

# UNIVERSIDAD NACIONAL DEL CALLAO

## FACULTAD DE INGENIERIA QUÍMICA



### **“REHIDRATACIÓN DE UN LIOFILIZADO DE JUGO DE COCONA (*Solanum sessiliflorum* Dunal) ENCAPSULADO CON CARBOXIMETILCELULOSA, PECTINA Y DEXTRINA”**

Tesis para Obtener el Título Profesional de Ingeniero Químico

**Presentado por:**

**LEYNARD NATIVIDAD MARÍN**

**Asesor:**

**ING° Mg. CARLOS ALEJANDRO ANCIETA DEXTRE**

**CALLAO - PERÚ**

2011

## **PRÓLOGO DEL JURADO**

La presente tesis fue sustentada ante el JURADO DE SUSTENTACIÓN conformado por los siguientes Docentes Ordinarios:

Ing. ÁNGELES QUEIROLO CARLOS ERNESTO	: Presidente
Ing. MEDINA COLLANA JUAN TAUMATURGO	: Secretario
Ing. RANGEL MORALES FABIO MANUEL	: Vocal
Ing. ANCIETA DEXTRE CARLOS ALEJANDRO	: Asesor

tal como está asentado en el Libro de Actas de Sustentación de Tesis N° 02, Folio N° 46, Acta N° 229, de fecha VEINTICINCO DE NOVIEMBRE DE 2011, para optar el Título Profesional de Ingeniero Químico en la modalidad de Titulación con Sustentación de Tesis, de acuerdo a lo normado por el Reglamento de Grados y Títulos aprobado por Resolución N° 082-2011-CU de fecha 29 de Abril de 2011.

## AGRADECIMIENTOS

*Al Centro Experimental Tecnológico, perteneciente al Vicerrectorado de Investigación de la Universidad Nacional del Callao, que subvencionó casi la totalidad de los gastos de esta investigación.*

*A mi asesor principal, Msc. Ancieta Dextre, Carlos, por su tiempo y consejos durante la presentación del plan de tesis y en el desarrollo de la misma; a los docentes: Msc. Cáceres Paredes, José Ramón, docente de la Facultad de Ingeniería de Alimentos (FIA-UNAC) y Jefe en ese entonces del Centro Experimental Tecnológico, quien me enseñó el adecuado manejo de los diversos equipos con el que contaba el Laboratorio de Análisis Químico del CET (UNAC); Ing. Mercado del Pino, Ana, docente investigadora (FIA-UNAC), quien me enseñó las diversas metodologías de análisis químico-volumétrico utilizadas; Ing. Lancho Ruiz, Ana, docente de la FIA-UNAC, quien con sus importantes consejos pude avanzar a través de los obstáculos de la experimentación; a mi tío Msc. Natividad Arroyo, José, quien me brindó su ayuda continua en todo momento para la estructuración de la tesis; y a la Analista Químico Castillo Pinedo, Lady Shelley por sus ánimos constantes y apoyo en las mediciones realizadas durante la experimentación.*

*A todo el personal que integra el Centro Experimental Tecnológico, especialmente al Técnico encargado del mantenimiento de los equipos del laboratorio, Sr. Walter Paulino Veliz, que con su importantísima ayuda me permitió culminar satisfactoriamente; a mis amigos tesisistas y practicantes del Laboratorio de Análisis Químico y Microbiología, por su ánimo, cooperación y sugerencias.*

*A mis padres, a mis hermanos, y a todos los amigos que conocí durante esta etapa.*

*Dedicado a mi familia, por la paciencia y apoyo constante; a todos aquellos que directa o indirectamente contribuyeron en esta investigación y a todo aquel que tenga el suficiente coraje, orgullo, y paciencia para desarrollar investigación, a pesar de los grandes sacrificios que ello conlleve.*

**“Un esfuerzo más y lo que iba a ser un fracaso se  
convierte en un éxito glorioso. No existe el  
fracaso...salvo cuando dejamos de esforzarnos”**

(Marat)

## RESUMEN

La *Solanum sessiliflorum* Dunal, cocona, fue procesada a escala de laboratorio para la obtención de jugo, obteniendo un rendimiento promedio de 60.25%; fue concentrada al vacío eliminando el 20% de su peso inicial; luego se agregaron tres encapsulantes tales como el carboximetilcelulosa (CMC), la pectina, y la dextrina a concentraciones de 0.5, 1.0 y 1.5%. Las mediciones de grados Brix, pH y viscosidad mostraron que el CMC ocasionaba un mayor cambio en la muestra concentrada de jugo de cocona.

Las muestras concentradas con y sin encapsulantes (blanco) fueron liofilizadas, obteniendo un producto deshidratado con 5% de humedad después de su molienda.

Las velocidades de rehidratación de cada muestra liofilizada en un ambiente saturado con vapor de agua a 50°C mostraron un incremento visible en las gráficas con concentraciones de 0.5 y 1.0% de pectina y dextrina respectivamente. Adicionalmente, la determinación de la solubilidad realizada en cada muestra confirmó que el CMC es el menos recomendado por disminuir dicha propiedad.

La determinación experimental de la acidez titulable, el ácido ascórbico, el pH, la densidad, los azúcares reductores, y los grados Brix del jugo procedente del liofilizado presentaban ligeros cambios con respecto al jugo natural inicial.

Finalmente, la isoterma de adsorción del liofilizado se ajustó mejor al modelo de Guggenheirn-Anderson-De Boer (GAB). Además el producto estuvo libre de contaminación microbiológica y tuvo una moderada disminución aromática según el análisis sensorial realizado, causado por la concentración previa a su liofilización.

## INDICE DEL CONTENIDO

<b>1. PLANTEAMIENTO DEL ESTUDIO</b> .....	1
1.1. <i>PRESENTACIÓN DEL PROBLEMA</i> .....	1
1.2. <i>OBJETIVOS</i> .....	3
1.2.1. <i>OBJETIVO GENERAL</i> .....	3
1.2.2. <i>OBJETIVOS ESPECÍFICOS</i> .....	3
1.3. <i>JUSTIFICACIÓN DE LA PROPUESTA DE TESIS</i> .....	4
<b>2. MARCO TEÓRICO</b> .....	5
2.1. <i>LIOFILIZACIÓN</i> .....	5
2.1.1. <i>DEFINICIÓN</i> .....	5
2.1.2. <i>ETAPAS DURANTE EL PROCESO DE LIOFILIZACIÓN</i> .....	7
A) <i>PRE TRATAMIENTO DEL ALIMENTO</i> .....	7
B) <i>CONGELACIÓN DEL AGUA</i> .....	12
C) <i>VACÍO DEL SISTEMA</i> .....	13
D) <i>SUBLIMACIÓN DEL HIELO</i> .....	13
E) <i>CONDENSACIÓN DEL VAPOR DE AGUA ELIMINADO</i> .....	13
F) <i>DESORCIÓN DE LA FRACCIÓN ACUOSA NO CONGELADA</i> .....	14
G) <i>RUPTURA DE VACÍO</i> .....	14
2.1.3. <i>CAMBIOS FÍSICOS Y QUÍMICOS EN LIOFILIZADOS DURANTE PROCESAMIENTO</i> .....	15
A) <i>COLAPSO ESTRUCTURAL</i> .....	15
B) <i>PARDEAMIENTO ENZIMÁTICO</i> .....	17
C) <i>PARDEAMIENTO NO ENZIMÁTICO</i> .....	20
2.1.4. <i>CONTROL DE CALIDAD SENSORIAL</i> .....	21
2.1.5. <i>REHIDRATACIÓN</i> .....	23
2.2. <i>ENCAPSULACIÓN</i> .....	25
2.2.1. <i>DEFINICIÓN</i> .....	25
2.2.2. <i>ENCAPSULANTES</i> .....	26
2.2.3. <i>TIPOS DE ENCAPSULANTES</i> .....	27
2.2.4. <i>DESCRIPCIÓN DEL CARBOXIMETILCELULOSA</i> .....	28
2.2.5. <i>DESCRIPCIÓN DE LA PECTINA</i> .....	29
2.2.6. <i>DESCRIPCIÓN DE LA DEXTRINA</i> .....	31
2.3. <i>DESCRIPCIÓN DE LA MATERIA PRIMA</i> .....	33
2.3.1. <i>UBICACIÓN TAXONÓMICA DE LA COCONA</i> .....	34
2.3.2. <i>CARACTERIZACIÓN DE LA COCONA</i> .....	35
2.3.3. <i>COMPOSICIÓN QUÍMICA DE LA COCONA</i> .....	38
2.4. <i>DESCRIPCIÓN DEL EQUIPO DE LIOFILIZACIÓN</i> .....	40
<b>3. MATERIALES, EQUIPOS Y MÉTODOS</b> .....	42

3.1.	<i>DIAGRAMA DEL PROCEDIMIENTO EXPERIMENTAL</i>	50
3.2.	<i>PROCEDIMIENTO EXPERIMENTAL</i>	51
3.2.1.	<i>IDENTIFICACIÓN DE LA MATERIA PRIMA</i>	51
3.2.2.	<i>CARACTERIZACIÓN FÍSICO-QUÍMICA DE LA MATERIA PRIMA</i>	52
3.2.3.	<i>ACONDICIONAMIENTO DE LA MATERIA PRIMA ANTES DEL INGRESO AL LIOFILIZADOR</i>	53
A)	<i>OPERACIONES PRELIMINARES</i>	53
B)	<i>INACTIVACIÓN ENZIMÁTICA DE COCONA</i>	57
C)	<i>CONCENTRACIÓN DE LA MUESTRA EN EVAPORADOR AL VACÍO</i>	58
D)	<i>AGREGADO DEL ENCAPSULANTE</i>	59
3.2.4.	<i>PARÁMETROS DE OPERACIÓN EN LAS CORRIDAS DEL LIOFILIZADOR</i>	60
3.2.5.	<i>EVALUACIÓN DEL LIOFILIZADO DEL JUGO DE COCONA</i>	61
A)	<i>DETERMINACIÓN DE LA CANTIDAD DE AGUA SUBLIMADA DE LA MUESTRA</i>	61
B)	<i>EVALUACIÓN DE LA VELOCIDAD DE REHIDRATACIÓN DE LA MUESTRA</i>	62
C)	<i>OBTENCIÓN DE LA ISOTERMA DE ADSORCIÓN</i>	66
3.2.6.	<i>EVALUACIÓN DEL LIOFILIZADO DEL JUGO DE COCONA RECONSTITUIDO CON AGUA</i>	68
A)	<i>CARACTERIZACIÓN FÍSICO-QUÍMICA DEL JUGO DE COCONA LIOFILIZADO RECONSTITUIDO CON AGUA</i>	68
B)	<i>EVALUACIÓN SENSORIAL DEL JUGO DE COCONA LIOFILIZADO RECONSTITUIDO CON AGUA</i>	69
C)	<i>ANÁLISIS MICROBIOLÓGICO DEL JUGO DE COCONA LIOFILIZADO RECONSTITUIDO</i>	70
<b>4.</b>	<b>PRESENTACIÓN Y ANÁLISIS DE RESULTADOS</b>	<b>71</b>
4.1.	<i>CARACTERIZACIÓN FÍSICO-QUÍMICA DE LA COCONA</i>	71
4.2.	<i>ACONDICIONAMIENTO DE LA MATERIA PRIMA ANTES DEL INGRESO AL LIOFILIZADOR</i>	73
A)	<i>OPERACIONES PRELIMINARES</i>	73
B)	<i>INACTIVACIÓN ENZIMÁTICA DE LA COCONA</i>	74
C)	<i>CONCENTRACIÓN DE LA MUESTRA EN EVAPORADOR AL VACÍO</i>	76
D)	<i>AGREGADO DEL ENCAPSULANTE</i>	77
4.3.	<i>EVALUACIÓN DEL LIOFILIZADO DEL JUGO DE COCONA</i>	84
A)	<i>DETERMINACIÓN DE LA CANTIDAD DE AGUA SUBLIMADA DE LA MUESTRA</i>	84
B)	<i>EVALUACIÓN DE LA VELOCIDAD DE REHIDRATACIÓN DE LA MUESTRA</i>	85
C)	<i>OBTENCIÓN DE LA ISOTERMA DE ADSORCIÓN</i>	92
4.4.	<i>EVALUACIÓN DEL LIOFILIZADO DEL JUGO DE COCONA RECONSTITUIDO</i>	96
A)	<i>CARACTERIZACIÓN FÍSICO-QUÍMICA DEL JUGO DE COCONA LIOFILIZADO RECONSTITUIDO</i>	96
B)	<i>EVALUACIÓN SENSORIAL DEL JUGO DE COCONA LIOFILIZADO RECONSTITUIDO</i>	97
C)	<i>ANÁLISIS MICROBIOLÓGICO DEL JUGO DE COCONA LIOFILIZADO RECONSTITUIDO</i>	98
<b>5.</b>	<b>CONCLUSIONES</b>	<b>99</b>
<b>6.</b>	<b>RECOMENDACIONES</b>	<b>101</b>
<b>7.</b>	<b>REFERENCIAS</b>	<b>102</b>

## INDICE DE FIGURAS

<b>FIGURA 1.</b> Diagrama de fases del agua .....	5
<b>FIGURA 2.</b> Esquema de un alimento líquido congelado . .....	12
<b>FIGURA 3.</b> Etapas de la liofilización.....	14
<b>FIGURA 4.</b> Etapas progresivas del colapso. ....	17
<b>FIGURA 5.</b> Pardeamiento enzimático de frutas y vegetales. ....	19
<b>FIGURA 6.</b> Estructura del Carboximetilcelulosa .....	28
<b>FIGURA 7.</b> Estructura de la Pectina .....	30
<b>FIGURA 8.</b> Estructura de la Dextrina.....	32
<b>FIGURA 9.</b> Distribución de la cocona en la época de contacto con Europa .....	33
<b>FIGURA 10.</b> Planta de cocona <i>Solanum sessiliflorum Dunal</i> .....	35
<b>FIGURA 11.</b> Flor estaminada y hermafrodita de la cocona .....	36
<b>FIGURA 12.</b> Formas de los frutos de cocona.....	37
<b>FIGURA 13.</b> Esquema general de un liofilizador .....	40
<b>FIGURA 14.</b> Liofilizador usado . .....	45
<b>FIGURA 15.</b> Display LCD del liofilizador.....	46
<b>FIGURA 16.</b> Contenedores de muestras del liofilizador. ....	47

<b>FIGURA 17.</b> Bomba de vacío de doble etapa con paletas rotativas.....	47
<b>FIGURA 18.</b> Liofilizador en pleno funcionamiento .....	49
<b>FIGURA 19.</b> Coconas usadas en la mayor parte del experimento .	51
<b>FIGURA 20.</b> Cocona en distintos estados de madurez .....	51
<b>FIGURA 21.</b> Muestras seleccionadas para el procesamiento .....	53
<b>FIGURA 22.</b> Cocona con pedúnculo .....	54
<b>FIGURA 23.</b> Diferentes cortes realizados en la cocona .	55
<b>FIGURA 24.</b> Rodajas de cocona escaldadas.....	55
<b>FIGURA 25.</b> Procesador manual de alimentos usado .....	56
<b>FIGURA 26.</b> Jugo refinado de cocona .....	57
<b>FIGURA 27.</b> Prueba de la peroxidasa sobre cocona sin escaldar.....	58
<b>FIGURA 28.</b> Concentración de la materia prima usando vacío. ....	59
<b>FIGURA 29.</b> Medición de la viscosidad de la muestra concentrada de jugo de cocona con y sin encapsulantes .....	60
<b>FIGURA 30.</b> Cámara de rehidratación usada para la obtención de datos .....	64
<b>FIGURA 31.</b> Restauración de agua evaporada durante la prueba de rehidratación .....	65
<b>FIGURA 32.</b> Balanza de humedad usada. ....	67

<b>FIGURA 33.</b> Medidor de actividad de agua usado.....	67
<b>FIGURA 34.</b> Muestra de cocona liofilizada reconstituida lista para su análisis. ....	69
<b>FIGURA 35.</b> Tiempo de escaldado versus índice de madurez .....	75
<b>FIGURA 36.</b> Temperatura de la muestra dentro del concentrador.....	76
<b>FIGURA 37.</b> Variación de las viscosidades usando 0.5% de encapsulantes entre 0.3 y 10 r.p.m. de las distintas muestras .....	80
<b>FIGURA 38.</b> Variación de las viscosidades usando 0.5% de encapsulantes entre 12 y 200 r.p.m. de las distintas muestras .....	80
<b>FIGURA 39.</b> Variación de las viscosidades usando 1% de encapsulantes entre 0.3 y 10 r.p.m. de las distintas muestras .....	81
<b>FIGURA 40.</b> Variación de las viscosidades usando 1% de encapsulantes entre 12 y 200 r.p.m. de las distintas muestras .....	81
<b>FIGURA 41.</b> Variación de las viscosidades usando 1.5% de encapsulante entre 0.3 y 10 r.p.m. de las distintas muestras .....	82
<b>FIGURA 42.</b> Variación de las viscosidades usando 1.5% de encapsulante entre 12 y 200 r.p.m. de las distintas muestras .....	82
<b>FIGURA 43.</b> Balance de agua para 100 gramos de jugo inicial.....	84
<b>FIGURA 44.</b> Capacidad de adsorción en la primera rehidratación .....	86
<b>FIGURA 45.</b> Capacidad de adsorción en la segunda rehidratación.....	88
<b>FIGURA 46.</b> Capacidad de adsorción en la tercera rehidratación.....	90

<b>FIGURA 47.</b> Ajuste parabólico para obtener los coeficientes de GAB .....	93
<b>FIGURA 48.</b> Isotherma de adsorción y su ajuste a modelo GAB a 26.44°C .....	94
<b>FIGURA 49.</b> Liofilizado de jugo de cocona en polvo .....	97

## INDICE DE TABLAS

<b>TABLA 1.</b> Ventajas y desventajas de la liofilización. ....	6
<b>TABLA 2.</b> temperaturas de colapso de distintos solutos .....	16
<b>TABLA 3.</b> Enzimas responsables del deterioro de la calidad en vegetales .....	18
<b>TABLA 4.</b> Encapsulantes usados en alimentos.....	27
<b>TABLA 5.</b> Clasificación taxonómica de la cocona.....	34
<b>TABLA 6.</b> Resumen estadístico de 7 variedades de cocona .....	37
<b>TABLA 7.</b> Rendimientos del fruto de cocona.....	37
<b>TABLA 8.</b> Composición en 100 gramos de pulpa de cocona .....	38
<b>TABLA 9.</b> Características del jugo natural de cocona .....	39
<b>TABLA 10.</b> Variables químicas de la cocona durante su desarrollo .....	39
<b>TABLA 11.</b> Condiciones de operación para liofilización de la cocona.....	61
<b>TABLA 12.</b> Calificaciones por escala de diferencias en el análisis sensorial .....	70
<b>TABLA 13.</b> Resultados de la caracterización fisico-química de la cocona .....	71
<b>TABLA 14.</b> Rendimientos obtenidos durante las operaciones preliminares .....	74
<b>TABLA 15.</b> Mediciones obtenidas durante la evaporación al vacío del jugo de cocona.....	77
<b>TABLA 16.</b> Variación de los grados brix y ph del jugo de cocona acondicionado.....	78
<b>TABLA 17.</b> Variación de la viscosidad debido a los encapsulantes.....	79
<b>TABLA 18.</b> Seguimiento de humedad de la muestra por etapas .....	84

<b>TABLA 19.</b> Porcentaje de adsorción de vapor de agua en la primera rehidratación .....	85
<b>TABLA 20.</b> Solubilidad de muestras con 0.5% de encapsulantes .....	87
<b>TABLA 21.</b> Porcentaje de adsorción de vapor de agua en la segunda rehidratación .....	87
<b>TABLA 22.</b> Solubilidad de muestras con 1.0% de encapsulantes .....	89
<b>TABLA 23.</b> Porcentaje de adsorción de vapor de agua en la tercera rehidratación.....	89
<b>TABLA 24.</b> Solubilidad de muestras con 1.5% de encapsulantes .....	90
<b>TABLA 25.</b> Humedad en base seca y actividades de agua del liofilizado.....	92
<b>TABLA 26.</b> Ajuste de los datos de la isoterma de adsorción a modelos teóricos.....	93
<b>TABLA 27.</b> Constantes del modelo GAB.....	94
<b>TABLA 28.</b> Características químicas del jugo liofilizado reconstituido .....	96
<b>TABLA 29.</b> Resultados obtenidos al realizar la encuesta sensorial.....	98
<b>TABLA 30.</b> Análisis microbiológico del liofilizado de cocona.....	98

## **INDICE DE APÉNDICES**

**APÉNDICE 1.** Rendimientos del procesamiento del jugo de cocona

**APÉNDICE 2.** Inactivación enzimática de la cocona

**APÉNDICE 3.** Evaporación de agua usando vacío

**APÉNDICE 4.** Medición de viscosidades de las muestras trabajadas

**APÉNDICE 5.** Análisis del comportamiento pseudoplástico de las muestras trabajadas

**APÉNDICE 6.** Determinación de la viscosidad aparente a partir de los datos de Viscosidad Newtoniana Equivalente dados por el Viscosímetro digital

**APÉNDICE 7.** Determinación de agua sublimada durante el procesamiento

**APÉNDICE 8.** Cálculo de mediana y promedio en la capacidad de adsorción

**APÉNDICE 9.** Análisis de varianza en la cinética de rehidratación

**APÉNDICE 10.** Ajuste de datos experimentales a modelos de isothermas de adsorción teóricos

**APÉNDICE 11.** Análisis de varianza en la evaluación sensorial

**APÉNDICE 12.** Fotos del análisis microbiológico realizado

## **INDICE DE ANEXOS**

**ANEXO 1.** Especificaciones de la dextrina usada

**ANEXO 2.** Especificaciones del carboximetilcelulosa usado

**ANEXO 3.** Presión de vapor del agua líquida

**ANEXO 4.** Tablas de distribución estadística del factor "F"

**ANEXO 5.** Representaciones gráficas de las Isotermas de Adsorción

## 1. PLANTEAMIENTO DEL ESTUDIO

### *1.1. Presentación del problema*

La cocona es un fruto de alta producción en nuestra selva, presenta una serie de bondades nutricionales. La investigación tecnológica referida a la obtención de productos liofilizados es aún limitada, originando su uso inadecuado; por esta razón, se debe determinar las operaciones más adecuadas, para conseguir un producto de calidad, que pueda deshidratarse mediante esta operación y que sea la base para conservar sus características nutricionales, sensoriales, y servir de materia prima para ser utilizada en una serie de productos.

Durante la liofilización de alimentos, el colapso es atribuido a la falta de rigidez en la concentración intersticial de un alimento, pues si el hielo en la sublimación no es lo suficientemente rígido, fluirá, y hundirá, cerrando eventualmente los poros dejados por la sublimación de los cristales de hielo, originando además una disminución en el secado (Goldblith et al., 1975)

El estado rígido, que adquiere la muestra durante la congelación debe ser la necesaria para la liofilización, puesto que se puede presentar el fenómeno de colapso de la estructura; las temperaturas de colapso son bastante bajas como  $-24^{\circ}\text{C}$  en el caso de la naranja, y  $-41.5^{\circ}\text{C}$  en el jugo de manzana; dicha temperatura está en función de la naturaleza del soluto, peso molecular, y composición. El colapso se puede controlar en forma química mediante la adición de compuestos (Ceballos, 2008).

El colapso hace que el producto pierda sus componentes volátiles, su estructura se altere tornándose difícil rehidratarla y la humedad presente se distribuya no uniformemente. Sotomayor (2000) menciona, que la rehidratación es un test para determinar el daño físico para un alimento; pues una pobre rehidratación refleja una distorsión de la muestra y desnaturalización de sus proteínas (Tsourouflis et al., 1976; citado por Fataccioli, 1984).

## **1.2. Objetivos**

### **1.2.1. Objetivo General**

Obtener una mejor rehidratación en un liofilizado de jugo de cocona haciendo uso de un encapsulante.

### **1.2.2. Objetivos Específicos**

- a) Determinar las operaciones y sus parámetros para preparar el jugo de cocona antes del agregado del encapsulante.
- b) Encontrar el encapsulante y su concentración que permitan una mejor velocidad de rehidratación del liofilizado del jugo de cocona.
- c) Determinar las características que presenta el rehidratado liofilizado de jugo de cocona encapsulado.

### ***1.3. Justificación de la propuesta de tesis***

El jugo puro de cocona es utilizado por las poblaciones tradicionales del Amazonas brasileño, peruano, y colombiano para controlar el colesterol, la diabetes, exceso de ácido úrico y otras enfermedades, que se originan por el mal funcionamiento de los riñones y del hígado. A pesar de su alta producción en la selva peruana, su consumo es casero, y limitado debido a los escasos estudios tecnológicos que permitan obtener productos de consumo masivo a lo largo y ancho del país.

Los alimentos liofilizados pesan muy poco y no necesitan frío, no cambian de forma, son fácilmente rehidratables, detienen el crecimiento de microorganismos (hongos, mohos, y otros), inhiben el deterioro por reacción química (cambio de color y sabor, ranciedad, pérdida de propiedades nutritivas), facilita la distribución y el almacenamiento puesto que el peso del producto disminuye hasta en un 90 por ciento y no es necesario mantener una cadena de frío.

Al contarse con un liofilizador experimental en el Centro Experimental Tecnológico de la Universidad Nacional del Callao, con condiciones de temperatura y presión constantes, los pasos previos a dicho proceso son de vital importancia.

La determinación de un acondicionamiento adecuado para la liofilización de la cocona, aseguraría la conservación de características importantes presentes, siendo aplicable a productos de similar naturaleza como: Camu-Camu, maracuyá, naranja, etc. El uso de un encapsulante adecuado, evita el rompimiento de la estructura con lo que se requiere condiciones menos drásticas de congelación antes de la liofilización, apoyando así la obtención de un deshidratado de buena calidad sensorial y nutricional.

## 2. MARCO TEÓRICO

### 2.1. Liofilización

#### 2.1.1. Definición

Alexander Fleming en el año 1943 propuso por primera vez el término “liofilización” proveniente del griego “lueo” o solvente y “phileo” amigo (Ceballos, 2008). También es llamada criodeshidratación o secado en estado congelado, la cual destaca frente a otras técnicas de deshidratación por respetar en sumo grado las propiedades sensoriales y nutritivas del alimento procesado (Callejo, 2002).

Es una operación en la cual el agua de un alimento previamente congelado es removido mediante sublimación a vacío; para lo cual debe estar a  $0^{\circ}\text{C}$  o por debajo, dentro de una cámara al vacío a una presión de 4.58 mm de Hg o menos, es decir, el agua se evapora del hielo sin que éste se derrita (Potter, 1978).

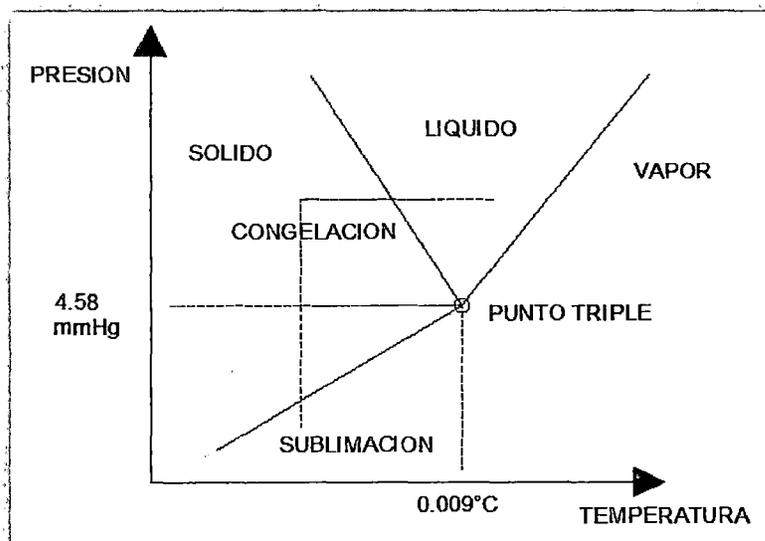


Figura 1. Diagrama de fases del agua (Fennema et al., 1975)

El secado tiene lugar en tres fases: inicialmente en la congelación separa el agua de los componentes hidratados del producto por la formación de cristales de hielo o mezclas eutécticas; la subsiguiente sublimación de estos cristales elimina el agua del seno del producto; finalmente, una pequeña cantidad de agua absorbida en el interior de la estructura que se puede eliminar por evaporación en el propio equipo de liofilización, normalmente se hace elevando la temperatura del producto (Brennan, 1998).

En la siguiente Tabla se explican ventajas y desventajas de la liofilización.

**Tabla 1.** Ventajas y desventajas de la liofilización.

VENTAJAS	DESVENTAJAS
<ul style="list-style-type: none"> <li>• Obtención de un producto de excelente calidad, debido a que reduce las reacciones de pardeamiento enzimático y no enzimático, reduciendo la desnaturalización de proteínas</li> <li>• Los productos liofilizados pueden ser almacenados durante tiempos largos, reteniendo la mayoría de propiedades físicas, químicas, biológicas y sensoriales de su estado fresco.</li> <li>• La estructura esponjosa del producto liofilizado, permite una rápida rehidratación del mismo debido a su alta porosidad.</li> <li>• Posibilidad de unir sustancias incompatibles en soluciones.</li> </ul>	<ul style="list-style-type: none"> <li>• Su alto costo, tanto en inversión como energético y una alta duración que son causados por la resistencia a la transferencia de calor y masa con un tiempo lo suficientemente largo para que el contenido de humedad se encuentre por debajo del 5% de humedad para prevenir la degradación durante el almacenamiento.</li> <li>• Requerimientos necesarios de conocimiento del producto a liofilizar.</li> <li>• Aplicación casi exclusiva para alimentos especializados.</li> </ul>

(Barbosa et al., 2000)

La liofilización es aplicada en la industria alimentaria en la conservación durante más de 12 meses del alimento deshidratado sin modificación de su valor nutritivo, debido a que los componentes del aroma no se encuentran ni en el agua pura, ni en los cristales de hielo; los cuales durante la sublimación son arrastrados por el vapor de agua quedando retenidos hasta en un 80% (Barbosa y Vega, 2000).

### ***2.1.2. Etapas durante el proceso de liofilización***

#### ***a) Pre tratamiento del alimento***

El principal objetivo del procesado de los alimentos es reducir la actividad microbiana y retrasar los cambios químicos, para así modificar al mínimo sus atributos de calidad (Fennema, 1975).

Los efectos de los tratamientos pueden ser deseables como: la inactivación por el calor de factores anti nutritivos, ablandamiento de tejidos duros o resistentes, formación de aromas, etc.; o indeseables como pérdida de vitaminas por efecto del calor, decoloración, cambios en la textura, aroma y sabor, etc. (Fennema, 1975).

Para cada tipo de fruta y hortaliza, hay uno o más procesos de industrialización, cada uno de los cuales representa problemas específicos en relación al control de procesos y generación de residuos; sin embargo, es posible identificar algunos procesos unitarios básicos que se repiten en los diferentes procesos de industrialización y que tienen características similares (Fennema, 1975).

Se puede mencionar las siguientes operaciones preliminares y finales:

- ***Operaciones preliminares***

**Limpieza e inspección.-**

La limpieza e inspección se realiza para remover materias extrañas y material dañado mediante una clasificación según tamaño, madurez, peso, calidad u otras características mientras se trasladan en cintas transportadoras (Hilario, 2001).

Dentro de los sistemas secos de limpieza se menciona el uso de agitación manual, tamices, chorros de aire, cintas y rodillos transportadores; mientras que, en los húmedos, los de aspersión de agua, flotación, inmersión, y arrastre en canales (Hilario, 2001).

El método de aspersión es muy usado en plantas de gran capacidad de producción por ser el método más eficiente. Sus principales parámetros son la presión, volumen y temperatura del agua, la distancia de los rociadores a la fruta, carga del producto y el tiempo de exposición (Pollard and Timberlake, 1971).

El uso de limpieza mediante inmersión en agua clorada debe considerar la naturaleza del fruto; puesto que, en el caso de la pera, debido a que contiene menos gas intercelular y es más densa que el agua no puede ser lavada por flotación, como si se puede hacer en el caso de las manzanas (Pollard and Timberlake, 1971).

