

UNIVERSIDAD NACIONAL JORGE BASADRE GROHMANN - TACNA

Facultad de Ingeniería

Escuela Académico Profesional de Ingeniería Química

**APLICACIÓN DEL MUCÍLAGO EXTRAÍDO DE NOPAL
(OPUNTIA FICUS - INDICA) EN LA CLARIFICACIÓN
DEL AGUA DEL RÍO UCHUSUMA**

TESIS

Presentada por:

Bach. HAYDEE GINA QUISPE JIMÉNEZ

Para optar el Título Profesional de:

INGENIERO QUÍMICO

TACNA - PERÚ

2012

UNIVERSIDAD NACIONAL JORGE BASADRE GROHMANN-TACNA
FACULTAD DE INGENIERÍA

ESCUELA ACADÉMICO PROFESIONAL DE INGENIERÍA QUÍMICA

“APLICACIÓN DEL MUCÍLAGO EXTRAÍDO DE NOPAL (OPUNTIA
FICUS-INDICA) EN LA CLARIFICACIÓN DEL AGUA DEL RÍO
UCHUSUMA”

Tesis sustentada y aprobada el día 16 de Diciembre del 2011, estando
integrado el Jurado Calificador por:

PRESIDENTE:



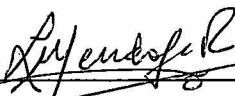
Mgr. Pedro Nolazco Cornejo del Carpio

SECRETARIO:



Mgr. Manuel de Jesús Sánchez Rosales

VOCAL:



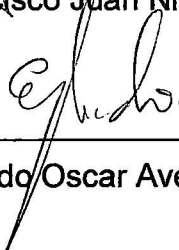
MSc. Zoila Luz Mendoza Rodas

ASESOR:



Ing. Francisco Juan Nina Ticona

CO ASESOR



Dr. Edgardo Oscar Avendaño Cáceres

UNIVERSIDAD NACIONAL JORGE BASADRE GROHMANN
FACULTAD DE INGENIERÍA
JURADO CALIFICADOR Y CALIFICACIÓN DE LA SUSTENTACIÓN DE TESIS

TESIS N° _____

TÍTULO PROFESIONAL DE:

Ingeniero Químico

La Secretaría Académica Administrativa de la Facultad de Ingeniería certifica que, por Resolución de la Facultad N° 340-2011-FAIN/UNJBG, fueran designados como Jurados para la sustentación oral de la Tesis titulada "APLICACIÓN DEL MUCÍLAGO EXTRAÍDO DE NOPAL (*Opuntia ficus-indica*) EN LA CLARIFICACIÓN DEL AGUA DEL RÍO UCHUSUMA".

El mismo está conformado por:

Presidente: Mgr. Pedro Cornejo del Carpio

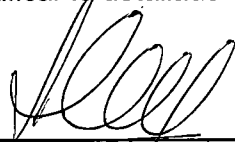
Secretario: Mgr. Manuel Sánchez Rosales

Vocal: MSc. Zoila Luz Mendoza Rodas

Para calificar la sustentación de la Tesis en acto público el día 16 de diciembre del año 2011, presentado por la Bachiller Haydee Gina Quispe Jiménez de la Escuela Académico Profesional de Ingeniería Química.

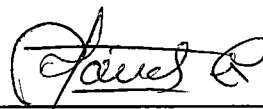
El Jurado Calificador en forma secreta e individual emitió su calificativo sobre el tema de la tesis expuesta y procedió a obtener el promedio que arrojó el calificativo aprobado con la nota de **QUINCE**

Para ratificar lo detallado firman:



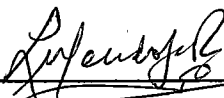
Mgr. Pedro Cornejo del Carpio

Presidente



Mgr. Manuel Sánchez Rosales

Secretario



MSc. Zoila Luz Mendoza Rodas

Vocal

Tacna, de del 2012

DEDICATORIA

A Dios, quien me dio la fe, la fortaleza y la salud para terminar este trabajo.

A mis padres, Héctor y Gabina; a mis hermanas, Ghina y Lisbeth, quienes han demostrado que nada es fácil, pero tampoco imposible.

A mi amiga Yaneth, por su entusiasmo y apoyo durante la realización de este estudio.

A Charlín, por su alegría y compañía que llena de energía a todos.

AGRADECIMIENTOS

"El agradecimiento es la memoria del corazón." – Lao-Tse

A los docentes que me han acompañado durante el largo camino, brindándome siempre su orientación con profesionalismo en la adquisición de conocimientos y afianzando mi formación como estudiante universitario.

Al Ing. Francisco Nina y al Dr. Edgardo Avendaño, por su asesoría para la realización de este trabajo de tesis.

Al Lic. Miguel Churata y al Ing. William Torres, por su apoyo desinteresado para la realización de este estudio.

Un agradecimiento especial al Lic. Alfredo Quispe, por sus enseñanzas y apoyo durante la realización de este trabajo.

Y a todas aquellas personas que de una u otra forma colaboraron o participaron en la realización de este estudio; hago extensivo mi más sincero agradecimiento.

CONTENIDO

CAPÍTULO	TÍTULO	PÁGINA
	Resumen	xiii
	Introducción	xv
I	Planteamiento del problema	1
	1.1 Formulación del problema	1
	1.2 Antecedentes de la investigación	4
	1.3 Justificación e importancia	7
	1.4 Objetivos de la investigación	8
	1.4.1 Objetivo general	8
	1.4.2 Objetivos específicos	8
II	Marco teórico	10
	2.1 El nopal	10
	2.1.1 Procedencia del nopal	10
	2.1.2 Clasificación botánica del nopal	13

	2.1.3 Aprovechamiento del nopal	15
	2.1.4 Gomas y mucílagos de las plantas	18
	2.1.5 El mucílago del nopal	19
	2.2 El agua	20
	2.3 Calidad del agua	21
	2.4 Coagulación	26
	2.4.1 Mecanismos de coagulación	27
	2.4.2 Factores que influyen en la coagulación	27
	2.5 Floculación	29
	2.6 Polímeros	32
III	Marco metodológico	36
	3.1 Tipo de investigación	36
	3.2 Hipótesis	36
	3.3 Sistema de variables	36
	3.4 Diseño experimental	38
	3.5 Materiales, reactivos y equipos	41
	3.6 Procedimiento experimental	43
	3.6.1 Extracción del mucílago fresco de nopal	43

	3.6.2 Extracción del mucílago seco de nopal	43
	3.6.3 Preparación de la solución con mucílago fresco	46
	3.6.4 Preparación de la solución con mucílago seco	47
	3.6.5 Efecto del mucilago fresco y la solución de mucílago seco sobre las soluciones tampón	47
	3.6.6 Evaluación de la muestra de agua	47
	3.6.7 Ensayo de jarras	48
IV	Resultados y discusión	51
	4.1 Pruebas al mucílago	51
	4.1.1 Mucílago fresco	51
	4.1.2 Efecto del mucílago fresco sobre las soluciones tampón	51
	4.1.3 Mucílago seco	52
	4.1.4 Efecto de la solución (1%) de mucílago fresco sobre las soluciones tampón	53

4.2 Proceso de coagulación-floculación (ensayo de jarras)	54
4.2.1 Efecto del mucílago fresco	54
4.2.2 Efecto del mucílago seco	63
Conclusiones y recomendaciones	71
Conclusiones	71
Recomendaciones	73

Bibliografía		74
Anexos		78
Anexo A	Estructura parcial propuesta para el mucílago de <i>Opuntia ficus-indica</i> (McGarvie y Parolis, 1981)	78
Anexo B	Parámetros de calidad y límites máximos permisibles	79
Anexo C	Análisis físico-químico instalación captación Uchusuma–Cerro Blanco	81
Anexo D	Figuras de la extracción del mucílago de nopal	82
Anexo E	Proceso de obtención del mucílago seco de nopal	85
Anexo F	Índice de floculación de Willcomb	86
Anexo G	Fórmulas ANOVA: Diseño de bloques al azar	87
Anexo H	Datos experimentales ordenados para el cálculo de las constantes de la ecuación 1	88

LISTA DE TABLAS

TABLA	TÍTULO	PÁGINA
1	Resultados promedios de ensayos de jarras	6
2	Taxonomía	14
3	Composición química de la penca de nopal	18
4	Variables e indicadores	37
5	Parámetros de la muestra de agua	48
6	Valores fijados en el agitador múltiple	49
7	Condiciones experimentales	50
8	Cambio de valores de pH de las soluciones tampón por efecto del mucílago fresco	52
9	Cambio de valores de ph de las soluciones tampón por efecto de la solución (1%) del mucílago seco	53
10	Resultados de turbiedad residual cuando se emplea mucílago fresco	54
11	Análisis de varianza para diseño de bloques al azar con repeticiones	56

12	Resultados de pH final cuando se emplea mucílago fresco	62
13	Resultados de turbiedad residual cuando se emplea mucílago seco	63
14	Análisis de varianza para diseño de bloques al azar con repeticiones	65
15	Resultados de pH final cuando se emplea solución (1%) de mucílago seco	67
16	Por ciento de remoción del mucílago fresco	68
17	Por ciento de remoción de solución (1%) de mucílago seco	69

LISTA DE CUADROS

CUADRO	TÍTULO	PÁGINA
1	Matriz de consistencia para la aplicación del mucílago extraído del nopal (<i>Opuntia ficus- indica</i>) en la clarificación del agua del río Uchusuma	40

LISTA DE FIGURAS

FIGURA	TÍTULO	PÁGINA
1	Representación de la eficacia con coagulantes primarios	7
2	Planta de nopal	14
3	Doble capa de una partícula coloidal	25
4	Floculación	30
5	Acción de los polímeros	35
6	Relación de turbidez obtenida con dosis de mucílago fresco a diferentes turbiedades de agua	55

7	Gráfico de superficie de respuesta del modelo matemático de ajuste para los resultados con mucílago fresco	57
8	Relación de turbidez obtenida con dosis de mucílago seco a diferentes turbiedades de agua	64
9	Gráfico de superficie de respuesta del modelo matemático de ajuste para los resultados con mucílago seco	66

RESUMEN

En esta investigación se presentan los resultados de la obtención y aplicación del polímero natural extraído de las pencas de nopal (*Opuntia ficus-indica*) como mucílago fresco obtenido a través de una maceración y como mucílago seco empleando las operaciones de molienda, escaldado y filtración, de modo que la penca molida se maceró con agua destilada y se separó por filtración; después del escaldado se precipitó el líquido mucilaginoso con alcohol etílico. El precipitado de color blanco es llevado a secar para evaporar los restos de agua y alcohol obteniéndose un polvo de color blanco soluble en agua y de consistencia gomosa.

Este polímero se utilizó como coagulante natural en aguas del río Uchusuma–Captación de Cerro Blanco; se evaluó la eficiencia del mucílago extraído de nopal (*Opuntia ficus-indica*) como agente clarificante. Los ensayos se realizaron a escala de laboratorio, preparando aguas turbias artificiales con valores de turbidez iniciales de 3,26 a 1 000 NTU. Los parámetros a medir fueron la turbidez, el pH de la muestra de agua y la dosis del coagulante (mucílago fresco y seco).

Los estudios realizados indicaron que el mucílago fresco remueve la turbidez entre un 95,39% y 92,36% al tratar turbiedades iniciales altas y entre un 25 y 19% a turbiedades medias; y en el caso del uso de mucílago seco, hubo remoción, pero menos eficiente.

INTRODUCCIÓN

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. Estos nuevos procedimientos indicaron la necesidad de utilizar coagulantes naturales locales que pudieran disminuir en parte o en su totalidad, el consumo de reactivos químicos importados.

Desde tiempos remotos, las cactáceas han sido importantes y han estado ligadas a muchas culturas y pueblos americanos, desde la época prehispánica y hasta nuestros días. En muchas partes del mundo se las usa de muy distintas maneras, sirven de alimento, son forrajeras y otras son importantes por sus propiedades medicinales.

En la presente investigación se evalúa la eficiencia de remoción de turbiedad utilizando el mucilago del nopal como coagulante natural.

Este trabajo de investigación consta de cuatro capítulos. El primer capítulo presenta el planteamiento del problema, el cual muestra la formulación del problema en estudio, los antecedentes, la justificación sobre el uso de mucílago de nopal para la remoción de la turbiedad, además, los objetivos que se persiguen en esta investigación. En el capítulo dos se presenta el marco teórico que sirve de sustento para el desarrollo de la investigación. En el capítulo tres se describe el marco metodológico que incluye la hipótesis, los materiales, los procedimientos seguidos durante el experimento y las variables que interviene en él. En el capítulo cuatro se presentan los resultados obtenidos y la discusión correspondiente. Por último se presentan las conclusiones de la investigación y las recomendaciones correspondientes.

CAPÍTULO I

PLANTEAMIENTO DEL PROBLEMA

1.1 FORMULACIÓN DEL PROBLEMA

El agua es indudablemente el recurso más esencial para la supervivencia del ser humano y no existe absolutamente pura en la naturaleza. El agua de lluvia, por ejemplo, al estar en contacto con el aire absorbe oxígeno, nitrógeno, gotas de aceite, partículas de humo, etc.; posteriormente, al entrar en contacto con el suelo, el agua superficial disuelve o dispersa otras sustancias, especialmente durante las estaciones de lluvia donde la calidad del agua de río no es estable (Sáenz y colab., 2004; Zhang y colab., 2005; Díaz y colab., 1999).

Las sustancias presentes en el agua se pueden clasificar en tres categorías, según el tamaño de éstas: a) Sólidos suspendidos, como arena, arcillas, bacterias, plancton, algas, virus, etc.; b) partículas coloidales (entre 10^{-6} m y 10^{-9} m) y c) sustancias disueltas (menor a 10^{-9} m) como cationes, aniones, ácidos, alcoholes, aldehídos, oxígeno, dióxido

de carbono, sulfuro de hidrógeno, etc. (Van Bremen, 2001; Degremont, 1991).

La efectividad de los procesos de tratamiento de aguas superficiales es generalmente evaluada en términos de remoción de turbiedad; pues la turbidez tiene una gran importancia sanitaria, ya que refleja una aproximación del contenido de materias coloidales, minerales u orgánicas, por lo que puede ser indicio de contaminación (Espigares y Fernández, 1999).

Las sales de aluminio son ampliamente usadas como coagulantes químicos en el tratamiento de procesos de purificación de agua alrededor de todo el mundo. Sin embargo, recientes estudios han suscitado dudas sobre la conveniencia de introducir aluminio en el medioambiente, especialmente en lo concerniente a los residuos que quedan durante el tratamiento de agua, gran volumen de lodo así como inducir la enfermedad de Alzheimer a causa de sus propiedades carcinogénicas (Buzzi, 1992; Díaz y colab., 1999; Ndabigengesere y colab., 1998; Okuda y colab., 1999). Las sales férricas y polímeros sintéticos han sido usados como alternativas, pero aquellos químicos pueden ser un serio problema porque muchos países desarrollados pueden aumentar su costo así como

bajar la disponibilidad de tales químicos (Díaz y colab., 1999; Schulz y Okun, 1984).

Los coagulantes naturales de origen vegetal y mineral fueron usados en el tratamiento de agua y agua residual, antes del advenimiento de químicos sintéticos como el aluminio y sales férricas (Ndabigengesere y colab., 1998). Los coagulantes naturales macromoleculares muestran un futuro prometedor y en la actualidad son de interés para muchos investigadores por su abundancia en la naturaleza, por su bajo precio, inocuidad, multifunción y biodegradación (Zhang y colab., 2006).

La ciudad de Tacna se abastece de agua para uso agrícola y poblacional a través de la cuenca del río Caplina y el sistema Uchusuma, asimismo el tratamiento de sus aguas se realiza con la aplicación de químicos sintéticos importados (Dirección Regional Agraria-Tacna, 2004).

