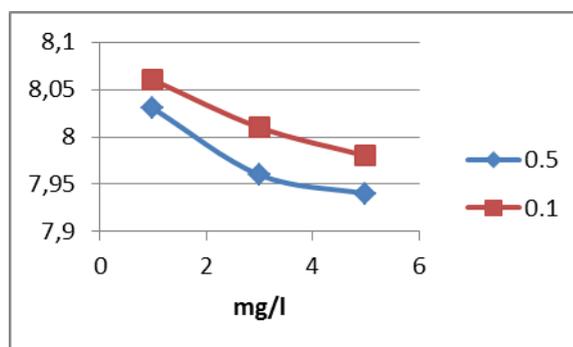


Gráfico N°87 pH vs dosis



ENSAYO DE JARRAS N° 56						
Fecha: 12-05-11						
	Almidón de mashua (mg/l)		Turbiedad (NTU)	pH	Color (UTC)	Índice de floculación de Willcomb
	Concentración (%)	Dosis (mg/l)				
Agua Cruda			7,2	7,79	55	
Jarra 1	0,5	1	6	8,02	40	0
Jarra 2	0,5	0,5	5,8	8,05	40	0
Jarra 3	0,5	0,1	6,3	8,11	40	0
Jarra 4	1	1	6,5	8,07	40	0
Jarra 5	1	0,5	6,3	8,11	40	0
Jarra 6	1	0,1	6,4	8,15	40	0
Observaciones:						

Gráfico N° 88 Turbiedad vs dosis

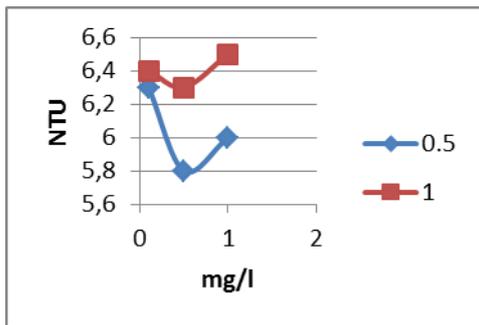


Gráfico N° 89 Color vs dosis

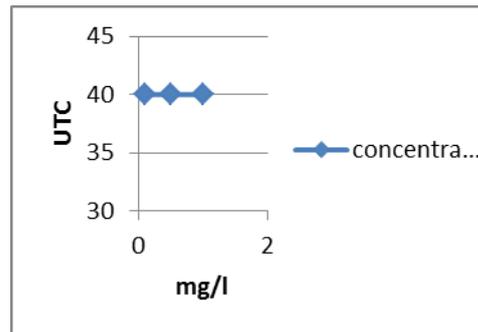
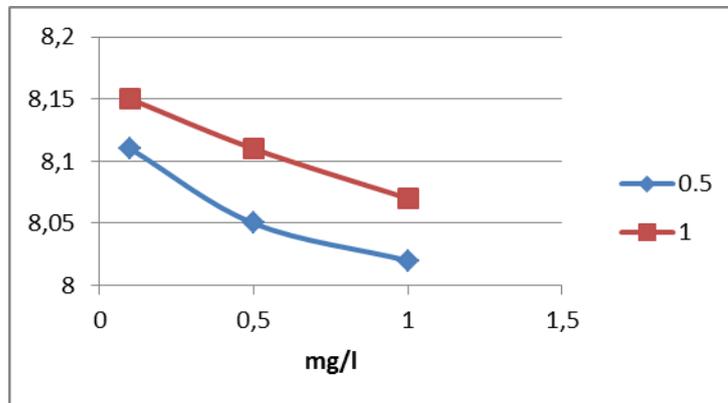


Gráfico N° 90 pH vs dosis



ENSAYO DE JARRAS N° 57 (Repetición)

Fecha: 12-05-11

	Almidón de mashua (mg/l)		Turbiedad (NTU)	pH	Color (UTC)	Índice de floculación de Willcomb
	Concentración (%)	Dosis (mg/l)				
Agua Cruda			7,2	7,79	55	
Jarra 1	0,5	1	6,1	8,01	40	0
Jarra 2	0,5	0,5	5,8	8,05	40	0
Jarra 3	0,5	0,1	6,4	8,12	40	0
Jarra 4	1	1	6,5	8,07	40	0
Jarra 5	1	0,5	6,3	8,12	40	0
Jarra 6	1	0,1	6,5	8,16	40	0
Observaciones:						