**Trozado, deshuesado, eliminación de fallas, cortado.-**

Algunas materias primas deben trozarse en tamaños específicos, dicho proceso se realiza habitualmente en forma manual. El deshuesado, la eliminación de fallas y el cortado son normalmente procesos mecánicos (BUCHER-Unipektin).

### **Pelado.-**

El objetivo del pelado es el de retirar la cáscara de acuerdo a las exigencias del producto que se vaya a procesar, minimizar las pérdidas por la operación, uso de energía y agentes químicos. Dentro de los estudios desarrollados se han evaluado métodos de pelado mecánico, químico con NaOH, termofísico y manual (Trujillo et al., 2008).

El pelado mecánico utiliza una pellizcadora, el cual es un equipo conformado por una serie de rodillos que giran a diferentes velocidades produciendo así un pellizco que separa la piel. El pelado químico se utiliza para los productos más frágiles como tomates y duraznos (Hilario, 2001).

El pelado termofísico consiste en calentar los frutos con vapor de agua a presión y someterlas a una descompresión, de esta forma el agua contenida debajo de la superficie hace estallar la cáscara (Hilario, 2001).

### **Preparación y transporte.-**

Los productos son inspeccionados para asegurar la calidad en la planta, el transporte se efectúa mediante bombeo, canales, o cintas transportadoras (Hilario, 2001).

- ***Operaciones finales***

### **Blanqueo o escaldado.-**

La finalidad del blanqueo o escaldado es la inactivación de las enzimas responsables del desarrollo de sabores y aromas extraños, pardeamiento, deterioro de la calidad nutricional y cambios en la textura de los alimentos (Shafiur, 2003).

El escalde es un proceso de tratamiento térmico, en donde es posible emplear otros medios de calentamiento como vapor, aire caliente o microondas. Los dos métodos comerciales de escalde más comunes y más ampliamente usados implican hacer pasar el alimento a través de una atmósfera de vapor saturado o un baño de agua caliente (Sharma et al., 2003).

En el escalde de vapor ordinario, el tiempo de residencia del alimento es controlado mediante la velocidad de una banda transportadora que conduce al alimento a través de una atmósfera de vapor. El escalde con vapor resulta en mayor retención de nutrientes, siempre y cuando el enfriamiento se haga utilizando aire frío o rocío de agua fría; el enfriado con agua corriente hace que aumente de manera considerable las pérdidas por lixiviación (arrastre de compuestos solubles) (Sharma et al., 2003).

En un equipo de escalde de agua caliente, el alimento se mantiene en agua caliente a una temperatura entre 70 y 100°C durante un tiempo especificado y luego se transfiere a una sección de desagüe – enfriamiento. (Sharma et al., 2003).

Un escaldador de agua caliente ordinario es más barato y más eficiente en cuanto al uso de energía que los escaldadores de vapor. Sin embargo, hay pérdidas en compuestos solubles en agua, vitaminas, minerales y azúcares (Sharma et al., 2003).

### **Pulpeado y tamizado.-**

Esta etapa consiste en la molienda de la fruta y/o verdura; para el caso de la manzana triturada se puede obtener una pulpa finamente molida, los molinos especiales pulverizan y hacen pasar el jugo a través de una maya con 1600 o 3600 orificios por pulgada cuadrada

Antiguamente, se usaba filtros de marcos y placas, en la actualidad han sido sustituidas por las prensas semiautomáticas o continuas que ahorran mano de obra (Desrosier, 1984).

Tiene como propósito el incremento del área superficial de un sólido con un tamaño de partícula deseado. Puede ser efectuado por un molino compuesto por un disco rotatorio con un cuchillo en forma de estrella, que por su rápida rotación hace que las partículas pequeñas sean separadas por aceleración, es decir, la fuerza centrífuga generada impulsa al producto a través de una descarga en la parte inferior (BUCHER-Unipektin).

### **Concentración de Alimentos.-**

Cuando el producto a liofilizar es líquido, debido al costo de la liofilización es conveniente efectuar una concentración del mismo, siempre que la técnica garantice su estabilidad térmica (Callejo, 2002).

La evaporación es una operación unitaria que se emplea para eliminar parcialmente el agua por ebullición de los alimentos líquidos que se logra por la diferencia en cuanto a la volatilidad entre el agua (disolvente) y el soluto. La pre-concentración de alimentos como jugo de frutas, leche y café es deseable antes del secado, congelación o esterilización, a fin de reducir el peso y el volumen (Miller, 2003)

En el caso de líquidos sensibles a elevadas temperaturas, puede ser necesaria la reducción de la temperatura de evaporación, trabajando a presión reducida mediante el uso de eyectores de vapor de agua o bombas de vacío combinados generalmente con condensadores para los vapores procedentes del evaporador (Earle, 1968).

Dentro de los factores principales que afectan la velocidad de evaporación son:

- a) La velocidad con que se puede transferir calor al líquido.
- b) La cantidad de calor necesaria para evaporar cada kilogramo de agua.
- c) La máxima temperatura permisible para el líquido.
- d) La presión a la que tiene lugar la evaporación.
- e) Cualquier cambio que pueda tener lugar en el producto alimenticio durante el proceso de evaporación.

***b) Congelación del agua***

La velocidad de congelación del agua determina el tamaño de los cristales de hielo formados, y por ende el tamaño de poro resultante de la sublimación del mismo.

En general, puede ser externa en un equipo ajeno al liofilizador o interna en el propio equipo, con respecto al último la ventaja que presenta es que no hay movimiento de líquidos y solutos (Benavente, 1999)



**Figura 2.** Esquema de un alimento líquido congelado (Goldblith et al., 1975).

### ***c) Vacío del sistema***

El vacío contribuye a reducir los riesgos de fusión del hielo, puesto que la presión en la cámara es directamente proporcional a la temperatura necesaria para que tenga lugar este fenómeno. La presión de operación constituye una principal variable durante la liofilización, por lo cual cada alimento presenta su propio óptimo entre 0.005 a 1.5 mmHg (Callejo, 2002).

### ***d) Sublimación del hielo***

La velocidad de sublimación del hielo está determinada por la transferencia de materia y calor. La transmisión de calor se produce por conducción a través de la fracción liofilizada del alimento, la resistencia al paso del calor se mitiga disminuyendo el tamaño y grosor de las piezas a tratar, y/o aumentando la diferencia de temperaturas, cuyo límite superior depende de la termosensibilidad del alimento (Callejo, 2002).

### ***e) Condensación del vapor de agua eliminado***

La presión de operación de liofilización se encarga de la evacuación del vapor de agua sublimada proveniente del alimento y del aire que pudiera haberse introducido en la cámara de liofilización; dicha mezcla de gases y vapores pasa a través de una trampa de vapor constituida por un refrigerante, para que así se condense como escarcha (Callejo, 2002).

La condensación del vapor utiliza serpentines refrigerantes equipados con un sistema automático de descongelación con el objetivo de mantenerlo libre de hielo para que su capacidad de condensación se mantenga; este aspecto es muy importante, ya que la mayor

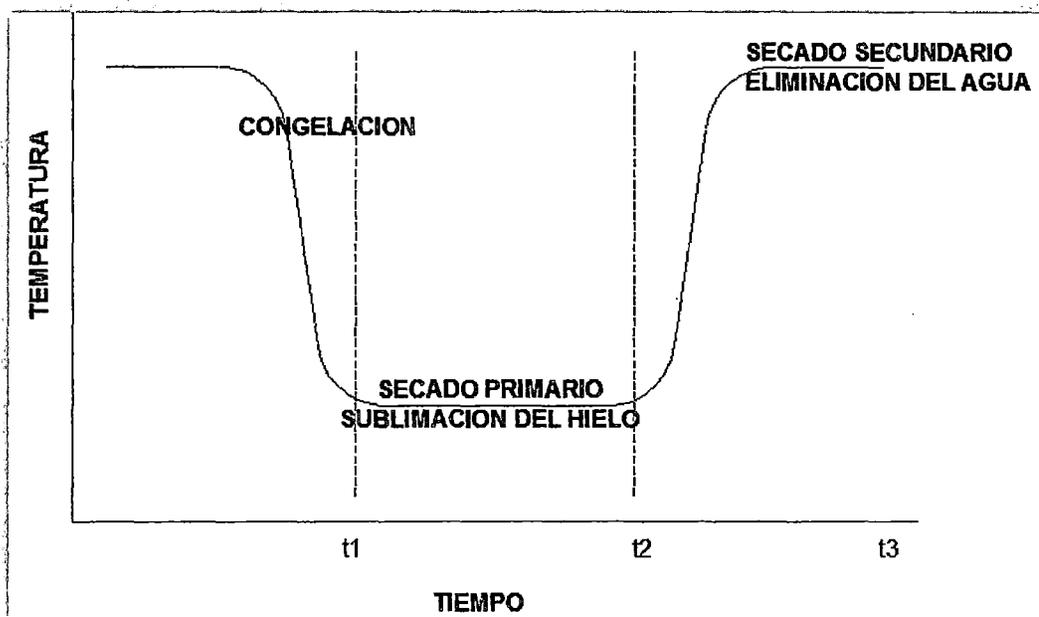
parte del gasto energético se emplea en la refrigeración de los condensadores, y por tanto, el rendimiento de un liofilizador viene determinado por la eficacia del condensador (Benavente, 1999).

**f) Desorción de la fracción acuosa no congelada**

Durante la liofilización se sublima todo el hielo; el agua residual (15%) se elimina por evaporación a vacío en el propio liofilizador hasta 2 y 5% utilizando la misma presión de sublimación, pero a temperaturas superiores de hasta 50 a 60°C (Callejo, 2002).

**g) Ruptura de vacío**

Consiste en la descarga del mismo mediante una ruptura progresiva del vacío en 15 minutos aproximadamente-, es recomendable para tal fin, el uso de un gas inerte como Nitrógeno o Dióxido de carbono, que protege a oxidaciones (Callejo, 2002).



**Figura 3.** Etapas de la liofilización (Barbosa et al., 2000)

### ***2.1.3. Cambios físicos y químicos en liofilizados durante procesamiento***

#### ***a) Colapso estructural***

Durante la liofilización de un alimento el agua se elimina por sublimación del hielo formando una torta seca; los espacios vacíos de la torta seca se forman a partir de los previamente ocupados por los cristales durante la congelación previa; cuando dicha torta se calienta a una determinada temperatura se produce un cambio de estructura denominado colapso (Shafiur, 2003).

El colapso estructural se nota por un encogimiento del producto seco, que origina una escasa retención del aroma, malas características de rehidratación, pérdida de la estructura deseable; además de la adherencia en polvos desecados produciendo una aglomeración y otros defectos visuales de los productos alimentarios (Shafiur, 2003).

El alimento congelado durante la sublimación, que no es lo suficientemente rígido, fluirá y se hundirá eventualmente, cerrando los poros dejados por los cristales de hielo causando: dilatación, formación de espuma y una disminución de secado (Goldblith et al., 1975).

El colapso es atribuido a: la reducción de la viscosidad de la matriz sólida, puesto que la temperatura a la que se produce es función del contenido de humedad y solutos del alimento. Los puntos intermedios de la capa seca son más susceptibles a colapsar que las ubicadas en los externos (Barbosa et. al, 2000).

La temperatura de colapso se incrementa con la elevación del peso molecular, debido a esto por ejemplo, el almidón tiene una temperatura crítica mayor que azúcares como

maltosa o glucosa; por consiguiente, puede ser elevada por adición de compuestos de alto peso molecular como maltodextrina, pectinas, etc. (Barbosa et. al, 2000).

La temperatura de colapso también se eleva incrementando la concentración inicial de la solución, obteniendo un producto con menor fracción de su volumen total ocupado por orificios dejados por la sublimación de los cristales de hielo, pero existe la limitación que una elevada concentración de sólidos solubles inhibe la cristalización del agua, y por ende la disminución de agua libre (Fataccioli, 1984).

**Tabla2.** Temperaturas de colapso de distintos solutos

<u>Soluto</u>	<u>Temperatura de colapso (°C)</u>
<i>Dextrina (peso molecular 10 000)</i>	-9 <sup>a</sup>
<i>Gelatina</i>	-8 <sup>a, b</sup>
<i>Glucosa</i>	-40 <sup>a, b</sup>
<i>Maltosa</i>	-30 <sup>a</sup> a -35 <sup>a</sup>
<i>Sucrosa</i>	-32 <sup>a</sup>
<i>Extracto de café</i>	-20 <sup>a</sup> a -26 <sup>b</sup>
<i>Fructosa</i>	-48 <sup>b</sup>
<i>Lactosa</i>	-19 <sup>a</sup> a -31 <sup>b</sup>
<i>Patata</i>	-1.5 <sup>b</sup>
<i>Sacarosa</i>	-22 <sup>a</sup> a -32 <sup>b</sup>
<i>Zumo de naranja</i>	-24 <sup>b</sup>
<i>Zumo de limón</i>	-36.5 <sup>b</sup>
<i>Manzana</i>	-41.5 <sup>c</sup>
<i>Uva</i>	-46 <sup>c</sup>
<i>Piña</i>	-41.5 <sup>c</sup>
<i>Toronja</i>	-30.5 <sup>c</sup>

(a-Mac Kenzie, citado en Fennema, 1975),

(b-Bellows et al., citado en Barbosa et al., 2000),

(c- Goldblith et al., citado en Vásquez, 1990).



**Tabla 3.** Enzimas responsables del deterioro de la calidad en vegetales

<b>DEFECTO DE LA CALIDAD</b>	<b>ENZIMAS RESPONSABLES</b>
<i>Pérdida de sabor</i>	<ul style="list-style-type: none"><li>• Lipoxigenasa</li><li>• Lipasa</li><li>• Proteasa</li></ul>
<i>Cambio de textura</i>	<ul style="list-style-type: none"><li>• Enzimas pécticas</li><li>• Celulasa</li></ul>
<i>Cambios de color</i>	<ul style="list-style-type: none"><li>• Polifenoloxidasa</li><li>• Clorofilasa</li><li>• Peroxidasa</li></ul>
<i>Cambios nutricionales</i>	<ul style="list-style-type: none"><li>• Acido ascórbico</li><li>• Oxidasa</li><li>• Tiaminasa</li></ul>

(Barret& Theerakulkait, 1995)

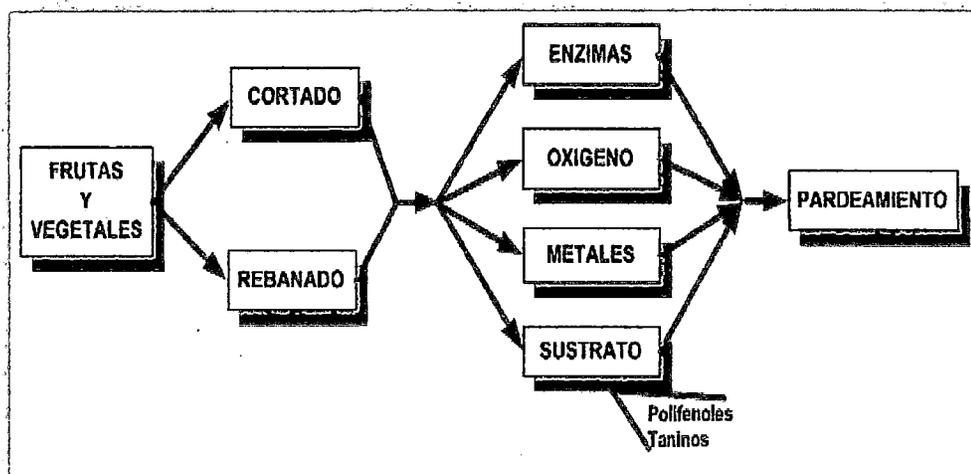
El pardeamiento enzimático de la fruta se debe a procesos fisiológicos que tienen lugar durante la maduración, procesos asociados a la recolección, o bien a tratamientos tecnológicos de post-recolección. Se desencadena cuando tras la operación de corte se produce una pérdida de la integridad celular en las superficies de las frutas, que provoca una destrucción de la compartimentación de enzimas y sustratos que catalizan las reacciones, y se produce la formación de metabolitos secundarios no deseados (Pérez, 2003).

El pardeamiento requiere de la presencia de cuatro diferentes compuestos: el oxígeno molecular, sustratos apropiados, la polifenoloxidasa y la presencia de cobre en el centro activo de la enzima. Además, otros factores intrínsecos que influyen en la intensidad del pardeamiento son: la especie, la variedad y el estado fisiológico de los frutos (Pérez, 2003).

Las polifenoloxidasas (PPO) son cuproproteínas de difícil aislación y caracterización, cuyos pesos están dentro del intervalo de 25-35000, son relativamente resistentes al calor,

pues según su origen pueden llegar a requerir entre 2 y 10 minutos a 100°C para inactivarlas (Braverman, 1980). Se localizan en los plastidios de tejido sano y en la mayoría de los compuestos fenólicos que se ubican en la vacuola aislados de ella; se requiere de alguna forma de daño celular para su activación, puesto que reaccionan con los fenoles liberados de la vacuola (Vildósola, 2008).

Las peroxididasas suelen contener un grupo prostético hemo –ferriprotoporfirina- (Vildósola, 2008). Esta enzima es capaz de oxidar los sustratos fenólicos a quinonas; no obstante, es posible inhibir el efecto mediante mecanismos como: el escaldado, eliminación del oxígeno, entre otros (Vildósola, 2008). Es la más estable de todas las enzimas, por lo que su inactivación enzimática hace suponer con seguridad que otras enzimas importantes han sido inactivadas (Miller, 2003). Además, cuando se usa esta enzima como indicadora.



**Figura 5.** Pardeamiento enzimático de frutas y vegetales. (Salunkins, 1974)

El control del pardeamiento es dirigido a la enzima y al oxígeno, siendo los principales enfoques: la inactivación de la enzima (blanqueo, inhibidores), creación de

condiciones poco favorables para la acción enzimática mediante el descenso del potencial hidrógeno (pH), reducción de la actividad de agua, minimización del contacto con oxígeno, empleo de antioxidantes como ácido ascórbico o dióxido de azufre (Braverman, 1980).

***c) Pardeamiento no enzimático***

Esta reacción es una de las más importantes en química de los alimentos, la cual influye en la calidad de alimentos procesados (Yen, 1987). Se desarrolla a través de tres mecanismos diferentes entre los que se tiene: la reacción de Maillard, que implica la interacción entre azúcares y aminoácidos (libres o combinados en forma de péptidos y proteínas); reacciones que involucran al ácido ascórbico; y caramelización de azúcares con o sin la acción catalíticas de ácidos (Braverman, 1980).

Uno de los principales motivos de deterioro de zumos concentrados es el pardeamiento no enzimático, debido a que las enzimas del zumo inicial han sido desnaturalizadas por calor en la etapa de concentración por evaporación produciendo: oscurecimiento, pérdida de solubilidad de proteínas, pérdidas de aminoácidos y vitamina C; además; la temperatura de almacenamiento y la actividad de agua del producto son los factores más influyentes (Ibarz, 1989).

Las reacciones no enzimáticas de oscurecimiento ocurren en cualquier nivel de actividad de agua. Sin embargo, tiene un máximo muy acentuado en los valores medios de 0.4 y 0.6 ocasionando una decoloración al tono café del producto que casi siempre se relaciona con la presencia de un sabor amargo (Desrosier, 1984).

El pardeamiento que ocurre en los jugos y concentrados de fruta, son debidos en buena parte a la presencia del ácido ascórbico, el cual puede oscurecerse más rápidamente que las mismas soluciones de azúcares y aminoácidos a las misma condiciones; se produce cuando dicha sustancia ha desaparecido, descomponiéndose en presencia de aire hasta ácido dehidroascórbico (Braverman, 1980).

La pirólisis de los azúcares o caramelización, puede ser producida en ausencia de compuestos aminados, aunque se requieren de temperaturas mayores; sin embargo, varios compuestos no aminados suelen actuar como catalizadores, entre éstos se tiene a los fosfatos, álcalis, ácidos y sales de ácidos carboxílicos tales como citrato, fumarato, tartrato y malato (Braverman, 1980).

#### ***2.1.4. Control de calidad sensorial***

La evaluación sensorial de alimentos se realiza principalmente para desarrollar nuevos productos, evaluar el proceso de producción, mejorar un producto y comparar productos. Pueden ser orientados al producto como al consumidor; en el primero de ellos se debe saber las características de lo que se estudia, siendo los estudios descriptivos los más usados; mientras que el segundo está relacionado a las preferencias subjetivas o afectivas de las personas evaluadas (Ureña, D'Arrigo, y Girón, 1999).

Anzaldúa (1994) menciona, que las pruebas sensoriales pueden ser de tres tipos:

- Pruebas afectivas como las pruebas de preferencia, de medición de grado de satisfacción, y de aceptación.

- Pruebas discriminativas en las que se pueden mencionar las de comparación pareada simple, triangulares, dúo-trío, comparaciones múltiples, y de ordenamiento.
- Pruebas descriptiva que incluyen la medición de atributos sensoriales con relación al tiempo, calificaciones con escalas no estructuradas, por medio de escalas de intervalo, por medio de escalas estándar, entre algunas.

Dentro de los términos que se deben conocer en lo que respecta a evaluación sensorial, se deben mencionar (NTP-ISO 5492- 2008):

- *Juez*: Es cualquier persona que toma parte en una prueba sensorial.
- *Jurado, panel*: Grupo de personas seleccionadas para participar en el análisis.
- *Consumidor*: Toda persona que usa un producto.
- *Enmascaramiento*: Disminución de la intensidad o cambio en la percepción de un estímulo por la acción simultánea de otro.
- *Punto de referencia*: Valor elegido (de uno o varios atributos o de un producto) para valorar las muestras con relación a él.
- *Testigo*: Muestra del producto bajo prueba escogido como un punto de referencia que servirá como elemento de comparación.
- *Referencia*: Sustancia diferente del producto sometido a la prueba usado para definir una propiedad o nivel específico de un producto dado.

El número y tamaño de muestras usadas sugeridas para bebidas es de un mínimo de 15 ml de líquido; la presentación al jurado debe ser lo más idéntica con respecto a todos los atributos pues si se evaluara aroma las muestras deben ser iguales en forma, consistencia, color, temperatura y apariencia general; el uso de muestras patrón ayuda al análisis de los jueces (Ureña et al., 1999).

La elaboración y presentación de las hojas de calificación deben ser lo más simples, con redacción concreta y sencillas; las diluciones son usadas para muestras que producen fatiga como el caso de jugo de maracuyá, en las cuales se usa como diluyente agua o agua azucarada; el horario de análisis no debe ser realizada a horas muy cercanas a las comidas pues la sensación de apetito o satisfacción (llenura) puede afectar los resultados (Ureña et al., 1999)

#### ***2.1.5. Rehidratación***

Ho Lee (2009) explica, que es un proceso complejo; Brennan (1998) menciona que la rehidratabilidad o aptitud para la reconstitución son términos que refieren a la velocidad y el grado en que los alimentos desecados captan agua; dicha propiedad puede ser considerada como una medida del daño al material causado por el secado y tratamientos previos (Mc. Minn & Magee, 1970, citados en Krokida, 2002).

La eliminación de agua modifica las propiedades físicas de las células, las cuales afectan la rehidratación de productos secos con efectos como cambios de permeabilidad en la membrana protoplasmática, cristalización de geles de polisacáridos en la pared celular, coagulación de proteínas, formación de poros y cambios de pH (Shafiur, 2003).

Existen numerosos trabajos científicos, donde los autores miden la habilidad de rehidratación del material seco; sin embargo, no hay consistencia en el procedimiento aplicado para caracterizarla ni en la nomenclatura utilizada (Krokida et al., 2002). La velocidad de rehidratación por adsorción del vapor de agua, fue estudiada por Fataccioli (1984), Espinoza (1989), Vásquez (1990), Rojas (1996), Sotomayor (2000), Mondragón et al. (2001) y Mandani (2008), indicando la relación entre el tiempo de rehidratación y el porcentaje de adsorción de agua en muestras secas.

Krokida et al. (2002) presenta una ecuación cinética de primer orden que representa la transferencia de humedad durante la rehidratación:

Donde:

$$-\frac{dX}{dt} = Kr(X - X_e)$$

X = contenido de humedad durante la rehidratación (g/ g de materia seca).  
 $X_e$  = contenido de humedad en el equilibrio del material rehidratado (g/ g de materia seca).  
 Kr = es la razón de rehidratación ( $\text{min}^{-1}$ ), el cual depende de la temperatura.  
 t = Tiempo de rehidratación (min)

Los factores que influyen en la rehidratación de alimentos, pueden ser extrínsecos e intrínsecos. Dentro de los factores extrínsecos, se mencionan los pre-tratamientos al secado químicos con compuestos inorgánicos como dióxido de azufre, cloruro de calcio, metabisulfito de potasio, cloruro de sodio, bicarbonato de sodio; orgánicos como la sacarosa, glicerol, dextranos, almidón; o no químicos como la osmosis, escaldado, congelado, altas presiones, diferentes tipos o sistemas de secado, temperatura y velocidad de secado, temperatura de almacenamiento. Dentro de los factores intrínsecos se menciona a la temperatura de rehidratación (Marín et al., 2006).

## **2.2. Encapsulación**

### **2.2.1. Definición**

Durante la encapsulación se forma una cobertura delgada en torno a los encapsulados (partículas sólidas, gotitas de líquido o célula de gas), quedando contenidos en el interior de la pared de la cápsula (Shafiur, 2003).

Dentro de los motivos de encapsulación Shafiur (2003) menciona los siguientes:

- Pueden proteger al material del núcleo de la degradación al reducir su reactividad con su ambiente externo.
- Reducción o retardo de su velocidad de evaporación o transferencia del material del núcleo a su medio ambiente.
- Las características físicas del material pueden modificarse haciéndolo más manejable como en el caso de un componente líquido que puede convertirse en partículas sólidas.
- El producto se puede diseñar a medida, bien para la liberación lenta a lo largo del tiempo, o liberarse en determinado instante.
- El aroma del material del núcleo puede enmascararse.
- El material del núcleo puede diluirse, aunque únicamente se requieren pequeñas cantidades, puesto que aún así se consigue la dispersión uniforme en el componente hospedado.
- Pueden emplearse componentes separados en una mezcla, que de otra forma reaccionarían el uno con el otro.

### 2.2.2. *Encapsulantes*

Son llamados también material de cobertura, corteza, material de la pared o agente encapsulante; son sustancias que básicamente son materiales que se pueden elegir dentro de una amplia variedad de polímeros sintéticos o naturales dependiendo del material a revestir y de las características deseadas del producto (Shafiur, 2003). Dentro de las características que debe reunir se pueden citar:

- Buenas propiedades reológicas a alta concentración y fácil manipulación durante la encapsulación.
- Inactividad o falta de reactividad con el material a encapsular tanto durante el procesado como en el almacenamiento prolongado.
- Solubilidad en disolventes aceptables admitidos por la industria de alimentos.
- Carencia de reactividad química con el material activo.
- Propiedades de solubilización deseables.
- De bajo costo y grado alimentario.
- Tener una fuente segura de suministro y previsión.
- Capacidad de dispersar o emulsionar el material activo y de estabilizar la emulsión producida.
- Capacidad para sellar herméticamente y contener el material activo dentro de la estructura durante el procesado o almacenamiento.
- Capacidad para eliminar totalmente el disolvente u otros materiales usados durante el proceso de encapsulación mediante desecación o condiciones alternativas de volatilización del disolvente.

- Capacidad para impartir la máxima protección al material activo frente a las condiciones ambientales.

### 2.2.3. Tipos de encapsulantes

Las dificultades tecnológicas que se presentan durante el secado de jugo de frutas y otros productos con altos contenidos de azúcar, se deben a la elevada higroscopicidad, termoplasticidad (fenómeno en la cual una sustancia puede ser deformada por la acción del calor) a altas temperaturas y humedades; por esta razón, en las últimas décadas se han incrementado la adición de algunos materiales como: maltodextrinas, gomas, pectinas, silicato de calcio y carboximetilcelulosa entre otros, para la producción de polvos tanto alimenticios como farmacéuticos, cosméticos con el fin de encapsular componentes activos (Ceballos, 2008).

**Tabla 4.** Encapsulantes usados en alimentos

<b>Carbohidratos</b>	<ul style="list-style-type: none"> <li>• Almidón, maltodextrinas, sólidos de jarabe de maíz, dextrano, almidón, modificado, sacarosa, ciclodextrinas, pectina.<sup>a</sup></li> <li>• Dextrinas.<sup>b</sup></li> </ul>
<b>Celulosa</b>	<ul style="list-style-type: none"> <li>• Carboximetilcelulosa, metilcelulosa, etilcelulosa, nitrocelulolosa, acetilcelulosa, acetato-fitalato de celulosa, acetato-butilato, fitalato de celulosa.<sup>a</sup></li> <li>• Ésteres y éteres (derivados de celulosa).<sup>b</sup></li> </ul>
<b>Lípidos</b>	<ul style="list-style-type: none"> <li>• Cera, parafina, cera de abeja, ácido triesteárico, diacilgliceroles, monogliceroles, aceites, grasas, aceites endurecidos.<sup>a</sup></li> </ul>
<b>Proteínas</b>	<ul style="list-style-type: none"> <li>• Gluten, caseína, gelatina, albúmina, hemoglobina, péptidos.<sup>a</sup></li> <li>• Proteína de soya y caseinatos.<sup>b</sup></li> </ul>
<b>Gomas vegetales</b>	<ul style="list-style-type: none"> <li>• Goma arábica, goma tragacanto, goma guar.<sup>b</sup></li> </ul>
<b>Azúcares</b>	<ul style="list-style-type: none"> <li>• Sucrosa y dextrosa.<sup>b</sup></li> </ul>

Nota. a) Shafiur (2003), b) Sotomayor (2000)

## 2.2.4. Descripción del carboximetilcelulosa

### -Origen y estructura

El carboximetilcelulosa (CMC) es un polímero aniónico, soluble en agua, capaz de formar soluciones muy viscosas, con un grado de sustitución con los grupos carboxilo generalmente entre 0.6 a 0.95 (Izydorczyk, Steve & Wang, 2005).

Es el derivado de celulosa más ampliamente usado en la industria alimentaria producido purificando ésta con hidróxido de sodio, para luego hacerla reaccionar con cloroacetato de sodio (Fennema et al., 1975).

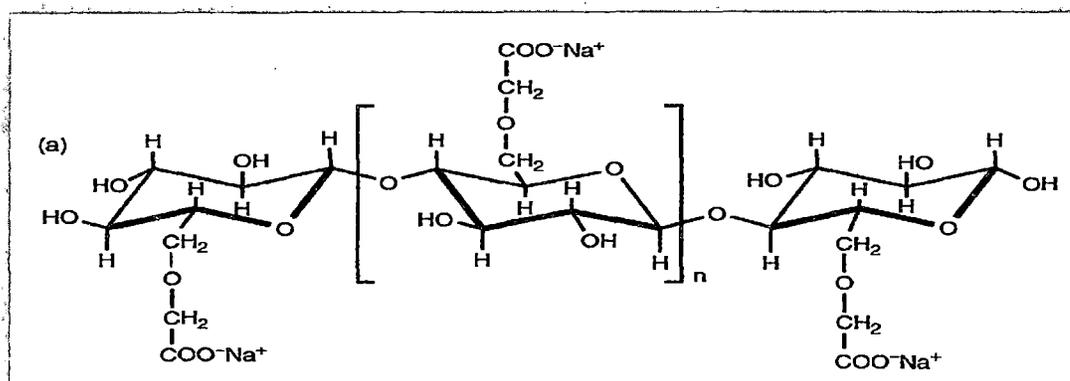


Figura 6. Estructura del carboximetilcelulosa (Izydorczyk et al., 2005)

### -Propiedades funcionales y aplicaciones

Su carácter aniónico, explica la reacción con las proteínas evitando su precipitación durante el tratamiento térmico o el almacenamiento (Linden y Lorient, 1994).

Las viscosidades de las soluciones de carboximetilcelulosa varían inversamente con la temperatura, debido a los grupos carboxilo, siendo inestables debajo de pH 5 y con precipitación con pH por debajo de 3 (Fennema et al., 1975).