Enunciado del problema: ¿Es oportuno evaluar la aplicación de un polímero orgánico natural, mucílago de nopal (*Opuntia ficus-indica*), que posea eficiencia de remoción adecuada incorporándolo como una alternativa al uso de polímeros sintéticos?

1.2 ANTECEDENTES DE LA INVESTIGACIÓN

Para conocer los antecedentes de la presente investigación, se efectuó una revisión de temas relacionados al uso de coagulantes-floculantes naturales entre los que podemos destacar el estudio realizado por el CEPIS (Centro Panamericano de Ingeniería Sanitaria y Ciencias del Ambiente) con polímeros naturales que se obtienen de una variedad de plantas nativas, los cuales sirven en muchos casos como ayudantes de la coagulación o floculación. Se presentan algunos ejemplos sobre cómo obtener y emplear dichos polímeros naturales en los procesos de clarificación del agua, con el fin de despertar interés en este tipo de estudios, a fin de que otros investigadores puedan completar lo que se estaba esbozando. Estos investigadores emplearon como fuentes: Nopal (*Opuntia ficus-indica*), algas pardas y almidones, concluyendo que en muchos casos es factible reemplazar los polímeros sintéticos por productos elaborados en base a materia prima procedente de América Latina.

Los resultados obtenidos con el alginato de sodio derivado de algas pardas *Macrocystis* y *Lessonia* mostraron excelentes cualidades como ayudantes de floculación, asimismo concluyen, que el mucílago del nopal (polímero natural) merece una atenta consideración, dado que la materia

prima puede obtenerse fácilmente y a bajo costo, en lugares donde se cultiva la tuna con fines alimenticios o de otra índole.

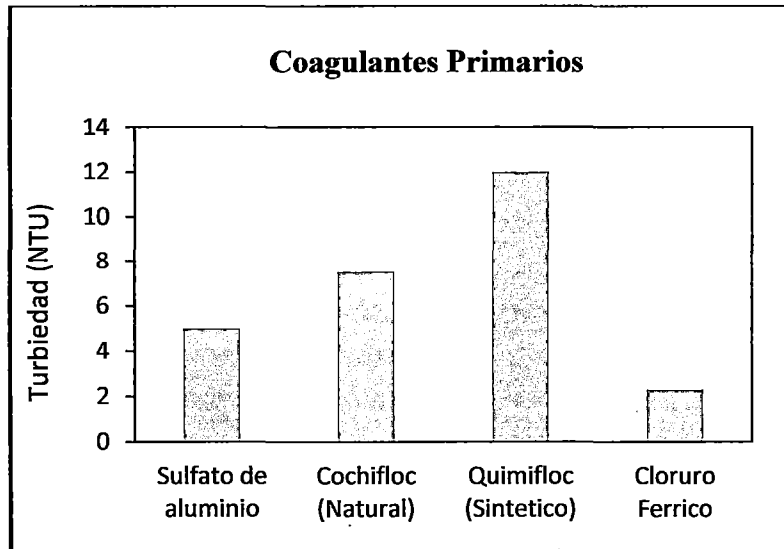
Otro estudio fue hecho en la Universidad Nacional de Ingeniería "Campus Simón Bolívar", Managua (Nicaragua), que está desarrollando la línea de investigación de Coagulantes Naturales Alternativos desde 1992, la cual se inició con la identificación y clasificación botánica de plantas nativas con propiedades aglutinantes. En este trabajo se presentan la obtención y aplicación del polímero natural denominado *Cochifloc*. Este polímero es extraído de las pencas de la tuna (*Opuntia cochinellífera*, planta nativa), empleando las operaciones de secado, molido y tamizado, con un tamiz de 1 mm. Al material seco, de color verdoso, se le realizó la extracción de los pigmentos con alcohol etílico. El material libre de pigmentos se maceró con agua destilada separando el gel de la fibra por filtración. El gel se evaporó al vacío y reconcentró en un horno eléctrico, obteniéndose un polvo de color marfil, soluble en agua y de consistencia gomosa. Para identificar el nuevo material se determinó su contenido en carbohidratos, fibra, grasa, ceniza, proteína y humedad. El polímero *Cochifloc* se utilizó como coagulante natural primario en aguas del lago de Managua "Xolotlan" (Piedras Azules); algunos de los resultados comparándolo con el sulfato de aluminio se presentan en la tabla adjunta:

TABLA 1: Resultados promedios de ensayos de jarras

Sulfato de aluminio Dosis mg/L	Turbiedad final NTU	pH final	Cochifloc Dosis mg/L	Turbiedad final NTU	pH final
50	3,0	8,10	50	4,7	9,07
45	2,6	8,27	45	4,5	9,08
40	3,0	8,32	40	4,0	9,08
35	3,0	8,41	35	4,5	9,07
30	3,7	8,43	30	4,0	9,07

Fuente: Centro de Investigación, Universidad Nacional de Ingeniería “Campus Simón Bolívar” (2004)

Al comparar la eficacia del polímero natural respecto al del polímero sintético y las sales de sulfato de aluminio y cloruro férrico al 1%, sin corrección de pH del agua cruda; se observa el comportamiento de la coagulación-floculación en el siguiente gráfico, donde el cloruro férrico alcanza la mayor eliminación por turbidez (80,52%), mientras que con el sulfato de aluminio se obtiene un 64,51%, para el *Cochifloc* del 42% y finalmente, para el *Quimifloc* sólo del 9,41%.



Fuente: Centro de Investigación, Universidad Nacional de Ingeniería "Campus Simón Bolívar (2004)

Figura 1: Representación de la eficacia con coagulantes primarios

1.3 JUSTIFICACIÓN E IMPORTANCIA

La reciente preocupación por la contaminación ambiental, ha dado como resultado el aumento en la investigación y el desarrollo de tecnologías sustentables, así como una normatividad cada vez más estricta.

La búsqueda de alternativas de tratamiento de agua, basadas en el uso de polímeros orgánicos naturales en los procesos de clarificación, muestra que la actuación de los cactus como coagulantes naturales

macromoleculares fue positiva (Sáenz y colab., 2004; Zhang y colab. 2006; Díaz y colab., 1999). Estos polímeros han sido usados en Chile y en México como purificadores de agua; se hicieron pruebas con la especie *Opuntia ficus-indica* conocida como nopal o tuna (Sáenz y colab., 2004; Zhang y colab., 2006; Díaz y colab., 1999).

La aplicación de estos estudios previos justifica esta investigación, al estudiar el efecto que el mucílago del nopal tiene sobre la turbiedad y el pH del agua proveniente del río Uchusuma; utilizando el nopal (*Opuntia ficus-indica*) disponible en muchas regiones áridas y semiáridas de nuestro país.

1.4 OBJETIVOS DE LA INVESTIGACIÓN

1.4.1 Objetivo general

Determinar la eficiencia del mucílago de nopal (*Opuntia ficus-indica*) para la clarificación del agua del río Uchusuma.

1.4.2 Objetivos específicos

- Obtener el coagulante natural (mucílago) a partir de los cladodios (pencas) de nopal, siguiendo el método propuesto por Arizmendi

(2004), quien combinó su técnica con la de Medina-Torres y colab. (2000).

- Determinar la dosis adecuada del mucílago de nopal para las turbiedades artificiales utilizando JAR TEST (Ensayo de Jarras).
- Determinar el efecto que tiene la variable dosis del mucílago de nopal (coagulante natural), sobre las variables turbiedad final (T_f) y pH final (pH_f).

CAPÍTULO II

MARCO TEÓRICO

2.1 EL NOPAL

2.1.1 Procedencia del Nopal

El cultivo y aprovechamiento del nopal se remonta a las antiguas civilizaciones mesoamericanas y su importancia en la vida social, económica y religiosa determinó las rutas migratorias de las tribus nómadas de Árido-América, los asentamientos humanos en el centro de México y formó parte del escudo de Tenochtitlán, símbolo que se conserva hasta hoy (escudo Mexicano). El nopal utilizado en México tiene evidencias fechadas hace 7 000 años en semillas, cáscaras de tuna y fibras de pencas de nopal fosilizadas, encontradas en excavaciones realizadas en Tehuacán, Puebla (Pimienta, 1990). Cuando Hernán Cortés llegó al Valle de México en 1519, no pudo menos que asombrarse ante los nopalli (nopal en náhuatl) y las nochtli (tunas), sus atractivos y deliciosos frutos.

La planta del nopal se distribuye en América, siendo México el país con mayor abundancia de especies, por lo que se puede considerar como el centro de origen y diversidad de esta especie. A partir de la conquista, las mejores variedades fueron llevadas por los conquistadores a Sudamérica y al resto del mundo. Actualmente, las plantas del género *Opuntia* son nativas de varios ambientes, desde zonas áridas al nivel del mar hasta territorios de gran altura como Los Andes del Perú.

La determinación del origen del nopal en el Perú puede atribuirse al uso de la cochinilla (*Dactylopius* spp.). Este insecto, cuya hembra ha sufrido grandes modificaciones en su morfología para adaptarse a una vida sésil sobre los cactus, es endémico del continente americano al igual que las cactáceas (Claps & Haro, 2001; Novoa, 2005) y fue de gran importancia en las culturas prehispánicas, en especial para el teñido de fibras y tejidos.

En la actualidad existen en forma silvestre o cultivada en el sur de España y en toda la cuenca del Mediterráneo: Francia, Grecia, Italia y Turquía, llegando hasta Israel. Los árabes la llevaron desde España a África, difundiéndose en Argelia, Egipto, Eritrea, Etiopía, Libia, Marruecos y Túnez. Sin embargo, su distribución es aún mayor; en el Continente

Americano se encuentra desde Canadá a Chile, en Argentina, Bolivia, Brasil, Colombia, Estados Unidos de América, México, Perú y Venezuela y varios países de América Central; en otros continentes se encuentra en Angola y Sudáfrica, en Australia y la India. En estos países, se localiza parte de las más de 5 000 millones de hectáreas de zonas áridas y semiáridas del planeta y sus pueblos buscan especies que puedan desarrollarse y prosperar en ese peculiar y restrictivo hábitat (Sáenz y colab., 2006).

La planta y sus frutas toman diferentes nombres de acuerdo a los países en los que se encuentran. El nombre propio original de la tuna en la lengua náhuatl es "nochtli". No obstante, los españoles rebautizaron al nopal con el nombre de chumbera; y la fruta, como higo de las Indias; y en la actualidad, higo chumbo. En Italia se conoce como "fico d'India", en Francia le llaman "figue de Barbarie"; en Estados Unidos de América y Sudáfrica "prickly pear", (nombre que está evolucionando actualmente a "cactus pear", a fin de eliminar el término considerado algo peyorativo de *prickly*, espinoso); en Israel se conoce como "sabras", que significa espinoso por fuera, pero dulce por dentro. En Eritrea y Etiopía son llamados "beles". En la India se conocen según las lenguas locales como "nagphani", "anda torra" o "chapathi balli". En Brasil, como "palma

forrageira”, ya que se cultiva principalmente para la producción de forraje (Stintzing y Carle, 2005; Sáenz y colab., 2006).

2.1.2 Clasificación botánica del nopal

El nombre científico le fue asignado por Tourneforten en 1700, por su semejanza con una planta espinosa que crecía en el poblado de Opus en Grecia (Saravia-Tasayco, 2004; Velásquez, 1998).

Del género *Opuntia* hay sólo 10 o 12 especies hasta ahora utilizadas por el hombre, entre las que se encuentran, como especies cultivadas, *Opuntia ficus-indica*, *Opuntia amyclaea*, *Opuntia xocconostle*, *Opuntia megacantha* y *Opuntia streptacantha*; y como especies silvestres, *Opuntia hyptiacantha*, *Opuntia leucotricha* y *Opuntia robusta*. La más ampliamente cultivada en distintas partes del mundo es *Opuntia ficus-indica*. Las características de estas especies son variables, diferenciándose en la forma de los cladodios, en la presencia o ausencia de espinas, en el tamaño y color de los frutos, entre otras (Barrientos, 1983).

En la tabla 2 se muestra la clasificación taxonómica del nopal (*Opuntia ficus-indica*).

En la figura 2 se muestra la planta de nopal con sus característicos cladodios (pencas) y sus frutos (tuna).

TABLA 2: TAXONOMÍA

Reino	Vegetal
Subreino	Embryophita
División	Angiospermae
Clase	Dicotyledonea
Subclase	Dialipetalas
Orden	Opuntiales
Familia	Cactaceae
Subfamilia	Opuntioideae
Tribu	Opuntiae
Género	Opuntia Nopalea

Fuente: Barrientos (1983)



Fuente: Fotografía propia del autor

Figura 2: Planta de nopal (*Opuntia ficus-indica*)

2.1.3 Aprovechamiento del nopal (*Opuntia ficus-indica*)

Actualmente, el nopal tiene múltiples usos entre los que se encuentran los siguientes:

- Como planta medicinal: Se ha probado que los nopalitas y las cáscaras de la tuna ácida (xoconostle), disminuyen los niveles de azúcar y colesterol en la sangre, por lo que su consumo en fresco, cocinado y procesado industrialmente se ha acrecentado en México.
- Como materia prima para elaborar bebidas alcohólicas: En México, Estados Unidos de América, Italia, Perú, Chile, Dinamarca, etc., se utiliza el nopal y sobre todo la tuna (fruto) para fabricar vinos, licores y aguardientes.
- Como materia prima en la producción de cosméticos: En México y otros países se fabrican del nopal o de la tuna cosméticos como champú, acondicionadores, jabones, cremas, lociones, mascarillas, geles, etc.

- Como cerco: La utilización de las variedades espinosas de nopal para formar cercos en los huertos familiares y en los predios ganaderos es común y muy antigua.
- Para la conservación del suelo: El nopal se utiliza en muchos países para proteger el suelo de la erosión hídrica y eólica. Evita la desertificación en zonas áridas y semiáridas, formando cercos en curvas de nivel, que soportan las condiciones del medio árido, caracterizado por una precipitación pobre e irregular y alta oscilación térmica diaria y anual.
- Agroindustria de alimentos para animales: Suplementos de pencas y desechos de la industria procesadora de tuna, como las cáscaras y las semillas.
- Industria farmacéutica: Protectores gástricos de extractos de mucílagos; cápsulas y tabletas de polvo de nopal.
- Como sustrato para la producción de grana cochinilla: El insecto produce el carmín, un colorante rojo que ha vuelto a tomar importancia, a raíz de que se prohibieron los colorantes artificiales

por considerarlos cancerígenos, (FDA N° 2 y 4). Se cultiva nopal para producir grana en Perú (70 000 ha), Bolivia (1 000 ha), Chile (500 ha), España (300 ha), Sudáfrica (100 ha), Argentina (50 ha) y México (100 ha).

- Otra propiedad distinta es la que se atribuye al nopal como repelente de insectos, aunque no se conocen estudios científicos acerca de esta acción; un producto que con estos fines habría sido probado con éxito en la isla de Roatán, Honduras, está siendo elaborado en Texas, patentando, y se ofrece a través de Internet (Sáenz y colab., 2006).
- Otros usos populares a los que actualmente se les está estudiando su base científica, son la utilización de las pencas en la clarificación de aguas (López, 2000). Su adición a la cal como adherente en pinturas (Ramsey, 1999) o su introducción en el suelo para aumentar la infiltración de agua (Gardiner y colab., 1999).

La tabla 3 muestra la composición química de la penca del nopal

TABLA 3: COMPOSICIÓN QUÍMICA DE LA PENCA DEL NOPAL

COMPONENTES	PENCA
ENERGÍA (Kcal)	27 - 37
PROTEÍNAS (mg)	1,1- 1,7
CARBOHIDRATOS (g)	5,6 -8,8
CENIZAS (g)	0,9
CALCIO (mg)	93 - 110
FÓSFORO (mg)	20
HIERRO (mg)	0,5
VITAMINA A (µg)	41-50
TIAMINA (mg)	0,04
RIBOFLAVINA (mg)	0,04
NIACINA (mg)	0,2
VITAMINA C (mg)	19

Fuente: SARH (1987)

2.1.4 Gomas y mucílagos de las plantas

Estas sustancias se disuelven en agua para dar soluciones mucilaginosas o geles que son ampliamente usadas como adhesivos o agentes aglomerantes. Las gomas y mucílagos pueden ser definidos como sustancias originadas en las plantas, los cuales son obtenidos como exudación de los frutos, tronco o ramas de las plantas, en forma espontánea o después de una herida mecánica por incisión de un objeto punzante, remoción de alguna rama o invasión por bacterias o insectos.