ANEXO 26

ENSAYOS DE ALMIDÓN DE MASHUA PARA DETERMINAR UNA CONCENTRACIÓN ÓPTIMA

ENSAYO DE JARRAS N° 58						
Fecha: 13-05-11						
	Almidón de mashua (mg/l)		Turbiedad (NTU)	pH	Color (UTC)	Índice de floculación de Willcomb
	Concentración (%)	Dosis (mg/l)				
Agua Cruda			7,2	7,77	55	
Jarra 1	0,3	0,5	6	7,96	40	0
Jarra 2	0,4	0,5	5,9	8	40	0
Jarra 3	0,5	0,5	5,7	8.03	40	0
Jarra 4	0,6	0,5	6	8,07	40	0
Jarra 5	0,7	0,5	6,2	8.09	40	0
Jarra 6	0,8	0,5	6,2	8.11	40	0
Observaciones:						

Gráfico N°91 Turbiedad vs concentración

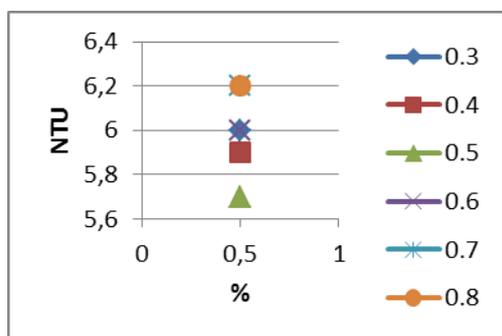


Gráfico N°92 Color vs concentración

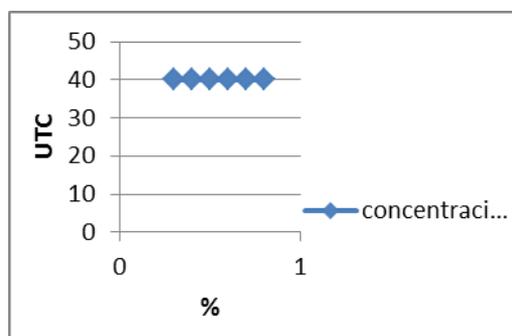
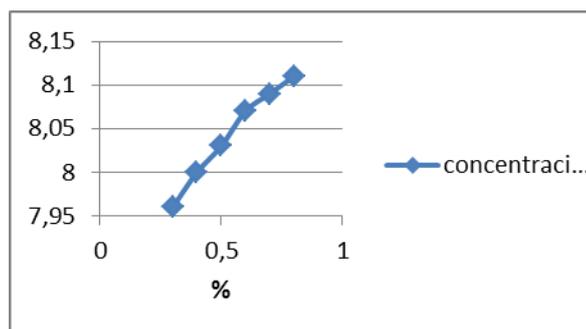


Gráfico N° 93 pH vs concentración



ENSAYO DE JARRAS N° 59 (Repetición)						
Fecha: 13-05-11						
	Almidón de mashua (mg/l)		Turbiedad (NTU)	pH	Color (UTC)	Índice de floculación de Willcomb
	Concentración (%)	Dosis (mg/l)				
Agua Cruda			7,2	7,77	55	
Jarra 1	0,3	0,5	6.1	7,95	40	0
Jarra 2	0,4	0,5	5,9	7.99	40	0
Jarra 3	0,5	0,5	5,7	8,04	40	0
Jarra 4	0,6	0,5	6.1	8,06	40	0
Jarra 5	0,7	0,5	6,2	8.09	40	0
Jarra 6	0,8	0,5	6,3	8.12	40	0
Observaciones:						

ANEXO 27

ENSAYOS DE ALMIDÓN DE MASHUA PARA DETERMINAR UNA DOSIS ÓPTIMA

ENSAYO DE JARRAS N° 60						
Fecha: 16-05-11						
	Almidón de mashua (mg/l)		Turbiedad (NTU)	pH	Color (UTC)	Índice de floculación de Willcomb
	Concentración (%)	Dosis (mg/l)				
Agua Cruda			7	7,76	55	
Jarra 1	0,5	0,3	6	8.10	40	0
Jarra 2	0,5	0,4	5,9	8.08	40	0
Jarra 3	0,5	0,5	5,7	8,03	40	0
Jarra 4	0,5	0,6	6	8.02	40	0
Jarra 5	0,5	0,7	6,2	8.02	40	0
Jarra 6	0,5	0,8	6,2	8	40	0
Observaciones:						