Presenta solubilidad en agua fría y es dependiente del pH; es más soluble en condiciones alcalinas e insolubles en condiciones ácidas; sus propiedades gelificantes son influenciadas por la concentración de polímero, grado de polimerización, pH, tipo y nivel cationes metálicos presentes en la solución al cual es agregada (Izydorczyk et al., 2005).

En la industria alimentaria, es usado como espesador, estabilizador y agente de suspensión; funciona como un buen recubridor de polvos y tabletas en la industria farmacéutica debido a su natural insolubilidad en los fluidos ácidos estomacales y su solubilidad en fluidos alcalinos intestinales (Izydorczyk et al, 2005).

Permite la preparación de numerosas bebidas y salsas obteniendo una textura untuosa, pues regula el crecimiento de los cristales de hielo en los productos helados, evita la sinéresis (separación de las fases que componen una suspensión o mezcla) en los postres gelificados, pudiendo ser usada para mejorar el cuerpo de los productos con bajo contenido en azúcar (Linden et al., 1994).

#### ***2.2.5. Descripción de la pectina***

##### ***-Origen y estructura***

Las pectinas son las mayores componentes de las paredes celulares de las plantas y vegetales, es la más compleja clase de polisacáridos, las comerciales son preparadas

mayormente con ciertos productos de la industria de alimentos como pulpa de manzana, cáscara de cítricos, pulpa de caña de azúcar (Izydorczyk et al., 2005).

Su molécula emerge como una cadena estructurada por enlaces axiales  $\alpha$ -(1 $\rightarrow$ 4) uniendo unidades de ácido D-galacturónico, conteniendo grupos como arabinosa, galactosa y xilosa como cadenas laterales (Braverman, 1980).

Contienen proporciones variables de los grupos carboxilo esterificados con alcohol metílico, aquellos que tienen más de la mitad y hasta las tres cuartas partes de los grupos esterificados de carboxilo se denominan de alto metoxilo, mientras aquellos con menos grupos esterificados son denominados de bajo metoxilo (Charley, 2007).

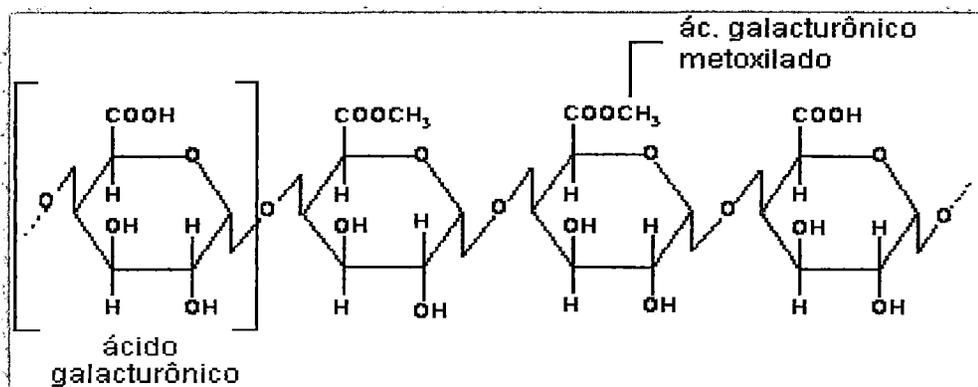


Figura 7. Estructura de la pectina (Charley, 2007)

### ***-Propiedades funcionales y aplicaciones***

Su propiedad más importante es la aptitud para formar geles, cuyas características dependen esencialmente de dos factores: la longitud de la molécula péctica, que condiciona su rigidez y el grado de metilación, contribuye a regular la velocidad de gelificación (Untiveros; 2003).

Imparten viscosidades considerablemente mayores a sus soluciones, la cual se ve fuertemente influenciada por el pH, pues a valores más altos los carboxilos libres se disocian y forman centros activos que se repelen entre sí (Braverman, 1980)

Generalmente son solubles en agua, el descenso en el grado de esterificación reduce su solubilidad; además, considerando la rigidez molecular y la tendencia a la agregación las pectinas deberían ser agentes espesantes efectivos. Sin embargo, su peso molecular usualmente no es tan grande como muchos otros polisacáridos viscosos pues está en el orden de  $10^4 \sim 10^5$ ; por consiguiente, son usadas en su mayoría como gelificantes en vez de aditivos espesantes (Izydorczyk et al., 2005).

Se usa en la manufactura de jaleas, mermeladas y conservas de frutas de todo tipo; forma buenas emulsiones con aceites comestibles para la fabricación de mayonesas, helados, aceites esenciales; se emplean como geles de pectina como películas protectoras para el recubrimiento de alimentos (Braverman, 1980)

#### ***2.2.6. Descripción de la dextrina***

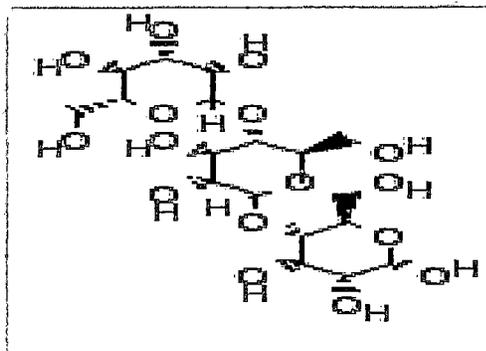
##### ***-Origen y estructura***

La dextrina es un polímero compuesto de unidades de D-glucosa  $\alpha$ -(1 $\rightarrow$ 4), teniendo la misma fórmula del almidón original pero más pequeño y menos complejo (Carvalho, Gonçalves, Gil, y Gama, 2007).

Es producto de la degradación parcial del almidón por medio de temperatura y/o catalizadores en un mecanismo de conversión que involucra procesos de ruptura hidrolítica, reorganización de moléculas y repolimerización (Velasco, Luna, Mera y Villada, 2008).

Las dextrinas blancas se obtienen mezclando almidón con mezcla diluida de ácido clorhídrico y ácido nítrico, pH bajo, baja temperatura entre 80 y 120°C y tiempos de tostación relativamente cortos de 3 a 8 hora; poseen viscosidad variable y solubilidad en agua fría de hasta 90%, con un grado promedio de ramificación calculado alrededor del 3%.

Las dextrinas amarillas son obtenidas a temperaturas mayores entre 150°C y 220°C, pH bajo, y por largo tiempo de tostación; 6 a 18 horas, la mayoría son solubles hasta 100% en agua fría con un grado promedio de ramificación de 20%. Balagopalan (Luna y Mera, 2006).



**Figura 8.** Estructura de la dextrina (Potter, 1978)

### *-Propiedades funcionales y aplicaciones*

Las dextrinas presentan una viscosidad reducida y una solubilidad más o menos grande según la intensidad de tratamiento térmico, con un poder filmogénico superior al del almidón lo que los hace útiles para operaciones de revestimiento en alimentos (Linden et al., 1994).

Sus características y propiedades mecánicas dependen del tipo de procesamiento como el tiempo, uso o no uso de agentes de conversión, agentes de mezclado,

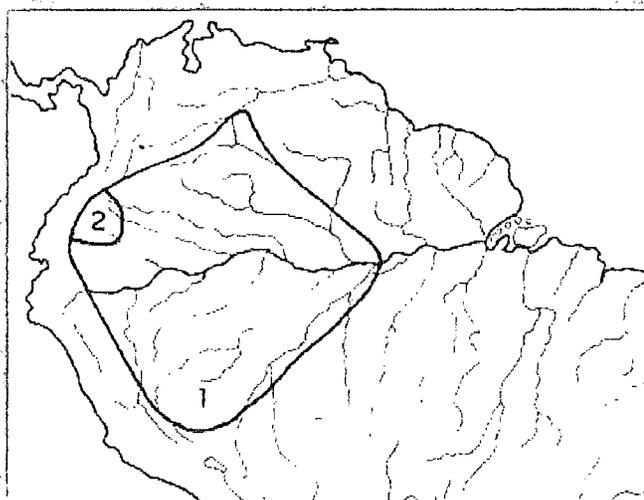
concentración de ácido usado y materia prima, que mayormente es almidón procedente de maíz, papa, tapioca (Azeez, 2005).

Es ampliamente usado en una variedad de aplicaciones desde adhesivos hasta industria alimentaria y textiles (Carvalho et al., 2007)

### **2.3. Descripción de la materia prima**

La cocona parece ser nativa de las vertientes orientales de los Andes del Perú, Ecuador y Colombia, y en la cuenca Amazónica que se distribuye en Brasil, Colombia, Perú y Venezuela.

Es cultivada en los Departamentos de Loreto, San Martín, Ucayali, Huánuco, Junín, Pasco y Ayacucho. Se le encuentra de manera natural entre los 200 y 1000 metros de altitud (Villachica, 1998, citado por Díaz, 2010)



**Figura 9.**Distribución de la cocona en la época de contacto con Europa (Da Silva, 1998)

*Nota.* 1. *S. sessiliflorum* var. *sessiliflorum*; 2. *S. sessiliflorum* var. *georgicum*.

### 2.3.1. Ubicación taxonómica de la cocona

La cocona inicialmente fue erróneamente identificada como *Solanum hyporhodium* A.Br, posteriormente fue descrito como *S. Topiro* H.B.K el cual se ha reemplazando con el nombre de *Solanum Sessiliflorum* Dunal. Asimismo, en Manaos, Brasil el cultivo se conoce comúnmente como cubiú, los habitantes del Alto Orinoco como topiro o tupiro, en Colombia como coconilla, naranjilla o lulo; y en países de habla inglesa como turkey berry, peach tomato y Orinoco Apple (Morton citado en Melgarejo, 2002).

Pertenece a la familia *Solanaceae*, la que contiene entre 2000 a 3000 especies con formas arbóreas, arbustivas, epífitas y trepadoras; en adición, el género *Solanum* presenta el mayor número de especies, aproximadamente 1400 existente en casi todo el mundo, la mayor parte de ellas se encuentran en América Tropical (Melendrez y Heredia, 2009).

**Tabla 5.** Clasificación taxonómica de la cocona

Reyno	Vegetal
División	Espermatofita
Sub-División	Angiospermas
Clase	Dicotiledónea
Orden	Tubiflorales
Familia	Solanáceae
Género	Solanum
Especie	<i>Solanum sessiliflorum</i> Dunal

(Torres V., 2010)

### 2.3.2. Caracterización de la cocona

#### **-Tallo.**

Es una planta de crecimiento rápido, al principio herbáceo y después se torna semileñosa (Villachica et al., 1996, citado en Díaz, 2010). Es un arbusto herbáceo de 1 a 2 m. de altura, erecto, ramificado, que puede vivir hasta tres años en condiciones muy favorables; las raíces laterales de las plantas pueden extenderse hasta 1.4 m del tronco (Da Silva, 1998).

#### **-Hojas.**

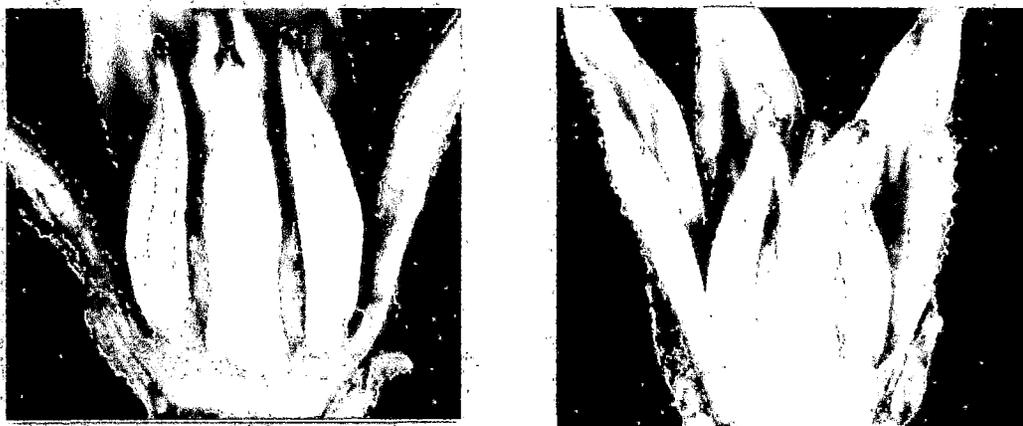
Las hojas son simples, alternas, con estípulas en formas de espiral, en grupos de tres, largas, pecioladas, membranáceas, margen lobada-dentada, base asimétrica y ápice agudo (Da Silva, 1998). El tamaño de sus hojas es de 30-50 cm de largo y de 20-30 cm de ancho; la cara superior de la hoja está cubierta por pelos duros y blancuzcos; mientras, que en lado inferior la pubescencia es suave y estrellada según Flores (citado en Díaz, 2010).



**Figura 10.** Planta de Cocona *Solanum sessiliflorum* Dunal (Da Silva, 1998)

### ***-Flores.***

Las flores son en número de 5-9 bisexuales y estaminadas, miden de 4 a 5 cm. de diámetro, se presentan en racimos axilares cortos; su cáliz contiene 5 sépalos duros triangulares, de color blancuzco a ligeramente amarillo o verdoso (Da Silva, 1998).



**Figura 11.** Flor estaminada (izquierda) y hermafrodita (derecha) de la cocona  
(Da Silva, 1998).

### ***-Fruto.***

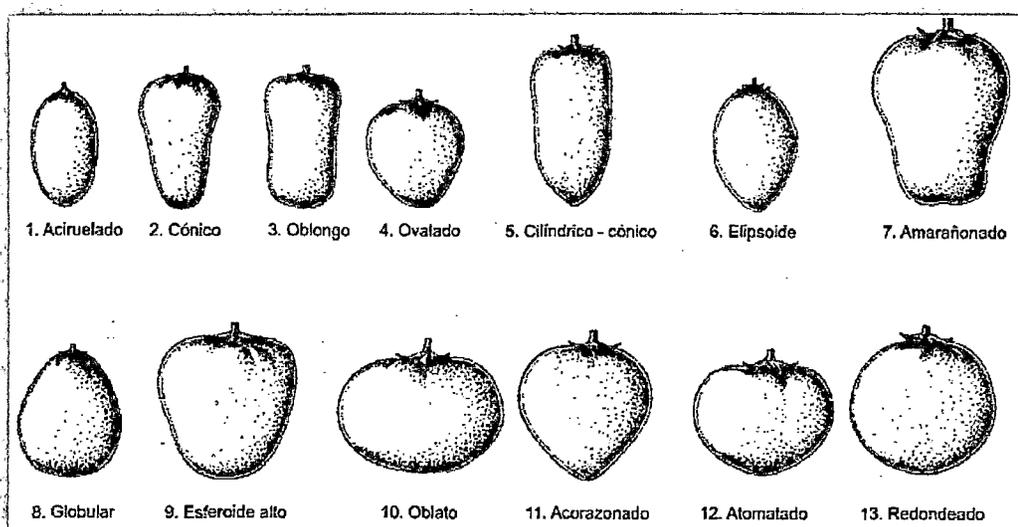
El fruto varía desde casi esférico u ovoide hasta ovalado con 4 a 12 cm. de ancho y 3 a 6 cm de largo, peso promedio entre 24 y 250 g, color amarillo hasta rojizo (Villachica et al., 1996, citado en Díaz, 2010). Contiene entre 200 y 500 semillas (1000 semillas pesan entre 0.8 y 1.2 g).

El fruto es verde cuando no está maduro, amarillo-anaranjado cuando está maduro y finalmente café-rojizo cuando está muy maduro. La cáscara es resistente, de gusto amargo y rodea el mesocarpio que es una pulpa de grosor variable, entre 0.2 y 2.5 cm (Da Silva, 1998).

**Tabla 6.** Resumen estadístico de 7 variedades de cocona

Tamaño	Forma	Peso (g)	Número de frutas/planta	Producción total (ton/ha)
Pequeño	Redondo	24	119 ± 58	29 ± 15
Pequeño	Redondo	42	87 ± 36	37 ± 20
Mediano	Redondo	56	83 ± 37	46 ± 24
Mediano	Largo	37	95 ± 28	35 ± 12
Grande	Plano	194	22 ± 10	43 ± 22
Grande	Largo	141	39 ± 14	55 ± 22
Grande	Largo	215	24 ± 17	52 ± 28

(Wickens, Haq, & Day, 1989)



**Figura 12.** Formas de los frutos de cocona (Carbajal y Balcázar, extraído el 22-05-10)

**Tabla 7.** Rendimientos del fruto de cocona

RENDIMIENTOS	PORCENTAJE (%)
Pulpa sobre materia prima a la recepción.	76
Pulpa con semilla sobre producto seleccionado.	89
Cáscara sobre producto seleccionado.	11
Pulpa sin semillas sobre producto seleccionado.	68
Semillas y fibra sobre producto seleccionado.	20

(Paltrinieri et al., 1997, citado en Díaz, 2010)

### 2.3.3. Composición química de la cocona

La cocona puede ser considerada como un fruto altamente dietético debido a su bajo aporte calórico y con contenidos significativos de fibra alimenticia (Yuyama et al, 1997, citado en Da Silva, 1998).

Es rica en hierro y vitamina B5 (Niacina), el volumen del jugo es de hasta 36 cm<sup>3</sup>/fruta y grados Brix entre 4 y 6; es un alimento regulador (Ponce, 1999) y rica en vitamina A, C y Niacina (Salick, 1989, citado en Díaz, 2010).

**Tabla 8.** Composición en 100 gramos de pulpa de cocona

Componentes	AUTORES					
	(1)	(2)	(3)	(4)	(5)	(6)
<i>Calorías (g)</i>	28	35	41 **	19.16**	-	-
<i>Agua (g)</i>	92	91.5	88.5	94.32	92.37	90.5
<i>Proteínas (g)</i>	0.7	0.6	0.9	0.033	-	-
<i>Grasas(g)</i>	0.1	1.4	0.7	0.6	-	0.3
<i>Carbohidratos(g)</i>	7	6.1	9.2	3.41	-	3.05
<i>Fibra (g)</i>	0.4	0.4	2.5	2.22	-	-
<i>Cenizas (g)</i>	0.6	0.4	0.7	0.02	0.49	-
<i>Calcio (mg)</i>	8	12	16	-	458 ***	9.41
<i>Fósforo (mg)</i>	14	14	30	-	69 ***	36.39
<i>Hierro (mg)</i>	0.4	0.60	1.5	-	13 ***	0.24
<i>Caroteno (mg)</i>	50*	23	23	-	0.30	-
<i>Tiamina (mg)</i>	0.06	0.25	0.06	-	-	-
<i>Riboflavina (mg)</i>	0.04	0.10	0.10	-	-	-
<i>Niacina(mg)</i>	1.5	0.50	2.25	-	-	-
<i>Ac. Ascórbico (mg)</i>	65	27	4.5	-	12.58	-
<i>Compuestos fenólicos (mg)</i>	-	-	-	189.74	0.48	-

(1-Calzada, 1993), (2- Gonzales, 2007), (3-. Collazos, et al., 1996), (4- Ozaki, et al., 2008), (5- Torres, V., 2010), (6- Marx et al., 1998, citado en Díaz, 2010).

*Nota.* (\*) Actividad de vitamina A, (\*\*) Kcal, (\*\*\*) ug/g, (-) No menciona.

**Tabla 9.**Características del jugo natural de cocona

COMPONENTES	AUTORES			
	(a)	(b)	(c)	(d)
<i>Humedad (%)</i>	93.6	-	93	92.37
<i>Sólidos Totales (%)</i>	6.4	-	7	7.64
<i>Acidez total (% ácido cítrico)</i>	3.047	2.52	0.8	2.70
<i>pH</i>	3.32	3.2	-	3.41
<i>Ácido Ascórbico (Vitamina C)</i>	2.4 mg/100 g jugo.	35 mg/100 cm <sup>3</sup>	13.9 mg/100 cm <sup>3</sup>	12.58 mg/ 100g
<i>Azúcares Reductores (%)</i>	0.6	-	3.9	0.41
<i>Sólidos Solubles (°Brix)</i>	5.4	7.5	8	6.04
<i>Viscosidad (centipoises)</i>	6.2		-	-
<i>Peso específico (g/cm<sup>3</sup>)</i>	1.004	1.040	-	-
<i>Madurez</i>	2.2	-	5.93	-

(a. Torres, E., 1971), (b. Hurtado, 1968), (c. Andrade citado por Melendrez et al., 2009), (d. Torres, V., 2010).*Nota.* (-) No menciona.

**Tabla 10.** Variables químicas de la cocona durante su desarrollo

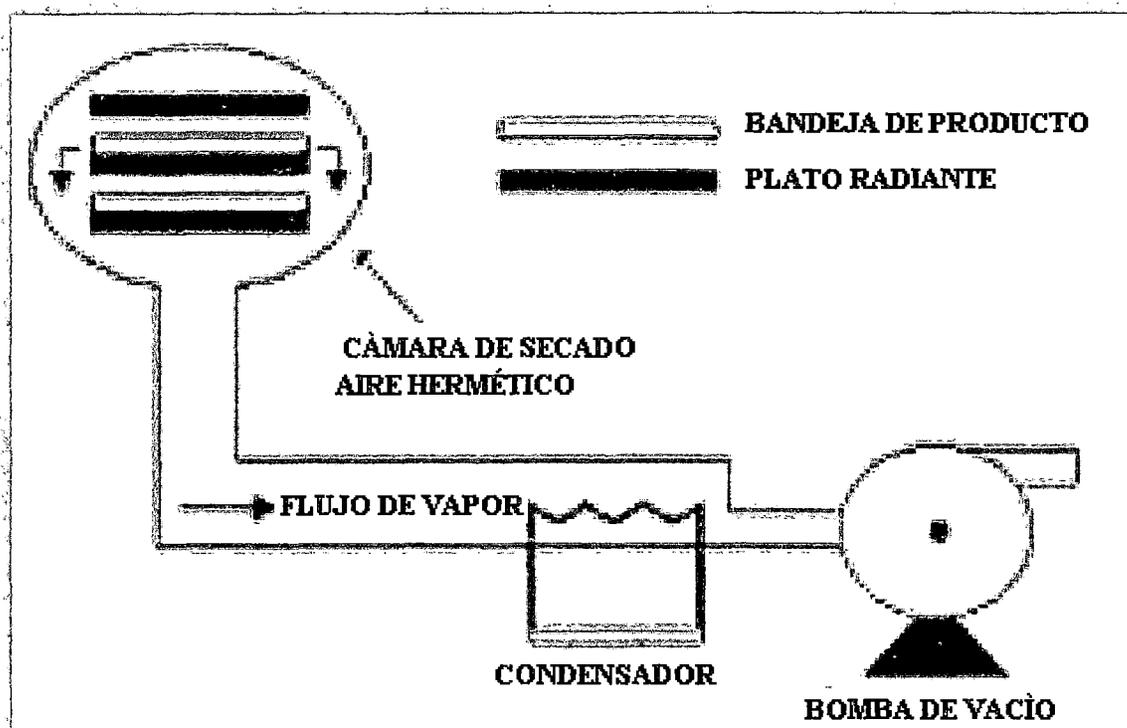
Días de Desarrollo	°Brix	pH	% Acidez	Azúcar reductor %	Vitamina C mg/100 g pulpa	$\frac{°Brix}{Acidez}$
33	3	5.15	0.09	-	-	-
38	3	4.52	0.20	1.82	-	14.90
42	3.5	4.00	0.47	2.37	-	7.31
46	5	3.95	0.51	2.71	-	9.80
51	6	3.97	0.53	3.75	2.34	11.13
55	6.5	3.68	0.56	4.33	2.35	11.46
59	6.6	3.61	0.59	4.69	2.91	11.10

(Murica y Fajardo, 1998, citado en Díaz, 2010)

*Nota.* (-) No reporta

#### 2.4. Descripción del equipo de liofilización

Los liofilizadores consisten básicamente de una cámara de vacío dotada de bandejas donde se coloca el producto, calentadores que suministran el calor latente de sublimación. Existen tres variables importantes para el diseño que son: el nivel de vacío, el flujo de energía radiante aplicado al producto y la temperatura del condensador (Ceballos, 2008).



**Figura 13.** Esquema general de un liofilizador (Millman et al., 1984)

Durante la liofilización, la sustancia a secar es congelada y el agua es removida como vapor por sublimación desde el material congelado en una cámara de vacío, y a veces por eyectores de vapor o bombas de vacío mecánicas con ayuda de un condensador apropiado (Millman, Liapis, & Marchello, 1984).

El tiempo total de secado debe ser lo suficientemente largo para que el contenido de humedad final esté por debajo del 5% en peso para así prevenir la degradación del producto final durante el almacenamiento; los tiempos de secado más cortos son obtenidos cuando la presión en la cámara y la temperatura en el condensador son mantenidos en los valores lo más bajos posibles, siendo el efecto del espesor de la muestra durante el tiempo de secado significativo (Millman, et al., 1984). Los accesorios del equipo más importantes son:

***-La bomba de Vacío.***

Es el accesorio más importante puesto que mantiene un valor extremadamente bajo de presión (alto vacío) para que ocurra la sublimación del hielo, el indicador de esta variable de operación debe estar siempre por debajo de 500 uHg, pudiendo llegar hasta 50 uHg (Liobras, 2006).

***-El condensador.***

Se encarga de la remoción del vapor de agua, debido a que 1 gramo de agua a la presión de 0.1 Torricelli ocupa un volumen de 9500 litros, y con su presencia puede producir interrupción en el proceso de sublimación; dicho vapor que se libera es congelado por el condensador donde se deposita en forma de hielo gracias al sistema frigorífico. Además, para que el proceso no se detenga es indispensable que la temperatura en dicho espacio sea de por lo menos 20°C inferiores a aquella de la cámara de liofilización (UNICT).

### 3. MATERIALES, EQUIPOS Y MÉTODOS

#### ➤ **LUGAR DE EJECUCIÓN**

El desarrollo de esta investigación fue realizado en el Laboratorio de Análisis Químico y en el de Microbiología del Centro Experimental Tecnológico (CET), y en el Laboratorio de la Facultad de Ingeniería de Alimentos; todos pertenecientes a la Universidad Nacional del Callao.

#### ➤ **MATERIA PRIMA E INSUMOS**

- Cocona (*Solanum sessiliflorum* Dunal).
- Pectina Cítrica de 150°, procedente de la empresa J.M Chemical E.I.R.L.
- Dextrina (uso alimentario), sus especificaciones se muestran en el Anexo 1.
- Carboximetilcelulosa CMC (uso alimentario), ver especificaciones en el Anexo 2.
- Azúcar blanca comercial.
- Agua potable.
- Solución desinfectante de Lejía (Hipoclorito de Sodio).
- Alcohol de 96° (desinfectante).

#### ➤ **MATERIALES**

- Vasos de precipitado
- Pipetas de 1, 5, 10 ml.
- Pipetas volumétricas de 50 ml.
- Probetas de 100 ml.
- Fiolas de 25, 50, 250, 500, y 1000 ml.
- Bombillas para pipetas.

- Crisoles.
- Espátulas de acero inoxidable y mango de madera.
- Pinzas de acero inoxidable.
- Embudo Buchner.
- Embudos de vidrio.
- Matraz Kitasato.
- Papel filtro Whatman.N°41.
- Buretas de 25 y 50 ml.
- Picnómetro de vidrio con termómetro incluido.
- Viscosímetro de Ostwald.
- Luna de reloj.
- Varillas de vidrio.
- Placa petri.
- Matraces para titulación de capacidades de 50, 100 y 250 ml.
- Termómetro de alcohol.
- Termómetro de mercurio.
- Campana de desecación.
- Paños de gaza.
- Algodón.
- Recipientes de vidrio color ámbar.
- Cuchillos.
- Tamizador de alimentos.
- Bolsas de polietileno de alta densidad.
- Papel aluminio.

- Vasos pequeños descartables.

➤ **REACTIVOS**

- Agua destilada.
- Solución de Orto metoxicatecol (guayacol) (J.M. Chemical).
- Hidróxido de Sodio en polvo (Merck).
- Tartrato de Sodio (Merck).
- Sulfato de Cobre Pentahidratado (Merck)
- Ácido metafosfórico (Merck)  $H_3PO_4$ .
- Fenolftaleína al 1% en solución de alcohol 96° (indicador).
- Ácido ascórbico en polvo (Merck).
- Glucosa anhidra en polvo (Merck).
- Azul de metileno (indicador).
- Soluciones Buffer de 4, 7, y 10 para calibración del potenciómetro.
- Biftalato de Potasio en polvo (Merck).
- Agar Mc Conkey (Merck).
- Agar Baird Parker (Merck).
- Agar Plate Count (Merck).

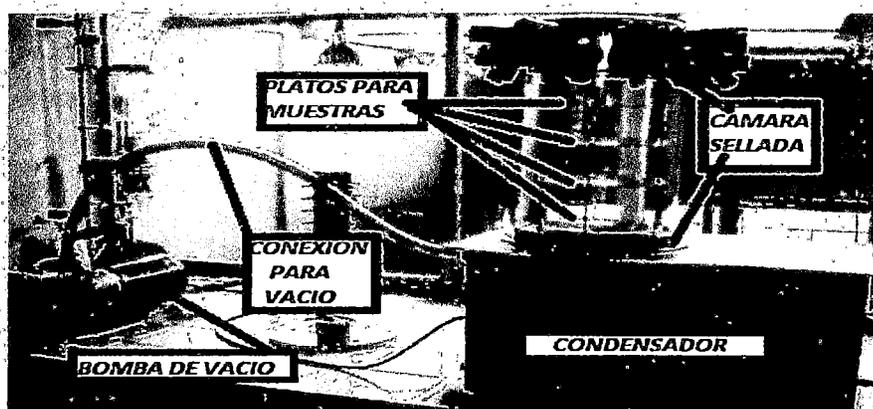
➤ **EQUIPOS**

- Estufa de vacío para la determinación de humedad.
- Mufla.
- Refractómetro ATAGO U.S.A y Inc. (0-85%).
- Viscosímetro digital VISCO STAR Plus-R
- Liofilizador Liotop L101, Liobras.

- Rotavapor RE 120-BUCHI, incluido bomba de vacío eléctrica.
- Cocinilla eléctrica.
- Procesador de alimentos marca BRAUN.
- Agitador eléctrico marca VEM Hartha DDR.
- Centrífuga.
- Potenciómetro digital marca HANNA KOSSODO.
- Campana extractora.
- Destilador de agua.
- Balanza de Humedad-MOISTURE ANALYZER MX-50, A&D Company, Limited.
- Medidor de Actividad de agua, AQUALAB Versión 1.5-Decagon Devices, Inc.
- Termómetro digital- Boeco Germany

#### ➤ **DESCRIPCIÓN DETALLADA DEL EQUIPO DE LIOFILIZACIÓN**

El liofilizador fue del tipo L101, procedente de la empresa brasileña Liobras-Industria de Comercio y Servicio de Liofilizadores Ltda.; es un equipo destinado al uso de laboratorio para la deshidratación por liofilización de productos contenidos en balones, ampollas o bandejas.



**Figura 14.** Liofilizador usado (Elaboración propia).

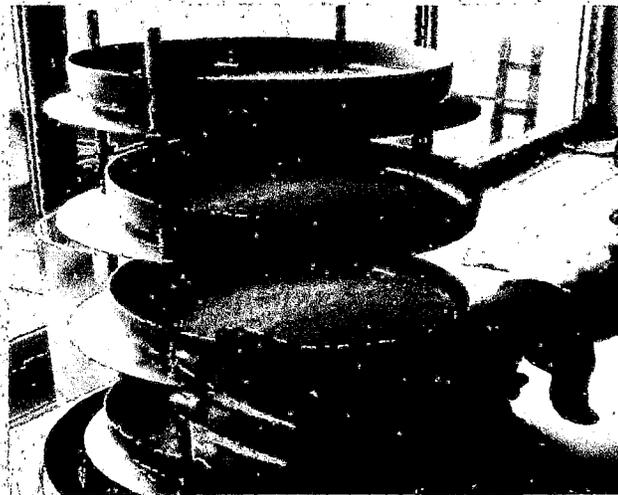
Se encuentra conformado principalmente por las siguientes partes:

- *Condensador de acero inoxidable AISI 304 con polímero sanitario; con una capacidad de hasta 3 litros de hielo en 24 horas; temperatura de trabajo de -55°C con refrigeración por compresor hermético con protección térmica; gas libre de Clorofluorocarbonos (CFC) con doble ventilación; display LCD que indica el Vacío en la escala de 15000 a 1 micromercurios (uHg); la temperatura en grados Celsius; temporizador en formato “hh (horas): mm(minutos): ss (segundos)” y alimentación de 220V/60 Hz. con un consumo aproximado de 650W.*



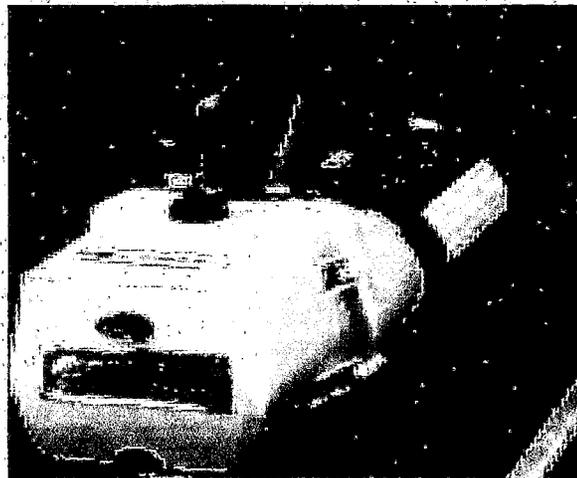
**Figura 15.** Display LCD del Liofilizador (Elaboración propia).