También ha sido sugerido que las gomas resultan del metabolismo normal de las plantas. Al parecer, son producidas por algún mecanismo protector que tiene como función sellar la herida frente al ataque de otros organismos.

2.1.5 El mucílago del nopal

El nopal está caracterizado por la producción de un hidrocólido comúnmente conocido como mucílago (Fluxá, 1991), el cual forma redes moleculares capaces de retener gran cantidad de agua (Saag y colab., 1975).

El mucílago es un polisacárido fibroso, de una forma altamente ramificada, compuesto por un contenido alto en azúcares; este polisacárido es una sustancia pegajosa y por lo tanto poco manejable, cada molécula del mucílago puede contener más de 30 000 subunidades de azúcar, o residuos. Los azúcares más abundantes tienen cinco o seis átomos de carbono y son los siguientes: arabinosa, galactosa, ramnosa y xilosa (Gybson y colab, 1986). Se ha visto que los derivados del azúcar difieren mucho en el cactus y no muestran ningún orden sistemático de composición. También se encontró en el mucílago la presencia de fructosa, sacáridos y maltosa. De esta manera, el gel del cactus contiene

polisacáridos de varios tipos y composición, así como proteínas (Chandra, 1998).

El mucílago de las pencas de *Opuntia ficus-indica* está compuesto por 24,6-42,0% de arabinosa, 21-40,1% de galactosa, 8,0-12,7% de ácido galacturónico, 7,0-13,1% de ramnosa, 22,0-22,2% de xilosa (Trachtenberg y Mayer, 1981; Nobel y colab., 1992). (Anexo A)

2.2 EL AGUA

Las dos terceras partes de la tierra están cubiertas de agua y el resto es tierra; aunque mayormente esta es agua de los océanos, es decir, agua salada y icebergs, pero también tenemos el agua de ríos, agua subterránea y lagos. El agua es crucial para el mantenimiento de los ecosistemas, vivir saludablemente y el éxito de las actividades industriales y comerciales; el agua es una sustancia incolora, inodora e insípida en su forma pura.

El agua ha sido fundamental en la adaptación y desarrollo de los seres vivos, incluso el hombre está formado en más de un 60% por agua, de ahí que cuando las personas pierden grandes cantidades de líquido,

pueden morir por deshidratación (Microsoft Encarta 2009, Biblioteca Premium).

En nuestra localidad de Tacna, para uso poblacional, en lo referente al río Caplina, las aguas que transporta han sido evaluadas como de calidad regular, debido a la acidez que manifiesta en algunos registros (pH 4,00-8,13) y para uso agrícola, estas aguas, presentan problemas crecientes de salinidad (concentraciones altas de calcio y sulfatos) y toxicidad por boro presentándose en la cuenca en el rango de 0,03-1,12 mg/l, que se deben tener en consideración a fin de que las técnicas de manejo del agua y suelo sean las más apropiadas. Por otro lado los aportes provenientes del acuífero El Ayro (nacientes del Sistema Uchusuma), son de calidad regular aunque no presentan restricciones para su uso en la agricultura; su más grande problema es la presencia de arsénico (Dirección Regional Agraria-Tacna, 2004).

2.3 CALIDAD DEL AGUA

El término calidad del agua es relativo, referido a la composición del agua en la medida en que ésta es afectada por la concentración de sustancias producidas por procesos naturales y actividades humanas; entonces este es un término neutral que no puede ser clasificado como

bueno o malo sin hacer referencia al uso para el cual el agua es destinada; por ejemplo uso agrícola, agropecuario, de consumo humano, industrial.

La calidad del agua está determinada por la hidrología, la fisicoquímica y la biología de la masa de agua a que se refiera. Las características hidrológicas son importantes ya que indican el origen, cantidad del agua y el tiempo de permanencia, entre otros datos. Estas condiciones tienen relevancia ya que, según los tipos de substratos por los que viaje el agua, esta se cargará de unas sales u otras en función de la composición y la solubilidad de los materiales de dicho substrato. Así, las aguas que discurren por zonas calizas (rocas muy solubles) se cargarán fácilmente de carbonatos, entre otras sales. En el otro extremo, los cursos de agua que discurren sobre substratos cristalinos, como los granitos, se cargarán muy poco de sales (nitritos, sulfatos, etc), y aparecerá en cantidad apreciable la sílice (Microsoft Encarta 2009, Biblioteca Premium).

En el Perú, las normas de evaluación que se emplean son las de la Organización Mundial de la Salud (OMS), del Ministerio de Agricultura y del ITINTEC. En forma optativa, las de la Comunidad Europea (CE). Los límites tolerables de las diversas sustancias contenidas en el agua son

normadas por la Organización Mundial de la Salud (OMS), la Organización Panamericana de la Salud (OPS), y por los gobiernos nacionales; pudiendo variar ligeramente de uno a otro. Los parámetros más comúnmente utilizados para establecer la calidad de las aguas son los siguientes: oxígeno disuelto, pH, sólidos en suspensión, demanda bioquímica de oxígeno (DBO), fósforo, nitratos, nitritos, amonio, amoníaco, compuestos fenólicos, hidrocarburos derivados del petróleo, cloro residual, cinc total y cobre soluble (SUNASS; Anexo B).

A. PARTÍCULAS EN SUSPENSIÓN

Las partículas en suspensión de una fuente de agua superficial provienen de la erosión de suelos, de la disolución de sustancias minerales y de la descomposición de sustancias orgánicas. A este aporte natural se debe adicionar las descargas de desagües domésticos, industriales y agrícolas. En general la turbiedad del agua es causada por las partículas de materias inorgánicas (arcillas, partículas de lodo), en tanto que el color está formado por las partículas de materias orgánicas e hidróxidos de metal (hierro, por ejemplo).

B. LOS COLOIDES

Son suspensiones estables, por lo que es imposible su sedimentación natural, son sustancias responsables de la turbiedad y del color del agua.

Las partículas coloidales se caracterizan por ser hidrofílicas (tienen afinidad por el agua) e hidrofóbicas (es decir que rechazan el agua), las primeras se dispersan espontáneamente dentro del agua y son rodeadas de moléculas de agua que previenen todo contacto posterior entre estas partículas; las partículas hidrofóbicas no son rodeadas de moléculas de agua, su dispersión dentro del agua no es espontánea, por lo que requiere de la ayuda de medios químicos y físicos.

B.1 Carga Eléctrica y Doble Capa

Dentro del agua superficial, las partículas coloidales, son las causantes de la turbiedad y del color por lo que el tratamiento del agua está orientado a la remoción de estas partículas. Estas poseen normalmente una carga eléctrica negativa situado sobre su superficie; estas cargas llamadas cargas primarias, atraen los iones positivos del agua, los cuales se adhieren fuertemente a las partículas y atraen a su

alrededor iones negativos acompañados de una débil cantidad de iones positivos.

En la figura 3 se muestra el comportamiento que tienen las partículas coloidales dentro del agua superficial.

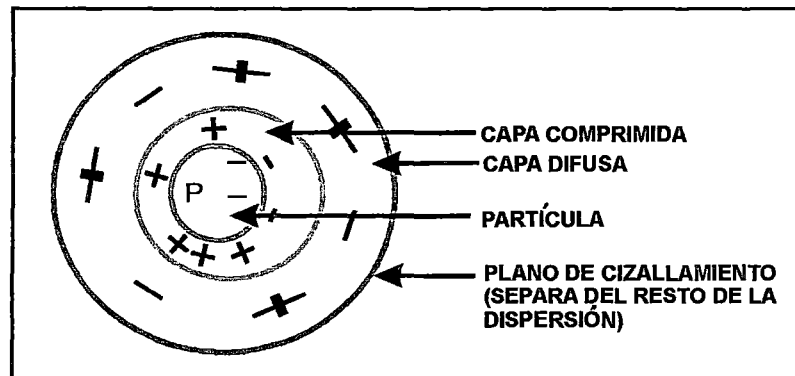


Figura 3: Doble capa de una partícula coloidal

B.2 Factores de estabilidad e inestabilidad

Las partículas coloidales están sometidas a dos grandes fuerzas:

- **Fuerzas de atracción de Van der Waals:** E_a (factores de inestabilidad); son fuerzas de atracción producidas por el movimiento continuo de las partículas.

- **Fuerzas de repulsión electrostáticas:** E_b (columbicas-factor de estabilidad); son fuerzas que impiden la aglomeración de las partículas cuando estas se acercan unas a otras; por ejemplo, dos partículas de igual signo no se pueden aproximar, se rechazan. El equilibrio de una suspensión coloidal depende de la fuerza resultante entre la fuerza de atracción y la fuerza de repulsión: E_r

$$E_r = E_a + E_b$$

2.4 COAGULACIÓN

El término coagulación se deriva de la palabra latina *coagulare* que significa "recolectar".

Es un proceso de desestabilización de las partículas coloidales que se produce al neutralizar las fuerzas que las mantienen separadas por medio de la adición de coagulantes y la aplicación de la energía de mezclado. El término coágulo se refiere a las reacciones que suceden al agregar un coagulante en el agua, originando productos insolubles. La coagulación comienza al agregar el coagulante al agua y dura fracciones de segundo.

2.4.1 Mecanismos de la coagulación

- Modelo físico o de la doble capa

Cuando se aproximan dos partículas semejantes, sus capas difusas interactúan y generan una fuerza de repulsión, cuyo potencial es función de la distancia que los separa y cae rápidamente con el incremento de iones de carga opuesta al de las partículas, esto se consigue solo con los iones del coagulante.

- Modelo químico o de puente químico

Esta teoría supone una molécula polimérica unida a la superficie del coloide en uno o más sitios, mientras el resto de los sitios de adsorción están vacantes, los que pueden ser ocupados por otros coloides generando así un puente químico. Esto genera un aumento de tamaño y la consiguiente precipitación.

2.4.2 Factores que influyen en la coagulación

- Acidez o basicidad.- El rango de pH es función del tipo de coagulante a ser utilizado y de la naturaleza del agua a tratar; si la coagulación se realiza fuera del rango de pH, entonces se debe

aumentar la cantidad del coagulante; por lo tanto, la dosis requerida es alta.

- Influencia de las sales disueltas.- Estas ejercen influencia en la coagulación-floculación modificando el rango de pH óptimo, modificando también el tiempo requerido para la floculación y la cantidad de coagulantes requeridos.
- Temperatura del agua.- La formación de flocs se ve severamente influenciada por las variaciones de temperatura; un aumento de esta acelera la coagulación o floculación.
- Tipo de coagulante utilizado.- La selección del coagulante y la cantidad óptima de aplicación se determina mediante los ensayos de pruebas de jarra.
- Concentración de los coagulantes.- Un aumento excesivo puede producir una inversión del potencial zeta, actuando de manera contraria a lo que se observa inicialmente.

- Influencia de la mezcla.- El grado de agitación que se da a la masa de agua durante la adición del coagulante, determina si la coagulación es completa. Las turbulencias desiguales hacen que cierta porción de agua tenga mayor concentración de coagulantes y la otra parte tenga poco o casi nada; la agitación debe ser uniforme e intensa en toda la masa de agua, para asegurar que la mezcla entre el agua y el coagulante haya sido bien hecha y que se haya producido la reacción química de neutralización de cargas correspondientes.

2.5 FLOCULACIÓN

Floculación se deriva del latín, de la palabra *flocculus* que significa “pequeña mota de algodón”.

La floculación es el proceso que sigue a la coagulación; consiste en la agitación de la masa coagulada que sirve para permitir el crecimiento y aglomeración de los flóculos recién formados, con la finalidad de aumentar el tamaño y peso necesarios para sedimentar con facilidad. Estos flóculos, inicialmente pequeños, crean al juntarse aglomerados mayores que son capaces de sedimentar.

En la figura 4 se muestra el comportamiento que tiene el floculante frente a las partículas coloidales.

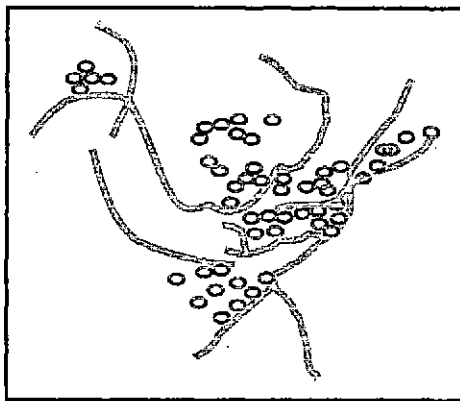


Figura 4: Floculación; el floculante tiende un puente entre las partículas coloidales aglomeradas para formar flocos más grandes fácilmente sedimentables.

La floculación puede presentarse mediante dos mecanismos: floculación ortocinética y pericínética, según sea el tamaño de las partículas desestabilizadas (en general, todas las partículas se ven afectadas por ambos mecanismos). Las partículas pequeñas ($< 1\mu\text{m}$) están sometidas a floculación pericínética, originada por el movimiento browniano, mientras que las que presentan un tamaño mayor, están afectadas principalmente por el gradiente de velocidad del líquido, predominando en ella la floculación ortocinética.

- **Floculación ortocinética.**- Se basa en las colisiones de las partículas debido al movimiento del agua, el que es inducido por una energía exterior a la masa de agua y que puede ser de origen mecánico o hidráulico. Después de que el agua es coagulada, es necesario que se produzca la aglomeración de los microfloculos; para que esto suceda, se produce primero la floculación pericinetica, luego se produce la floculación ortocinética.
- **Floculación pericinetica.**- Es promovida internamente dentro del líquido, por el movimiento de agitación que las partículas tienen dentro de aquel (movimiento browniano, movimiento constante e irregular de los coloides) o por la gravedad (peso de las partículas) que al caer tienden a aglomerarse, y se realiza en un tiempo muy corto después de estar desestabilizadas las partículas.

Tipos de floc

- a) Floc dendrítico.- Es el tipo de floc producido de acuerdo a una agitación correcta. El floc dendrítico además de ser mucho más útil debido a que detiene impurezas en todo su volumen, es más resistente y más denso, sedimentando con mayor facilidad.

b) Floc grumoso.- Es el floc producido de acuerdo a una agitación deficiente.

(Anexo F)

2.6 POLÍMEROS

Al hablar de polímeros (polielectrolitos), se está hablando de una gran molécula construida por el encadenamiento de pequeñas unidades químicas simples; en algunos casos la cadena es lineal, de forma semejante a como una cadena la forman sus eslabones, en otros casos las cadenas son ramificadas o interconectadas, formando retículos tridimensionales.

Los polímeros, del griego poli (mucho) y meros (partes), reciben también el nombre de macromoléculas, debido al enorme tamaño de las moléculas que los componen. Estas moléculas gigantes tienen pesos moleculares más de cien veces mayores que los de moléculas pequeñas como el agua. Pero a pesar de la gran variedad de polímeros existentes, todos tienen una estructura interna similar y se rigen por las mismas teorías.

Lo que distingue a los polímeros de los materiales constituidos por moléculas de tamaño normal, son sus propiedades mecánicas. En general los polímeros tienen una excelente resistencia mecánica debido a que las grandes cadenas poliméricas se atraen. Las fuerzas de atracción intermoleculares dependen de la composición química del polímero (Goycoolea, F., Cárdenas, A., 2004).

Clasificación de los polielectrolitos

Los polielectrolitos, según su origen pueden clasificarse en polímeros naturales y polímeros sintéticos.