Gráfico N° 94 Turbiedad vs dosis

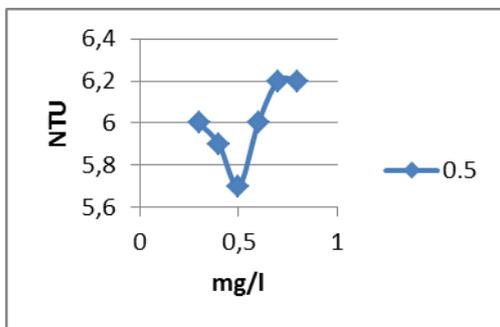


Gráfico N° 95 Color vs dosis

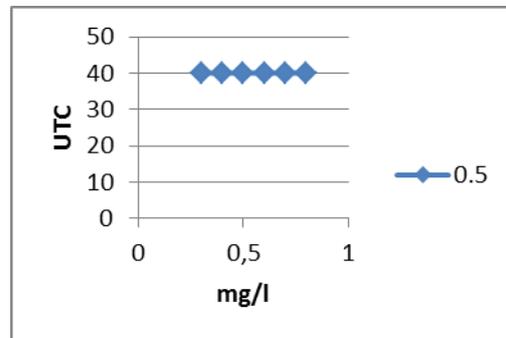
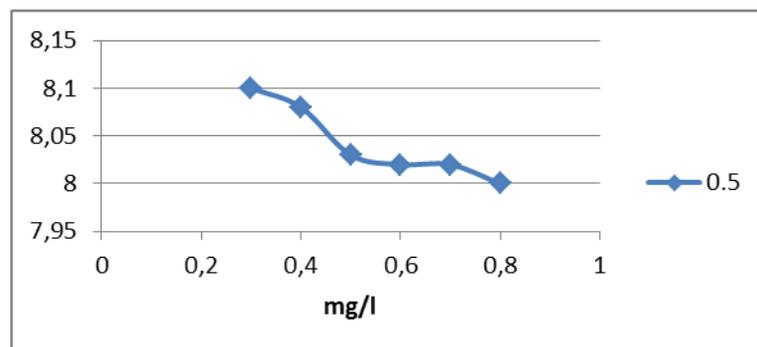


Gráfico N° 96 pH vs dosis



ENSAYO DE JARRAS N° 61 (Repetición)**Fecha: 16-05-11**

	Almidón de mashua (mg/l)		Turbiedad (NTU)	pH	Color (UTC)	Índice de floculación de Willcomb
	Concentración (%)	Dosis (mg/l)				
Agua Cruda			7	7,76	55	
Jarra 1	0,5	0,3	6,2	8,2	40	0
Jarra 2	0,5	0,4	5,9	8,07	40	0
Jarra 3	0,5	0,5	5,8	8,02	40	0
Jarra 4	0,5	0,6	6	8,02	40	0
Jarra 5	0,5	0,7	6,2	8,01	40	0
Jarra 6	0,5	0,8	6,3	7,99	40	0

Observaciones:

ANEXO 28

VARIACIÓN DE TEMPERATURA

ENSAYO DE JARRAS N° 62							
Fecha: 18-05-11							
	Almidón de mashua (mg/l)		Turbiedad (NTU)	pH	Color (UTC)	Índice de floculación de Willcomb	Temperatura
	Concentración (%)	Dosis (mg/l)					(°C)
Agua Cruda			7	7,74	55		
Jarra 1	0,1	0,5	5,8	7,87	40	0	24
Jarra 2	0,5	0,5	5,2	7,92	40	0	24
Jarra 3	1	0,5	5,6	7,95	40	0	24
Jarra 4	0,1	0,5	6,3	7,96	40	0	17
Jarra 5	0,5	0,5	5,7	8	40	0	17
Jarra 6	1	0,5	6	8,07	40	0	17