- *Cámara de secado acrílico transparente, con diámetro externo de 25 cm. y altura de 35 cm.; tapa superior de acero inoxidable con 16 grifos, los cuales son de silicona o neopreno para que encajen los frascos con bocas de diámetro de 19 mm. y sistema de alivio de vacío.*
- *Estante de 4 soportes para bandejas, con diámetro de hasta 18 cm. removibles e intercambiables, junto con 4 bandejas de acero inoxidable de diámetro 18 cm, altura de 2.5 cm. y capacidad de hasta 500 ml. en cada una.*



**Figura 16.** Contenedores de muestras del Liofilizador (Elaboración propia).

- *Bomba de vacío de doble etapa con paletas rotativas bañadas en aceite (Vacuum Pump Oil de Mobil) con una velocidad de 12 m<sup>3</sup>/h (200 litros por minutos), válvula electromagnética que evita el reflujó de vapores, dispositivo de gas ballast para la retirada de vapores de agua y manguera para conexión al liofilizador.*



**Figura 17.** Bomba de vacío de doble etapa con paletas rotativas

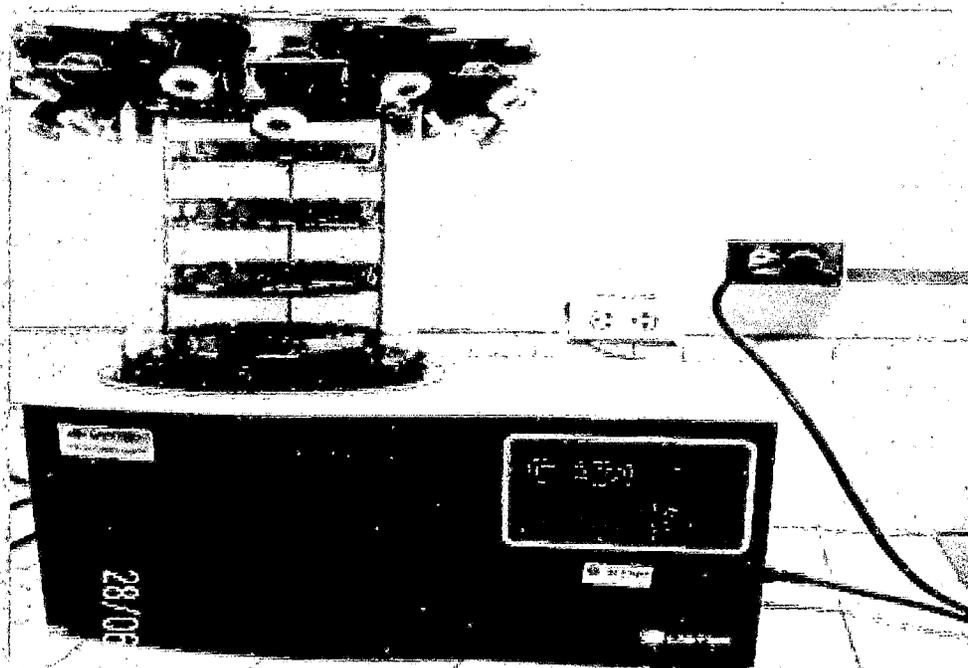
(<http://liotop.com/catalogo/index.html>).

El liofilizador cuenta con frascos de borosilicato graduados para recibir muestras, que pueden ser conectados a los grifos ubicados en la cámara de secado acrílico. Además, cuenta con un soporte metálico especial para liofilizar microorganismos.

El liofilizador fue usado siguiendo las indicaciones del manual de funcionamiento. La muestra se congeló en las bandejas de acero inoxidable externamente antes del encendido del equipo. En general se realizaron las siguientes actividades:

1. Se verificó el nivel de aceite de la bomba de vacío, el cual debía estar claro y en la mitad del visor de la bomba.
2. Se verificó que el condensador no contenga agua de la descongelación del hielo en las paredes procedente de alguna puesta en marcha anterior, y si es así, drenar con ayuda del caño ubicado en su parte lateral.
3. Se verificó que todas las conexiones de las partes móviles (grifos, mangueras, caño de drenajes), y si todos los grifos estaban en la posición “ABRIR” hacia arriba.
4. Se encendió el “FRIO” (botón ubicado en la parte externa del condensador), y se aguardó 30 minutos aproximadamente, observando que la temperatura se encontrase por debajo de  $-40^{\circ}\text{C}$ .
5. Se colocó las bandejas metálicas con el producto congelado en el interior de la cámara acrílica lo más rápido posible, se prendió el “VACÍO” (botón ubicado en la parte externa del condensador), y se verificó que no exista entrada de aire al sistema, sino puesto que la bomba comenzaría a tirar aceite por el escape.

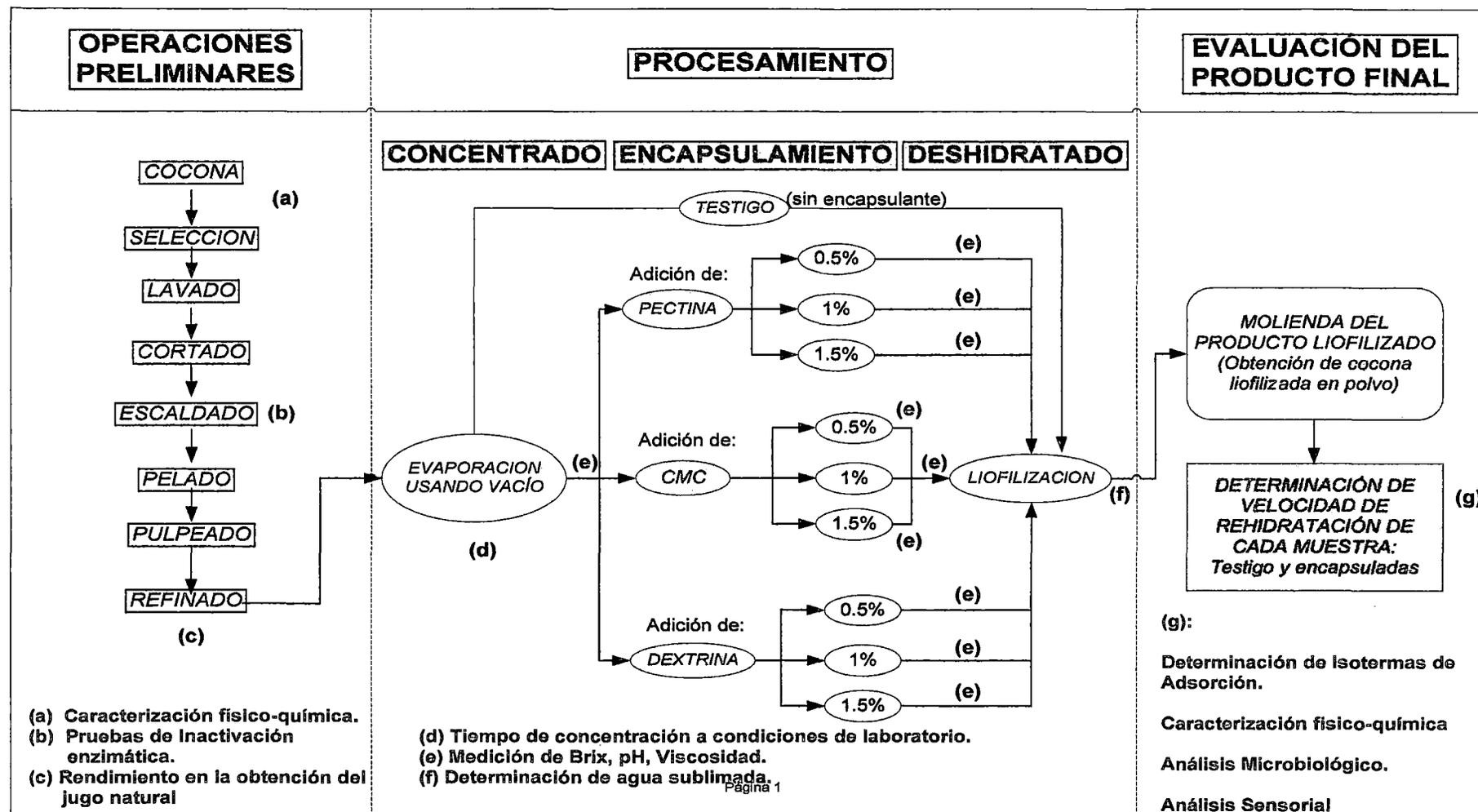
6. El indicador de vacío debió estar siempre por debajo de 500 uHg, pudiendo llegar hasta 50 uHg al final del proceso.
7. Para apagar el equipo, se procedió a realizar en forma opuesta a la secuencia del encendido, es decir, apagar “VACÍO” –se apaga la bomba-, apagar “FRÍO”, cerrar válvula de la manguera que conecta el condensador con la bomba, abrir gas ballast de la bomba de vacío, y finalmente abrir LENTAMENTE el grifo del condensador o uno de los grifos ubicados en la tapa de la cámara acrílica para descomprimir.



**Figura 18.** Liofilizador en pleno funcionamiento (Elaboración propia).

### 3.1. Diagrama del Procedimiento experimental

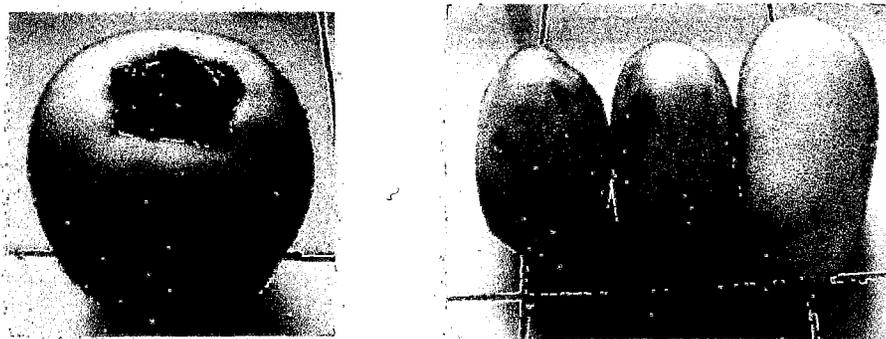
## FLUJOGRAMA



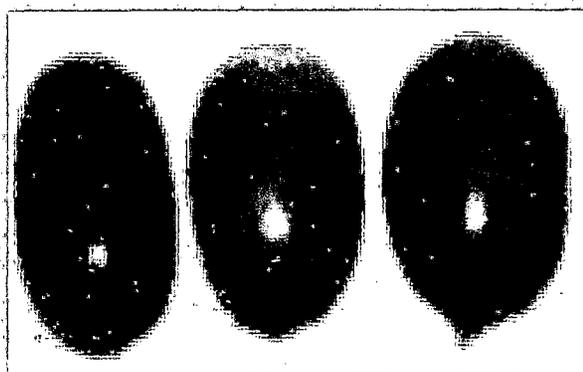
### 3.2. *Procedimiento experimental*

#### 3.2.1. *Identificación de la materia prima*

Las muestras fueron adquiridas en el Mercado Mayorista de Frutas de Lima. Casi toda la parte experimental fue realizada con frutas en estado maduro, color amarillo, tono ligeramente anaranjado, y con un tamaño promedio de 8 cm de altura y 6.6 cm de ancho (ver Figura 19); a excepción de las pruebas de inactivación enzimática, donde fueron usadas frutas con distintos grado de madurez que variaban desde el color verde al anaranjado intenso (ver Figura 20).



**Figura 19.** Coconas usadas en la mayor parte del experimento (Elaboración propia).



**Figura 20.** Cocona en distintos estados de madurez (Da Silva, 1998).

### 3.2.2. *Caracterización físico-química de la materia prima*

La caracterización físico-química de la cocona fue realizada sobre un extracto líquido de la fruta sin escaldar obtenida después de un pelado manual, pulpeado con procesador de alimentos y filtrado rápido con gaza; con la finalidad de disminuir la variación de alguna propiedad como el ácido ascórbico, evitar interferencias de las semillas en la determinación de la viscosidad o en la medición de los grados Brix.

La muestra fue diluida cuando el Método AOAC lo sugería como en el caso de la determinación de la acidez titulable, el ácido ascórbico, y los azúcares reductores.

- **Humedad.**-Mediante uso de estufa al vacío, citado en el Método AOAC 22.013 (1984).
- **Sólidos totales.**- Determinación por diferencia de 100 menos el porcentaje de humedad, mencionado por Mondragón y Rodríguez (2001).
- **Ceniza.**-Mediante uso de mufla, citado en el Método AOAC 22.027 (1984).
- **Densidad.**-Mediante método gravimétrico usando picnómetro.
- **Viscosidad.**-Mediante uso de viscosímetro de Ostwald, según Método AOAC 22.009 (1984).
- **Grados Brix.**-Lectura directa mediante Refractómetro.
- **Azúcares Reductores.**- Mediante titulación usando Fehling A y Fehling B, citado en el Método AOAC 31.034; 31.035; 31.036 (1984).
- **Ácido ascórbico.**-Mediante el método de titulación con 2,6 diclorofenol-indofenol citados en Método AOAC 43.064; 43.065; 43.066; 43.067; 43.068 (1984).

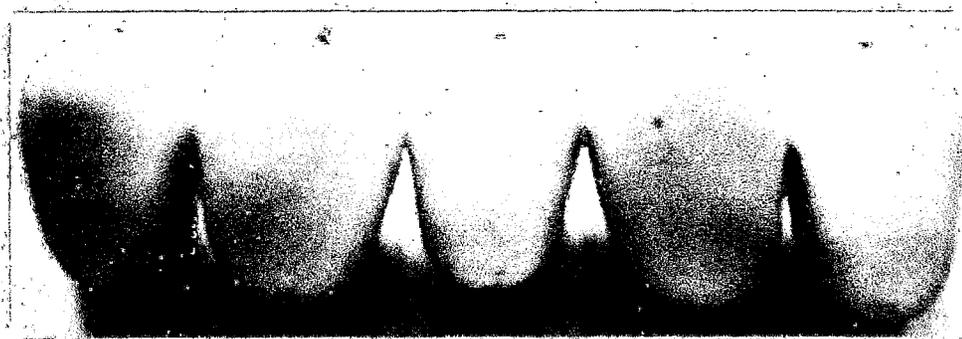
- **Acidez titulable.**-Mediante el método de titulación con NaOH 0.1 N, citado en el Método AOAC 22.058 (1984), expresado en ácido cítrico.
- **pH.**-Medición directa con potenciómetro.

### 3.2.3. *Acondicionamiento de la materia prima antes del ingreso al Liofilizador*

#### *a) Operaciones preliminares*

Las operaciones preliminares consistieron en una selección, limpieza, cortado, escaldado, pelado, pulpeado, y refinado en condiciones de laboratorio.

El criterio de selección de la fruta, tomó en cuenta la ausencia de daño microbiano visible, daño mecánico como partes golpeadas, daño por insectos como gusanos o agujeros que indiquen su posible presencia, tal y como se aprecia en la Figura 21.



**Figura 21.** Muestras seleccionadas para el procesamiento (Elaboración propia).

La limpieza se hizo primero mediante un lavado con agua potable para remover impurezas; una inmersión durante un minuto en una solución con concentración de 20 ppm de lejía (20 ml de lejía en 1 litro de agua), el cual es el mínimo recomendado por Velásquez

(2006) dentro del rango de 20 a 200 ppm de concentración, y finalmente un enjuague nuevamente con agua.

En esta etapa se usó agua a temperatura de ambiente para evitar daño por calor (agua caliente). Además, se aprovechó en sacar con un cuchillo el pedúnculo ubicado en la parte superior del fruto (Figura 22), la cual muchas se desprendían fácilmente durante su lavado.

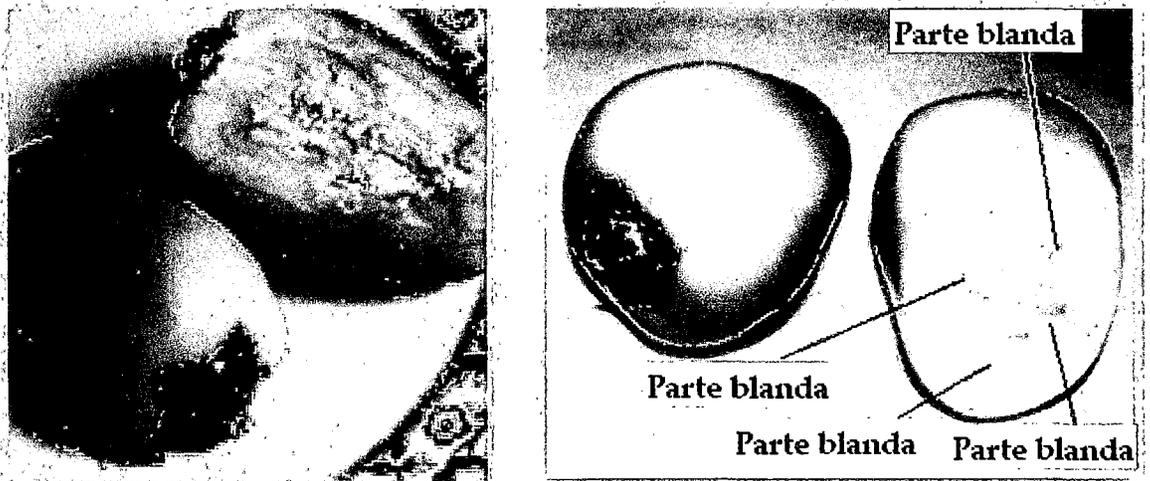


**Figura 22.** Cocona con pedúnculo (Elaboración propia).

Debido a que la fruta contiene enzimas, que producen pardeamiento rápido no era factible pelar y luego escaldar el fruto.

El escaldado en agua caliente debía ser lo más rápido posible para evitar alteraciones. En pruebas iniciales se escaldó la fruta entera, tomando un tiempo de más de 5 minutos, originando un quemado en su superficie externa (presencia de manchas marrones en la cubierta próxima debajo de la cáscara); por consiguiente, se decidió cortar la fruta de manera transversal en rodajas de 1 cm de espesor sin pelar; de esta forma se mantenía la integridad y se reducía al mínimo las pérdidas en el agua de escaldado; el espesor no fue menor para así no desgarrar y perder en demasía la estructura blanda interna durante su manipuleo.

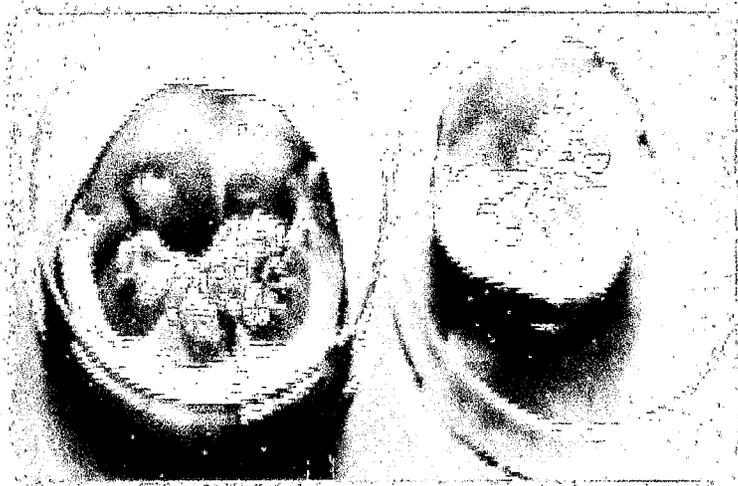
El cortado longitudinal desgarraba la estructura interna de la cocona, puesto que presenta compartimientos parecidos al del tomate con 4 cavidades; donde, la parte blanda contiene numerosas semillas soportadas por una pulpa más gruesa (ver Figura 23).



*Cocona cortada longitudinalmente*

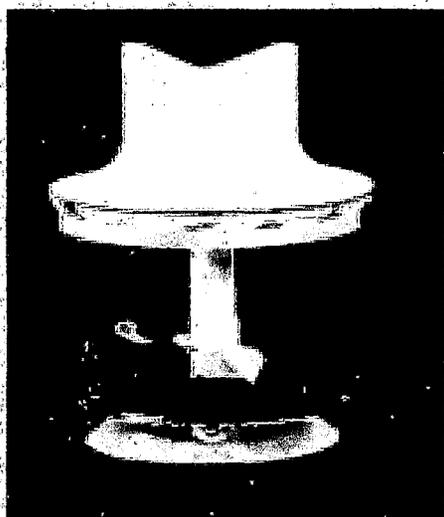
*Cocona cortada transversalmente, observar los compartimientos blandos en el interior*

**Figura 23.** Diferentes cortes realizados en la cocona (Elaboración propia).

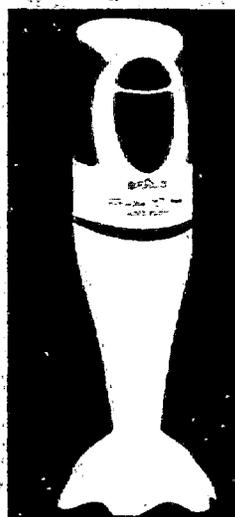


**Figura 24.** Rodajas de cocona escaldadas (Elaboración propia).

El pulpeado se hizo con un procesador de alimentos marca BRAUN de 500 Watts de Potencia (ver Figura 25), sus cuchillas a altas velocidades producían el jugo; primero se usó la cortadora con cuchillas más grandes sobre la pulpa durante cinco minutos, y con el jugo resultante se continuó licuando con el de cuchillas más pequeñas durante unos 5 minutos más para obtener un jugo aún más fino.



*Cortadora hasta partículas gruesas*



*Cortadora hasta partículas más finas*



**Figura 25.** Procesador manual de alimentos usado (<http://www.braun.com/>)

Finalmente, el jugo fue refinado a través de un tamiz de 1 mm de abertura (Número mesh de Tyler =16; Ver Tabla A1.3 del Apéndice 1) para poder separar las semillas remanentes, las cuales tenían un tamaño ligeramente superior; se usó presión manual para disminuir en la mayor parte pérdidas de la pulpa, obteniendo jugo natural que será usado durante la experimentación como se muestra en la Figura 26.

Adicionalmente, después de cada etapa se realizaron pesadas para determinar los rendimientos.



**Figura 26.** Jugo refinado de cocona (Elaboración propia).

***b) Inactivación enzimática de cocona***

Durante la inactivación enzimática de la cocona se obtuvo el tiempo mínimo requerido para inactivar las enzimas en rodajas transversales de 1 cm de espesor de cocona con distintos grados de madurez (referido en el apartado 3.2.3 a), después de ser sumergidas en agua en ebullición (escaldado por agua caliente).

La Prueba de la Peroxidasa (Villar, 1982), fue usada para notar la inactivación de las enzimas en el fruto, se observa una coloración naranja o marrón oscuro en caso se encuentre activa y sin cambio de color en caso contrario.

Se iban sacando las rodajas del agua hirviendo cada 20 segundos, luego se les agregaba 1 ml de Guayacol (orto-metoxicatecol), junto con 2 ml de solución de peróxido de hidrógeno al 10% ( $H_2O_2$ ) sobre la superficie de la rodaja.



**Figura 27.** Prueba de la Peroxidasa sobre cocona sin escaldar  
(Elaboración propia).

***c) Concentración de la muestra en evaporador al vacío***

La concentración de la muestra fue realizada evaporando una parte del agua contenida en el jugo usando temperaturas menores a los 100 °C mediante el uso de un Rotavapor RE 120-BUCHI, que originaba vacío por medio de una de bomba de succión conectada al sistema. Los vapores producidos se condensaban con ayuda de un flujo de agua en un serpentín de enfriamiento.

El jugo de cocona fue concentrado en el rotavapor mencionado, mediante su colocación en un balón de borosilicato conectado a éste. La muestra rotaba a velocidad constante (Velocidad-10 en el equipo), y se encontraba en contacto con un baño de agua de temperatura controlada mediante una resistencia metálica.

En esta etapa, se trabajó con la menor temperatura usando el máximo vacío posible; controlando el tiempo de concentración de la muestra (ver Figura 28).



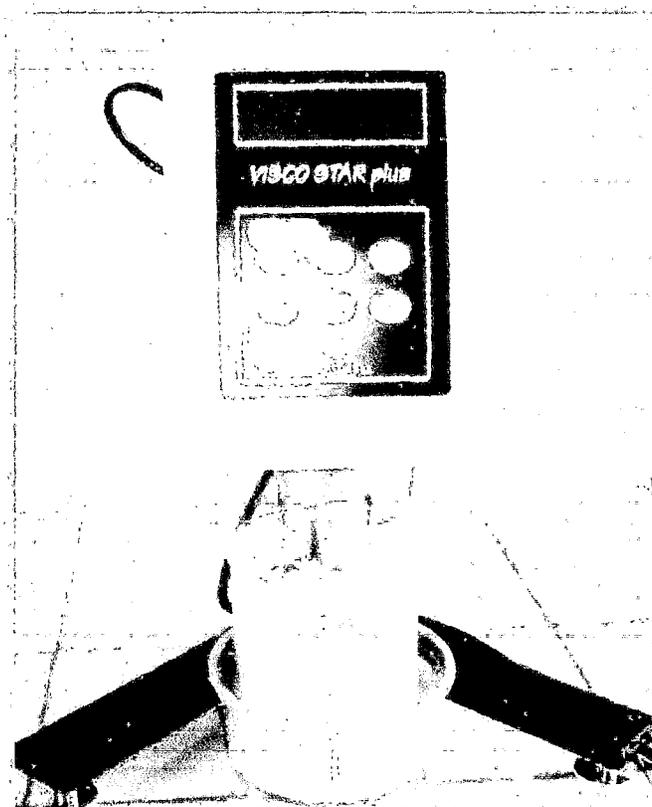
Figura 28. Concentración de la materia prima usando vacío (Elaboración propia).

#### *d) Agregado del encapsulante*

El agregado del encapsulante requirió el uso de un agitador eléctrico después de la adición manual del encapsulante en polvo sobre el concentrado de jugo de cocona obtenido. El mezclado se realizó hasta lograr una completa homogenización, a una frecuencia de giro constante de la hélice del equipo de 830 rpm (revoluciones por minuto).

Los encapsulantes: carboximetilcelulosa, pectina y dextrina; fueron agregados en concentraciones de 0.5, 1.0 y 1.5 % (Rojas y Alegría, 2004) con respecto al peso de la

muestra concentrada para cada uno de ellos; todas las muestras fueron sometidas posteriormente a mediciones de pH, °Brix y viscosidad por recomendación de Delgado (1989), Rojas (1996) y Sotomayor (2000), haciendo uso de Potenciómetro, Refractómetro y Viscosímetro digital respectivamente.



**Figura 29.**Medición de la viscosidad de la muestra concentrada de jugo de cocona con y sin encapsulantes (Elaboración propia).

#### ***3.2.4. Parámetros de operación en las corridas del liofilizador***

Las muestras concentradas con y sin encapsulantes a las concentraciones mencionadas previamente, fueron liofilizadas haciendo uso del Liofilizador marca LIOTOP 101 a las condiciones mostradas en la Tabla 11 para cada corrida.

**Tabla 11.** Condiciones de operación para liofilización de la cocona

<b>Parámetros</b>	<b>Valores</b>
<i>Temperatura de congelación de la muestra a liofilizar.</i>	-20°C
<i>Tiempo de congelación de la muestra a liofilizar.</i>	12 horas.
<i>Temperatura del condensador del liofilizador.</i>	-50°C
<i>Tiempo de congelación del condensador del liofilizador antes de la colocación de la muestra.</i>	30 minutos.
<i>Cantidad de muestra por cada plato dentro del equipo.</i>	120 gr
<i>Densidad de carga.</i>	4.9 kg/m <sup>2</sup>
<i>Tiempo de operación de la liofilización: Primera parte-Sublimación (Primer día).</i>	12 horas.
<i>Tiempo de operación de la liofilización: Segunda parte-Desorción (Segundo día).</i>	12 horas.
<i>Presión de vacío al final de la liofilización.</i>	160 uHg.

(Elaboración Propia)

### 3.2.5. Evaluación del liofilizado del jugo de cocona

#### a) Determinación de la cantidad de agua sublimada de la muestra

La cantidad de agua sublimada se hizo mediante un seguimiento de humedades medidas en la estufa de vacío después de cada etapa; es decir, al inicio como jugo refinado, después de la concentración al vacío, después de la liofilización y en el producto liofilizado molido. El cálculo de humedad se determinó haciendo uso de la expresión:

$$\%H = \left( \frac{P_H - P_S}{P_H} \right) \times 100\%$$

Donde: P<sub>S</sub>= Peso de sólidos totales (g).

P<sub>H</sub>= Peso inicial (g).

%H= Porcentaje de humedad.

### ***b) Evaluación de la velocidad de rehidratación de la muestra***

La velocidad de rehidratación fue evaluada graficando el tiempo en el eje x (abscisas) y el porcentaje de adsorción de agua en el eje y (ordenadas) durante la rehidratación realizada con vapor de agua sobre las distintas muestras liofilizadas, tal y como lo sugieren: Fataccioli (1984), Espinoza (1989), Vásquez (1990), Rojas (1996), Sotomayor (2000), Mondragón et al (2001) y Mandani (2008).

La prueba de rehidratación se realizó colocando las muestras en un ambiente con vapor de agua, que era originada por ebullición.

El objetivo principal del ambiente de rehidratación usado para la obtención de datos fue el de proporcionar vapor saturado de manera constante, así como tratar de mantener las condiciones estables evitando paradas durante las corridas de prueba.

La cámara de rehidratación acoplada estaba compuesta por:

- Un compartimiento compuesto de tres paredes y un techo de Tecnopor (poliestireno expandido); el techo se colocó inclinado para que las gotas que se condensan se deslicen hacia un costado evitando que caigan sobre las muestras; una pared frontal de vidrio para poder detectar algún desperfecto durante la prueba realizada; mientras que la base era de losetas.
- Una cubierta de esponja de aproximadamente 8 cm de espesor colocado debajo del techo para retener las gotas de vapor saturado que quieran caer sobre las muestras liofilizadas.