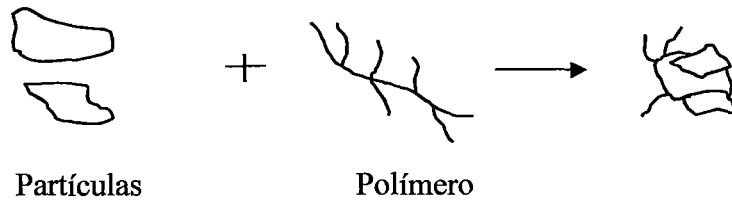
Los polímeros naturales o biopolímeros.- Son aquellos que se producen debido a las reacciones bioquímicas naturales en animales y plantas; son polímeros que muchas veces no tiene una sola composición química bien definida, pues están constituidos principalmente por varios tipos de polisacáridos. Algunos de ellos tienen propiedades coagulantes o floculantes y han dado los mejores rendimientos y vale la pena considerarlos para su uso en plantas de tratamiento de aguas, siendo estos los compuestos algínicos, derivados de la tuna y los almidones (Arboleda J., 1992).

Los polímeros sintéticos.- Son compuestos producidos por medio de la transformación química de derivados del carbón y del petróleo, la mayoría se encuentran en polvo seco. Se considera que el 90% de los polímeros sintéticos tienen como monómero básico la acrilamida (Ibíd.):

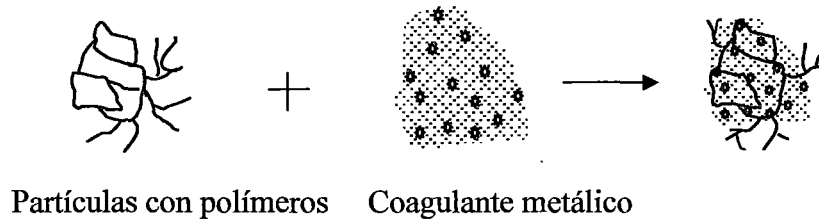
Los polímeros o poli electrolitos pueden tener o no carga eléctrica; los que no la tienen se denominan no iónicos. Los demás pueden ser catiónicos (carga positiva) o aniónicos (carga negativa), también están los que presentan comportamiento anfótero (carga positiva y negativa).

En la figura 5 se muestra los modos de acción de los polímeros.

a) Como coagulante, el polímero es agregado como único coagulante.



b) Ayudante de coagulación, agregado antes que el coagulante metálico



c) Ayudante de floculación, agregado después que el coagulante metálico

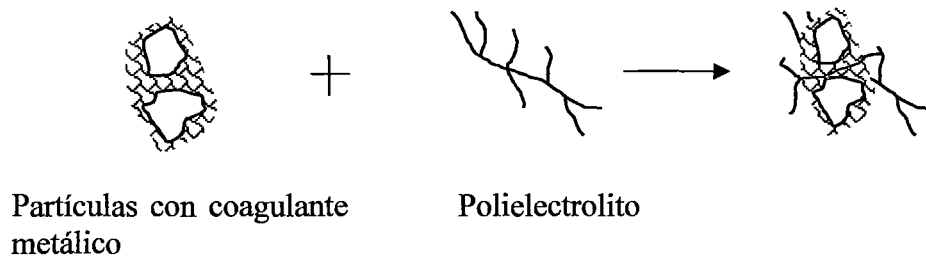


Figura 5: Acción de los polímeros

CAPÍTULO III

MARCO METODOLÓGICO

3.1 TIPO DE INVESTIGACIÓN

Se trata de una investigación aplicada y de tipo experimental orientada a validar la eficiencia del mucílago obtenido del nopal para su uso como agente clarificante natural.

3.2 HIPÓTESIS

La aplicación del mucílago extraído del nopal (*Opuntia ficus-indica*) manifiesta una eficiencia adecuada como agente clarificante del agua proveniente del río Uchusuma.

3.3 SISTEMA DE VARIABLES

Las variables independientes son la turbiedad inicial y la dosis de mucílago; las variables dependientes son la turbiedad final y el pH final.

La operacionalización de las variables se muestra en la siguiente tabla:

TABLA 4: VARIABLES E INDICADORES

VARIABLES INDEPENDIENTES	DEFINICIÓN	INDICADOR
TURBIEDAD INICIAL (T_i)	Es una forma indirecta de medir la concentración de las partículas suspendidas en un líquido; mide el efecto de la dispersión que estas partículas presentan al paso de la luz; y es función del número, tamaño y forma de partículas.	Unidades de turbidez nefelométricas, por sus siglas en inglés NTU
DOSIS MUCÍLAGO (D_i)	Polímero orgánico natural extraído de la penca de nopal, adicionado al agua para actuar como coagulante-floculante	ml/2L de muestra
VARIABLES DEPENDIENTES		
TURBIEDAD FINAL (T_f)	Es la turbiedad resultante después de aplicado el polímero orgánico (mucílago de la penca de nopal).	Unidades de turbidez nefelométricas, por sus siglas en inglés NTU
pH FINAL (pH_f)	El pH es un factor muy importante, porque determinados procesos químicos solamente pueden tener lugar a un determinado pH. Es un indicador de la acidez de una sustancia, está determinado por el número de iones libres de hidrógeno (H^+) en una sustancia.	El pH no tiene unidades; se expresa simplemente por un número

*El pH inicial se mantiene constante para todas las pruebas

Fuente: Elaboración propia

3.4 DISEÑO EXPERIMENTAL

El tipo de diseño experimental que se aplicó fue el de bloques al azar (con repetición); en este diseño, los tratamientos se asignan aleatoriamente a un grupo de unidades experimentales denominado bloque o repetición.

En algunas situaciones se pueden tomar varias observaciones dentro de una misma unidad experimental. Tales observaciones se hacen en submuestras (repeticiones) o unidades de muestreo.

En este tipo de experimentos existen dos fuentes de variación que contribuyen a la varianza aplicable a las comparaciones entre medias de tratamientos: La variación entre submuestras (repeticiones) de una misma unidad experimental y la variación de las unidades experimentales dentro de los tratamientos.

Tratamiento (α): Es una sola de las formas en cantidad y calidad que toma durante el experimento el factor que se quiere estudiar (cada uno de los niveles de un factor). Los tratamientos a estudiar durante el experimento pueden ser una combinación de varios niveles de factores.

Bloque (β): Conjunto de unidades experimentales que, debido al diseño experimental se consideran por separado para signarle los tratamientos que le correspondan.

Repetición: Cada una de las unidades experimentales donde se aplica el mismo tratamiento.

El modelo estadístico para este diseño es:

$$Y_{ijk} = \mu + \alpha_i + \beta_j + \varepsilon_{ij} + \delta_{ijk}$$

Donde:

Y_{ijk} es la ijk -ésima observación

μ es la media de toda la población. Mide el nivel medio de todos los resultados.

α_i es el efecto del tratamiento i -ésimo

β_j es el efecto del bloque j -ésimo

ε_{ij} es el error experimental o perturbación

δ_{ijk} es el error de submuestreo

(TABLA ANOVA, Anexo G)

CUADRO 1: MATRIZ DE CONSISTENCIA PARA LA APLICACIÓN DEL MUCÍLAGO EXTRAÍDO DE NOPAL (*Opuntia ficus-indica*) EN LA CLARIFICACIÓN DEL AGUA DEL RÍO UCHUSUMA

PROBLEMA	HIPÓTESIS	OBJETIVOS	VARIABLES	INDICADOR
¿Es oportuno evaluar la aplicación de un polímero orgánico natural, mucílago de nopal (<i>Opuntia ficus-indica</i>), que posea eficiencia de remoción adecuada incorporándolo como una alternativa al uso de polímeros sintéticos?	La aplicación del mucílago extraído del nopal (<i>Opuntia ficus-indica</i>) manifiesta una eficiencia adecuada como agente clarificante del agua proveniente del río Uchusuma.	<p>Objetivo general</p> <ul style="list-style-type: none"> • Determinar la eficiencia del mucílago de Nopal (<i>Opuntia ficus-indica</i>) para la clarificación del agua del río Uchusuma. <p>Objetivos específicos</p> <ul style="list-style-type: none"> • Obtener el coagulante natural (mucílago) a partir de los cladodios (pencas) de Nopal • Determinar la dosis adecuada del mucílago de nopal para las turbiedades artificiales. • Determinar el efecto que tiene la variable dosis del mucílago de nopal, sobre las variables turbiedad final y pH final. 	<p>Variables independientes</p> <p>Turbiedad inicial (T_i)</p> <p>Dosis mucílago (D_i)</p> <p>Variables dependientes</p> <p>Turbiedad final (T_f)</p> <p>pH final (pH_f)</p>	<p>Unidades de turbidez nefelométricas, por sus siglas en inglés NTU.</p> <p>ml/2L de muestra</p> <p>Unidades de turbidez nefelométricas, por sus siglas en inglés NTU.</p> <p>El pH se expresa simplemente por un número.</p>

Fuente: Elaboración propia

3.5 MATERIALES, REACTIVOS Y EQUIPOS

Material de origen biológico

- Penca de nopal (*Opuntia ficus-indica*)

Reactivos

- Agua potable
- Agua destilada
- Alcohol etílico de 96°
- Soluciones tampón con pH de 4, 5,7,8 y 11
- Mucílago fresco de *Opuntia ficus-indica*
- Mucílago seco de *Opuntia ficus-indica*
- Arcilla del río Uchusuma

Material de laboratorio

- Cuchillo
- Tela nylon
- Cepillo
- Jeringas de plástico graduadas de 1 a 10 ml
- Bagueta de vidrio
- Embudos de vidrio
- Fiolas de 50, 100 y 500 ml

- Cocinilla eléctrica.
- Balón de vidrio 500 ml
- Mortero de porcelana
- Pipetas graduadas de 10 ml
- Probeta de vidrio graduada de 100 ml
- Probeta de plástico de 1 000 ml
- Soporte universal
- Termómetro de mercurio de 0 a 100°C
- Vasos de precipitado Pírex de 50, 200, 500 y 2 000 ml

Equipos

- Turbidímetro Hach Modelo 2100 (rango: 0-1 000 NTU)
- Balanza analítica Sartorius Modelo 2206 (0-500 g), 220 V
- Equipo multiparámetro (pH-metro, conductividad) Hach Modelo HQ40d, electrodo de vidrio para pH y plástico para la conductividad.
- Probador de jarras Phipps & Bird (0-300 rpm), 220 V
- Licuadora
- Molino de bolas
- Secador
- Destilador

3.6 PROCEDIMIENTO EXPERIMENTAL

3.6.1 Extracción del mucílago fresco de nopal

Se limpió y lavó la penca de nopal, luego usando el cuchillo se retiró las espinas y se peló la cáscara, posteriormente se pesó 100 g de la pulpa y con el cuchillo se cortó en pequeños trozos (aprox. 1 cm).

En una probeta se midió 300 ml de agua destilada y se vertió en un vaso de precipitados junto a los trozos de pulpa para maceración durante 16 horas.

Finalmente pasado el tiempo, se procedió a filtrar el mucílago a través de una tela nylon.

3.6.2 Extracción del mucílago seco de nopal

El método empleado en la investigación para la extracción de mucílago fue el propuesto por Arizmendi (2004), quien la combinó con la de Medina-Torres y colab. (2000).

Las condiciones de cada una de las etapas del proceso fueron las siguientes:

- Las pencas se cosecharon siempre por la mañana, ya que la acidez de éstas varía según la hora de cosecha, por tratarse de plantas con metabolismo ácido de las crasuláceas (CAM) (Corrales-García y colab., 2004; Goldstein y Nobel, 1991).
- Se pesó 1 kg de penca de nopal, el lavado se realizó con agua potable y se cepilló para eliminar las espinas y facilitar su manipulación.
- El pelado se hizo manualmente con cuchillo, tratando de eliminar la menor cantidad de pulpa junto con la piel.
- Luego se realizó la molienda, a temperatura ambiente y se utilizó una licuadora comercial.
- Proceso de maceración

La maceración es un proceso de extracción sólido-líquido. Consiste en colocar un elemento sólido a temperatura ambiente manteniéndolo en reposo durante 12 a 24 horas. Muchas veces conviene que el material sólido esté triturado, para facilitar la extracción de principios activos; es por eso que se procedió a licuar la penca pelada de nopal

con agua destilada en una relación de 1:3 (mucílago:agua destilada).

Una vez pasado el tiempo de 18 horas, se procedió a filtrarlo.

- **Proceso de filtración**

En la filtración las partículas suspendidas en un fluido, ya sea líquido o gas, se separan mecánica o físicamente usando un medio poroso que retiene las partículas en forma de fase separada, y permite el paso del filtrado sin sólidos. Para la filtración del mucílago de nopal se utilizó una tela tipo saquillo, la cual impidió el paso de partículas sólidas (fibras de la penca, restos de pulpa); de este modo se obtuvo el líquido mucilaginoso.

- **Escaldado**

Los dos métodos de escaldado comercialmente más empleados son, o bien mantener durante un tiempo el alimento en una atmósfera de vapor saturado, o sumergirlo en un baño de agua caliente. Para esta investigación se empleó el método de baño en agua caliente; se dejó sumergido el líquido mucilaginoso de nopal (contenido en un balón de vidrio) por un lapso aproximado de 8 minutos a una temperatura de 80°C hasta que tomó un color verde amarillento; este método es utilizado para alimentos (Helen, 2000).

- **Precipitación**

Al mucílago filtrado y escaldado se le agregó alcohol (etanol) de 96° en una relación 1:3 (mucílago:alcohol). Para una adecuada separación, esta mezcla reposó durante 18 horas.

- **Secado**

El precipitado fue secado en una secadora convectiva a 50-52°C aprox.

- **Molienda**

El precipitado seco se molió en un molino de bolas obteniéndose un polvo fino cuyo tamaño fue de 50 µm.

- Aunque este método, empleado para la extracción de mucílago seco, no contempla la recuperación del alcohol etílico utilizado, esta es posible, mediante una destilación (Anexo E).

3.6.3 Preparación de la solución con mucílago fresco

Una vez obtenido el mucílago fresco, se utilizó directamente, separándolo en jeringas graduadas con dosis de 1, 2, 4, 6, 7 y 8 ml para la prueba de jarras.

3.6.4 Preparación de la solución con mucílago seco

Se pesó 5 g del mucílago seco y se colocó en un vaso de precipitado con 250 ml de agua destilada; después se agitó con una varilla de vidrio hasta lograr una solución homogénea. Luego se vertió en una fiola de 500 ml añadiendo agua destilada para completar la medida. Finalmente se agitó el contenido de la fiola.

La solución preparada usando el mucílago seco se colocó en jeringas graduadas de 1, 2, 4, 6, 8 y 10 ml para la prueba de jarras.

3.6.5 Efecto del mucílago fresco y la solución de mucílago seco sobre las soluciones tampón

Se tomaron volúmenes iguales, tanto de las soluciones tampón (pH: 4, 5, 7, 8 y 11) como del mucílago fresco y solución de mucílago seco (1%). Luego se midió el pH final de la mezcla.

3.6.6 Evaluación de la muestra de agua

El agua cruda del río Uchusuma tomada de la instalación captación Uchusuma-Cerro Blanco fue alterada usando la arcilla proveniente del mismo río para conseguir las diferentes turbiedades artificiales. Los

niveles de turbidez seleccionados fueron: 3,26; 20; 50; 100; 500 y 1 000 NTU.

En la tabla 5 se muestran los parámetros medidos de la muestra de agua.

TABLA 5: PARÁMETROS DE LA MUESTRA DE AGUA

PARÁMETRO	VALOR
TEMPERATURA (°C)	21,5
COLOR APARENTE (UC)	54
TURBIEDAD (NTU)	3,26
pH	8,46

Fuente: Elaboración propia

3.6.7 Evaluación del proceso de coagulación-floculación (ensayo de jarras)

El ensayo de jarras se realizó con un agitador múltiple en seis vasos de precipitados de 2 litros, en los que se dosificó el reactivo a ensayar (dosis de mucílago de nopal). El equipo utilizado dispone de control de velocidad, lo que permitió realizar la agitación rápida, lenta y decantación en el propio recipiente, además cuenta con una pantalla iluminada por la parte posterior para observar bien el aspecto de las

muestras tratadas. Una vez decantada la muestra, se succionó parte del sobrenadante para evaluar la turbidez final y el pH final de la disolución; la turbidez se midió mediante un turbidímetro calibrado de rango de 0-1 000 NTU, el pH se midió mediante un electrodo de vidrio de un multiparámetro (pH-metro, conductímetro) previamente calibrado con patrones de 4,7 y 10.