Observaciones: Se varió la temperatura, To=17°C

Gráfico N° 97 Turbiedad vs concentración

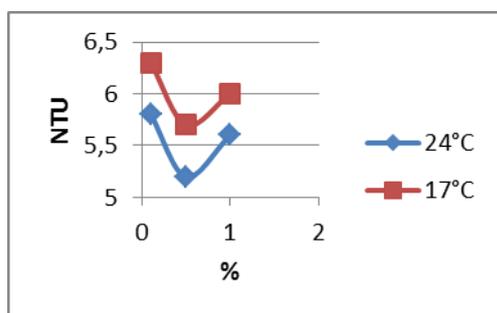


Gráfico N° 98 Color vs concentración

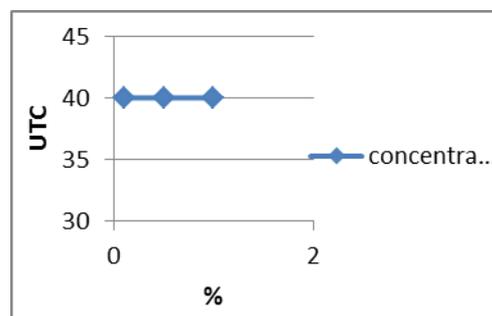
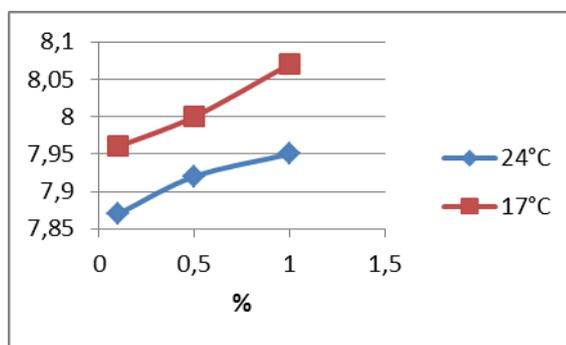


Gráfico N° 99 pH vs concentración



ENSAYO DE JARRAS N° 63 (Repetición)							
Fecha: 18-05-11							
	Almidón de mashua (mg/l)		Turbiedad (NTU)	pH	Color (UTC)	Índice de floculación de Willcomb	Temperatura
	Concentración (%)	Dosis (mg/l)					(°C)
Agua Cruda			7	7,74	55		
Jarra 1	0,1	0,5	5,9	7,88	40	0	24
Jarra 2	0,5	0,5	5,2	7,91	40	0	24
Jarra 3	1	0,5	5,7	7,96	40	0	24
Jarra 4	0,1	0,5	6,2	7,97	40	0	17
Jarra 5	0,5	0,5	5,8	8,01	40	0	17
Jarra 6	1	0,5	6,2	8,06	40	0	17
Observaciones: Se varió la temperatura, To=17°C							

ENSAYO DE JARRAS N° 64 (Repetición)							
Fecha: 18-05-11							
	Almidón de mashua (mg/l)		Turbiedad (NTU)	pH	Color (UTC)	Índice de floculación de Willcomb	Temperatura
	Concentración (%)	Dosis (mg/l)					(°C)
Agua Cruda			7	7,74	55		
Jarra 1	0,1	0,5	6	7,88	40	0	24
Jarra 2	0,5	0,5	5,3	7,93	40	0	24
Jarra 3	1	0,5	5,7	7,96	40	0	24
Jarra 4	0,1	0,5	6,3	7,98	40	0	17
Jarra 5	0,5	0,5	5,7	8,01	40	0	17
Jarra 6	1	0,5	6,1	8,07	40	0	17
Observaciones: Se varió la temperatura, To=17°C							

ANEXO 29

VARIACIÓN DE pH (Básico)

ENSAYO DE JARRAS N° 65							
Fecha: 19-05-11							
	Almidón de mashua (mg/l)		Turbiedad (NTU)	pH	Color (UTC)	Índice de floculación de Willcomb	pH
	Concentración (%)	Dosis (mg/l)					
Agua Cruda			6.9	7,71	55		
Jarra 1	0,5	0,5	5,6	7,75	40	0	6,5
Jarra 2	0,5	0,5	5,6	7,82	40	0	7
Jarra 3	0,5	0,5	5,7	7,94	40	0	7,5
Jarra 4	0,5	0,5	5,7	7.96	40	0	8
Jarra 5	0,5	0,5	5,9	7.97	40	0	8,5
Jarra 6	0,5	0,5	6	9.9	40	0	9