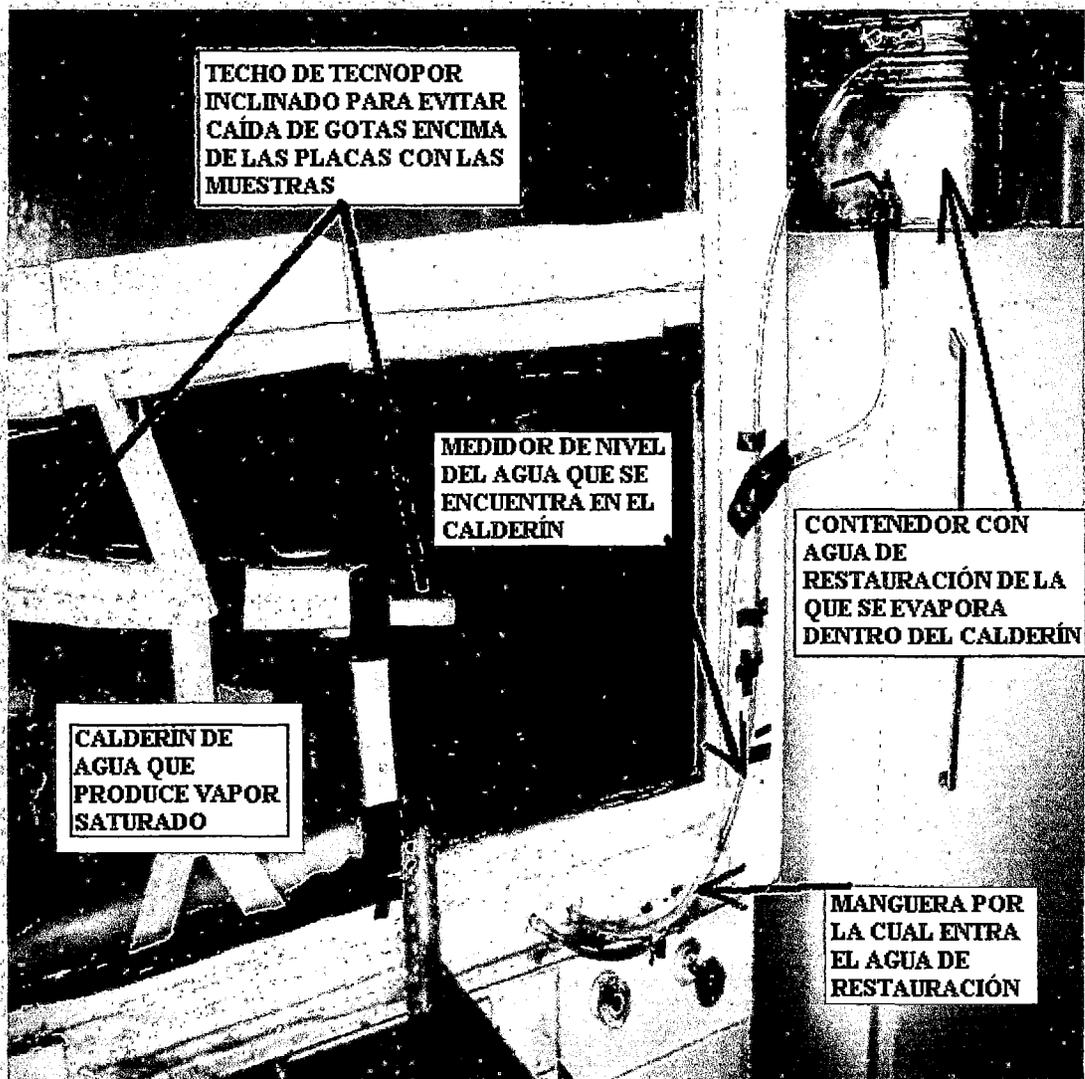
- Un calderín con resistencia metálica, donde se calentaba el agua hasta ebullición para así generar el ambiente de vapor saturado en el interior.
- Dos termómetros para controlar la temperatura; en el interior fue colocado uno digital lo más cercano a las muestras con un display que podía ser visualizado en el exterior, y otro colocado en la ventana de vidrio.
- Una agarradera hecha de cartón grueso (se usó cartón para darle flexibilidad a este dispositivo y evitar de esta forma una ruptura al momento de sacarla por el agujero de salida de la cámara) y envuelta por cinta aislante (para proteger el cartón de la humedad) que sostenía a las 12 placas petri con las muestras liofilizadas, la cual era desplazada dentro y fuera de la cámara por un sistema de hilos acoplados a ésta.
- Una superficie inclinada que empezaba desde el agujero por donde entraban las muestras y que iba subiendo gradualmente permitiendo así subir las muestras y colocarlas lo más cercanas a la altura del nivel de agua que se evaporaba en el calderín.
- Un recipiente con agua fuera de la cámara de rehidratación, que mediante una manguera de 1 cm de grosor reponía el agua que constantemente se iba evaporando en el calderín.
- Una manguera delgada transparente conectada al calderín que se encontraba al interior de la cámara y que a su vez salía de ésta, permitía visualizar el nivel del agua del recipiente durante la prueba; de esta forma se iba restaurando el agua que se consumía por evaporación.



Figura 30. Cámara de rehidratación usada para la obtención de datos (Elaboración propia)

Durante la rehidratación, la temperatura medida en el ambiente fue de 50°C. El porcentaje de adsorción fue determinado con los pesos a distintos tiempos, aplicando la siguiente relación:

$$\% \text{Adsorción} = \frac{\text{Peso acumulado de agua}}{\text{Peso inicial del polvo}} \times 100\%$$



**Figura 31.** Restauración de agua evaporada durante la prueba de Rehidratación

(Elaboración propia)

La influencia del posicionamiento de las muestras dentro del ambiente de rehidratación, fue verificada usando un diseño experimental aleatorio (ver Apéndice 9).

Adicionalmente, se determinaron las solubilidades de las diversas muestras deshidratadas usando el método de Eastman-Moore (Mondragón et al., 2001) para verificar su grado de interacción con el agua.

### ***c) Obtención de la Isotherma de Adsorción***

La Isotherma de Adsorción fue obtenida rehidratando diversas muestras liofilizadas durante distintos tiempos, luego se midieron la humedad y la actividad de agua. La gráfica de la isoterma representaba la actividad de agua ( $a_w$ ) en el eje de las abscisas y la humedad en base seca en el de las ordenadas. Los datos obtenidos fueron ajustados a distintos modelos teóricos para alimentos deshidratados.

La humedad de cada muestra fue determinada haciendo uso de una Balanza de Humedad modelo MX-50 (ver Figura 32); dicho equipo fue programado para brindar la variación del peso en cada instante durante un secado por microondas hasta un valor constante, fue previamente programada a la temperatura más baja permitida de 50°C. Finalmente la humedad expresada en base seca se calculó con la siguiente relación:

$$\frac{\text{Masa de agua}}{100\text{g de materia seca}} = \frac{W_H - W_S}{W_S} \times 100$$

Donde:

$W_H$  = peso húmedo inicial

$W_S$  = peso seco final

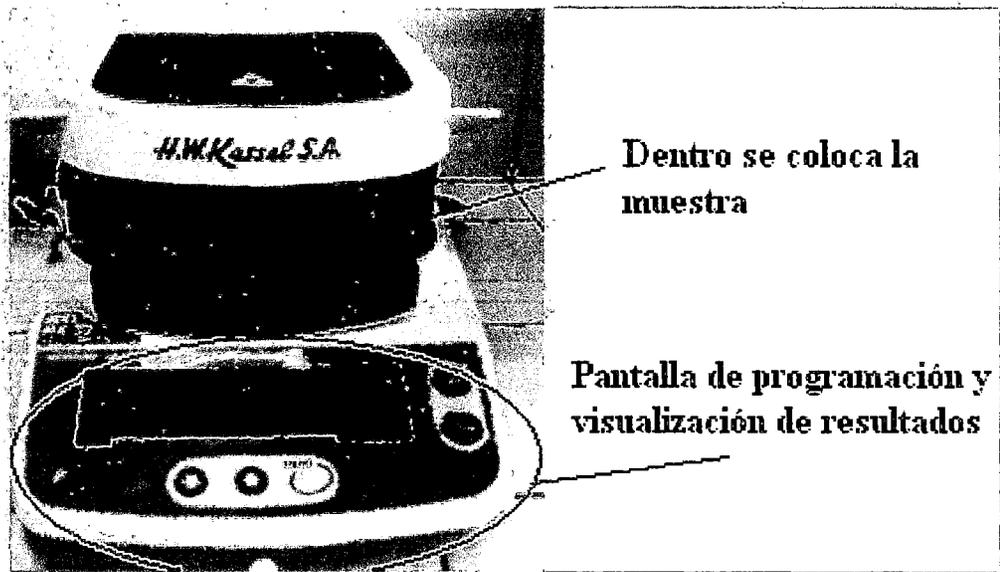


Figura 32. Balanza de humedad usada (Elaboración propia).

La actividad de agua ( $a_w$ ) fue obtenida usando un medidor de dicha propiedad marca AQUALAB Versión 1.5-Decagon Devices (Ver Figura 33); las muestras eran ingresadas en el equipo una a la vez, brindándose dicha propiedad y la temperatura.

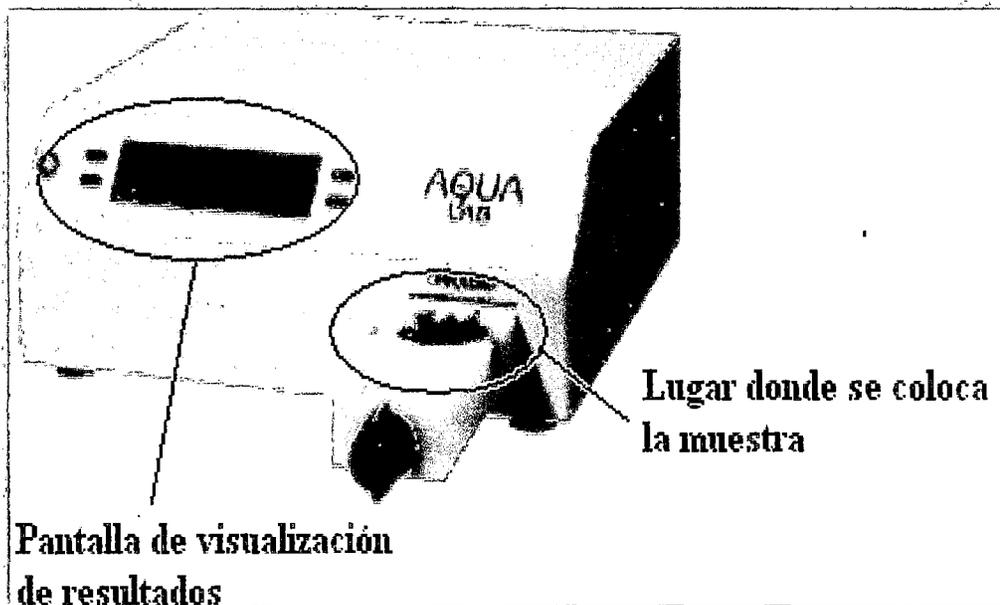


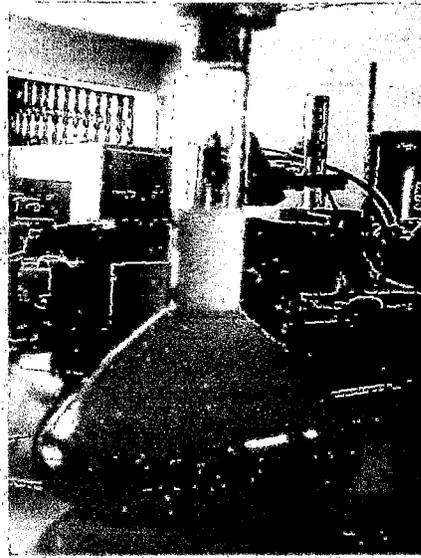
Figura 33. Medidor de actividad de agua usado (Elaboración propia).

### **3.2.6. Evaluación del liofilizado del jugo de cocona reconstituido con agua**

#### **a) Caracterización físico-química del jugo de cocona liofilizado reconstituido con agua**

La caracterización físico-química fue realizada agregando nuevamente el agua extraída durante la concentración y la liofilización; a excepción, de la prueba correspondiente a la determinación de la solubilidad, donde se usó la cantidad de agua citada por el método.

- **Densidad.**-Uso del método gravimétrico con picnómetro.
- **Grados Brix.**-Medición directa con Refractómetro.
- **Azúcares Reductores.**- Mediante el método de titulación, usando soluciones de Fehling A y Fehling B, citado en el método AOAC 31.034; 31.035; 31.036 (1984).
- **Ácido ascórbico.**-Mediante el método de titulación con 2,6 diclorofenol-indofenol, citados en los Métodos AOAC 43.064; 43.065; 43.066; 43.067; 43.068 (1984).
- **Acidez titulable.**-Mediante el método de titulación con NaOH, citado en el Método AOAC 22.058 (1984) y expresado en ácido cítrico.
- **pH.**- Mediante medición directa con potenciómetro digital.
- **Solubilidad.**- Método de Eastman y Moore citado por Ceballos (2008), que consiste en determinar la cantidad de sólidos presentes en 1 gramo de muestra en 100ml de agua destilada agitada y centrifugada después de ser secada en una estufa a 105°C por 5 horas.



**Figura 34.** Muestra de cocona liofilizada reconstituida lista para su análisis  
(Elaboración propia).

***b) Evaluación Sensorial del jugo de cocona liofilizado reconstituido con agua***

La evaluación sensorial del producto liofilizado fue realizada reconstituyendo previamente el contenido de agua que fue retirada durante la concentración y la liofilización. El producto reconstituido fue diluido debido a su acidez (Ureña et al., 1999); la dilución fue en proporción de 1/5 (peso del jugo natural/peso del agua agregada) y se adicionó azúcar hasta llegar a los 13°Brix (Coronado e Hilario, 2001).

La encuesta sensorial fue aplicada sobre diez jueces no entrenados para determinar si existen diferencias significativas en el sabor de las muestras liofilizadas con respecto a una muestra de jugo natural de cocona. Fue establecida una escala de puntajes (Tabla 12) antes de realizar el análisis discriminativo por medio de comparaciones múltiples en la encuesta efectuada (Anzaldúa, 1994; Ureña et al., 1999; y Wittig, 2001).

**Tabla 12.** Calificaciones por escala de diferencias en el análisis sensorial

<b>ESCALA</b>	<b>PUNTAJE</b>
No hay diferencia con patrón	0
Hay diferencia muy leve con patrón	1
Hay diferencia leve con patrón	2
Hay diferencia moderada con patrón	3
Hay diferencia grande con patrón	4
Hay diferencia extremadamente grande con patrón	5

(Wittig, 2001)

***c) Análisis microbiológico del jugo de cocona liofilizado reconstituido***

El análisis microbiológico consistió en el recuento de *Escherichia Coli* (Agar Mac Conkey), *Staphylococcus aureus* (ISO 6888, 9) y Mesófilos Aerobios (ISO 4833, 2003).

## 4. PRESENTACIÓN Y ANÁLISIS DE RESULTADOS

### 4.1. Caracterización físico-química de la cocona

La caracterización físico-química de la cocona fue realizada sobre su extracto, según lo expuesto en el apartado 3.2.2. Los resultados son reportados en la Tabla 13, para luego ser comparados con los proporcionados en la bibliografía.

**Tabla 13.** Resultados de la caracterización físico-química de la cocona

COMPONENTES	VALORES OBTENIDOS			PROMEDIO
Humedad (%)	92.78	92.03	92.35	92.39 ± 0.37
Sólidos totales (%)	-	-	-	7.61.
Ceniza (%)	0.45	0.44	0.53	0.45± 0.05
Densidad a 28°C (g/cm <sup>3</sup> )	1.023	1.027	1.022	1.023±0.002
Viscosidad a 28°C (centipoises)	3.093	3.099	3.060	3.084±0.020
Sólidos Solubles (°Brix)	5.5	5.5	5.5	5.5
Azúcares Reductores (g/100 ml de jugo)	2.65	2.27	1.9	2.28±0.37
Acido ascórbico (mg/100 ml de jugo)	1.00	0.98	0.99	0.99±0.01
Acidez titulable (% en peso) -ácido cítrico	1.37	1.14	1.41	1.31±0.14
pH a 24°C	3.54	3.68	3.84	3.68±0.15

(Elaboración propia)

La determinación de humedad reportó un valor de 92.39 %, encontrándose entre los valores mínimo de 88.50% y máximo de 94.32 reportados por Collazos et al. (1996) y Ozaki et al. (2008) respectivamente; el porcentaje de sólidos es hallado por diferencia con respecto al 100% total.

La cantidad de ceniza hallada fue de 0.45%, la cual es ligeramente menor al reportado por Torres, V. (2010); además, dicho valor se ubica dentro del valor máximo de 0.7%

reportado por Collazos et al. (1996) y el valor mínimo de 0.02% brindado por Ozaki et al. (2008).

La densidad obtenida fue de 1.023 g/cm<sup>3</sup> para un extracto de pulpa de cocona, ubicado entre los valores reportado de 1.04 g/cm<sup>3</sup> por Hurtado (1968:69) y el de 1.004 g/cm<sup>3</sup> dado por Zegarra E. (1971). La cercanía del valor obtenido a la unidad es debido a que la materia prima trabajada contiene más del 90% de humedad.

La viscosidad encontrada fue de 3.084 centipoises a diferencia con el único valor encontrado de 6.2 centipoises por Zegarra (1971), pudiendo deberse a la distinta consistencia de las muestra trabajadas.

La medición sólidos solubles expresado en °Brix dio un valor de 5.5, que fue muy parecido al brindado por Torres, E (1971) y menor que los visualizados en la Tabla 9, dicha variación se debe al grado de madurez de la fruta analizada. Andrade et al. (citado en Da Silva, 1998) agrega que, los sólidos solubles del jugo de cocona se encuentran entre 5 a 8 °Brix.

La cantidad de azúcares reductores determinada fue de 2.28 g/100 ml de jugo, el cual se encuentra en el rango de los valores reportados de 3.9% obtenido por Andrade (citado en Melendrez et al., 2009) y 0.4% reportado por Torres, V (2010).

La cantidad de ácido ascórbico fue de 0.99 mg/100ml de jugo, dicho valor se encuentra por debajo de los valores reportados en la Tabla 9 pudiendo ser causado por el grado de madurez o la muestra trabajada.

La acidez titulable de 1.31 % (w/w-peso/peso) expresada en ácido cítrico, está comprendida entre 0.80 y 3.047 % mencionados por Andrade (citado en Melendrez et al., 2009) y Torres, E. (1971) respectivamente.

La medición pH dio 3.68, el cual fue ligeramente superior a los valores de la Tabla 9 y cercano a 3.41 brindado por Torres (2010).

#### 4.2. *Acondicionamiento de la materia prima antes del ingreso al liofilizador*

##### *a) Operaciones preliminares*

Los rendimientos obtenidos durante las diversas operaciones preliminares, son visualizados en la Tabla 14 (ver Apéndice 1). El cálculo de los rendimientos se determinó haciendo uso de las siguientes relaciones:

- *Rendimiento después del escaldado:*

$$\% \text{Rendimiento (1)} = \left( \frac{P_1 - P_0}{P_0} \right) \times 100\%$$

- 
- *Rendimiento después del pelado*

$$\% \text{Rendimiento (2)} = \left( \frac{P_2 - P_0}{P_0} \right) \times 100\%$$

- 
- *Rendimiento después del pulpeado*

$$\% \text{Rendimiento (3)} = \left( \frac{P_3 - P_0}{P_0} \right) \times 100\%$$

- 
- *Rendimiento después del refinado*

$$\% \text{Rendimiento (4)} = \left( \frac{P_4 - P_0}{P_0} \right) \times 100\%$$

Donde:

$P_0$ = Peso de la muestra inicial sin ningún tratamiento previo.

$P_1$ = Peso de la muestra después de ser escaldada.

$P_2$ = Peso de la muestra después de ser pelada.

$P_3$ = Peso de la muestra después de ser pulpeada.

$P_4$ =Peso de la muestra después de ser refinada.

**Tabla 14.** Rendimientos obtenidos durante las operaciones preliminares

<b>ETAPAS</b>	<b>PROMEDIOS DE 34 DATOS (Apéndice 1)</b>	<b>Coefficiente de Variación</b>
Fruta fresca	100.00%	
Después del escaldado	94.44%	2.43
Después del pelado	77.24%	3.82
Después del pulpeado	70.72%	5.59
Después del refinado	60.25%	5.61

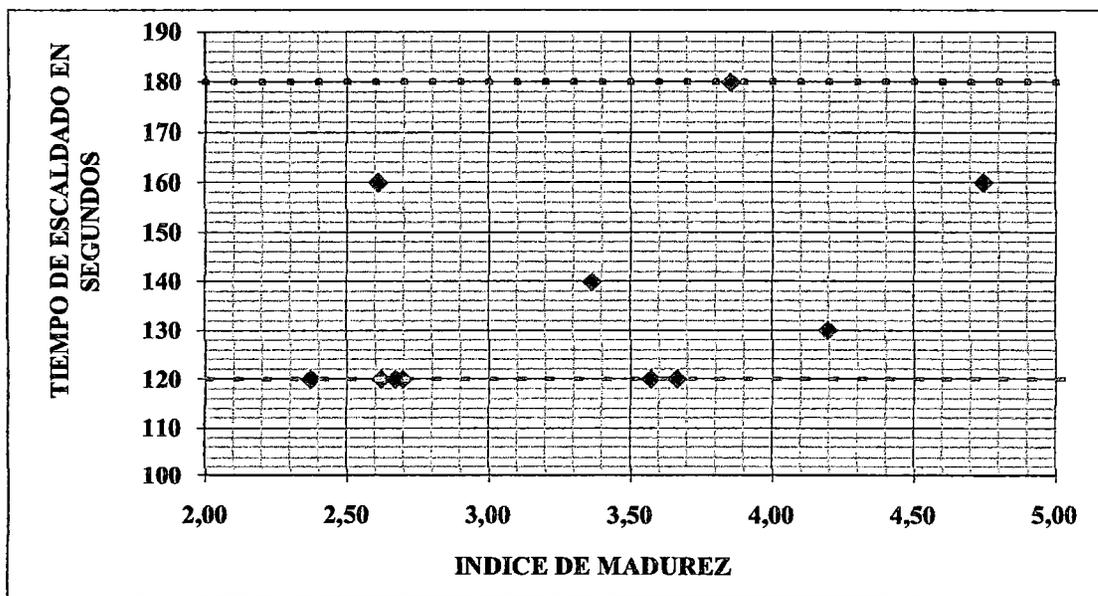
(Elaboración propia)

El rendimiento promedio después del refinado fue cercano al 68% reportado por Paltrinieri (citado en Díaz, 2010).

El cálculo del Coeficiente de Variación porcentual para cada etapa de la operación hasta la obtención de jugo natural indica que no existe variabilidad marcada en el procesamiento realizado, afirmando así que se logró estandarizar el procedimiento realizado (Duncan citado en Mandani, 2008)

#### ***b) Inactivación enzimática de la cocona***

El tiempo de inactivación enzimática de la cocona usando agua en ebullición, fue determinado sobre 10 muestras con distintos grados de madurez (solo en esta determinación a diferencia de los demás apartados) (Ver Apéndice 2). Las diversas pruebas realizadas mostraron que el tiempo de escaldado para rodajas transversales de 1cm de espesor sin pelar está en un rango de 2 a 3 minutos (120-180 segundos).



**Figura 35.** Tiempo de escaldado versus índice de madurez (Elaboración propia)

En base a los resultados obtenidos, se optó por usar tres minutos para el procesamiento para evitar una posible regeneración enzimática, que produce una recuperación parcial de dicha actividad si no se aplica un buen escaldado. La regeneración enzimática ha sido explicada aduciendo que la fracción proteica de la enzima sufre una desnaturalización parcial, si el calor se aplica por un tiempo muy corto; además, se produce una reversión de la proteína a su estado original por recombinación de grupos hidrógenos o sulfhidrilos (Biblioteca Digital de la Universidad de Chile, 2010).

Adicionalmente, se ha registrado que el escaldado de frutos enteros de cocona, sin pelar o cortar, en agua a 75 °C debe realizarse en 15 minutos (Barrera y Oviedo, 2004); dichos valores indican que el procedimiento de aumento de la superficie del fruto mediante cortado, junto con una elevación de temperatura hasta 100°C; proporciona un tiempo de escaldado menor, ubicado entre los 2 y 10 minutos sugeridos por Braverman (1980).

### c) Concentración de la muestra en evaporador al vacío

El equipo de liofilización admitía poca cantidad de muestra; por consiguiente, se evaporó previamente una parte del agua a temperaturas lo más bajas posibles usando un concentrador al vacío, tal como lo explica el apartado 3.2.3 c).

El uso de temperaturas menores a 70°C, durante más de 20 minutos en la experiencia producía un pardeamiento no enzimático notorio, donde el color del jugo cambiaba a uno más oscuro. Por tanto, se decidió fijar la temperatura en el calderín del equipo lo más bajo posible para así aumentar en un 50% el contenido de grados Brix, obteniendo un jugo concentrado según lo indicado en la NTP (Norma Técnica Peruana) 203.110.2009.

La temperatura de la muestra dentro del recipiente durante la concentración al vacío se obtuvo mediante mediciones con termómetro a distintos tiempos.

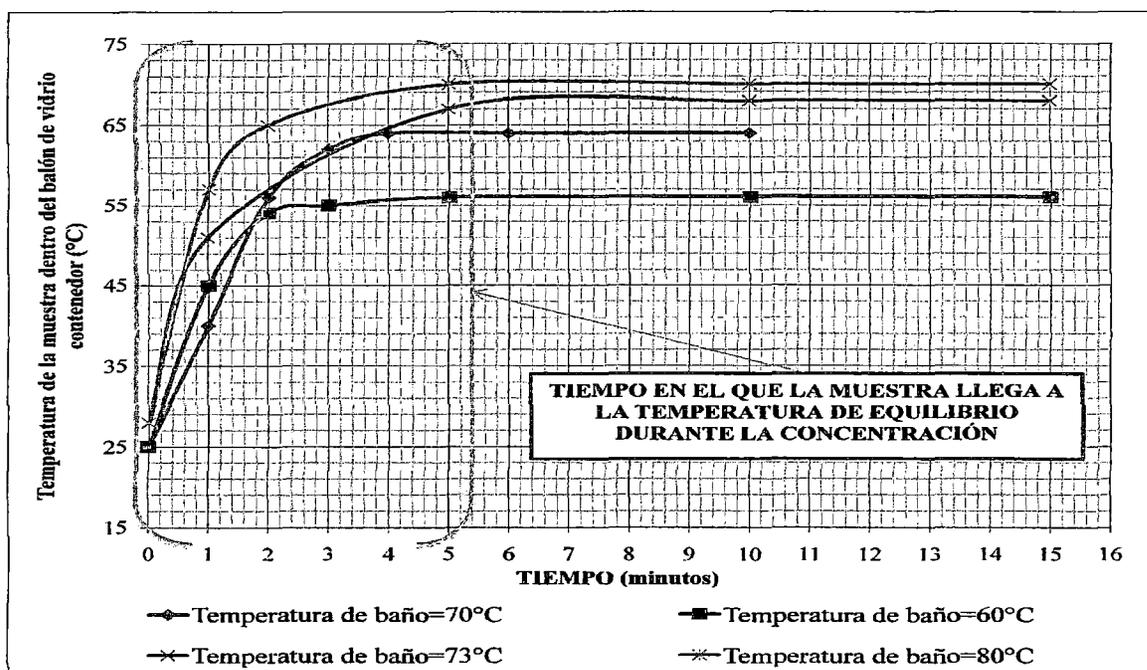


Figura 36. Temperatura de la muestra dentro del concentrador (Elaboración propia)

La figura anterior muestra una diferencia apreciable entre la temperatura de baño y la de la muestra; se llegó a la temperatura constante en menos de 5 minutos especialmente para las trabajadas a menor temperatura. Las condiciones de concentración del jugo natural se muestran a continuación.

**Tabla 15.** Mediciones obtenidas durante la evaporación al vacío del jugo de cocona

<b>PARÁMETROS DE LA EVAPORACIÓN AL VACÍO.</b>	<b>VALORES</b>
Temperatura en la muestra (°C)	51
Presión visualizada en la bomba de vacío (milibar)	-900
Tiempo de concentración (minutos)	15
Jugo de cocona refinado escaldado (°Brix)	5.5-6
Concentrado de jugo de cocona (°Brix)	7.5-8.5

(Elaboración propia)

Como se muestra en la Tabla anterior, la temperatura de evaporación en la muestra alcanzó los 51°C con un presión de vacío de -900 milibar; dichas condiciones de evaporación resultaron ligeramente mayores a las teóricas de agua pura (Callejo, 2002 y Perry, 2008) debido a los sólidos presentes en la solución que hacen más difícil la evaporación conforme aumenta la concentración del jugo (Ver Apéndice 3).

#### ***d) Agregado del encapsulante***

Después del agregado de los encapsulantes, los grados Brix aumentaron en mayor proporción usando dextrina seguida de la pectina y finalmente por el carboximetilcelulosa.

El pH disminuyó ligeramente con la dextrina y la pectina; mientras que, con el carboximetilcelulosa se produce un comportamiento opuesto más notorio.

**Tabla 16.** Variación de los grados Brix y pH del jugo de cocona acondicionado

MUESTRA	°BRIX	pH	T(°C)
Concentrado de jugo de cocona	7.5	3.04	22.6
Concentrado+0.5%dextrina	8.0	3.01	22.6
Concentrado+1.0%dextrina	9.0	3.00	22.5
Concentrado+1.5%dextrina	9.5	2.99	22.5
Concentrado+0.5%pectina	7.5	3.02	22.6
Concentrado+1.0%pectina	8.5	3.00	23.0
Concentrado+1.5%pectina	9.0	2.98	22.7
Concentrado+0.5%carboximetilcelulosa	8.0	3.10	22.5
Concentrado+1.0%carboximetilcelulosa	8.5	3.20	22.6
Concentrado+1.5%carboximetilcelulosa	8.5	3.10	22.6

(Elaboración propia)

Sotomayor (2000) obtuvo un aumento en la cantidad de sólidos solubles, agregando encapsulantes como carboximetilcelulosa, gelatina y dextrina, con mayor efecto en éste último.

La adición dextrina en concentraciones del 1, 1.5, y 2 % sobre Camu Camu sin refinar disminuyó el pH ligeramente. Mandani (2008) también, encontró un aumento de grados Brix de la pulpa de fresa, mientras que al mismo tiempo su pH quedaba invariable al agregar 1% de carboximetilcelulosa.

El efecto del agregado de los distintos encapsulantes se realizó mediante la determinación del porcentaje de variación de la viscosidad con respecto a la inicial sin encapsulante (ver Apéndice 4). Se utilizó la relación que se muestra a continuación:

*Porcentaje de variación de la viscosidad*

$$= \frac{(ve - vc)}{vc} \times 100\%$$

Donde:

ve = viscosidad del concentrado con el encapsulante.

vc = viscosidad del concentrado sin encapsulante (testigo).

Los resultados que se determinaron mediante la relación anterior, se presentan en la Tabla

17.

**Tabla 17.** Variación de la viscosidad debido a los encapsulantes

r.p.m.	DEXTRINA			PECTINA			CARBOXIMETILCELULOSA		
	0.5%	1%	1.5%	0.5%	1%	1.5%	0.5%	1%	1.5%
0.3	3.96%	4.04%	24.57%	15.84%	40.55%	57.06%	27.44%	117.33%	356.32%
0.5	1.32%	8.23%	19.58%	33.41%	54.18%	63.84%	49.09%	142.48%	343.46%
0.6	-0.08%	7.68%	12.50%	33.50%	42.85%	50.92%	47.11%	123.45%	278.98%
1	-6.67%	-7.01%	-3.00%	-0.37%	7.01%	17.84%	25.85%	87.69%	204.87%
1.5	-3.42%	-2.30%	-7.36%	-5.73%	8.21%	18.83%	11.63%	68.32%	183.43%
2	-7.14%	-6.90%	-11.31%	-3.41%	12.02%	20.18%	17.75%	73.83%	175.89%
3	-7.65%	-9.59%	-4.99%	4.88%	20.07%	34.79%	34.76%	100.04%	212.75%
4	-2.08%	3.56%	-4.17%	7.92%	23.82%	46.40%	41.19%	101.82%	223.22%
5	-8.50%	-6.95%	-2.89%	8.54%	25.83%	57.31%	35.51%	93.24%	220.81%
6	-7.80%	-0.47%	-8.74%	10.02%	28.18%	48.14%	37.70%	98.11%	217.69%
10	-6.36%	11.27%	-11.42%	10.81%	38.21%	58.30%	45.75%	110.38%	197.71%
20	11.26%	15.48%	-8.79%	18.34%	47.18%	75.40%	52.16%	123.29%	187.48%
30	-4.29%	-2.84%	-8.46%	13.02%	44.60%	70.91%	54.77%	121.80%	161.95%
50	-8.06%	-5.49%	-11.02%	24.47%	58.76%	98.99%	58.81%	135.49%	173.90%
60	-3.24%	-1.98%	-8.85%	26.55%	65.14%	108.50%	52.85%	130.33%	194.74%
100	-3.20%	-3.30%	-6.34%	31.83%	76.04%	128.20%	52.40%	135.60%	165.00%
200	-4.49%	-2.59%	-7.48%	-	95.67%	152.12%	57.06%	131.82%	101.79%

(Elaboración propia)

Nota: r.p.m.= frecuencia de giro del husillo del viscosímetro, en revoluciones por minuto.