La tabla 6 nos muestra los valores con los que se trabajó la prueba de jarras.

TABLA 6: VALORES FIJADOS EN EL AGITADOR MÚLTIPLE

PARÁMETRO	VELOCIDAD	TIEMPO
AGITACIÓN RÁPIDA	100 rpm	1 min
AGITACIÓN LENTA	40 rpm	20 min
DECANTACIÓN		20 min

Fuente: Guía de Procedimientos – Laboratorios de SENAPA (2001)
(Servicio Nacional de Abastecimiento de Agua Potable y Alcantarillado)

Nota: Todos estos valores son recomendados para las pruebas de jarras en la Guía de Procedimientos-laboratorios de SENAPA (2001) (Servicio Nacional de Abastecimiento de Agua Potable y Alcantarillado).

TABLA 7: CONDICIONES EXPERIMENTALES

Variables independientes	Niveles						
Dosis de Coagulante (mucílago fresco - ml) *	1	2	4	6	7	8	
Dosis de Coagulante (mucílago seco - ml)*	1	2	4	6	8	10	
Turbiedad _(inicial) (NTU)	1 000	500	200	100	50	20	3,26

Fuente: Elaboración propia

*Las dosis de coagulante son por cada 2 litros de muestra de agua

El pH inicial es constante (medido directamente de las muestras de agua), de modo que, se pueda evaluar si este es afectado por la presencia de las diferentes dosis de mucílago del nopal a través de la variable pH final; asimismo, se planificó un diseño de experimento en bloques al azar con 2 repeticiones, equivalentes a 84 corridas experimentales en cada caso. Las variables respuesta son la turbiedad final en NTU y el pH final.

CAPÍTULO IV

RESULTADOS Y DISCUSIÓN

4.1 PRUEBAS AL MUCÍLAGO

4.1.1. Mucílago fresco

Color: verde pálido

Textura: viscosa

Olor: característico del nopal

pH: 4,3

Este mucílago fresco se descompone en 6 días, pero se puede preservar por casi un mes agregándole sorbato de potasio (conservante de alimentos) y en refrigeración a 4-5°C.

4.1.2. Efecto del mucílago fresco sobre las soluciones tampón

La tabla 8 presenta los valores del pH final alcanzado por cada solución tampón. Esto refleja el efecto neutralizante del mucílago (ascenso del pH en el intervalo de valores bajos y descenso en el

intervalo de valores altos) atribuible a la presencia de sustancias con actividad ácido-base con efecto tamponante como describen Corrales-García y colab (2004).

TABLA 8: CAMBIO DE VALORES DE pH DE LAS SOLUCIONES TAMPÓN POR EFECTO DEL MUCÍLAGO FRESCO

pH inicial	4	5	7	8	11
pH final	4,2	5,2	7,1	7,95	10,63

Fuente: Elaboración propia

4.1.3. Mucílago seco

Color: blanco

Forma: amorfa

Olor: parecido al de las pencas secas.

Soluble en agua

Este mucílago seco, aunque su rendimiento de obtención no sea tan alto como el mucílago fresco, se conserva mejor y por más tiempo si se guarda herméticamente (es higroscópico).

El rendimiento del mucílago seco fue de 1,44% basado en peso fresco; y la recuperación del alcohol etílico utilizado en el proceso de obtención del mucílago mencionado fue de un 60% del volumen inicial y de 94°.

4.1.4. Efecto de la solución (1%) de mucílago seco sobre las soluciones tampón

La tabla 9 presenta los valores del pH final alcanzado en cada solución tampón. Hay ascenso del pH en el intervalo de valores bajos y descenso en el intervalo de valores altos, como se mencionó antes, atribuible a la presencia de sustancias con actividad ácido-base con efecto tamponante como describen Corrales-García y colab (2004).

TABLA 9. CAMBIO DE VALORES DE pH DE LAS SOLUCIONES TAMPÓN POR EFECTO DE LA SOLUCIÓN (1%) DE MUCÍLAGO SECO

pH inicial	4	5	7	8	11
pH final	4,1	5,3	7,2	7,93	10,94

Fuente: Elaboración propia

El pH inicial de la solución al 1%, preparada usando el mucílago seco, fue de 3,6.

4.2 PROCESO DE COAGULACIÓN-FLOCULACIÓN (ENSAYO DE JARRAS)

4.2.1. Efecto del mucílago fresco

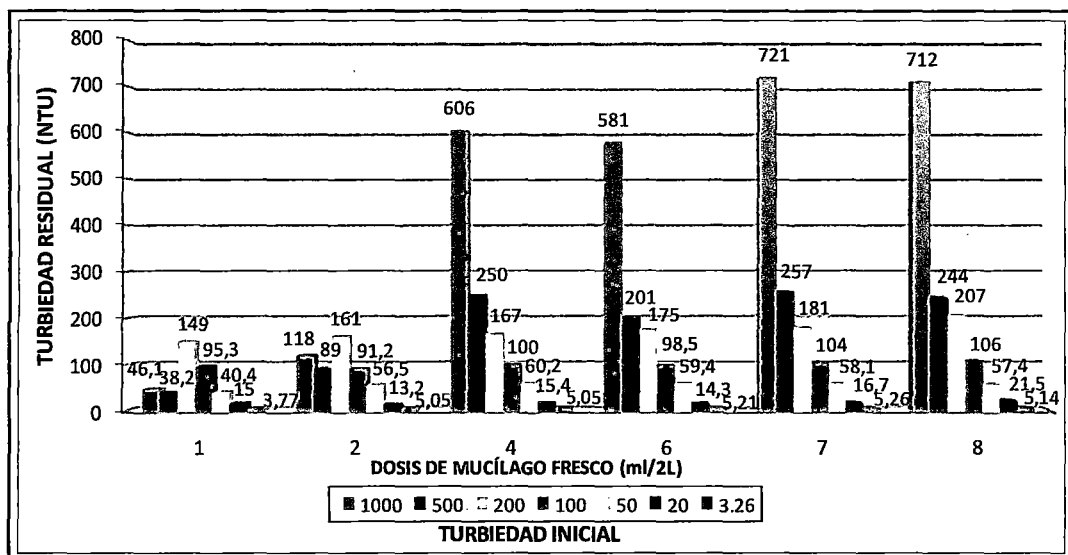
En la tabla 10 se presentan los resultados obtenidos del proceso de clarificación utilizando el mucílago fresco extraído del nopal (*Opuntia ficus-indica*) para niveles de turbiedad inicial desde 3,26 a 1 000 NTU.

TABLA 10. RESULTADOS DE TURBIEDAD RESIDUAL CUANDO SE EMPLEA MUCÍLAGO FRESCO

TURBIEDAD INICIAL(NTU)	DOSIS (ml/2L)					
	1	2	4	6	7	8
1 000	47	117	607	580	722	711
	45,2	119	605	582	720	713
500	39	88	249	199	258	243
	37,4	90	251	203	256	245
200	150	162	165	174	182	207
	148	160	169	176	180	207
100	94,1	90,4	101	98	105,7	107
	96,5	92	99	99	102,3	105
50	41	56	59,2	60	59	57
	39,8	57	61,2	58,8	57,2	57,8
20	15	12,6	16	14	17	20,9
	15	13,8	14,8	14,6	16,4	22,1
3,26	4	4,82	5,09	5,28	4,89	5
	3,54	5,28	4,19	5,14	5,63	5,28

Fuente: Elaboración propia

En la figura 6 puede observarse el comportamiento de la turbidez obtenida a diferentes dosis: 1, 2, 4, 6, 7 y 8 ml de mucílago fresco de nopal, para diferentes niveles iniciales de turbiedad de 3,26; 20; 50; 100; 200; 500 y 1 000 NTU. La menor concentración de turbiedad residual fue para valores de turbiedad inicial de 1 000, 500 y 200 NTU para dosis de coagulante de 1 ml/2L. También hubo remoción, pero en menor grado para turbiedades iniciales de 100, 50 y 20 NTU. Con la turbiedad inicial de 3,26 NTU hay un efecto contrario para todas las variaciones de dosis, es decir, las muestras de agua incrementan su turbiedad. En este caso la dosis está expresada en ml de coagulante (mucílago)/2L de disolución de la muestra de agua.



Fuente: Tabla 10

Figura 6: Relación de turbidez (promedio) obtenida con dosis de mucílago fresco a diferentes turbiedades de agua

El tratamiento estadístico del diseño de experimentos en bloques al azar con 2 repeticiones está contenido en la tabla 11, análisis de varianza.

TABLA 11: ANÁLISIS DE VARIANZA PARA DISEÑO DE BLOQUES AL AZAR CON REPETICIONES

ORIGEN	SC	GL	CM	F	Probabilidad	F _c
Dosis	255256,468	5	51051,2937	31215,4103	8,3711E-74	2,437692
Turbiedad	1801670,48	6	300278,414	183605,805	4,0568E-91	2,32399
Error experim.	748676,456	30	24955,8819	15259,3213	3,7893E-76	1,730761
Error de sub muestreo	68,6889685	42	1,63545163			
Total	2805672,1	83				

Fuente: Elaboración propia

El valor de F es significativo ($> F_c$) para los tratamientos (dosis), lo que indica que hay diferencias entre los tratamientos aplicados por cada valor de turbiedad inicial; del mismo modo, la F para turbiedad inicial (T_i) es significativa. En general se consigue una mejor remoción en altas turbiedades y dosis bajas.

Los resultados fueron procesados a través de una regresión múltiple, encontrándose un modelo de regresión no lineal donde son significativas las dos variables independientes, turbiedad inicial (T_i) y la dosis del mucílago (D_i), con un coeficiente de regresión R^2 de 0,919839093.

Este modelo de ajuste ha sido obtenido utilizando STATGRAPHICS

PLUS:

$$T_{fi} = 79,82915518 - 17,25635414 D_i - 0,321337774 T_i + 1,22886312 D_i^2 + 5,8866E^{-5} T_i^2 + 0,24882042 D_i T_i - 0,01688306 D_i^2 T_i$$

Donde:

T_{fi} = Turbiedad final

La figura 7 muestra el gráfico de superficie del modelo ajustado.

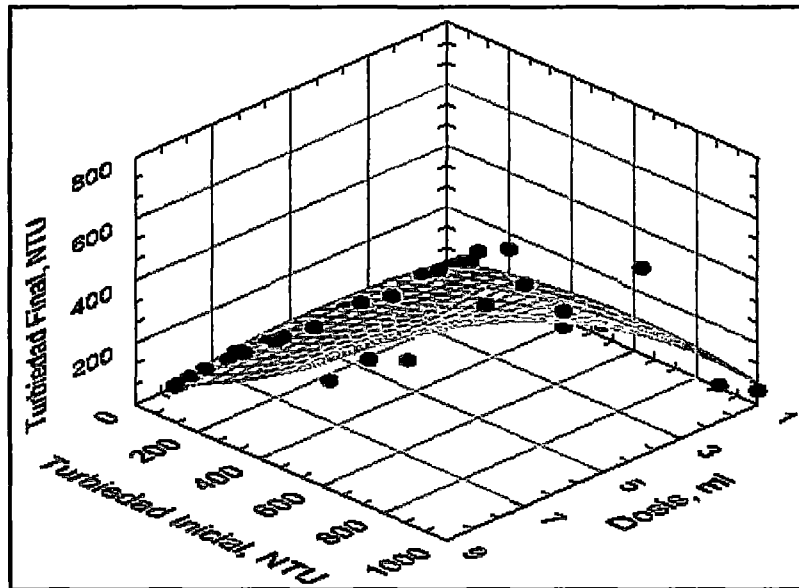


Figura 7: Gráfico de superficie de respuesta del modelo matemático de ajuste para los resultados con mucílago fresco

Obsérvese que los resultados experimentales (puntos negros) no se encuentran lejanos a la superficie del modelo ajustado.

El fundamento teórico que subyace en el paquete estadístico STATGRAPHICS PLUS, consiste en el procedimiento de mínimos cuadrados que puede ser fácilmente extendido para ajustar los datos al siguiente polinomio de segundo grado, que ha sido obtenido después de varias pruebas, buscando el mejor coeficiente de regresión R^2 .

$$T_{fi} = b_0 + b_1 D_i + b_2 T_i + b_{11} D_i^2 + b_{22} T_i^2 + b_{12} T_i D_i + b_{112} D_i^2 T_i \quad \text{Ec.1}$$

Donde: $b_0, b_1, b_2, b_{11}, b_{22}, b_{12}$ y b_{112} son constantes.

Para este caso, es minimizada la suma de los cuadrados de los residuales.

$$E = \sum_{i=1}^{42} (b_0 + b_1 D_i + b_2 T_i + b_{11} D_i^2 + b_{22} T_i^2 + b_{12} T_i D_i + b_{112} D_i^2 T_i - T_{fi})^2 \quad \text{Ec.2}$$

En el mínimo, todas las derivadas parciales, con respecto a las constantes elegidas son 0. Esto conduce a un sistema de (n+1) ecuaciones lineales en (n+1) constantes desconocidas.

$$\frac{\partial E}{\partial b_0} = 2 \sum_{i=1}^{42} (b_0 + b_1 D_i + b_2 T_i + b_{11} D_i^2 + b_{22} T_i^2 + b_{12} T_i D_i + b_{112} D_i^2 T_i - T_{fi}) = 0 \quad \text{Ec.3}$$

$$\frac{\partial E}{\partial b_1} = 2 \sum_{i=1}^{42} (b_0 + b_1 D_i + b_2 T_i + b_{11} D_i^2 + b_{22} T_i^2 + b_{12} T_i D_i + b_{112} D_i^2 T_i - T_{fi}) (D_i) = 0 \quad \text{Ec.4}$$

$$\frac{\partial E}{\partial b_2} = 2 \sum_{i=1}^{42} (b_0 + b_1 D_i + b_2 T_i + b_{11} D_i^2 + b_{22} T_i^2 + b_{12} T_i D_i + b_{112} D_i^2 T_i - T_{fi}) (T_i) = 0 \quad \text{Ec.5}$$

$$\frac{\partial E}{\partial b_2} = 2 \sum_{i=1}^{42} (b_0 + b_1 D_i + b_2 T_i + b_{11} D_i^2 + b_{22} T_i^2 + b_{12} T_i D_i + b_{112} D_i^2 T_i - T_{fi}) (T_i) = 0 \quad \text{Ec.5}$$

$$\frac{\partial E}{\partial b_{11}} = 2 \sum_{i=1}^{42} (b_0 + b_1 D_i + b_2 T_i + b_{11} D_i^2 + b_{22} T_i^2 + b_{12} T_i D_i + b_{112} D_i^2 T_i - T_{fi}) (D_i^2) = 0 \quad \text{Ec.6}$$

$$\frac{\partial E}{\partial b_{22}} = 2 \sum_{i=1}^{42} (b_0 + b_1 D_i + b_2 T_i + b_{11} D_i^2 + b_{22} T_i^2 + b_{12} T_i D_i + b_{112} D_i^2 T_i - T_{fi}) (T_i^2) = 0 \quad \text{Ec.7}$$

$$\frac{\partial E}{\partial b_{12}} = 2 \sum_{i=1}^{42} (b_0 + b_1 D_i + b_2 T_i + b_{11} D_i^2 + b_{22} T_i^2 + b_{12} T_i D_i + b_{112} D_i^2 T_i - T_{fi}) (T_i D_i) = 0 \quad \text{Ec.8}$$

$$\frac{\partial E}{\partial b_{112}} = 2 \sum_{i=1}^{42} (b_0 + b_1 D_i + b_2 T_i + b_{11} D_i^2 + b_{22} T_i^2 + b_{12} T_i D_i + b_{112} D_i^2 T_i - T_{fi}) (T_i D_i^2) = 0 \quad \text{Ec.9}$$