Observaciones: Se varió el pH

Gráfico N°100 Turbiedad vs pH

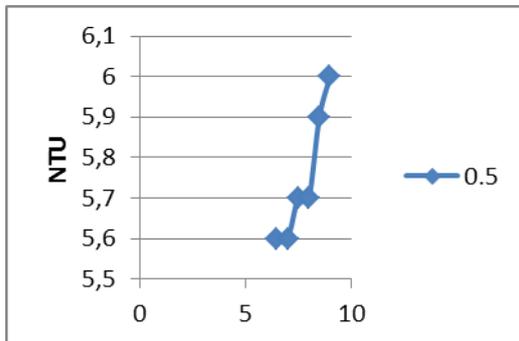


Gráfico N°101 Color vs pH

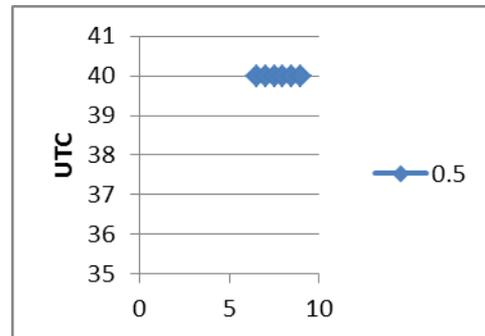
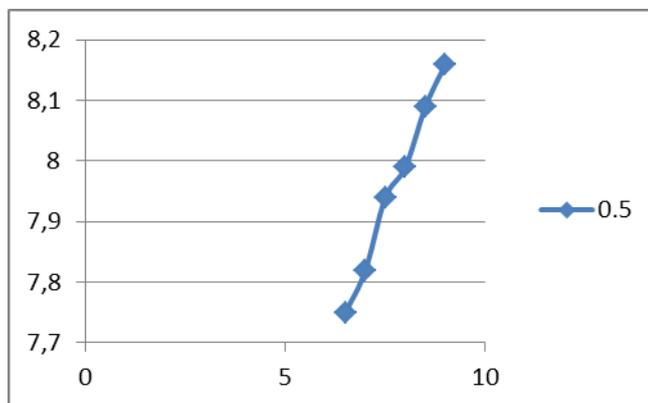


Gráfico N°102 pH residual vs pH



ENSAYO DE JARRAS N° 66 (Repetición)							
Fecha: 19-05-11							
	Almidón de mashua (mg/l)		Turbiedad (NTU)	pH	Color (UTC)	Índice de floculación de Willcomb	pH
	Concentración (%)	Dosis (mg/l)					
Agua Cruda			6.9	7.71	55		
Jarra 1	0,5	0,5	5.7	7,74	40	0	6,5
Jarra 2	0,5	0,5	5,6	7,82	40	0	7
Jarra 3	0,5	0,5	5,7	7,96	40	0	7,5
Jarra 4	0,5	0,5	5,8	8	40	0	8
Jarra 5	0,5	0,5	5,8	8.08	40	0	8,5
Jarra 6	0,5	0,5	6.2	8.15	40	0	9
Observaciones: Se varió el pH							

ENSAYO DE JARRAS N° 67						
Fecha: 23-05-11						
	Almidón de mashua (mg/l)		Turbiedad (NTU)	pH	Color (UTC)	Índice de floculación de Willcomb
	Concentración (%)	Dosis (mg/l)				
Agua Cruda			6.9	7,70	55	
Jarra 1	0,5	10	6,6	7,86	50	0
Jarra 2	0,5	5	6,3	7.88	40	0
Jarra 3	0,5	3	6.1	7.91	40	0
Jarra 4	0,5	1	5,8	7.95	40	0
Jarra 5	0,5	0,5	5,7	7.98	40	0
Jarra 6	0,5	0,1	5,9	8,01	40	0
Observaciones:						