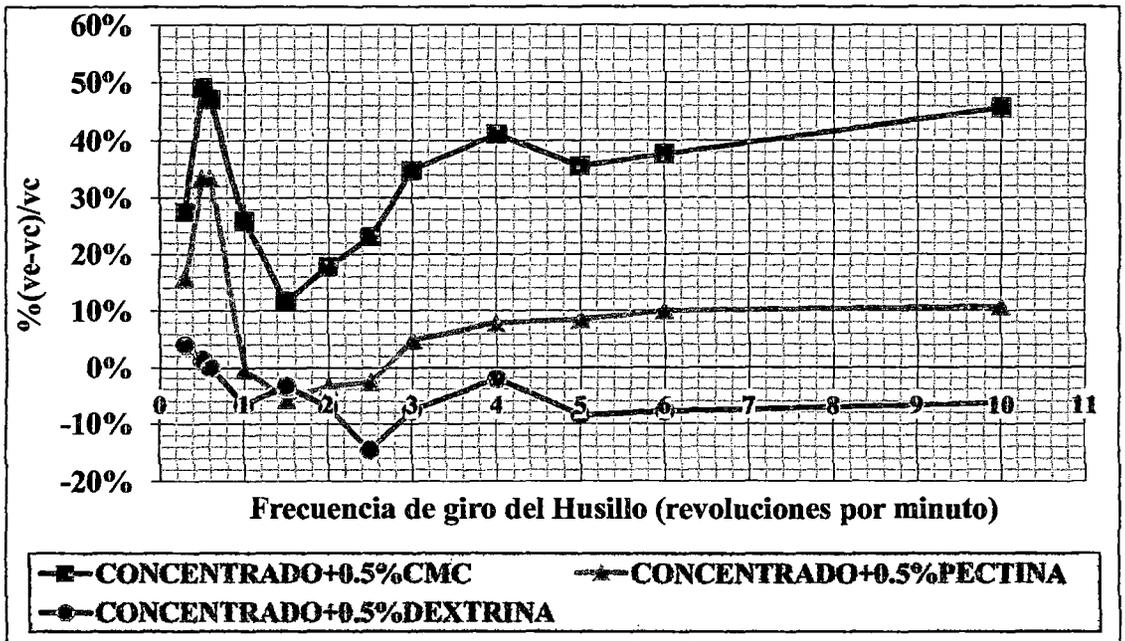


Figura 37. Variación de las viscosidades usando 0.5% de encapsulantes entre 0.3 y 10 r.p.m. de las distintas muestras (Elaboración propia)

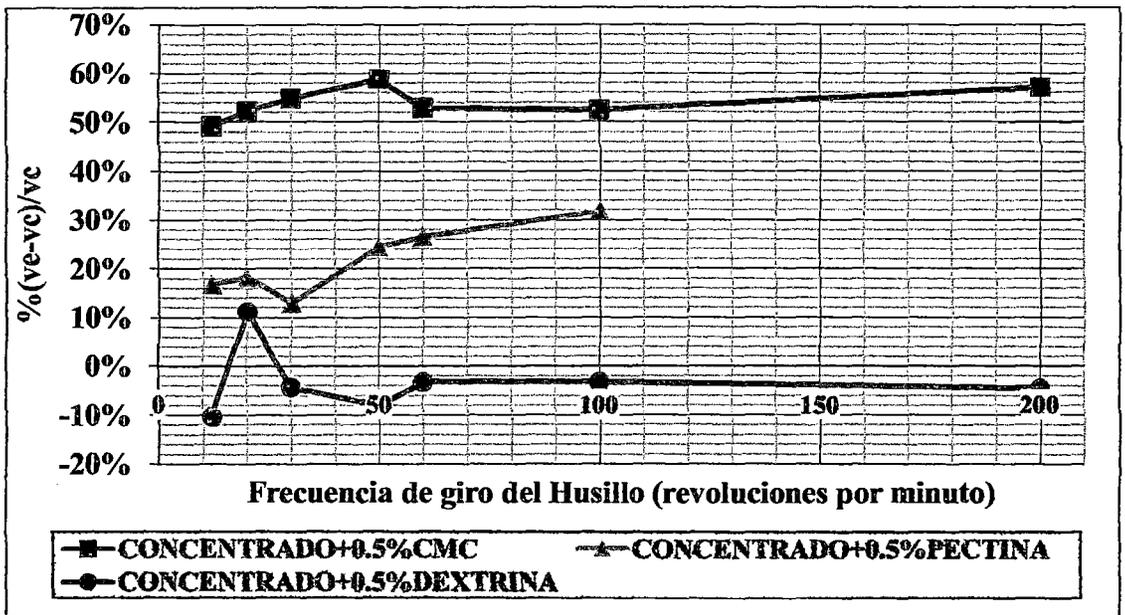


Figura 38. Variación de las viscosidades usando 0.5% de encapsulantes entre 12 y 200 r.p.m. de las distintas muestras (Elaboración propia)

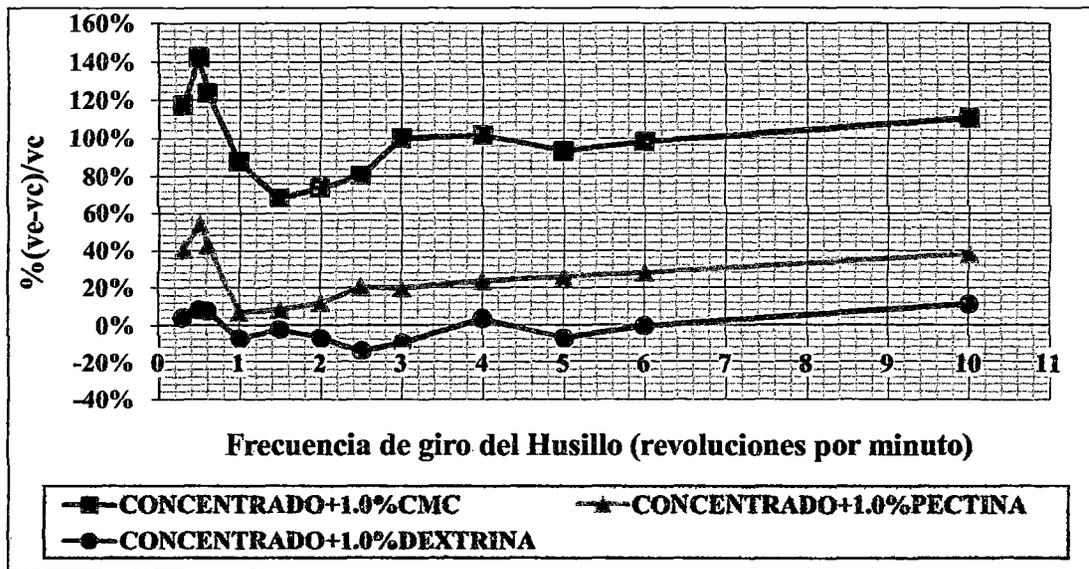


Figura 39. Variación de las viscosidades usando 1% de encapsulantes entre 0.3 y 10 r.p.m. de las distintas muestras (Elaboración propia)

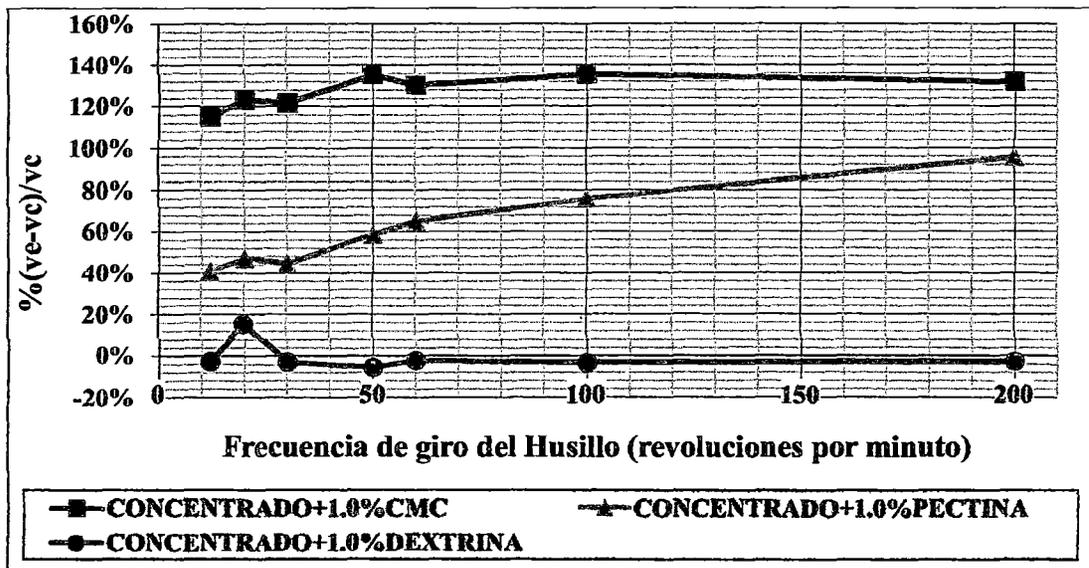


Figura 40. Variación de las viscosidades usando 1% de encapsulantes entre 12 y 200 r.p.m. de las distintas muestras (Elaboración propia)

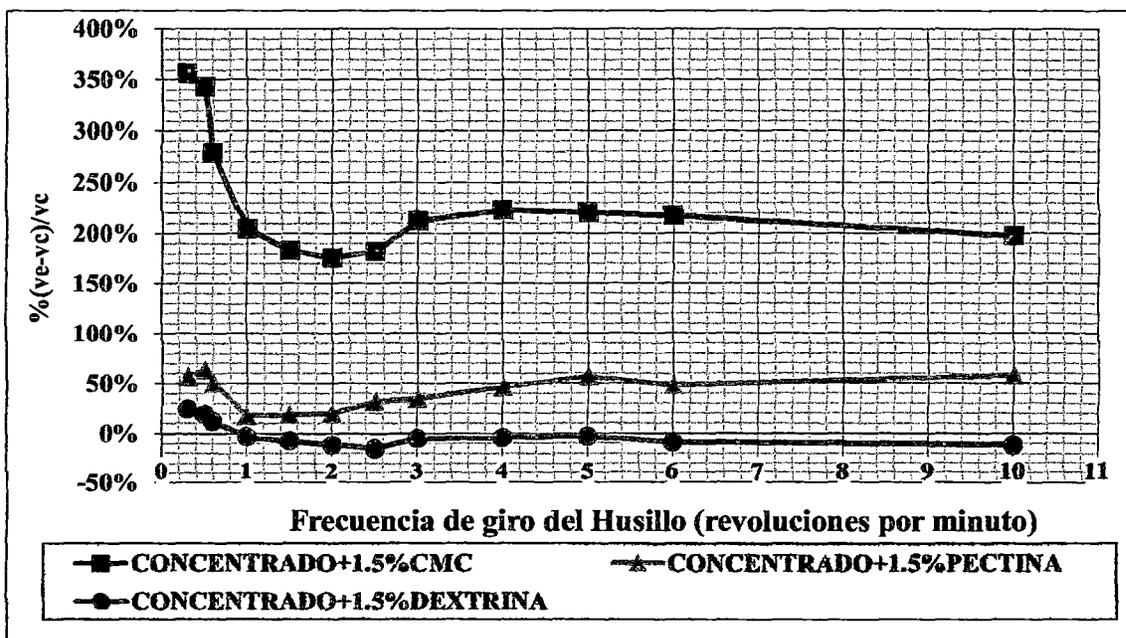


Figura 41. Variación de las viscosidades usando 1.5% de encapsulante entre 0.3 y 10 r.p.m. de las distintas muestras (Elaboración propia)

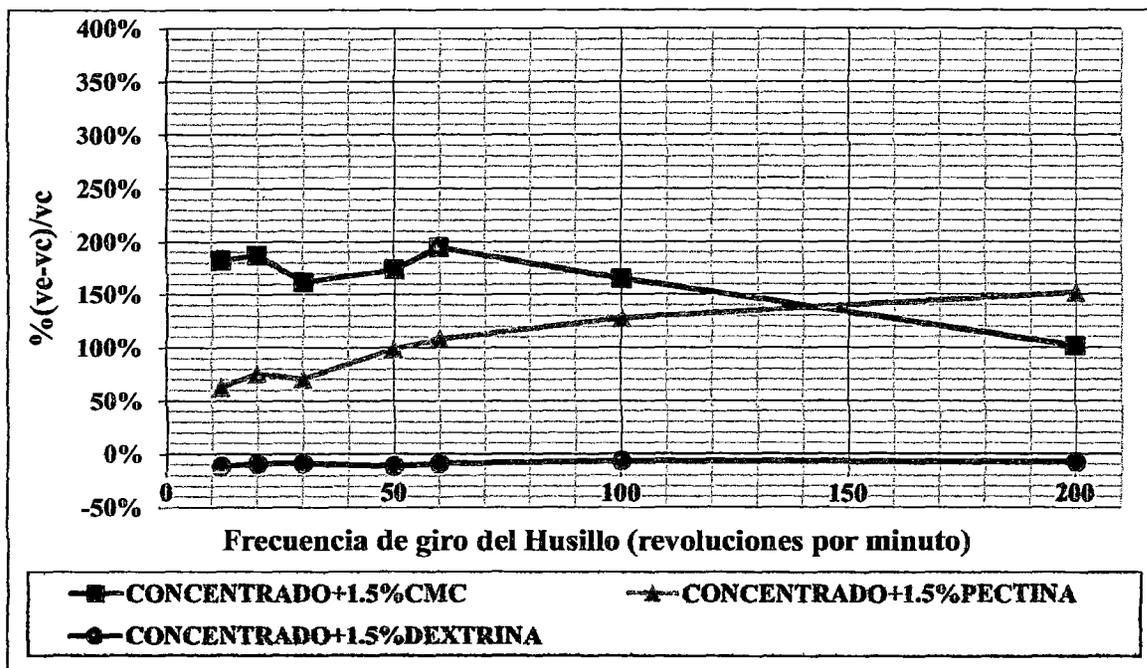


Figura 42. Variación de las viscosidades usando 1.5% de encapsulante entre 12 y 200 r.p.m. de las distintas muestras (Elaboración propia)

La disminución de la viscosidad reportada por el equipo conforme se incrementan las revoluciones por minuto del husillo, es debida al comportamiento aparentemente pseudoplástico de la muestra (ver análisis en el Apéndice 5). Dicho comportamiento es característico en jugos concentrados por la presencia de suspensiones de partículas con un alto factor de forma presentes que interaccionan electrostáticamente entre sí.

Durante la medición del fluido se produce un reordenamiento de partículas que se orienta poco a poco en la dirección del flujo, haciendo que la viscosidad newtoniana equivalente reportada por el equipo disminuya progresivamente (Ariza, 2009).

Pruebas realizadas sobre pulpa de fresa (Rojas, 1996) a 25°C, también mostró una disminución de la viscosidad desde 820 hasta 410 centipoises (cp) cuando se aumentó la frecuencia de giro del viscosímetro desde 2.5 a 10 revoluciones por minuto (r.p.m.).

Las gráficas en las Figuras 35, 36, y 37 muestran, que el carboximetilcelulosa es el encapsulante que más influye en el aumento de la viscosidad, seguido de la Pectina y finalmente por la Dextrina que no aumenta significativamente dicha propiedad con respecto al peso del concentrado.

Sotomayor (2000) registró que existe a 25 °C un incremento en la viscosidad en la pulpa de Camu Camu de 2.12%, 13.98%, y 25.85% con el adiconado de Dextrina al 1, 1.5 y 2% a una frecuencia de giro del husillo del viscosímetro de 50 r.p.m. También se produjo un aumento en la viscosidad de 51%, 56%, y 77% haciendo uso de carboximetilcelulosa al 0.1, 0.2 y 0.3% respectivamente.

### 4.3. Evaluación del liofilizado del jugo de cocona

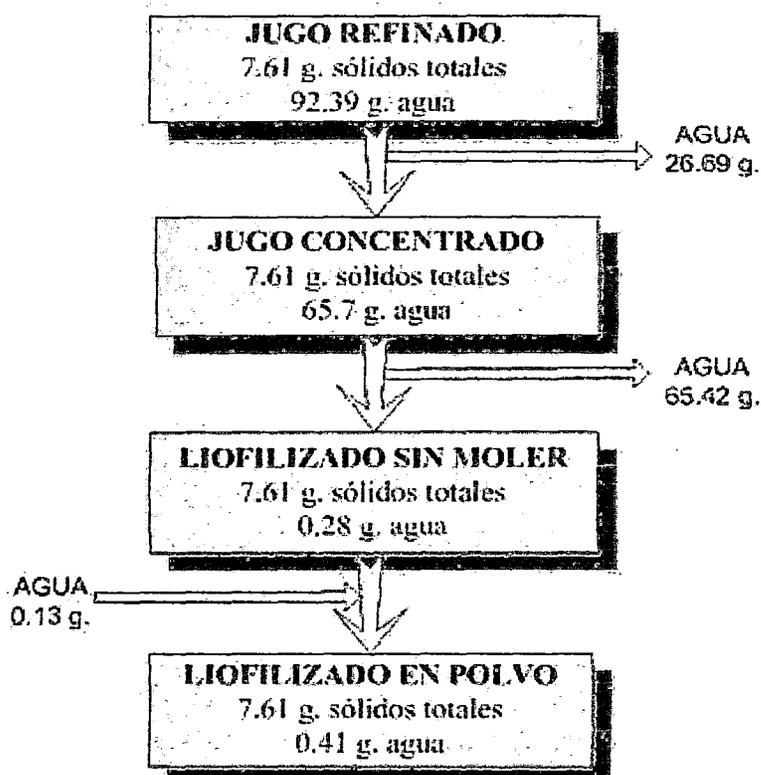
#### a) Determinación de la cantidad de agua sublimada de la muestra

La determinación de humedad durante cada etapa de procesamiento, se presenta en la Tabla 18 y Figura 43.

**Tabla 18.** Seguimiento de humedad de la muestra por etapas

ETAPAS	DATOS			HUMEDAD PROMEDIO (%)
Jugo refinado	92.78	92.03	92.35	92.39±0.38
Jugo concentrado	90.04	89.25	89.56	89.62±0.39
Liofilizado sin moler	3.36	3.70	3.42	3.49±0.18
Liofilizado molido	5.91	4.18	5.12	5.07±0.87

(Elaboración propia)



**Figura 43.** Balance de agua para 100 gramos de jugo inicial (Elaboración propia)

La Figura anterior muestra que partiendo desde una base de cálculo 100 g de jugo inicial de cocona: se evaporó durante la pre-concentración 26.69 g. de agua; 65.42 g. durante la liofilización y finalmente la muestra se rehidrató 0.13 g. durante su molienda obteniendo un producto final con 5.07% de humedad final.

A partir de 100 gramos de peso inicial de jugo refinado es posible obtener polvo liofilizado de cocona que pesaba 8.02 gramos, reduciendo su peso en 91.98% con respecto al inicial (ver Tabla A7.2 del Apéndice 7).

**b) Evaluación de la velocidad de rehidratación de la muestra**

Se realizaron tres experiencias usando 0.5, 1.0 y 1.5% de encapsulantes.

• **Primera Corrida con 0.5% de Encapsulantes**

Esta prueba fue realizada con muestras liofilizadas y molidas del testigo sin encapsulante y las encapsuladas con 0.5% de concentración (ver Apéndice 8).

**Tabla 19.** Porcentaje de adsorción de vapor de agua en la primera rehidratación

TIEMPO (HORAS)	CONCENTRADO			
	TESTIGO	0.5% PECTINA	0.5% CMC	0.5% DEXTRINA
0.00	0	0	0	0
0.08	8.19	8.32	8.56	8.61
0.17	12.89	12.64	13.43	12.95
0.25	18.44	18.79	19.52	18.99
0.33	24.10	24.25	24.79	23.60
0.42	28.10	28.59	29.13	27.41
0.50	32.69	33.90	34.82	32.08
0.67	38.88	40.36	42.76	38.20
0.83	44.47	47.32	50.22	44.29
1.00	52.39	55.71	58.99	52.56

1.50	65.06	68.50	70.27	64.14
2.00	78.79	83.25	83.80	77.14
2.50	87.06	88.17	87.82	83.44
3.00	99.30	100.43	98.47	93.91
3.50	110.68	110.71	108.57	105.59
4.00	119.03	122.21	118.20	114.67
4.50	130.49	134.33	130.34	125.18
5.00	137.80	144.66	138.71	132.39
5.50	148.38	158.04	150.68	142.02
6.00	158.91	171.61	161.90	151.20
6.50	169.82	179.67	168.97	160.28
7.00	180.27	193.98	181.82	170.47
8.50	192.84	214.67	200.11	179.98

(Elaboración propia)

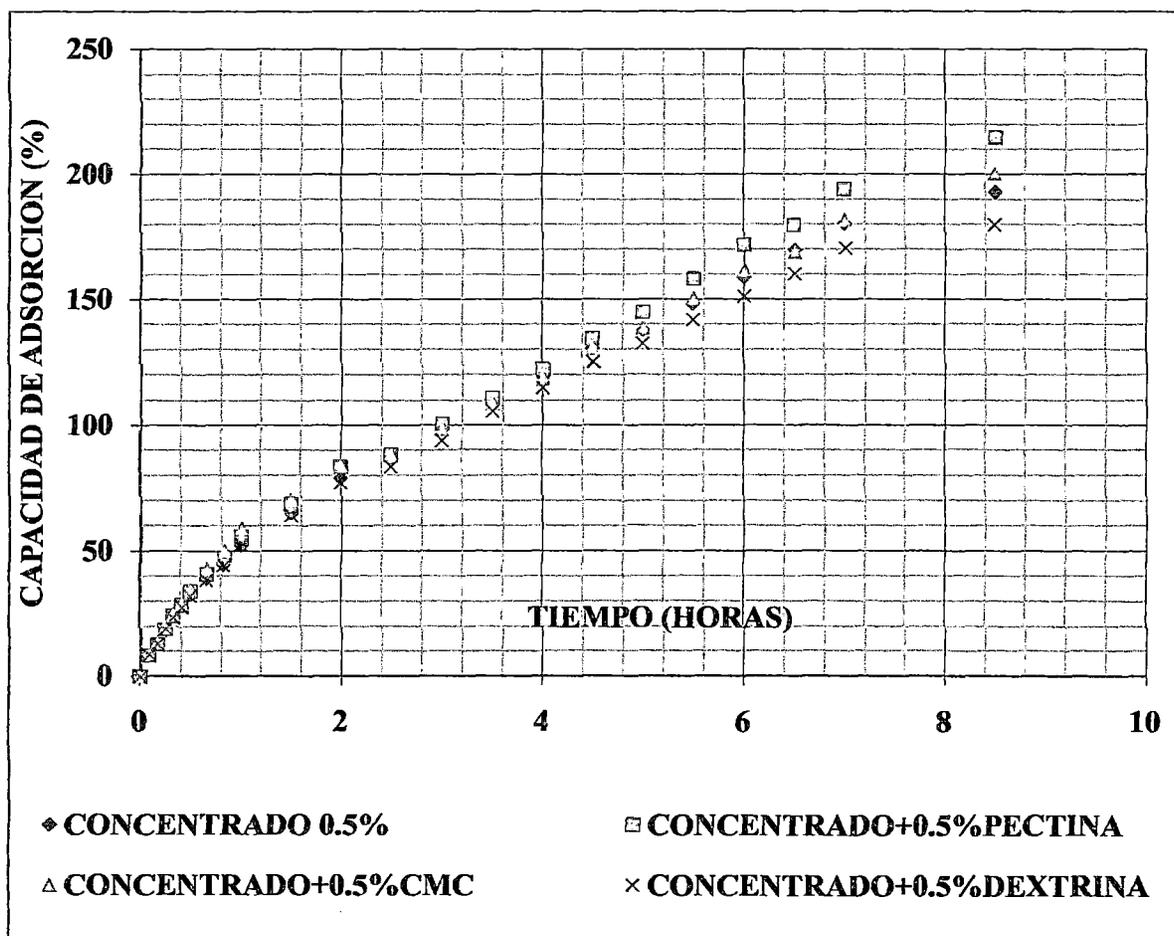


Figura 44. Capacidad de Adsorción en la primera rehidratación (Elaboración propia)

Los resultados de la determinación de las solubilidades de las muestras con 0.5% de encapsulantes se muestran en la Tabla 20.

**Tabla 20.** Solubilidad de muestras con 0.5% de encapsulantes

<b>MUESTRAS (Temperatura: 21°C)</b>	<b>SOLUBILIDAD (%)</b>
TESTIGO (sin encapsulantes)	78.37
CONCENTRADO+ 0.5%CMC	69.54
CONCENTRADO+0.5%PECTINA	75.32
CONCENTRADO+0.5%DEXTRINA	79.30

(Elaboración propia)

- **Segunda corrida con 1.0% de encapsulantes**

Esta prueba fue realizada con muestras liofilizadas y molidas del testigo sin encapsulante con 1.0% de concentración (ver Apéndice 7).

**Tabla 21.** Porcentaje de adsorción de vapor de agua en la segunda rehidratación

<b>TIEMPO (HORAS)</b>	<b>CONCENTRADO</b>			
	<b>TESTIGO</b>	<b>1% PECTINA</b>	<b>1% CMC</b>	<b>1% DEXTRINA</b>
0.00	0.00	0.00	0.00	0.00
0.08	7.72	8.47	7.38	8.18
0.17	13.47	15.10	13.03	14.33
0.25	18.60	21.02	18.47	19.98
0.33	22.82	25.43	22.06	23.69
0.42	27.86	30.56	27.07	28.59
0.50	31.62	34.41	30.46	33.25
0.67	38.89	42.28	38.49	40.68
0.83	45.54	49.86	45.69	46.96
1.00	49.55	54.85	51.51	48.96
1.50	57.32	58.31	52.61	56.58
2.00	65.12	66.82	60.56	63.83
2.50	72.93	75.15	70.13	72.46
3.00	77.89	80.94	76.78	73.59

4.00	90.79	91.87	81.02	91.10
5.00	107.99	105.93	94.76	105.87
6.00	113.69	115.00	99.46	118.68
7.00	132.34	130.11	113.86	137.60
8.00	149.71	144.90	125.45	153.71
9.00	150.38	150.97	125.21	167.48

(Elaboración propia)

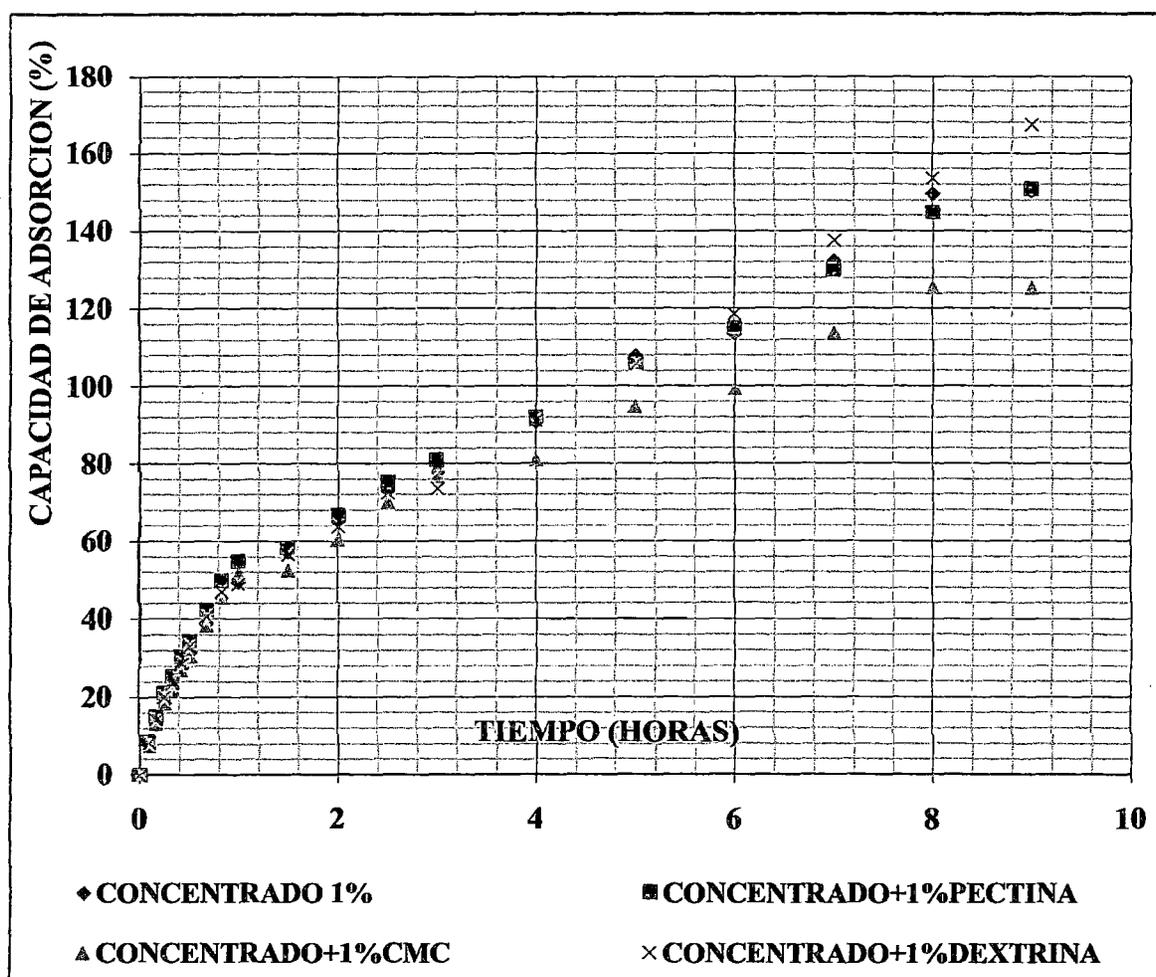


Figura 45. Capacidad de Adsorción en la segunda rehidratación (Elaboración propia)

Los resultados de la determinación de las solubilidades de las muestras con 1.0% de encapsulantes se muestran en la Tabla 22.

**Tabla 22.** Solubilidad de muestras con 1.0% de encapsulantes

<b>MUESTRAS (Temperatura: 22°C)</b>	<b>SOLUBILIDAD (%)</b>
TESTIGO (sin encapsulantes)	84.33
CONCENTRADO+ 1.0%CMC	74.26
CONCENTRADO+1.0%PECTINA	83.46
CONCENTRADO+1.0%DEXTRINA	83.51

(Elaboración propia)

- **Tercera corrida con 1.5% de encapsulantes**

Esta prueba fue realizada con muestras liofilizadas y molidas del testigo sin encapsulante y las encapsuladas con 1.5% de concentración (ver Apéndice 7).