Las anteriores ecuaciones pueden ser reordenadas en el siguiente juego de ecuaciones normales:

$$b_0 n + b_1 \sum D_i + b_2 \sum T_i + b_{11} \sum D_i^2 + b_{22} \sum T_i^2 + b_{12} \sum T_i D_i + b_{112} \sum D_i^2 T_i = \sum T_{fi}$$

$$b_0 \sum D_i + b_1 \sum D_i^2 + b_2 \sum T_i D_i + b_{11} \sum D_i^3 + b_{22} \sum T_i^2 D_i + b_{12} \sum T_i D_i^2 + b_{112} \sum T_i D_i^3 = \sum T_{fi} D_i$$

$$b_0 \sum T_i + b_1 \sum T_i D_i + b_2 \sum T_i^2 + b_{11} \sum T_i D_i^2 + b_{22} \sum T_i^3 + b_{12} \sum T_i^2 D_i + b_{112} \sum T_i^2 D_i^2 = \sum T_{fi} T_i$$

$$b_0 \sum D_i^2 + b_1 \sum D_i^3 + b_2 \sum T_i D_i^2 + b_{11} \sum D_i^4 + b_{22} \sum T_i^2 D_i^2 + b_{12} \sum T_i D_i^3 + b_{112} \sum T_i D_i^4 = \sum T_{fi} D_i^2$$

$$b_0 \sum T_i^2 + b_1 \sum T_i^2 D_i + b_2 \sum T_i^3 + b_{11} \sum T_i^2 D_i^2 + b_{22} \sum T_i^4 + b_{12} \sum T_i^3 D_i + b_{112} \sum T_i^3 D_i^2 = \sum T_{fi} T_i^2$$

$$b_0 \sum T_i D_i + b_1 \sum T_i D_i^2 + b_2 \sum T_i^2 D_i + b_{11} \sum T_i^2 D_i^3 + b_{22} \sum T_i^3 D_i + b_{12} \sum T_i^2 D_i^2 + b_{112} \sum T_i^2 D_i^3 = \sum T_{fi} T_i D_i$$

$$b_0 \sum T_i D_i^2 + b_1 \sum T_i D_i^3 + b_2 \sum T_i^2 D_i^2 + b_{11} \sum T_i D_i^4 + b_{22} \sum T_i^3 D_i^2 + b_{12} \sum T_i^2 D_i^3 + b_{112} \sum T_i^2 D_i^4 = \sum T_{fi} T_i D_i^2$$

Ec.10

La Ec. 10 expresada en forma matricial, viene a ser:

$$\underbrace{\begin{bmatrix} n & \Sigma D_i & \Sigma T_i & \Sigma D_i^2 & \Sigma T_i^2 & \Sigma T_i D_i & \Sigma D_i^2 T_i \\ \Sigma D_i & \Sigma D_i^2 & \Sigma T_i D_i & \Sigma D_i^3 & \Sigma T_i^2 D_i & \Sigma T_i D_i^2 & \Sigma T_i D_i^3 \\ \Sigma T_i & \Sigma T_i D_i & \Sigma T_i^2 & \Sigma T_i D_i^2 & \Sigma T_i^3 & \Sigma T_i^2 D_i & \Sigma T_i^2 D_i^2 \\ \Sigma D_i^2 & \Sigma D_i^3 & \Sigma T_i D_i^2 & \Sigma D_i^4 & \Sigma T_i^2 D_i^2 & \Sigma T_i D_i^3 & \Sigma T_i D_i^4 \\ \Sigma T_i^2 & \Sigma T_i^2 D_i & \Sigma T_i^3 & \Sigma T_i^2 D_i^2 & \Sigma T_i^4 & \Sigma T_i^3 D_i & \Sigma T_i^3 D_i^2 \\ \Sigma T_i D_i & \Sigma T_i D_i^2 & \Sigma T_i^2 D_i & \Sigma T_i^2 D_i^3 & \Sigma T_i^3 D_i & \Sigma T_i^2 D_i^2 & \Sigma T_i^2 D_i^3 \\ \Sigma T_i D_i^2 & \Sigma T_i D_i^3 & \Sigma T_i^2 D_i^2 & \Sigma T_i D_i^4 & \Sigma T_i^3 D_i^2 & \Sigma T_i^2 D_i^3 & \Sigma T_i^2 D_i^4 \end{bmatrix}}_U = \underbrace{\begin{bmatrix} b_0 \\ b_1 \\ b_2 \\ b_{11} \\ b_{22} \\ b_{12} \\ b_{112} \end{bmatrix}}_B = \underbrace{\begin{bmatrix} \Sigma T_{fi} \\ \Sigma T_{fi} D_i \\ \Sigma T_{fi} T_i \\ \Sigma T_{fi} D_i^2 \\ \Sigma T_{fi} T_i^2 \\ \Sigma T_{fi} T_i D_i \\ \Sigma T_{fi} T_i D_i^2 \end{bmatrix}}_V$$

Ec.11

Utilizando los datos experimentales de la tabla del ANEXO H, se obtuvo cada uno de los elementos de la matriz U como de los vectores B y V

$$\underbrace{\begin{bmatrix} 42 & 196 & 11239.56 & 1190 & 7.82E+06 & 5.25E+04 & 3.18E+05 \\ 196 & 1190 & 52451.28 & 8008 & 3.65E+07 & 3.18E+05 & 2.14E+06 \\ 1.12E+04 & 5.25E+04 & 7.82E+06 & 3.18E+05 & 6.80E+09 & 3.65E+07 & 2.21E+08 \\ 1190 & 8008 & 318454.2 & 56462 & 2.21E+08 & 2.14E+06 & 1.51E+07 \\ 7.82E+06 & 3.65E+07 & 6.80E+09 & 2.21E+08 & 6.39E+12 & 3.18E+10 & 1.93E+11 \\ 5.25E+04 & 3.18E+05 & 3.65E+07 & 2.14E+06 & 3.18E+10 & 2.21E+08 & 1.49E+09 \\ 3.18E+05 & 2.14E+06 & 2.21E+08 & 1.51E+07 & 1.93E+11 & 1.49E+09 & 1.05E+10 \end{bmatrix}}_U = \underbrace{\begin{bmatrix} b_0 \\ b_1 \\ b_2 \\ b_{11} \\ b_{22} \\ b_{12} \\ b_{112} \end{bmatrix}}_B = \underbrace{\begin{bmatrix} 5.96E+03 \\ 3.33E+04 \\ 3.61E+06 \\ 2.15E+05 \\ 3.10E+09 \\ 2.14E+07 \\ 1.41E+08 \end{bmatrix}}_V$$

Ec.12

Finalmente se obtuvo el vector B, utilizando:

$$B = U^{-1}V$$

$$\underbrace{\begin{bmatrix} b_0 \\ b_1 \\ b_2 \\ b_{11} \\ b_{22} \\ b_{12} \\ b_{112} \end{bmatrix}}_B = \underbrace{\begin{bmatrix} 5.18E-01 & -2.51E-01 & -9.57E-04 & 2.50E-02 & 2.44E-07 & 3.60E-04 & -3.60E-05 \\ -2.51E-01 & 1.56E-01 & 3.60E-04 & -1.68E-02 & 3.22E-21 & -2.24E-04 & 2.42E-05 \\ -9.56E-04 & 3.60E-04 & 5.76E-06 & -3.59E-05 & -3.14E-09 & -1.35E-06 & 1.34E-07 \\ 2.50E-02 & -1.68E-02 & -3.60E-05 & 1.89E-03 & -3.74E-22 & 2.42E-05 & -2.71E-06 \\ 2.43E-07 & 4.69E-10 & -3.14E-09 & -5.06E-11 & 3.20E-12 & -6.75E-13 & 7.28E-14 \\ 3.60E-04 & -2.24E-04 & -1.35E-06 & 2.42E-05 & -1.33E-23 & 8.37E-07 & -9.04E-08 \\ -3.60E-05 & 2.42E-05 & 1.34E-07 & -2.71E-06 & 1.48E-24 & -9.04E-08 & 1.01E-08 \end{bmatrix}}_{U^{-1}} \underbrace{\begin{bmatrix} 5.96E+03 \\ 3.33E+04 \\ 3.61E+06 \\ 2.15E+05 \\ 3.10E+09 \\ 2.14E+07 \\ 1.41E+08 \end{bmatrix}}_V$$

Ec.13

De donde se obtiene:

$$B = \begin{bmatrix} b_0 \\ b_1 \\ b_2 \\ b_{11} \\ b_{22} \\ b_{12} \\ b_{112} \end{bmatrix} = \begin{bmatrix} 79.8291552 \\ -17.2563541 \\ -0.32133777 \\ 1.22886312 \\ 5.8866E-05 \\ 0.24882042 \\ -0.01688306 \end{bmatrix}$$

En tabla 12 se presentan los resultados de pH final (pH_f) obtenidos del proceso de clarificación utilizando el mucílago fresco extraído del nopal (*Opuntia ficus-indica*) para niveles de turbiedad inicial desde 3,26 a 1 000 NTU.

TABLA 12: RESULTADOS DE pH FINAL CUANDO SE EMPLEA MUCÍLAGO FRESCO

TURBIEDAD INICIAL(NTU)	DOSIS (ml/2L)					
	1	2	4	6	7	8
1 000	8,40	8,39	8,32	8,10	8,45	8,11
	8,42	8,41	8,28	8,16	8,55	8,07
500	8,36	8,38	8,26	8,29	8,3	8,24
	8,40	8,36	8,34	8,35	8,26	8,28
200	7,98	8,03	7,94	7,89	7,78	7,76
	8,22	8,15	7,98	7,87	7,82	7,80
100	8,31	8,27	8,12	7,90	7,91	7,85
	8,29	8,23	8,14	8,10	8,01	7,89
50	8,53	8,52	8,44	8,45	8,40	8,43
	8,57	8,60	8,48	8,55	8,50	8,45
20	8,35	8,43	8,47	8,38	8,39	8,37
	8,37	8,43	8,43	8,42	8,41	8,35
3,26	8,45	8,46	8,49	8,57	8,53	8,43
	8,43	8,42	8,53	8,53	8,56	8,51

Fuente: Elaboración propia

Estos resultados muestran el poco efecto que tuvo el mucílago fresco sobre el pH inicial (8,46). Se aprecia una ligera variación en cuanto al

valor inicial, tal como sucedió anteriormente con las soluciones tampón, aunque en este caso la variación fue muy leve.

4.2.2. Efecto del mucílago seco

En la tabla 13 se presentan los resultados obtenidos del proceso de clarificación utilizando el mucílago seco extraído del nopal (*Opuntia ficus-indica*) para niveles de turbiedad inicial desde 3,26 a 1 000 NTU.

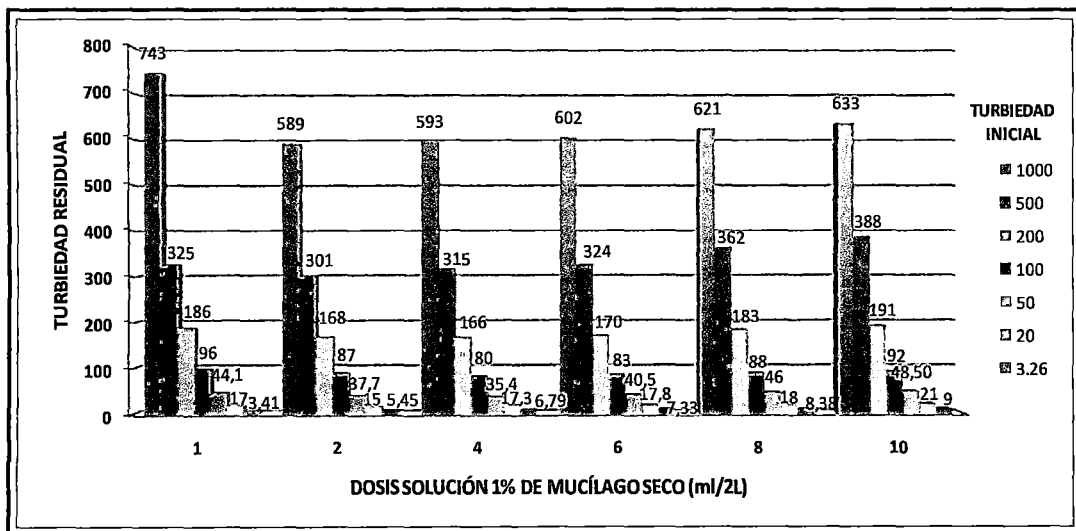
TABLA 13: RESULTADOS DE TURBIEDAD RESIDUAL CUANDO SE EMPLEA MUCÍLAGO SECO

TURBIEDAD INICIAL(NTU)	DOSIS (ml/2L)					
	1	2	4	6	8	10
1 000	742	588	594	601	620	632
	744	590	592	603	622	634
500	324	300	316	325	361	389
	326	302	314	323	363	387
200	185	169	165	171	184	192
	187	167	167	169	182	190
100	95	88	79	82	87	93
	97	86	81	84	89	91
50	44	37,3	34,8	40	47	49
	44,2	38,1	36	41	45	48
20	16	16	16,7	17,1	17	23
	18	14	17,9	18,5	19	19
3,26	3,20	5,1	6,4	7	8,2	10
	3,62	5,8	7,18	7,66	8,56	8

Fuente: Elaboración propia

En la figura 8 puede observarse el comportamiento de la turbiedad obtenida a diferentes dosis 1, 2, 4, 6, 8 y 10 ml de la solución al 1% preparada a partir del mucílago seco, para diferentes niveles iniciales de turbiedad de 3,26; 20; 50; 100; 200; 500 y 1 000 NTU.

La mayor concentración de turbiedad removida fue para valores de turbiedad inicial de 1 000, 500 y 200 NTU para dosis de coagulante de 2 ml/2L. También hubo remoción, pero en menor grado, para las demás turbiedades iniciales. Las dosis de 1 ml y las mayores a 2 ml muestran también remoción de turbiedad pero de menor eficiencia. Al igual que con el mucílago fresco hay un efecto contrario, para la turbiedad inicial de 3,26 NTU, es decir, las muestras de agua incrementan su turbiedad.



Fuente: Tabla 13

Figura 8: Relación de turbidez (promedio) obtenida con dosis de mucílago seco a diferentes turbiedades de agua

El tratamiento estadístico del diseño experimental en bloques al azar con 2 repeticiones de los resultados contenidos en la tabla 14, se presenta en la siguiente tabla de análisis de varianza.

TABLA 14: ANÁLISIS DE VARIANZA PARA DISEÑO DE BLOQUES AL AZAR CON REPETICIONES

ORIGEN	SC	GL	CM	F	Probabilidad	F _c
Dosis	11572,9185	5	2314,583699	1375,389295	2,1923E-45	2,437692
Turbiedad	3728057,692	6	621342,9487	369219,0697	1,72593E-97	2,323993
Error experim.	34233,31097	30	1141,110366	678,0791647	8,84098E-48	1,730761
Error de sub muestreo	70,68	42	1,682857143			
Total	3773934,602	83				

Fuente: Elaboración propia

El valor de F es significativo ($> F_c$) para los tratamientos (dosis), lo que indica que hay diferencias significativas entre los tratamientos aplicados por cada valor de la turbiedad inicial; el valor de F para la turbiedad inicial (T_i) indica que esta variable es significativa.

Los resultados fueron procesados a través de una regresión múltiple, encontrándose un modelo de regresión no lineal donde son significativas las dos variables independientes, turbiedad inicial (T_i) y la dosis del mucílago (D_i), con un coeficiente de regresión R^2 de 0,989057859.