Gráfico N°103 Turbiedad vs dosis

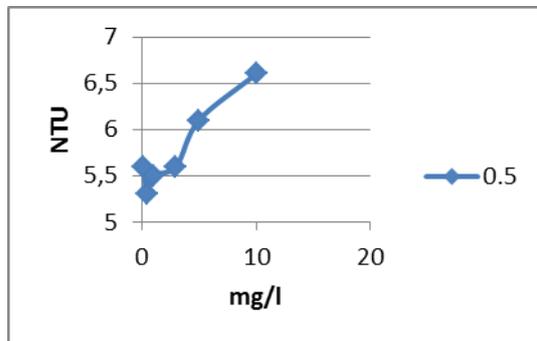


Gráfico N°104 Color vs dosis

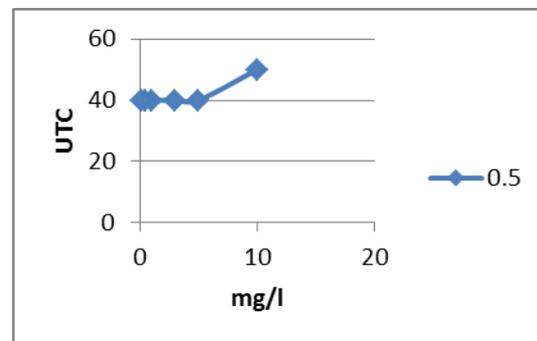
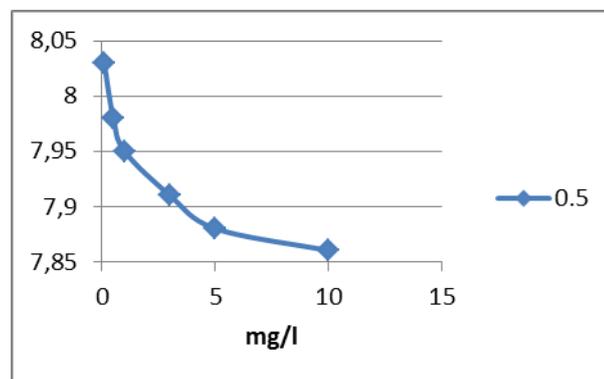


Gráfico N°105 pH vs dosis



ANEXO 30

VARIACIÓN DE TIEMPO Y VELOCIDAD EN MEZCLA LENTA

ENSAYO DE JARRAS N° 68								
Fecha: 24-05-11								
	Almidón de mashua (mg/l)		Turbiedad (NTU)	pH	Color (UTC)	Índice de floculación de Willcomb	Mezcla Lenta	
	Concentración (%)	Dosis (mg/l)					V*	T*
Agua Cruda			6.8	7,67	55			
Jarra 1	0,5	0,5	6,1	7.92	40	0	40	10
Jarra 2	0,5	0,5	5,7	7.95	40	0	40	15
Jarra 3	0,5	0,5	6	7.97	40	0	40	30
Jarra 4	0,5*	0,5*	5,8	7.93	40	0	40	10
Jarra 5	0,5*	0,5*	5,6	7.95	40	0	40	15
Jarra 6	0,5*	0,5*	6,2	7.96	40	0	40	30
Observaciones:								

Gráfico N°106 Turbiedad vs tiempo de mezcla lenta

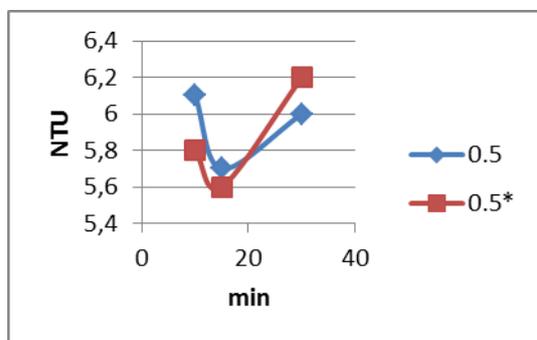


Gráfico N°107 Color vs tiempo de mezcla lenta

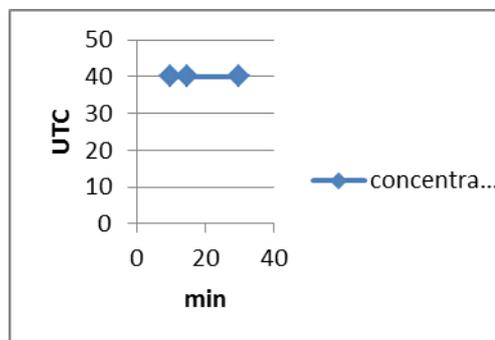
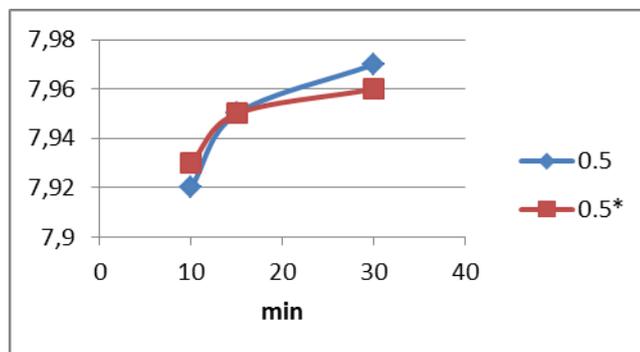