**Tabla 23.** Porcentaje de adsorción de vapor de agua en la tercera rehidratación

<b>TIEMPO (HORAS)</b>	<b>CONCENTRADO</b>			
	<b>TESTIGO</b>	<b>1.5% PECTINA</b>	<b>1.5% CMC</b>	<b>1.5% DEXTRINA</b>
0.00	0.00	0.00	0.00	0.00
0.08	4.52	5.74	6.35	5.25
0.17	9.93	11.31	12.82	11.02
0.25	15.49	16.54	19.15	16.84
0.33	21.62	21.96	23.62	20.92
0.42	28.04	27.62	30.69	26.77
0.50	33.55	33.50	36.29	32.43
0.67	41.39	40.51	43.01	39.88
0.83	48.01	45.42	49.09	46.67
1.00	55.81	50.68	54.78	53.77
1.50	67.11	62.00	65.94	65.17
2.00	76.83	71.25	74.90	73.32
2.50	85.94	80.88	85.05	81.71
3.00	95.31	88.66	93.86	90.57
4.00	106.29	100.08	103.85	100.38
6.00	128.15	122.27	123.97	124.32
7.00	134.63	131.66	134.30	132.05
8.00	145.05	143.65	146.80	143.30
9.00	158.32	158.65	160.22	157.29

(Elaboración propia)

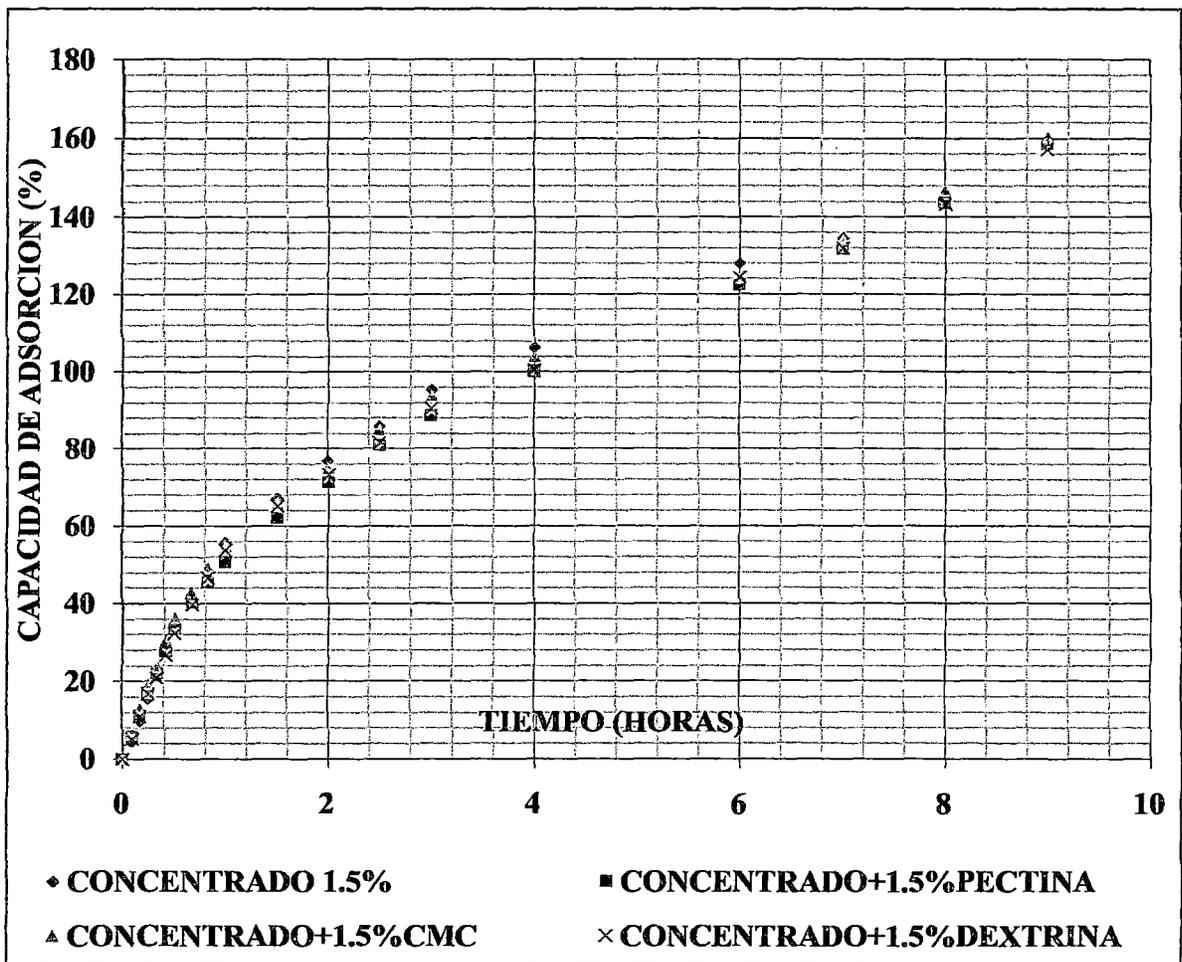


Figura 46. Capacidad de Adsorción en la tercera rehidratación (Elaboración propia)

Los resultados de la determinación de las solubilidades de las muestras con 1.5% de encapsulantes se muestran en la Tabla 24.

Tabla 24. Solubilidad de muestras con 1.5% de encapsulantes

MUESTRAS (Temperatura: 21°C)	SOLUBILIDAD (%)
TESTIGO (sin encapsulantes)	80.21
CONCENTRADO+ 1.5%CMC	67.58
CONCENTRADO+1.5%PECTINA	79.33
CONCENTRADO+1.5%DEXTRINA	81.37

(Elaboración propia)

Un análisis de varianza por Bloques Aleatorizados realizado sobre los datos obtenidos (ver Apéndice 9), indica que no existe una diferencia significativa entre puntos de la curva por la influencia de encapsulantes. Sin embargo, se aprecia que en las Figuras 39 y 40 existe un ligero incremento en la capacidad de adsorción de las muestras liofilizadas con dextrina y la pectina a concentraciones de 0.5% y 1.0% respectivamente.

Las gráficas muestran que se llegó a un valor máximo de 214.67% en la primera corrida usando pectina al 0.5% después de 8.5 horas a una temperatura de 50 °C.

Sotomayor (2000), determinó que la capacidad de adsorción en Camu Camu liofilizado en un ambiente de 100% de humedad y temperatura de 25°C alcanzó valores de 61% para muestra no encapsulada, 55% para muestra con 1.5% de gelatina, 53% para muestra con 0.3% de carboximetilcelulosa y 51% con 1.5% de Dextrina al cabo de 50 horas.

Rojas(1996), encontró que el carboximetilcelulosa era el de menor capacidad de adsorción de agua durante liofilización de fresa; reportó capacidades de adsorción de 53% para muestra sin encapsulante, 38% para fresa con 2% de dextrina, y 33% para fresa con 1% de carboximetilcelulosa pasadas las 20 horas a temperatura de ambiente.

Mondragón (2001), reportó valores finales de adsorción de gel de sábila liofilizado de 153.20%, 156.8%, 162% a 20°C, 60°C y 100°C en tiempos de 3 horas, 3 horas con 20 minutos y 52 minutos respectivamente, existiendo mayor pendiente inicial en las curvas a temperaturas más altas.

Mandani (2008), obtuvo un valor máximo de 86.89% de rehidratación del yacón liofilizado en 51 horas a 25°C.

Los datos procedentes de otros autores fueron mucho más bajos que los valores obtenidos en esta tesis, a causa de las características intrínsecas de cada fruta, la temperatura del ambiente de rehidratación. Sin embargo, se mantuvo presente la tendencia de la curva de adsorción a crecer rápidamente al inicio y más lentamente al final hasta alcanzar un equilibrio.

Las solubilidades presentadas en las Tablas 20, 22 y 24 indican que el carboximetilcelulosa es el menos apto por disminuirle dicha propiedad con respecto a los otros usados.

### c) Obtención de la Isotherma de Adsorción

Las mediciones obtenidas de actividad de agua y humedad en base a 26.44°C del liofilizado de jugo de cocona se presentan a continuación.

**Tabla 25.** Humedad en base seca y actividades de agua del liofilizado

MUESTRA	<i>agua</i>	$a_w$
	<i>100 g. materia seca</i>	
A	7.39	0.429
B	12.25	0.565
C	23.89	0.726
D	28.54	0.782
E	47.88	0.850
F	59.19	0.895
G	68.21	0.911
H	75.44	0.921

(Elaboración propia)

Los datos mostrados fueron ajustados a distintos modelos teóricos (ver Apéndice 10), de los cuales el Modelo de GAB es el más adecuado.

Tabla 26. Ajuste de los datos de la Isoterma de Adsorción a modelos teóricos

ISOTERMA	MODELO	Rango de $a_w$	$r^2$ (obtenidos)
Brunauer-Emmett-Teller BET (1938)	$\frac{a_w}{(1-a_w)W} = \frac{1}{W_1C} + \frac{a_w(C-1)}{W_1C}$ (*)	$a_w \geq 0.45$	0.749086
Freundlich (1926)	$W = A(a_w)^{1/B}$	$a_w < 0.90$	0.951509
Guggenheim-Anderson-De Boer GAB(1966)	$\frac{W}{W_1} = \frac{C_g \times K \times a_w}{(1-K \times a_w)(1+(C_g-1)K \times a_w)}$ (**)	$a_w \leq 0.94$	0.997264
Halsey (1948)	$W = A \times \left(\ln\left(\frac{1}{a_w}\right)\right)^B$	$0.10 < a_w < 0.80$	0.989418
Henderson (1952)	$1 - a_w = \exp(-A \times W^B)$	$0.50 < a_w < 0.95$	0.993721
Iglesias-Chirife (1981)	$W = A \frac{a_w}{(1-a_w)} + B$	-	0.984836
Oswin (1946)	$W = A \times \left(\frac{a_w}{1-a_w}\right)^B$	-	0.995558
Smith (1947)	$W = A - B \ln(1 - a_w)$	$0.50 < a_w < 0.95$	0.974804

Adaptado de Vidal, et al. (1986); Sandoval, et al. (2002)

Nota. A y B son constantes de regresión para los modelos de isotermas; W es el contenido de humedad en base seca (g agua/100 g sólido seco); (\*)  $W_1$  es el contenido de agua en la monocapa (g agua/100g sólidos secos); C constante adimensional; (\*\*)  $C_g$  es la constante de Guggenheim característica del producto relacionado con el calor de adsorción de la monocapa y K es la constante correctiva que describe las propiedades de adsorción de agua más allá de la monocapa.

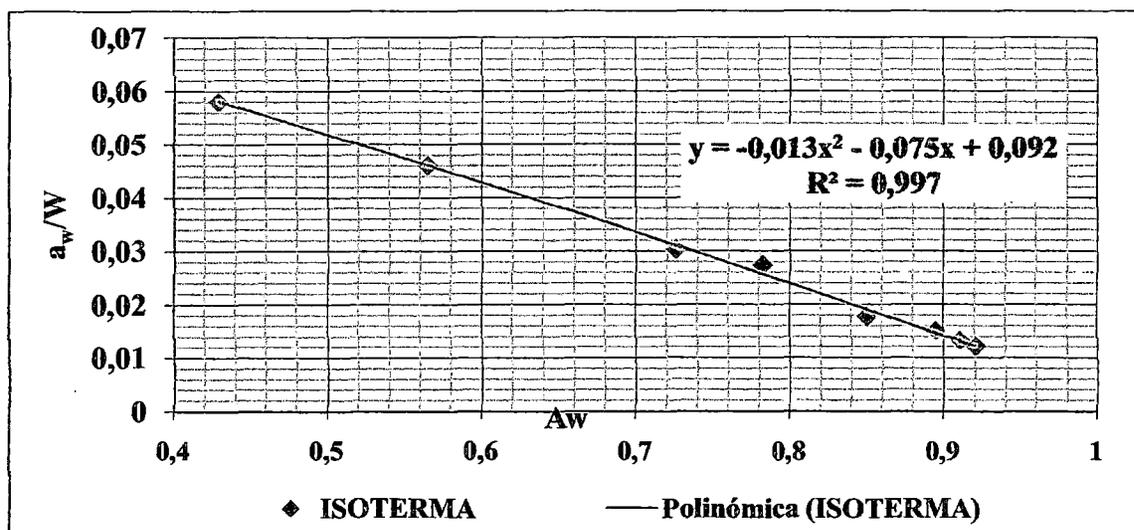


Figura 47. Ajuste parabólico para obtener los coeficientes de GAB (Elaboración propia)

El modelo GAB se ajusta mucho mejor que el BET y otros presentados, puesto que en un mayor rango de actividad de agua los fenómenos que describen mayoritariamente las interacciones del agua en el alimento no son de sorción, sino mas bien del tipo soluto-solvente (Basilio, 2004). Además, una segunda capa de sorción de moléculas de adsorbato (agua) requiere de una constante k que hace más precisa el ajuste (Viades, 2010).

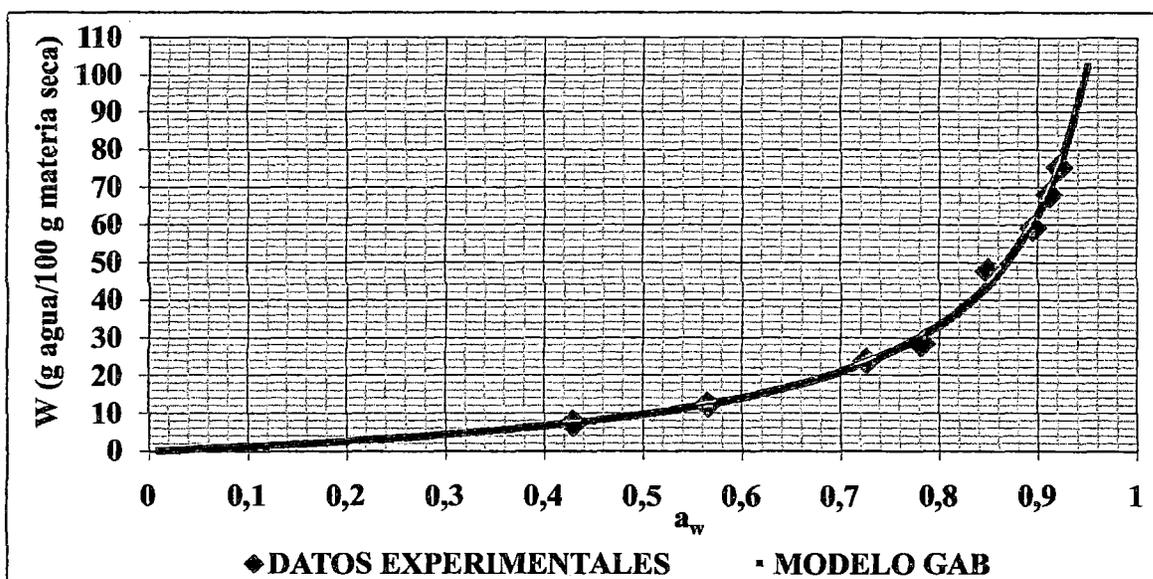


Figura 48. Isoterma de Adsorción y su ajuste a modelo GAB a 26.44°C

(Elaboración propia)

Las constantes positivas del Modelo GAB (ver sección 10A.9 del Apéndice 10) son las siguientes:

Tabla 27. Constantes del modelo GAB

Constantes	Valores
$C_g$	1.1570
$k$	0.9606
$W_1$ (g agua/100 g materia seca)	9.6979

(Elaboración propia)

La curva mostrada en la Figura 48 mostró una Forma del Tipo III (ver Anexo5) al igual que la obtenida por Vicente (2007) para corteza de limón deshidratado; dicha curva es característica de productos que absorben cantidades de agua relativamente pequeñas a baja actividades de agua y aumentan considerablemente su adsorción de agua a valores altos de humedad relativa (Sandoval, et al., 2010).

La Tabla 27 muestra que el valor de la monocapa es  $9.6979 \text{ g agua}/100\text{g de materia seca}$ , que corresponde a una actividad de agua de 0.50, dicho valor indica el liofilizado de cocona debe estar alrededor del 9.70% en un ambiente de humedad relativa del 50% para que una mejor estabilidad durante su almacenamiento. El valor de la humedad en la monocapa ( $W_1$ ) fue menor que 10 g agua/100 g materia seca, lo cual estuvo conforme para alimentos según Van Der Berg y Bruin (1981, citado en Mandani, 2008).

La humedad de la monocapa (gramos/100 gr de materia seca) es mayor que 8.41 a 25°C para fresa atomizada (Rojas, 1996); 9.60 para maíz morado atomizado a 25°C (Delgado, 1989); 7.5 para jugo de maracuyá liofilizado con 2% de carboximetilcelulosa a 25°C (Fataccioli, 1984); 5.15 para algarrobo deshidratado a 25°C (Basilio, 2004).

La humedad en la monocapa (gramos/100 gr de materia seca) es menor que 12.85 para liofilizado de guanábana a 30°C (Ceballos, 2008), 13.93 para cereal de maíz a 25°C (Pietro, 2006).

Las diferencias se pueden atribuir a la cinética de adsorción de agua del alimento deshidratado, su humedad residual, el método de secado, propiedades de la masa, o temperatura. Asimismo García, et al. (2006) encontró que los valores de la monocapa están directamente relacionados con su contenido de azúcares simples.

#### 4.4. Evaluación del liofilizado del jugo de cocona reconstituido

##### a) Caracterización físico-química del jugo de cocona liofilizado reconstituido

Las características del liofilizado de jugo de cocona reconstituido se muestran en la siguiente Tabla.

**Tabla 28.** Características químicas del jugo liofilizado reconstituido

CARACTERÍSTICAS	VALORES OBTENIDOS			RESULTADOS
Densidad (g/cm <sup>3</sup> ) a 27°C	1.026	1.030	1.028	1.028±0.002
Sólidos Solubles (°Brix)	5.0	5.0	5.0	5.0
Azúcares Reductores (g/100 ml de jugo)	1.34	1.45	1.57	1.46±0.12
Ácido ascórbico (mg/100 ml de jugo)	1.30	1.25	1.29	1.28±0.03
Acidez titulable (% en peso) -ácido cítrico	1.63	1.57	1.53	1.58±0.05
pH a 20.2°C	3.28	3.29	3.31	3.29±0.02
Solubilidad % a 22°C (mediana)	-	-	-	84.33

(Elaboración propia)

El jugo reconstituido procedente del liofilizado de cocona, mostró pocas diferencias con respecto a su densidad por ser el agua agregada en una proporción grande; los sólidos solubles disminuyeron 0.5 grados Brix con respecto a la muestra de jugo de cocona natural debido a que la solubilidad no fue del 100% según la tabla anteriormente mostrada.

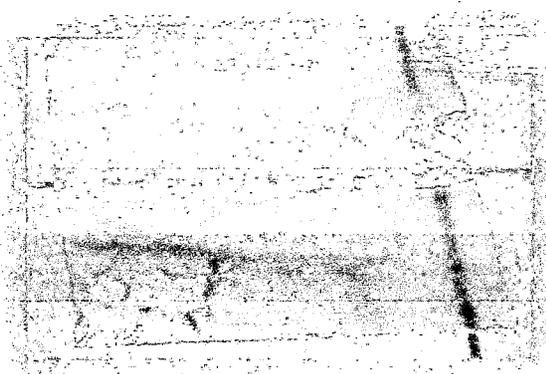
La cantidad de azúcares reductores disminuyó con respecto a la muestra inicial debido al daño térmico durante la evaporación al vacío

El contenido de ácido ascórbico es pequeño, con un valor similar al presentado al inicio como jugo natural.

La acidez titulable expresada en contenido de ácido cítrico aumentó en 20.6% con respecto a la muestra de jugo natural.

La medición de pH a 20.2°C fue menor con respecto a los 3.68 (24.0°C) del dato inicial.

La solubilidad del liofilizado de cocona se encuentra en el rango de valores obtenidos para la guanábana liofilizada, los cuales alcanzaba el 85.8% (Ceballos, 2008). Los factores que impiden la solubilidad son: una mayor cantidad de fibra no soluble o menor grado de superficies amorfas, puesto que los sólidos amorfos tienen una mayor solubilidad y velocidad de disolución.



**Figura 49.** Liofilizado de jugo de cocona en polvo (Elaboración propia)

#### **b) Evaluación sensorial del jugo de cocona liofilizado reconstituido**

El efecto en el sabor de los liofilizados con encapsulantes, tomando como muestra patrón a un jugo natural, según puntuación dada en la Tabla 12 se muestra en la Tabla 29.

Los puntajes de las distintas muestras, fueron sometidas a un Análisis de Varianza (Córdova, 2006) para afirmar con un 95% de confiabilidad, que los resultados no eran significativamente distintos (ver Apéndice 11).

**Tabla 29.** Resultados obtenidos al realizar la encuesta sensorial

JUECES	A	B	C
1	3	4	4
2	4	3	3
3	2	1	1
4	3	3	3
5	3	3	3
6	3	2	2
7	3	3	3
8	2	2	1
9	3	3	2
10	1	2	2
<b>TOTAL</b>	<b>27</b>	<b>26</b>	<b>24</b>

*Nota.*

*A= Liofilizado de jugo de cocona con 1.5% carboximetilcelulosa.*

*B= Liofilizado de jugo de cocona con 1.5% pectina.*

*C= liofilizado de jugo de cocona con 1.5% dextrina*

(Elaboración propia)

El puntaje promedio de todas las muestras fue de 2.57, que indica que existe una diferencia moderada con respecto al patrón; debido a que no se recircularon los compuestos volátiles eliminados en el agua después de la concentración al vacío.

**c) Análisis microbiológico del jugo de cocona liofilizado reconstituido**

El análisis microbiológico mostró que no existe contaminación importante en el liofilizado de jugo de cocona. Asimismo, la baja actividad de agua en la muestra sirve como un agente que dificulta el crecimiento de microorganismos siempre y cuando se trabaje con higiene.

**Tabla 30.** Análisis microbiológico del liofilizado de cocona

MICROORGANISMO	CONTEO
<i>Escherichia Coli</i>	Ausencia
<i>Staphylococcus aureus</i>	Ausencia
<i>Mesófilos Aerobios</i>	Ausencia

(Elaboración propia)

## 5. CONCLUSIONES

1. El procesamiento de la cocona a nivel laboratorio brindó un rendimiento promedio de 60.25% con respecto al peso inicial de la fruta, usando un escaldado con agua en ebullición durante tres minutos al trabajar con rodajas de 1 cm de espesor sin pelar.
2. La temperatura de 51°C y el tiempo de 15 minutos usados en la concentración al vacío del jugo de cocona produjeron pérdidas en el sabor según lo determinado en el análisis sensorial.
3. El agregado de encapsulantes como carboximetilcelulosa, pectina y dextrina originan ligeros cambios en la cantidad de sólidos solubles y pH; la viscosidad es la más influenciada de todas siendo el carboximetilcelulosa quien más la cambia debido al comportamiento químico que presenta.
4. La liofilización del jugo de cocona previamente concentrado, hizo disminuir la humedad desde 89.62% (concentrado de cocona) hasta 3.49% en promedio, produciéndose una ligera rehidratación durante la molienda, llegando hasta 5.07% de humedad final.
5. Un análisis de varianza al 95% de confiabilidad, indica que no existen diferencias significativas por los encapsulantes en sus cinéticas de rehidratación; sin embargo, se aprecia un incremento visible en las gráficas, cuando se usan concentraciones de 0.5% y 1% de pectina y dextrina respectivamente.

6. El liofilizado de jugo cocona encapsulado con carboximetilcelulosa a las concentraciones de 0.5; 1 y 1.5%, produce menor grado de solubilidad respecto a las pectina, y la dextrina, por lo cual se considera no recomendable su uso.
7. La Isotherma de Adsorción del polvo de cocona liofilizada, mostró un mejor ajuste al usar el modelo Guggenheirn-Anderson-De Boer (GAB), encontrando que su estabilidad teórica es de 9.70% de humedad en base seca en un ambiente de 50% de humedad relativa.
8. Las propiedades físico-químicas evaluadas en el producto liofilizado reconstituido de cocona fueron similares a la del jugo natural.
9. La liofilización se trabajó a temperaturas bajas, a pesar de ello no se presenta contaminación por la baja actividad de agua del producto y a su procesado higiénico.

## **6. RECOMENDACIONES**

1. Se sugiere realizar la determinación de la eficiencia del escaldado químico del fruto de la cocona, el cual no ha sido analizada en esta tesis.
2. Se propone seguir estudios usando otros encapsulantes para ésta u otras frutas que se pretendan liofilizar.
3. Evaluar la cantidad de sustancias volátiles, y vitaminas importantes retenidas después de la liofilización al hacer uso de encapsulantes para complementar el estudio presentado.
4. Elaborar un estudio de liofilización variando condiciones de procesamiento como temperatura de desorción y temperatura de congelamiento antes de la sublimación para encontrar parámetros óptimos específicos para el fruto.
5. Hacer un estudio de la vida útil de la cocona liofilizada, así como las condiciones para su correcto almacenamiento.
6. Realizar un estudio de pre-factibilidad técnico-económica para la implantación de una planta piloto de producción de cocona liofilizada.

## 7. REFERENCIAS

- Andrade, P., Ricardo, D., Vélez, H., Gabriel, I., Arteaga, M., Margarita, R., Díaz, Q., Yolanda, S., Sánchez, S., Saudit, S. (2009). Efecto de la Neutralización y Adición de Edulcorante en las Propiedades Fisicoquímicas, Microbiológicas y Sensoriales del Arequipe de Leche de Búfala. *Revista de la Universidad de Antioquía Medellín*, 16(2), 201-209.
- Anzaldúa A. (1994). *La Evaluación Sensorial de los alimentos en la teoría y la práctica* (1ª.Ed.). (pp. 66-85). Zaragoza, España: Acribia.
- Ariza, M. J. (2009). *Comportamiento reológico de Fluidos Complejos*. Extraído el 17 de Abril de 2010 desde <http://www.ual.es/~mjariza/pract6.pdf>
- Azeez, O. S. (2005). Production of Dextrins from Cassava Starch. *Leonardo Journal of Sciences*, 7, 9-16. Extraído el 20 de Septiembre de 2010 desde [http://ljs.academicdirect.org/A07/09\\_16.pdf](http://ljs.academicdirect.org/A07/09_16.pdf)
- Barbosa, G. y Vega, H. (2000). *Deshidratación de Alimentos* (1ª. Ed.). (pp. 206-218). España: Editorial Acribia S.A.
- Barret, D. M., & Theerakulkait C. (1995). *Quality Indicators in Blanched, Frozen, Stored Vegetables*. Extraído el 1 de Enero del 2010 desde <http://www.fruitandvegetable.ucdavis.edu/files/61505.pdf>
- Basilio, D. (2004). *Sucedáneo del Café a partir de algarroba (Prosopis alba Griseb)*. Tesis Doctoral, Departamento de Tecnología de Alimentos, Universidad Politécnica de Valencia.
- Benavente, J. L., García, J. (1999). *Industrias Agroalimentarias* (1ª. Ed.). (pp. 502-504). España: Editorial Servicio de Publicaciones de la Universidad Politécnica de Valencia.

- Braverman, J. G. S. (1980). *Introducción a la Bioquímica de los Alimentos* (n.d. Ed.). (pp. 146-149, 167, 179, 185). México: Editorial El Manual Moderno.
- Brennan, J.G., Butters J.R., Cowell N.D., y Lilley A.E.V. (1998). *Las operaciones de la Ingeniería de los alimentos* (3ª. Ed.). (pp. 412-418). USA: Aspen Publishers Inc.
- BUCHER-UNIPKIN, (2011). Mills/ Extractor. Extraído el 13 de Junio de 2010 desde <http://www.bucherdrytech.com/html/en/5811.html>
- Callejo, G. (2002). *Ingeniería de la Industria Alimentaria-Volumen 3*. (pp. 202-217). España: Proyecto Editorial Sinteus.
- Calzada, J. (1993). *143 Frutales Nativos* (1ª. Ed.). (pp. 240-242). Lima: Editorial de la Universidad Nacional Agraria La Molina.
- Carbajal, C., y Balcázar, L. (n.d.). Cultivo de Cocona. Extraído el 22 de Mayo de 2010 desde <http://www.iiap.org.pe/publicaciones/CD/documentos/M005.pdf>
- Carvalho, J., Gonçalves, C., Gil, A. M., y Gama F.M. (2007). Production and characterization of a new dextrin based hidrogel. *European Polymer Journal*, 43, 3050-3059. Extraído el día 20 de Septiembre de 2010 desde [http://repositorium.sdum.uminho.pt/bitstream/1822/6737/1/Carvalho\\_J\\_EPJ%5B1%5D.pdf](http://repositorium.sdum.uminho.pt/bitstream/1822/6737/1/Carvalho_J_EPJ%5B1%5D.pdf)
- Ceballos, A. (2008). *Estudio Comparativo de tres sistemas de secado para la producción de un polvo deshidratado de fruta*. Tesis de Maestría, Universidad Nacional de Colombia Sede Manizales.
- Charley H. (2007). *Tecnología de Alimentos-Procesos químicos y físicos en la preparación de alimentos* (1ª. Ed.). (727-729). México: Editorial Limusa.
- Collazos, C., Alvistar E., Vásquez J., Quiroz, A., Herrera N., Robles, N., Arias, M., Viñas E., Urquieta, R., Días, C., Roca, A., Faching, A., y Hernández, E. (1996). *Tablas*

- Peruanas de Composición de Alimentos* (7ª.Ed.). (pp. 37). Lima-Perú: Ministerio de Salud.
- Córdova, M. (2006). *Estadística Aplicada*. (1ª. Ed.). (pp. 367-410). Lima-Perú: Editorial Moshera.
- Coronado, M., y Hilario, R. (2001). *Elaboración de Néctar: Procesamiento de alimentos para pequeñas y Micro empresas Agroindustriales* (1ª. Ed.). (pp. 15-17). Perú: Editorial del Centro de Investigación, Educación y Desarrollo.
- Da Silva D. F. (1998). *Cocona (Solanum sessiliflorum Dunal) Cultivo y Utilización. Tratado de Cooperación Amazónica-Secretaría Pro-Tempore*. (pp.10-20).  
Extraído el 7 de Junio de 2009 desde <http://www.otca.org.br/publicacao/SPT-TCA-VEN-SN%20cocona.pdf>
- Delgado, J. (1989). Ensayos sobre el uso de Microencapsulantes en el secado por Atomización de Concentrado de Maíz Morado (*Zea maíz L.*). Tesis para optar el título de Ingeniero en Industrias Alimentarias, Universidad Nacional Agraria La Molina.
- Desrosier, N. W. (1984). *Elementos de Tecnología de Alimentos* (2ª. Ed.). (pp. 37, 66-69). Traducción México: Compañía Editorial Continental.
- Díaz, J. (2010). *Obtención de cocona (Solanum sessiliflorum Dunal) en Almíbar*. Tesis para optar el título de Ingeniero en Industrias Alimentarias, Universidad Nacional Agraria la Molina.
- Earle, R. (1968). *Las Operaciones Básicas aplicadas a la Tecnología de los Alimentos*. (1ª. Ed.). (pp. 168-170). Zaragoza-España. Editorial Acribia.

- Escobar, F. (2008). *Comportamiento reológico de algunos lípidos en estado de pureza técnica y de sus mezclas*. Tesis en Ingeniería de Alimentos, Universidad Austral de Chile.
- Fataccioli, A. (1984). *Liofilización del jugo de Maracuyá y su comparación con los Métodos de Secado al Vacío y Atomización*. Tesis para optar el título de Ingeniero en Industrias Alimentarias, Universidad Nacional Agraria La Molina.
- Fennema, O., Karel, M., y Lend, D. (1975). *Principles o Food Science Part II-Physical Principles of Food Preservation* (1ª.Ed.).(pp. 359-391). New York-EEUU: Editorial Marcel Dekker Inc.
- Goldblith, S. A., Rey, L., & Rothmary, W. W. (1975). *Freeze Drying and Advanced Technology* (1ª. Ed.). (pp. 730). Londres: Academic Press.
- Gonzales, A. (2007). *Frutales Nativos Amazónicos-Patrimonio alimenticio de la humanidad* (1ª. Ed.). (pp. 13-15). Iquitos: Editorial del Instituto de Investigaciones de la Amazonía Peruana.
- Hilario, R. (2001). *Elaboración de Néctar-Procesamiento de Alimentos para pequeñas y microempresas agroindustriales*. (1ª. Ed.). (pp. 3-9). Centro de Investigación para la Educación y Desarrollo. Perú.
- Hurtado, F. (1968). *Ensayo de Procesamiento de maracuyá (Passiflora Edulis Flavicarpa cocona (Solanum Hyperrhodium)*. Tesis para optar el título de Ingeniero Agrónomo, Universidad Nacional Agraria La Molina-Perú.
- Ibarz, A., Casero, R., Miguelzanz, y Pagán J. (1989). Cinética de pardeamiento no enzimático de concentrado de zumo de pera almacenado a distintas temperaturas. *Revista de Agroquímica y Tecnología de Alimentos*, 29(3), 407-408.