La ecuación es la siguiente:

$$T_{fi} = 0,815084 + 0,844423 T_i + 0,289389517 D_i - 0,00013159 T_i^2 + 0,001011932 D_i^2 - 0,009456099 D_i T_i + 0,000162388 T_i D_i^2$$

Donde:

T_{fi} = Turbiedad final

La figura 9 muestra el gráfico de superficie de respuesta de ajuste del modelo.

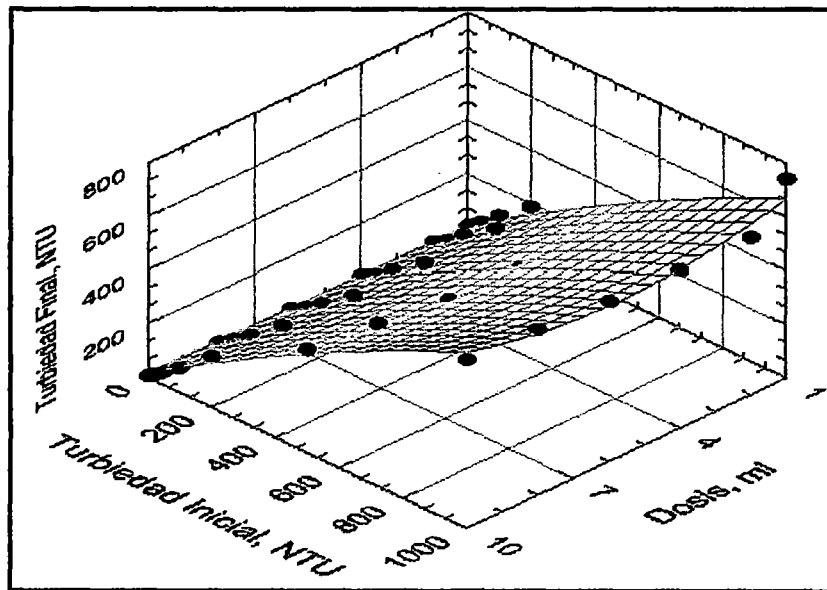


Figura 9: Gráfico de la superficie de respuesta del modelo matemático de ajuste para los resultados con mucílago seco

Obsérvese que los resultados experimentales (puntos negros) no se encuentran lejanos a la superficie de respuesta de la ecuación de ajuste matemático.

En la tabla 15 se presentan los resultados de pH final obtenidos del proceso de clarificación utilizando la solución de mucílago seco para niveles de turbiedad inicial desde 3,26 a 1 000 NTU.

TABLA 15: RESULTADOS DE pH FINAL CUANDO SE EMPLEA SOLUCIÓN (1%) DE MUCÍLAGO SECO

TURBIEDAD INICIAL (NTU)	DOSIS (ml/2L)					
	1	2	4	6	8	10
1 000	8,05	7,97	7,9	7,1	7,3	7,2
	7,99	7,99	8,08	8,42	7,84	7,74
500	8	7,5	7,8	7,75	7,67	7,5
	8,42	8,44	7,9	7,71	7,57	7,46
200	7,96	7,9	7,89	7,77	7,76	7,8
	7,98	7,96	8,01	7,83	8,03	7,2
100	8	7,9	7,89	7,8	7,69	7,55
	8,32	7,92	7,99	7,86	7,63	7,39
50	7,5	7,5	7,8	7,55	7,5	7,4
	8,5	7,82	7,62	7,81	7,56	7,36
20	7,77	7,79	7,8	7,7	7,65	7,3
	7,99	7,71	7,82	7,64	7,49	7,36
3,26	7,8	7,8	7,7	7,5	7,6	7,4
	7,36	7,74	7,98	7,74	7,5	7,22

Fuente: Elaboración propia

Estos resultados muestran el poco efecto que tiene la solución al 1% preparada a partir del mucílago seco, sobre el pH inicial (8,46). Se aprecia una ligera variación en cuanto al valor inicial, tal como sucedió con las soluciones tampón, aunque en este caso la variación es un poco mayor si lo comparamos con el efecto del mucílago fresco; esta solución al 1% baja el pH inicial más que con el mucílago fresco, pero igualmente no afecta al experimento.

En la tabla 16 se presenta el porcentaje de remoción de turbidez del mucílago fresco.

TABLA 16: POR CIENTO DE REMOCIÓN DEL MUCÍLAGO FRESCO

DOSIS INICIAL(ml/2L)	TURBIEDAD INICIAL (NTU)						
	1 000	500	200	100	50	20	3,26
1	95,39	92,36	25,5	4,7	19,2	25	-15,64
2	88,20	82,20	19,5	8,8	-13,0	34	-54,91
4	39,40	50,00	16,5	0	-20,4	23	-54,91
6	41,90	59,80	12,5	1,5	-18,8	28,5	-59,82
7	27,90	48,60	9,5	-4,0	-16,2	16,5	-61,35
8	28,80	51,20	-3,5	-6,0	-14,8	-7,5	-57,67

Fuente: Elaboración propia

En la tabla 17 se presenta el porcentaje de remoción de turbidez del mucílago seco.

**TABLA 17: POR CIENTO DE REMOCIÓN DE SOLUCIÓN (1%)
DE MUCÍLAGO SECO**

DOSIS INICIAL(ml/2L)	TURBIEDAD INICIAL (NTU)						
	1 000	500	200	100	50	20	3,26
1	25,70	35,00	7,0	4	11,8	15	-4,60
2	41,10	39,80	16,0	13	24,6	25	-67,18
4	40,70	37,00	17,0	20	29,2	13,5	-108,3
6	39,80	35,20	15,0	17	19	11	-124,8
8	37,90	27,60	8,5	12	8	10	-157,1
10	36,70	22,40	4,5	8	3	-5	-176,1

Fuente: Elaboración propia

De las tablas 16 y 17 se evidencia que la eficiencia de remoción de turbidez del mucílago de nopal es superior a turbiedades altas, pero a turbiedades muy bajas tiene un efecto contrario.

Las mayores eficiencias de remoción son a turbiedades iniciales de 1 000, 500 y 200 NTU para el caso del mucilago fresco con 95,39%, 92,36% y 25,5% respectivamente.

En el caso de la solución al 1% preparada usando el mucílago seco, la eficiencia de la remoción de la turbidez fue menor, siendo sus mejores porcentajes de remoción a 1 000 y 500 NTU con 41,1% y 39,8% respectivamente.

Respecto al porcentaje de remoción de las otras turbiedades se aprecia que al ir aumentando la dosis del coagulante, siendo este el mucílago fresco o la solución a partir del mucílago seco, las turbiedades iniciales no sufren cambios tan significativos.

Los valores negativos de las tablas 16 y 17 nos indican que ha ocurrido un incremento en la turbiedad inicial, lo que evidencia que a turbiedades muy bajas el polímero no es eficiente.

CONCLUSIONES Y RECOMENDACIONES

CONCLUSIONES

1. Se obtuvo satisfactoriamente el mucílago seco extraído de las pencas del nopal (*Opuntia ficus-indica*) con un rendimiento de 1,44% respecto al peso fresco; este valor también es cercano al obtenido por E. Sepúlveda y colab., (2004). En cuanto a la obtención del mucílago fresco por maceración no se tuvo problema al usarlo para los experimentos.
2. Los resultados obtenidos del ensayo de jarras para las diferentes turbiedades artificiales, usando mucílago fresco como coagulante, mostraron que la dosis más adecuada para la remoción de la turbidez es de 1ml/2L. En el caso de la solución al 1% de mucílago seco se obtuvieron mejores resultados a una dosis de 2ml/2L.
3. Cuando se usó el mucílago fresco para tratar las muestras de agua la mejor eficiencia de remoción de la turbiedad fue a 1 000 NTU, alcanzándose el 95,39% de remoción y la turbiedad de 500 NTU

logrando 92,36% de remoción; en las demás turbiedades fue menor la eficiencia de remoción. El efecto de la dosis sobre el pH final (pH_f) fue mínimo.

4. Del procesamiento de los resultados, el efecto de coagulación fue influenciado por la dosis de mucílago y la turbiedad inicial; por lo que, de las tablas 10 y 13 puede inferirse que no es conveniente realizar el proceso de tratamiento de clarificación usando el mucílago fresco a turbiedades bajas (< 20 NTU).

RECOMENDACIONES

1. Comparar las dosis del mucílago extraído del nopal con las de otros coagulantes para determinar su eficiencia relativa de coagulación.
2. Extender los estudios expuestos en esta tesis para poder determinar la dosis óptima del coagulante.
3. Incluir otro tipo de muestras de agua, por ejemplo agua residual, así como otras variables que sean de interés del estudio.
4. Promover un estudio en profundidad del uso potencial de las especies vegetales de la región de Tacna para el tratamiento del agua.

BIBLIOGRAFÍA

ALMENDAREZ, N. (2004). Coagulantes naturales. Revista iberoamericana de polímeros, Vol. 5, pp. 46-56.

ANDÍA, Y. (2000). Evaluación de plantas y desarrollo tecnológico. Tratamiento de agua: coagulación-floculación. Disponible en www.sedapal.org. Accesado el 02/04/2010

ARBOLEDA, J. (1992). Teoría y práctica de la purificación del agua, Editorial Acodal, Medellín, pp. 10-30.

CUADROS, L. E.; FERNÁNDEZ, W. (2002). Bases operativas de la investigación, Universidad Nacional de San Agustín, Arequipa, pp. 15-45.

DEGRÉMONT, L. (1991). Water treatment handbook, Editorial Lavoisier, Paris, pp. 55-75.

DIRECCIÓN REGIONAL AGRARIA TACNA (2004). Diagnóstico agrario-Región Tacna. Disponible en www.recurso-agua.gob.pe. Accesado el 23/03/2010

ESPIGARES, M., FERNÁNDEZ-CREHUET, M. (1999). Calidad del agua para consumo público: caracteres físico-químicos en estudio sanitario del agua, Universidad de Granada, Granada, pp. 60-65.

FLUXÁ, C. (1991). Extracción y composición química de mucílago de tuna, Universidad de Chile, Facultad de Ciencias Químicas y Farmacéuticas, Tesis para optar el título de Químico, pp. 50-51.

GOYCOOLEA, F., CÁRDENAS, A. (2004). Pectins from *Opuntia* spp.: a short review. *Journal of the Professional Association for Cactus Development*, N° 5, pp.17-29.

JINGDONG, Z.; FANG, Z.; YUHONG, L.; HONG, Y. (2006). A preliminary study on cactus as coagulant in water treatment, *Process Biochemistry*, N° 41, pp. 730-733.

LI, Y. Q.; FANG, L.; ZHANG, K.C. (2007). Structure and bioactivities of a galactose rich extracellular polysaccharide from submergedly cultured *Ganoderma lucidum*. *Carbohydrate Polymers*, N° 68, pp. 323-328.

MALAININEA, M.E.; DUFRESNE, A.; DUPEYREA, A.; MAHROUZA, M.; VUONGA, R.; VIGNONA, R. (2003). Structure and morphology of cladodes and spines of *Opuntia ficus-indica*. Cellulose extraction and characterization. *Carbohydrate Polymers*, N° 51, pp. 77-83.

MATSUHIRO, B.; LILLO L. E.; SÁENZ C.; URZÚA, C.; ZÁRATE, O. (2006). Chemical characterization of the mucilage from fruits of *Opuntia ficus-indica*. *Carbohydrate Polymers*, N° 63, pp. 263-267.

MEDINA-TORRES, L.; BRITO DE LA FUENTE, E.; TORRESTIANA-SÁNCHEZ, B.; KATTHAIN, R. (2000). Rheological properties of the mucilage gum (*Opuntia ficus-indica*). *Food Hydrocolloids*, N° 14, pp. 417-424.

MCGARVIE, D., PAROLIS, P.H. (1979). The mucilage of *Opuntia ficus-indica*. *Carbohydrate Research*, N° 69, pp. 171-179.

NDABIGENGESERE, A.; NARASIAH K.S.; TALBOT, B.G. (1995). Active agents and mechanism of coagulation of turbid waters using *Moringa oleifera*, N° 29, pp. 703-710.

OKUDA, T.; BAES, A.; NISHIJIMA, W.; OKADA M. (1999). Isolation and characterization of coagulant extracted from *Moringa Oleifera* Seed by Salt Solution, N° 35, pp. 2.

SÁENZ, C.; SEPÚLVEDA, E.; MATSUHIRO, B. (2004). *Opuntia* spp mucilage's: a functional component with industrial perspectives. *Journal of Arid Environments*, N° 57, pp. 275-290.

SEPÚLVEDA, E.; SÁENZ, C.; ALIAGA, E.; ACEITUNO, C. (2007).
Extraction and characterization of mucilage in *Opuntia* spp. *Journal of Arid
Environments*, N° 68, pp. 534–545.

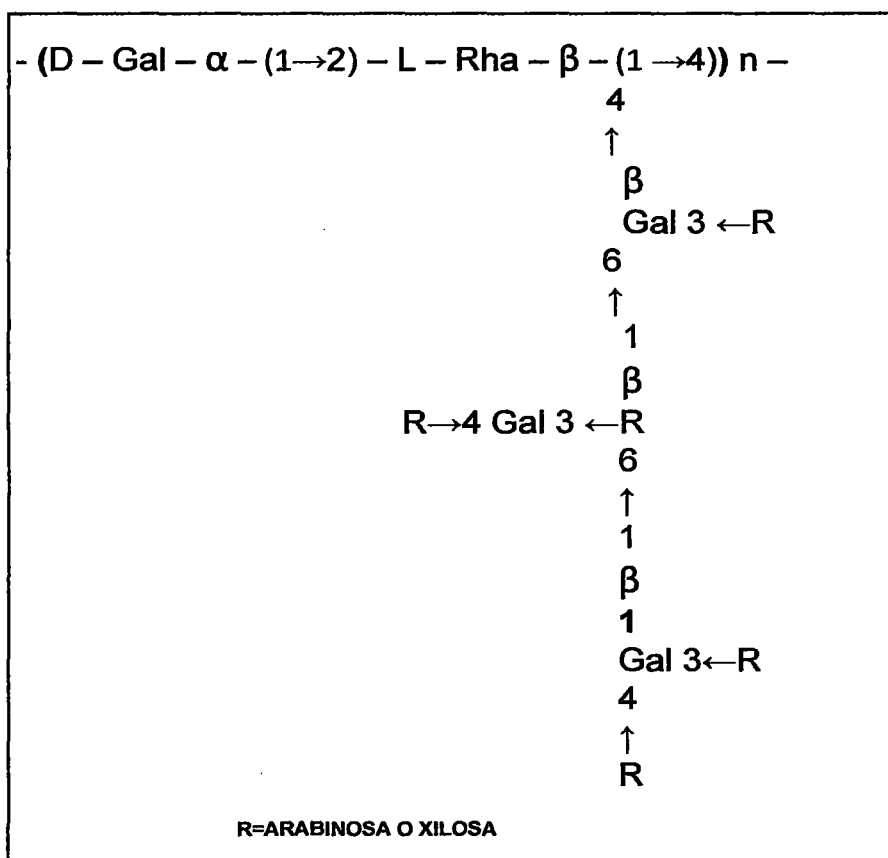
SUDZUKI, F. (1993). Anatomy and morphology. In: Barbera, G., Inglese,
P., Pimienta Barrios, E., *Agro-ecology, Cultivation and uses of cactus pear*.
FAO Plant Production and Protection, N° 132, pp. 28–35.

VAN BREEMEN, A. N. (2001). *Water treatment conventional and advance
treatment methods*. International Institute for Infrastructural, Hydraulic and
Environmental Engineering, 4^{ta} Ed., University of Technology, Netherlands,
pp. 30-45.

ANEXOS

ANEXO A

ESTRUCTURA PARCIAL PROPUESTA PARA EL MUCÍLAGO DE
OPUNTIA FICUS-INDICA (MCGARVIE Y PAROLIS, 1981)



ANEXO B

PARÁMETROS DE CALIDAD Y LÍMITES MÁXIMO PERMISIBLES

El agua potable, también llamada para consumo humano, debe cumplir con las disposiciones legales nacionales; a falta de éstas, se toman en cuenta normas internacionales. Los límites máximo permisibles (LMP) referenciales (**) para el agua potable de los parámetros que se controlan actualmente, se indican en el cuadro siguiente.