Gráfico N°108 pH vs tiempo de mezcla lenta



ENSAYO DE JARRAS N° 69

Fecha: 24-05-11

	Almidón de mashua (mg/l)		Turbiedad (NTU)	pH	Color (UTC)	Índice de floculación de Willcomb	Mezcla Lenta	
	Concentración (%)	Dosis (mg/l)					V*	T*
Agua Cruda			6.8	7,67	55			
Jarra 1	0,5	0,5	5,9	7.9	40	0	30	10
Jarra 2	0,5	0,5	5,6	7.92	40	0	30	15
Jarra 3	0,5	0,5	5,4	7.93	40	0	30	30
Jarra 4	0,5*	0,5*	5,8	7.9	40	0	30	10
Jarra 5	0,5*	0,5*	5,7	7.92	40	0	30	15
Jarra 6	0,5*	0,5*	5,5	7.94	40	0	30	30

Observaciones:

Gráfico N°109 Turbiedad vs tiempo de mezcla lenta

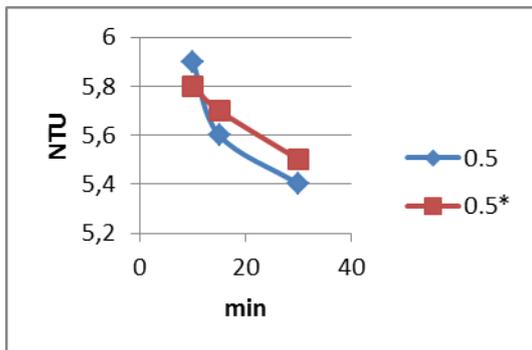


Gráfico N°110 Color vs tiempo de mezcla lenta

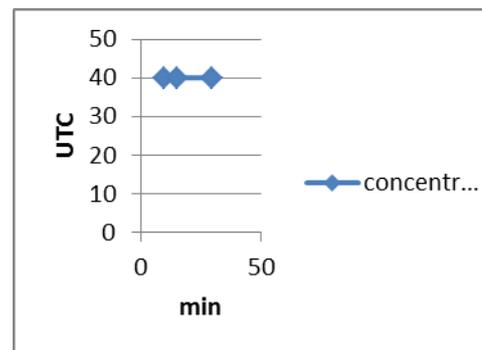
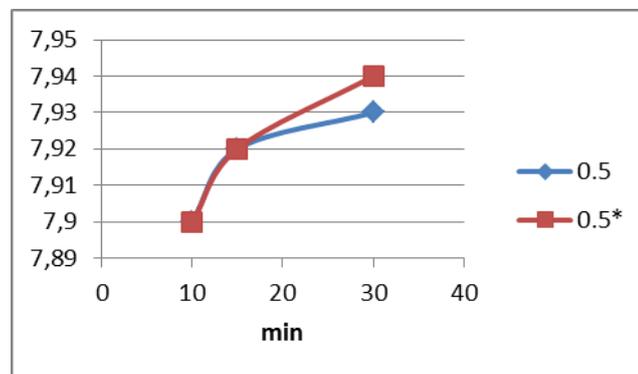


Gráfico N°111 pH vs tiempo de mezcla lenta



ENSAYO DE JARRAS N° 70

Fecha: 24-05-11

¿	Almidón de mashua (mg/l)		Turbiedad (NTU)	pH	Color (UTC)	Índice de floculación de Willcomb	Mezcla Lenta	
	Concentración (%)	Dosis (mg/l)					V*	T*
Agua Cruda			6.8	7,67	55			
Jarra 1	0,5	0,5	5,7	8,08	45	0	20	10
Jarra 2	0,5	0,5	5,6	8,17	40	0	20	15
Jarra 3	0,5	0,5	5,6	8,12	40	0	20	30
Jarra 4	0,5*	0,5*	5,8	8,18	45	0	20	10
Jarra 5	0,5*	0,5*	5,6	8,16	40	0	20	15
Jarra 6	0,5*	0,5*	5,6	8,16	40	0	20	30

Observaciones:

Gráfico N°112 Turbiedad vs tiempo de mezcla lenta

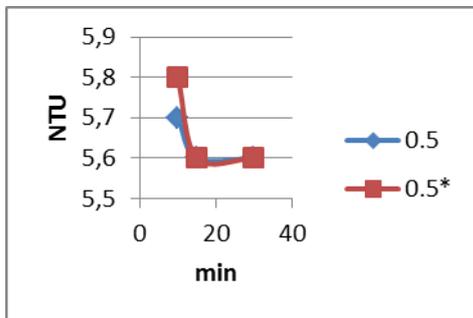


Gráfico N°113 Color vs tiempo de mezcla lenta

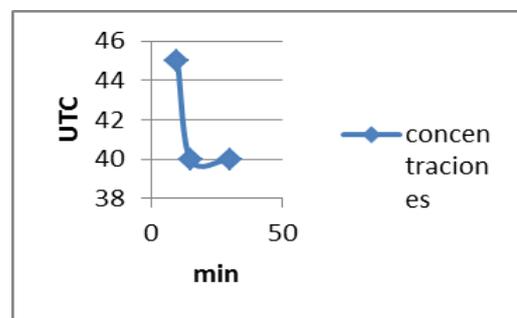
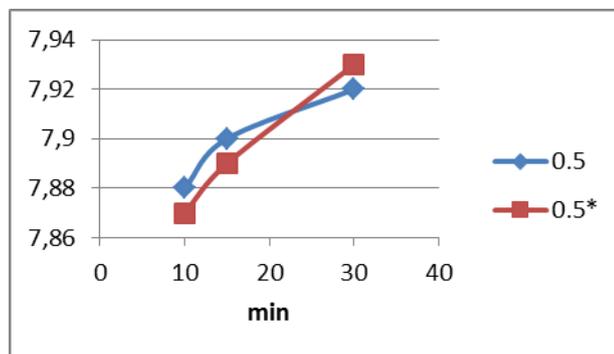


Gráfico N°114 pH vs tiempo de mezcla lenta



ENSAYO DE JARRAS N° 71

Fecha: 24-05-11

	Almidón de mashua (mg/l)		Turbiedad (NTU)	pH	Color (UTC)	Índice de floculación de Willcomb	Mezcla Lenta	
	Concentración (%)	Dosis (mg/l)					V*	T*
Agua Cruda			6.8	7,67	55			
Jarra 1	0,5	0,5	6	8,08	50	0	10	10
Jarra 2	0,5	0,5	5,8	8,17	45	0	10	15
Jarra 3	0,5	0,5	5,8	8,12	40	0	10	30
Jarra 4	0,5*	0,5*	5,9	8,18	50	0	10	10
Jarra 5	0,5*	0,5*	5,8	8,16	45	0	10	15
Jarra 6	0,5*	0,5*	5,7	8,16	40	0	10	30

Observaciones:

Gráfico N°115 Turbiedad vs tiempo

de mezcla lenta

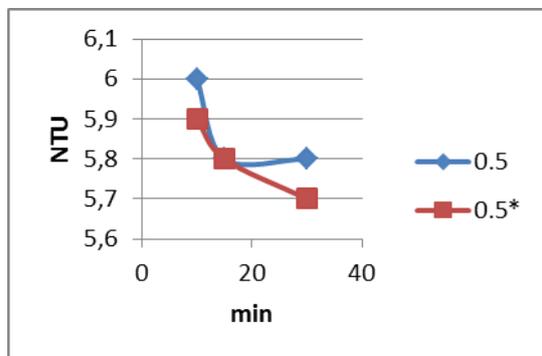


Gráfico N°116 Color vs tiempo de

mezcla lenta

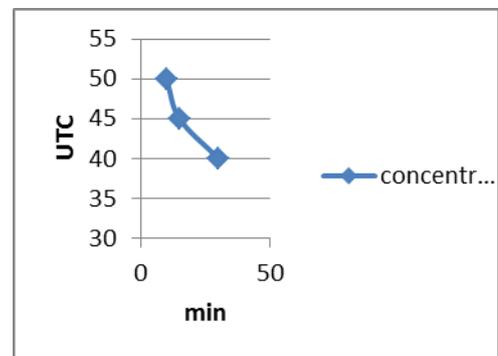


Gráfico N°117 pH vs tiempo de mezcla lenta