LÍMITES MÁXIMO PERMISIBLES (LMP) REFERENCIALES DE LOS PARÁMETROS DE CALIDAD DEL AGUA

PARÁMETRO	LMP	REFERENCIA
Coliformes termo tolerantes, UFC/100 mL	0 (ausencia)	(1)
Coliformes termo tolerantes, UFC/100 mL	0 (ausencia)	(1)
Bacterias heterotróficas, UFC/mL	500	(1)
Turbiedad, UNT	5	(1)
Conductividad, 25°C uS/cm	1500	(3)
Color, UCV – Pt-Co	20	(2)
Cloruros, mg/L	250	(2)
Sulfatos, mg/L	250	(2)
Dureza, mg/L	500	(3)
Nitratos, mg NO ³ -/L (*)	50	(1)
Hierro, mg/L	0,3	0,3 (Fe + Mn = 0,5) (2)
Manganeso, mg/L	0,2	0,2 (Fe + Mn = 0,5) (2)

Aluminio, mg/L	0,2	Cobre, mg/L
Cobre, mg/L	3	(2)
Plomo, mg/L (*)	0,1	(2)
Cadmio, mg/L (*)	0,003	(1)
Arsénico, mg/L (*)	0,1	(2)
Mercurio, mg/L (*)	0,001	(1)
Cromo, mg/L (*)	0,05	(1)
Flúor, mg/L	2	(2)
Selenio, mg/L	0,05	(2)

Fuente: SUNASS

Notas:

(1) Valores tomados provisionalmente de los valores guía recomendados por la Organización Mundial de la Salud (1995)

(2) Valores establecidos en la norma nacional "Reglamento de Requisitos Oficiales físicos, químicos y bacteriológicos que deben reunir las aguas de bebida para ser consideradas potables", aprobado por Resolución Suprema del 17 de Diciembre de 1946

(3) En el caso de los parámetros de conductividad y dureza, considerando que son parámetros que afectan solamente la calidad estética del agua, tomar como referencia los valores indicados.

(*) Compuestos tóxicos

(**) Oficio Circular No 677-2000/SUNASS-INF.

Mediante este oficio la SUNASS estableció los valores límite máximo permisibles referenciales de los parámetros de control; ello originado por la carencia de una norma nacional actualizada, ya que la vigente data del año 1946 y no considera varios parámetros, como turbiedad, coliformes, pH, aluminio, cromo, entre otros; para los cuales se ha tomado los valores guía que recomienda la Organización Mundial de la Salud, OMS.

ANEXO C

ANÁLISIS FÍSICO-QUÍMICO

INSTALACIÓN CAPTACIÓN UCHUSUMA –CERRO BLANCO

PARÁMETRO	N°PARÁMETRO-UNIDAD	VALOR PROMEDIO
ALCALINIDAD FENOLFTALEÍNA	1 mg/L CaCO ₃	12,00
ALCALINIDAD TOTAL	1 mg/L CaCO ₃	110,00
ALUMINIO	1 mg/L Al	0,008
ARSÉNICO	1 mg/L As	0,132
CALCIO	1 mg/L Ca ⁺⁺	50,00
CLORUROS	1 mg/L Cl ⁻	16,00
COLOR	1 UCV-Pt/Co	25,00
CONDUCTIVIDAD ESPECÍFICA	1 μS/cm	670,00
DUREZA TOTAL	1 mg/L CaCO ₃	190,00
HIERRO	1 mg /L	0,078
MAGNESIO	1 mg/L Mg ⁺⁺	15,90
MANGANESO	1 mg/L Mn	0,028
NITRATOS	1 mg/L NO ₃ ⁻	3,25
POTASIO	1 mg/L K	13,30
SODIO	1 mg/L Na	53,00
SÓLIDOS DISUELTOS TOTALES	1 mg/L	346,00
SULFATOS	1 mg/L SO ₄ ⁼	188,00
TURBIEDAD	NTU	12,60
pH		8,64

Fuente: EPS TACNA S.A. 2010

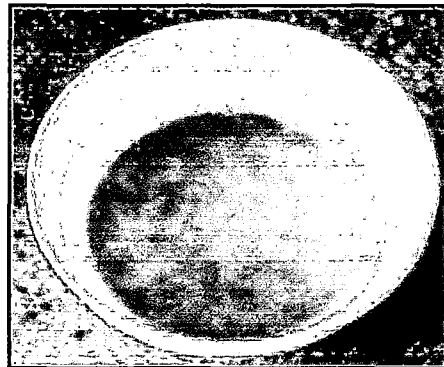
ANEXO D

FIGURAS DE LA EXTRACCIÓN DEL MUCÍLAGO DE NOPAL

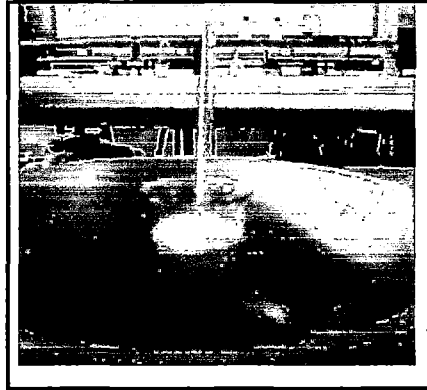
Pelado de la penca de tuna



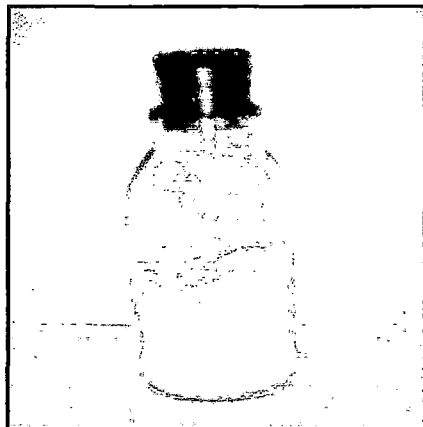
Maceración de la penca (después de licuado)



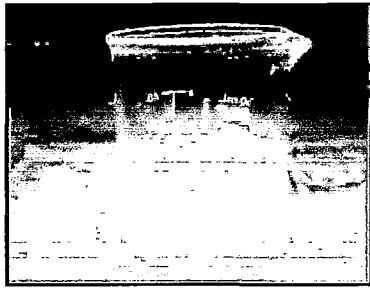
Escaldado del líquido mucilaginoso



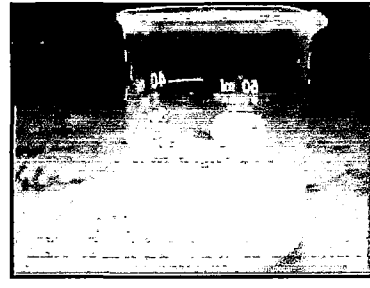
Mucilago seco



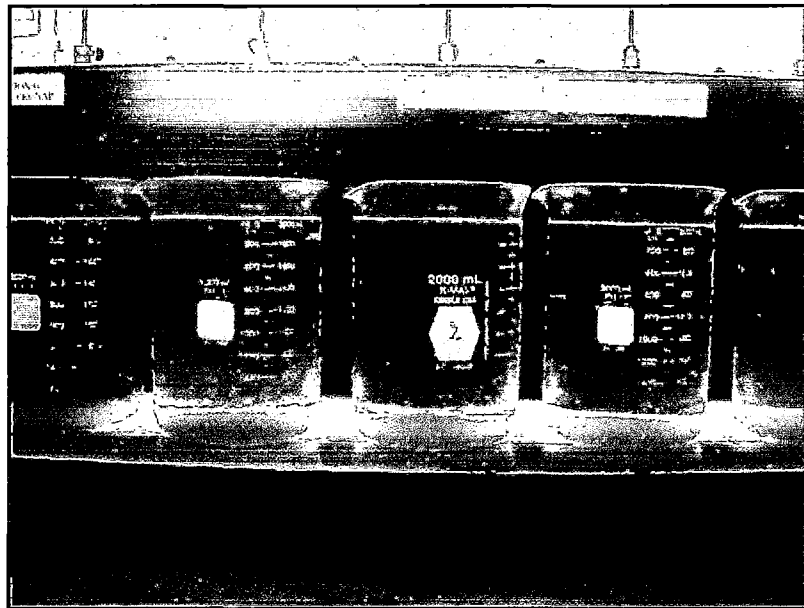
Mucílago Fresco



Mucílago seco (Solución 1%)

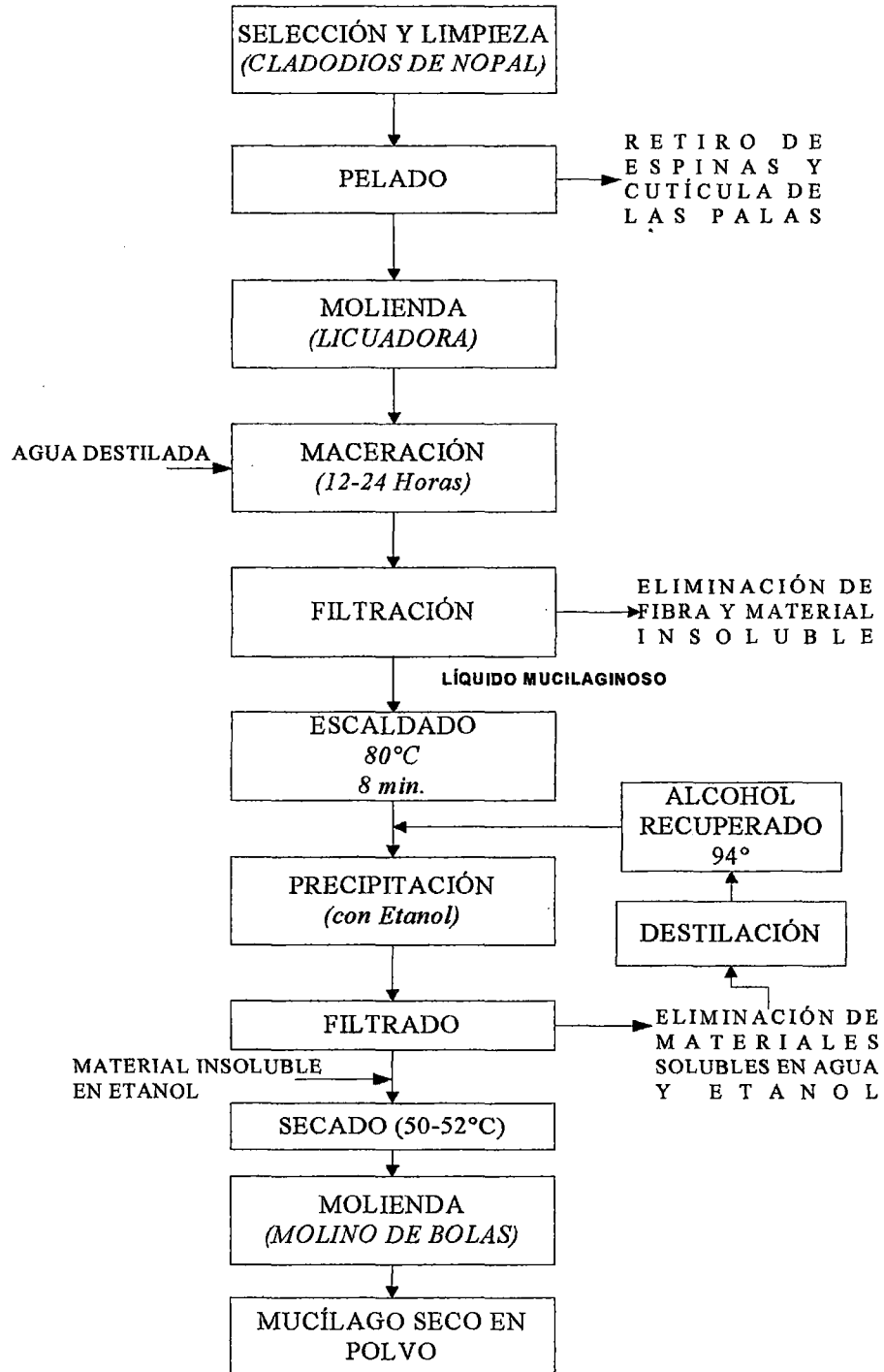


Ensayo de Jarras (Jar Test)



ANEXO E

PROCESO DE OBTENCIÓN DEL MUCÍLAGO SECO DE NOPAL



ANEXO F

ÍNDICE DE FLOCULACIÓN DE WILLCOMB

N° DEL ÍNDICE	DESCRIPCIÓN
0	Floc coloidal. Ningún signo de aglutinación
2	Visible. Floc muy pequeño, casi imperceptible para un observador no entrenado.
4	Disperso. Floc bien formado pero uniformemente distribuido (sedimenta muy lentamente o no sedimenta)
6	Claro. Floc de tamaño relativamente grande pero que precipita con lentitud.
8	Bueno. Floc que se deposita fácil, pero no completamente.
10	Excelente. Floc que se deposita completamente dejando el agua cristalina.

ANEXO G

FÓRMULAS ANOVA: DISEÑO DE BLOQUES AL AZAR

	GL	SC	CM	F
TRATAMIENTOS	t-1	$\frac{\sum Y_{i..}^2}{bs} - FC$	$\frac{SC_{trat}}{t-1}$	$\frac{CM_{trat}}{CM_{error(exp)}}$
BLOQUE	b-1	$\frac{\sum Y_{j..}^2}{ts} - FC$	$\frac{SC_{bloque}}{b-1}$	$\frac{CM_{bloque}}{CM_{error(exp)}}$
ERROR EXP.	(b-1)(t-1)	$SC_{unid.exp} - SC_{trat} - SC_{bloque}$	$\frac{SC_{error exp.}}{(b-1)(t-1)}$	
ERROR DE MUESTREO	tb(s-1)	$SC_{total} - SC_{unidad exp.}$	$\frac{SC_{error muestreo}}{tb(s-1)}$	
TOTAL	tbs - 1	$\sum \sum \sum Y_{ijk}^2 - FC$		

Donde:

$$FC = \frac{(\sum \sum \sum Y_{ijk})^2}{tbs}$$

$$SC_{(Unidad experimental)} = \frac{\sum \sum Y_{ij.}^2}{s} - FC$$

$Y_{i..}$ = Suma total de las submuestras por cada tratamiento.

$Y_{j..}$ = Suma total de las submuestras por cada bloque.

Y_{ij} = Suma de las submuestras por cada tratamiento y bloque.

FC = Factor de corrección

GL = Grados de libertad

SC = Suma de cuadrados

CM = Cuadrado medio

b = Número de bloques

t = Número de tratamientos

s = Número de mediciones por unidad experimental

ANEXO H

DATOS EXPERIMENTALES ORDENADOS PARA EL CÁLCULO DE LAS CONSTANTES DE LA ECUACIÓN 1

T_i (NTU)	D_i (ml)	T_f (NTU)
1 000	1	46,1
1 000	2	118,0
1 000	4	606,0
1 000	6	581,0
1 000	7	721,0
1 000	8	712,0
500	1	38,2
500	2	89,0
500	4	250,0
500	6	201,0
500	7	257,0
500	8	244,0
200	1	149,0
200	2	161,0
200	4	167,0
200	6	175,0
200	7	181,0
200	8	207,0
100	1	95,3
100	2	91,2
100	4	100,0
100	6	98,5
100	7	104,0
100	8	106,0
50	1	40,4
50	2	56,5
50	4	60,2
50	6	59,4
50	7	58,1
50	8	57,4
20	1	15,0
20	2	13,2
20	4	15,4
20	6	14,3
20	7	16,7
20	8	21,5
3,26	1	3,77
3,26	2	5,05
3,26	4	4,64
3,26	6	5,21
3,26	7	5,26
3,26	8	5,14