- Izydorczyk, M., Cui, S. W., Wang, Q. (2005). *Polysaccharide Gums: Structures, Functional Properties, and Applications*. Extraído el 20 de Septiembre de 2010 de [http://uqu.edu.sa/files2/tiny\\_mce/plugins/filemanager/files/4300270/1/2/1574\\_C006.pdf](http://uqu.edu.sa/files2/tiny_mce/plugins/filemanager/files/4300270/1/2/1574_C006.pdf)
- Krokida, M. K., Marinos, D. (2002). Rehydration Kinetics of Dehydrated Products. *Proceeding of the 13th International Drying Symposium (IDS' 2002) Beijing, B*, 943-951. Extraído el 10 de Enero de 2010 desde [http://www.engineer.msu.ac.th/CD\\_Conference/conference/IDS2002/PDF/0943.pdf](http://www.engineer.msu.ac.th/CD_Conference/conference/IDS2002/PDF/0943.pdf)
- Larenas, M. (2010). *Modelos en Reología y aplicaciones a fluidos*. Memoria para optar al título de Ingeniero Civil Matemático. Universidad de Chile.
- Linden, G., y Lorient, D. (1994). *Bioquímica Agroindustrial: Revalorización alimentaria de la producción agrícola* (1ª. Ed.).(pp. 289-311). Zaragoza-España: Editorial Acribia S.A.
- Liobras. (2006). Manual de Instrucciones Liofilizador L101. Copia perteneciente Centro Experimental Tecnológico de la Universidad Nacional del Callao.
- Mandani, C. (2008). *Influencia en las Condiciones de Secado por Liofilización del Yacón (Smallanthus sonchifolius Poepp. & Endl)*. Tesis de Maestría, Universidad Nacional Agraria La Molina.
- Martínez, R. (2002). *Caracterización del comportamiento reológico de sopa cream orientada a control de calidad*. Tesis en Ingeniería de Alimentos, Universidad Austral de Chile.

- Marín, E., Lemus, R., Flores, V., y Vega, A. (2006). La Rehidratación de Alimentos Deshidratados. *Revista chilena de nutrición*, 33(3), 527-538. Extraído el 13 de Marzo de 2010 desde [http://www.scielo.cl/scielo.php?pid=S0717-75182006000500009&script=sci\\_abstract](http://www.scielo.cl/scielo.php?pid=S0717-75182006000500009&script=sci_abstract)
- Melendrez, L. A. y Heredia, M. (2009). *Construcción de un deshidratador a base de GLP, para la Solanum sessiliflorum Dunal en la Agroindustria La Gamboina*. Tesis de Grado, Escuela Superior Politécnica de Chimborazo, Riobamba-Ecuador.
- Melgarejo, A. (2002). *Aislamiento y caracterización de 2 virus que infectan la cocona (Solanum Sessiliflorum Dunal)*. Tesis de Maestría, Universidad Nacional Agraria La Molina.
- Millman, M. J., Liapis, A. I., & Marchello, J.M. (1984). Guidelines for the desirable of batch freeze driers during the removal of free water. *Journal of Food Technology*, 19(6), 725- 732.
- Mondragón, K. M., Rodríguez, D. J. (2001) *Liofilización de Gel de Sábila (Aloe Vera)*. Tesis para optar el título de Ingeniero Químico, Universidad Nacional de Trujillo.
- Norma Técnica Peruana NTP 203.110.2009: *Jugos, Néctares y Bebidas de Frutas-Requisitas*. (1ª Ed.),(2009).
- Norma Técnica Peruana NTP ISO 5492 2008. (2008).*Análisis Sensorial*. (1ª. Ed.).
- Norma Técnica de Salud NTS 071- MINS/DIGESA-V.01. (2008). *Norma Sanitaria que establece los criterios microbiológicos de calidad sanitaria e inocuidad para los alimentos y bebidas de consumo humano*. (pp. 20).
- Ojeda, M. (2008). *Comparación de Algunas Propiedades Físicas y Composición Química del Almidón de Piñón (Araucarias Araucana (Mol) K. Koch), Papa (Solanum*

- tuberosum L. ssp. Tuberosum Hawkes*) y Maíz (*Zea mays L.*). Tesis en Ingeniería de Alimentos, Universidad Austral de Chile.
- Ozaki, L., Pantoja, L., Nobuyuki, R., Lopes, J. P., y Barreto, S. (2008).Desenvolvimento e aceitabilidade de geléia dietética de cubiu (*Solanum sessiliflorum* Dunal).*Ciência e Tecnologia de alimento*, 28 (4), 101-107. Extraído el 1 de Enero de 2010 desde [http://www.scielo.br/scielo.php?script=sci\\_arttext&pid=S0101-](http://www.scielo.br/scielo.php?script=sci_arttext&pid=S0101-)
- Pérez, L. E. (2003). *Aplicación de métodos combinados para el control del desarrollo del pardeamiento enzimático en pera (variedad Blanquilla) mínimamente procesada*. Tesis Doctoral, Instituto de Ingeniería de Alimentos para el Desarrollo, Universidad Politécnica de Valencia.
- Perry (2008).*Perry's Chemical Engineers Handbook-Section 2-Physical and Chemical Data* (8th. Ed.). (pp. 48). USA: The McGraw-Hill Companies.
- Pietro, F., Gordillo, A. J., Prieto, J., Gómez, C. A., y Román, A. D. (2006). *Evaluación de las isotermas de sorción en cereal para desayuno*. Extraído el 14 de Septiembre de 2010 desde [http://www.fis.cinvestav.mx/~smcsyv/supyvac/19\\_1/SV1911206.pdf](http://www.fis.cinvestav.mx/~smcsyv/supyvac/19_1/SV1911206.pdf)
- Potter, N. (1978).*La Ciencia de los Alimentos* (1ª. Ed.). (pp. 303). Traducción México: Editorial Harla.
- Rojas, T. (1996).*Influencia del Método de Secado en la Calidad de fresa (Fragaria chiloensis) deshidratada*. Tesis para optar el título de Ingeniero en Industrias Alimentarias. Universidad Nacional Agraria La Molina.
- Rojas, T., Alegría, M. C. (2004).*Influencia de los encapsulantes: goma arábica y dextrina sobre la calidad del camu camu (Myrciaria Dubia) liofilizado*. Extraído el día 11 de Abril de 2010 desde:

[http://www.lamolina.edu.pe/investigacion/investigacion/anales/pdf\\_anales/Vol\\_L\\_XI\\_Arch1.pdf](http://www.lamolina.edu.pe/investigacion/investigacion/anales/pdf_anales/Vol_L_XI_Arch1.pdf)

- Salunkins, D. K. (1974). *Storage, Processing, and Nutritional Quality of Fruits and Vegetables*. (1ª. Ed.). (pp. 63). EEUU: Editorial CRC Press.
- Sandoval, A., Barreiro, J., Tovar, X., & Angueira, M. (2002). Sorption characteristics of fermented cocoa powder (*Theobroma cacao*). *Revista Técnica de Ingeniería de la Universidad de Zulia*, 25(1), 1-7. Extraído el 13 de Septiembre de 2010, desde [http://www.reocities.com/dr\\_jose\\_barreiro/cacao\\_isotherm\\_luz.pdf](http://www.reocities.com/dr_jose_barreiro/cacao_isotherm_luz.pdf)
- Shafiur, M. (2003). *Manual de Conservación de los Alimentos* (1ª.Ed.). (pp. 94, 211-227, 650-652). Zaragoza-España: Editorial Acribia S.A.
- Solorza, A. (1997). *Caracterización reológica de la Goma de Mucilago del Café*. Tesis para optar el título de Ingeniero Agroindustrial, Universidad Autónoma de Chapingo-México.
- Sotomayor, P. G. (2000). *Influencia de los Encapsulantes y las temperaturas de secado en la calidad del Camu-Camu (*Myrciaria dubia*)*. Tesis para optar el título de Ingeniero en Industrias Alimentarias, Universidad Nacional Agraria La Molina.
- Torres, E., (1971). *Ensayos de secado por rociada del jugo de cocona*. Tesis para optar el título de Ingeniero en Industrias Alimentarias, Universidad Nacional Agraria la Molina.
- Torres, V. (2010). *Determinación del Potencial Nutritivo y Funcional de Guayaba (*Psidium guajava* L.), Cocona (*Solanum sessiliflorum* Dunal) y Camu Camu (*Myrciaria dubia* Vaugh)*. Tesis para optar título de Ingeniero Agroindustrial, Escuela Politécnica Nacional de Quito.

- Trujillo, Y., Valencia, W., Durán, O., (2008). *Evaluación de la Influencia del uso de soda cáustica en pelado sobre la calidad física del durazno (Prunus persica L)*. (6<sup>a-1</sup>. Ed.). (pp. 63). Pamplona: Ed. Revista de Ciencias Básicas.
- UNICT (n.d.). Extraído el 11 de Enero de 2010 desde [http://www.fdf.unict.it/arearis/Upload/Doc\\_44/Liofiliz.pdf](http://www.fdf.unict.it/arearis/Upload/Doc_44/Liofiliz.pdf)
- Untiveros, G. S. (2003) Obtención y caracterización de pectinas de alto y bajo metoxilo de la manzana variedad Pachacámac. *Revista de la Sociedad Química del Perú*, 69(3), 155-162. Extraído el 27 de Junio del 2009 desde [http://sisbib.unmsm.edu.pe/bibvirtualdata/publicaciones/rsqp/n3\\_2003/a06.pdf](http://sisbib.unmsm.edu.pe/bibvirtualdata/publicaciones/rsqp/n3_2003/a06.pdf)
- Ureña, M., D'Arrigo, M., y Girón, O. (1999). *Evaluación Sensorial de los Alimentos* (1<sup>a</sup>. Ed.).(pp. 47-48, 70-80). Lima-Perú: Editorial Agraria.
- Vásquez, L. E. (1990). *Estudio comparativo de las características del jugo de Limón sutil (Citrus auratifolia) deshidratado por liofilización y secado al vacío*. Tesis para optar el título de Ingeniero en Industrias Alimentarias, Universidad Nacional Agraria la Molina.
- Velasco, R. J., Luna, W. A., Mera, J. A., y Villalda, H. S. (2008). Producción de Dextrinas a partir de Almidón Natural de Yuca por Ruta Seca en una Agroindustrial Rural. *Información Tecnológica*, 19(2), 15-22. Extraído el 20 de Septiembre de 2010, desde <http://www.scielo.cl/pdf/infotec/v19n2/art03.pdf>
- Viades, J. (2010). *Adsorción de agua en alimentos. Isoterma de adsorción de Guggenheim, Anderson y Boer (GAB)*. Extraído el día 14 de Septiembre de 2010 desde [http://depa.pquim.unam.mx/amyd/archivero/IsotermaGAB\\_5253.pdf](http://depa.pquim.unam.mx/amyd/archivero/IsotermaGAB_5253.pdf)

- Vicente, J. (2007). *Contribución al estudio de la aplicación de Ultrasonidos de Potencia en el secado convectivo de Alimentos*. Tesis Doctoral, Departamento de Tecnología de Alimentos, Universidad Politécnica de Valencia.
- Vidal, D., Gimeno, V., Fito, P. (1986). La actividad del agua en alimentos. *Alimentación, equipos y Tecnología*, Universidad Politécnica de Valencia-España, Septiembre – Octubre.
- Baldósala, P. (2008). *Efecto del escaldado sobre la calidad del puré congelado de palta vc. Hass, cosechada con dos índices de madurez*. Tesis para Licenciatura, Pontificia Universidad Católica de Valparaíso, Quillota-Chile.
- Villar, I. (1982). *Deshidratación comparativa por aire caliente y liofilización de un condimento a bases de muña, huacatay*. Tesis para optar el título de Ingeniero en Industrias Alimentarias, Universidad Nacional Agraria la Molina.
- Wickens, G.E., Haq N., & Day P. (1989). *New Crops for Food an Industry* (1ª.Ed.). (pp. 258). USA: Editorial Chapman and Hall.
- Wittig, E. (2001). *Evaluación sensorial: Una metodología actual para tecnología de alimentos*. Extraído el día 27 de Noviembre de 2009 desde [http://mazinger.sisib.uchile.cl/repositorio/lb/ciencias\\_quimicas\\_y\\_farmaceuticas/wittinge01/index.html](http://mazinger.sisib.uchile.cl/repositorio/lb/ciencias_quimicas_y_farmaceuticas/wittinge01/index.html)
- Yañez, J., Salazar, J. A, Chaires, L., Jiménez, J., Márquez, M., y Ramos, E. G. (2005). *Aplicaciones biotecnológicas de la microencapsulación*. Extraído el día 28 de Junio de 2009 desde [http://www.alimentariaonline.com/\\_microencapsula\\_WSF.pdf](http://www.alimentariaonline.com/_microencapsula_WSF.pdf)
- Yen, G. C. (1987). Influence of Antioxidants on Maillard Browning Reaction in a Casein-Glucose Model System. *Journal of Food Science*, 52, 1115-1116.

# APÉNDICES

**APÉNDICE 1. Rendimientos del procesamiento del jugo de cocona**

**Tabla A1.1. Rendimientos de procesamiento obtenidos**

<b>RENDIMIENTOS (X)</b>				
<b>n</b>	<b>ESCALDADO</b>	<b>PELADO</b>	<b>PULPEADO</b>	<b>REFINADO</b>
1	98.00%	80.33%	68.89%	55.61%
2	98.92%	80.70%	73.60%	63.87%
3	97.92%	80.35%	74.24%	62.61%
4	91.61%	76.73%	68.87%	58.15%
5	95.79%	81.05%	75.84%	63.32%
6	95.14%	75.83%	70.79%	59.92%
7	92.97%	77.09%	71.44%	60.64%
8	93.31%	72.70%	67.15%	58.69%
9	95.04%	77.97%	72.72%	62.24%
10	94.57%	79.37%	73.94%	64.77%
11	94.81%	77.91%	71.01%	56.96%
12	95.42%	75.90%	70.38%	59.40%
13	93.04%	74.54%	68.73%	58.46%
14	92.64%	72.75%	66.88%	58.19%
15	95.45%	78.65%	72.96%	63.35%
16	92.45%	75.85%	70.41%	60.46%
17	93.41%	76.70%	71.93%	59.63%
18	91.05%	75.40%	71.63%	57.98%
19	94.39%	76.54%	72.04%	59.92%
20	92.48%	73.29%	67.58%	55.10%
21	97.27%	82.73%	77.46%	68.00%
22	97.50%	82.75%	73.53%	65.98%
23	93.50%	75.62%	68.62%	58.54%
24	89.81%	72.96%	56.63%	54.24%
<b><math>\bar{x}</math></b>	<b>94.44%</b>	<b>77.24%</b>	<b>70.72%</b>	<b>60.25%</b>

(Elaboración propia)

*Nota.* x= dato,  $\bar{x}$ =Promedio de los rendimientos mostrados; n= número de datos= 24

Se debe considerar previamente lo siguiente:

<b>Varianza</b> $S^2$ $S^2 = \frac{ x - \bar{x} ^2}{n}$	<b>Desviación Típica Estándar</b> $S$ $S = \sqrt{S^2}$	<b>Coficiente de variación %</b> $C.V \%$ $C.V \% = \frac{S}{\bar{x}} \times 100\%$
---	--	---

**Tabla A1.2.** Determinación del coeficiente de variación

<b>Después del:</b>	<b>ESCALDADO</b>	<b>PELADO</b>	<b>PULPEADO</b>	<b>REFINADO</b>
<b>n</b>	$ x - \bar{x} ^2$			
1	0.001269	0.000959	0.000335	0.002153
2	0.002014	0.001198	0.000831	0.001310
3	0.001211	0.000971	0.001241	0.000555
4	0.000800	0.000026	0.000344	0.000440
5	0.000183	0.001453	0.002624	0.000944
6	0.000049	0.000198	0.000001	0.000011
7	0.000214	0.000002	0.000051	0.000015
8	0.000128	0.002063	0.001271	0.000244
9	0.000036	0.000053	0.000402	0.000394
10	0.000002	0.000453	0.001036	0.002044
11	0.000014	0.000045	0.000009	0.001082
12	0.000097	0.000180	0.000011	0.000072
13	0.000194	0.000729	0.000396	0.000322
14	0.000323	0.002017	0.001474	0.000426
15	0.000103	0.000201	0.000501	0.000959
16	0.000393	0.000194	0.000010	0.000004
17	0.000106	0.000029	0.000145	0.000039
18	0.001150	0.000336	0.000083	0.000515
19	0.000000	0.000048	0.000174	0.000011
20	0.000384	0.001555	0.000986	0.002652
21	0.000801	0.003019	0.004548	0.006004
22	0.000938	0.003034	0.000790	0.003282
23	0.000087	0.000261	0.000440	0.000293
24	0.002144	0.001830	0.019851	0.003616
<b>S<sup>2</sup>=</b>	<b>0.000527</b>	<b>0.000869</b>	<b>0.001565</b>	<b>0.001141</b>
<b>C.V. %=</b>	<b>2.43%</b>	<b>3.82%</b>	<b>5.59%</b>	<b>5.61%</b>

(Elaboración propia)

Tabla A1.3. Comparación entre abertura de malla (cuadrada) y el número mesh de los sistemas ASTM, Tyler y British Standard

Abertura en mm	USA standard ASTM E 11-61	Número mesh de Tyler (mesh/in.)	British standard (mesh/in.)
0,037	400	400	—
0,044	325	325	—
0,045	—	—	350
0,053	270	270	300
0,063	230	250	240
0,074	200	200	—
0,075	—	—	200
0,088	170	170	—
0,090	—	—	170
0,105	140	150	150
0,125	120	115	120
0,149	100	100	—
0,150	—	—	100
0,177	80	80	—
0,180	—	—	85
0,210	70	65	72
0,250	60	60	60
0,297	50	48	—
0,300	—	—	52
0,354	45	42	—
0,355	—	—	44
0,420	40	35	35
0,500	35	32	30
0,595	30	28	—
0,600	—	—	25
0,707	25	24	—
0,710	—	—	22
0,841	20	20	—
1,00	18	16	16
1,19	16	14	—
1,20	—	—	14
1,41	14	12	—
1,68	12	10	10
2,00	10	9	8

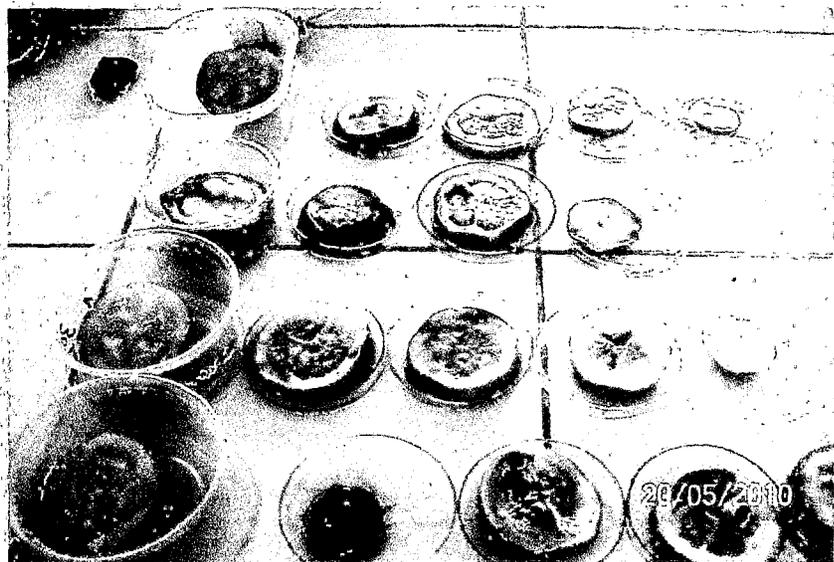
(<http://www.cenunez.com.ar/archivos/55-Enrelacionalostamicenormalizados.pdf>)

**APÉNDICE 2. Inactivación enzimática de la cocona**

**Tabla A2.1.** Tiempo de escaldado de cocona con respecto al índice de madurez.

MUESTRAS		°BRIX	% ACIDO CITRICO	INDICE DE MADUREZ	TIEMPO ESCALDADO (min, seg)	TIEMPO ESCALDADO (segundos)
<b>VERDES</b>	1	5.1	1.95	2.61	2 min, 40 seg	160
	2	4.4	1.20	3.66	2 min	120
	3	4.9	1.87	2.62	2 min	120
	4	5.8	1.72	3.37	2 min, 20 seg	140
<b>LIGERAMENTE VERDES</b>	5	4.6	1.72	2.67	2 min	120
	6	5	1.85	2.70	2 min	120
	7	4.2	1.77	2.37	2 min	120
	8	5.5	1.54	3.57	2 min	120
<b>MADURAS</b>	9	5.5	1.31	4.20	2 min, 10 seg	130
<b>MUY MADURAS</b>	10	5.5	1.43	3.85	3 min	180
	11	6	1.26	4.75	2 min, 40 seg	160

(Elaboración propia)



**Figura A2.1.** Muestras escaldadas a distintos tiempos (Elaboración propia).

*Nota.* Las coloraciones marrones indican tiempo insuficiente (Reacción: Guayacol-H<sub>2</sub>O<sub>2</sub>)

### APÉNDICE 3. Evaporación de agua usando vacío

Callejo (2002, pp.215) proporciona la ecuación de Antoine que permite relacionar la temperatura de ebullición con la presión, en Kelvin en mmHg respectivamente.

$$T_e = \frac{3816.4}{18.3036 - \ln P} + 46.13$$

**Tabla A3.1.** Variación de la temperatura de ebullición debido a la presión del agua pura

Datos obtenidos a partir de la ecuación mostrada					Datos sacados de tabla		
P vista	P.abs	P.absoluta	Temp.	Temp.	T°C	P (Mpa)	P(bar)
mbar	bar	mmHg	K	°C			
0	1.00	760.00	373.15	100.00	100	0.101420	1.033
-800	0.20	152.00	333.52	60.37	60	0.019946	0.203
-810	0.19	144.40	332.41	59.26	58	0.018171	0.185
-820	0.18	136.80	331.25	58.10	56	0.016533	0.169
-830	0.17	129.20	330.04	56.89	55	0.015762	0.161
-840	0.16	121.60	328.77	55.62	54	0.015022	0.153
-850	0.15	114.00	327.42	54.27	53	0.014312	0.146
-860	0.14	106.40	326.00	52.85	52	0.013631	0.139
-870	0.13	98.80	324.49	51.34	51	0.012978	0.132
-880	0.12	91.20	322.87	49.72	50	0.012352	0.126
-890	0.11	83.60	321.14	47.99	49	0.011752	0.120
-900	0.10	76.00	319.26	46.11	48	0.011177	0.114
-910	0.09	68.40	317.22	44.07	47	0.010627	0.108
-920	0.08	60.80	314.97	41.82	46	0.010099	0.103
-930	0.07	53.20	312.46	39.31	45	0.009595	0.098
					44	0.009112	0.093
					42	0.008210	0.084
					40	0.007385	0.075

(Elaboración propia)

(Adaptado del Perry, 2008-Anexo3)

*Nota.* En color verde los valores de presión y temperatura próximos usados experimentalmente.

#### APÉNDICE 4. Medición de viscosidades de las muestras trabajadas

Las viscosidades medidas en el equipo Fungilab Visco Star Plus o llamadas también Viscosidades Newtonianas Equivalentes VNE (Martínez, 2002) del testigo (jugo concentrado sin encapsulante) y las encapsuladas del jugo concentrado (dextrina, pectina y carboximetilcelulosa a concentraciones de 0.5%, 1.0%, 1.5% para cada una de ellas) fueron determinadas usando distintas frecuencias de giro del husillo de medición que fueron de: 0.3, 0.5, 0.6, 1, 1.5, 2, 2.5, 3, 4, 5, 6, 10, 12, 20, 30, 50, 60, 100, y 200 revoluciones por minuto (r.p.m.); además, dicho instrumento tenía un sensor que permitía visualizar la temperatura de trabajo durante las mediciones mencionadas.



**Figura A4.** Viscosímetro rotacional marca VISCO STAR Plus  
(<http://www.sun-way.com.tw/Files/DownloadFile/VISCOSTARPlus.pdf>)

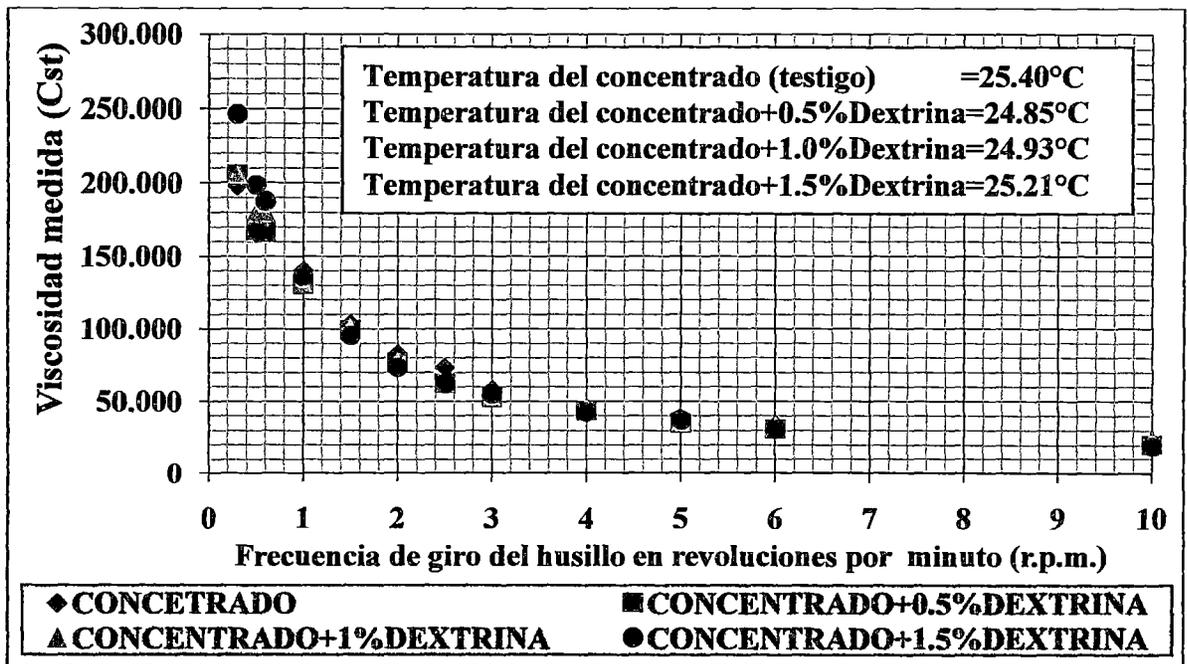


Figura A4.1. Viscosidades de muestras encapsuladas con Dextrina usando concentraciones de 0.5%, 1.0%, y 1.5%; entre 0.3 y 10 r.p.m de giro del husillo del Viscosímetro.

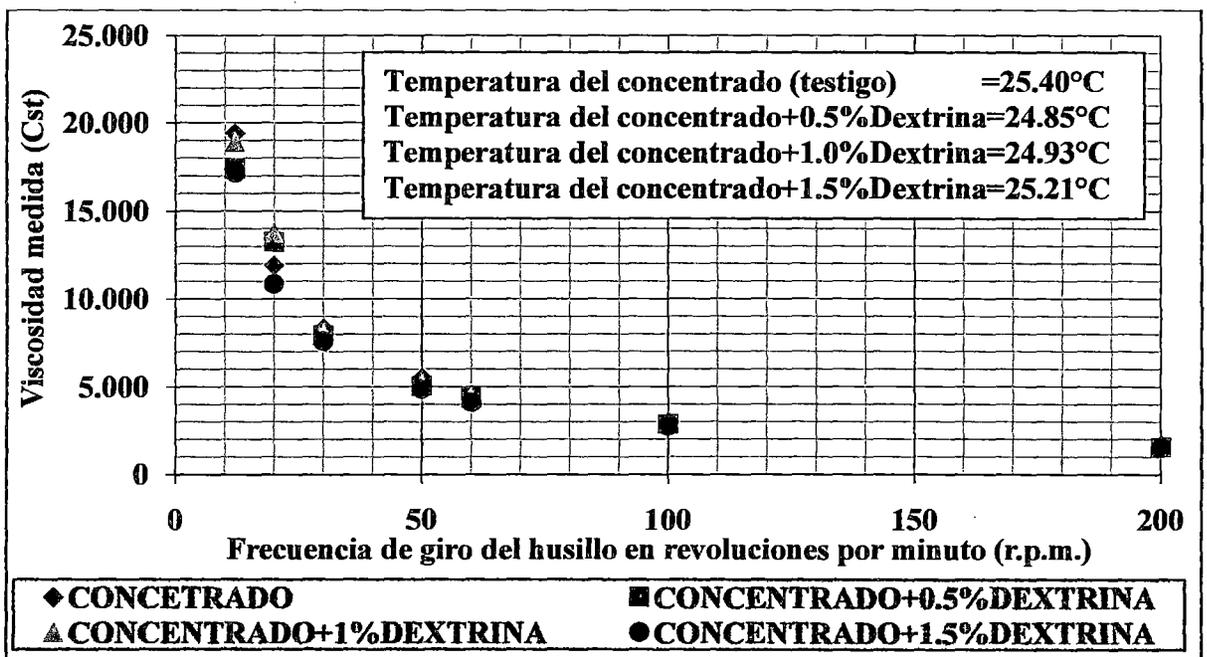


Figura A4.2. Viscosidades de muestras encapsuladas con Dextrina usando concentraciones de 0.5%, 1.0%, y 1.5%; entre 12 y 200 r.p.m de giro del husillo del Viscosímetro.

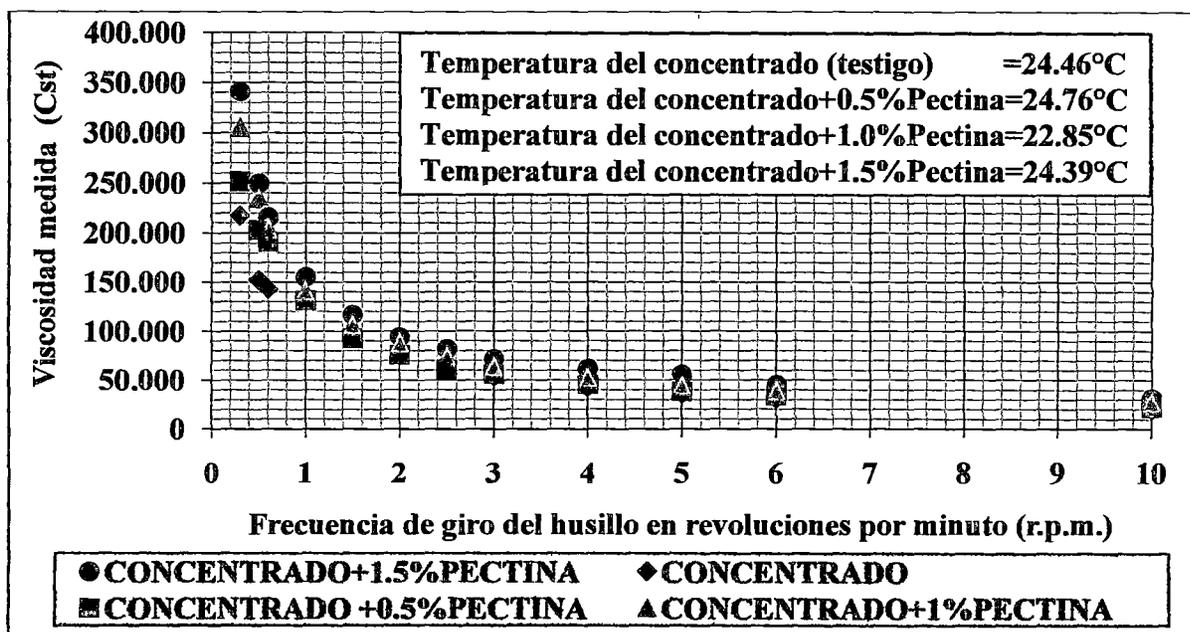


Figura A4.3. Viscosidades de muestras encapsuladas con Pectina usando concentraciones de 0.5%, 1.0%, y 1.5%; entre 0.3 y 10 r.p.m. de giro del husillo del Viscosímetro.

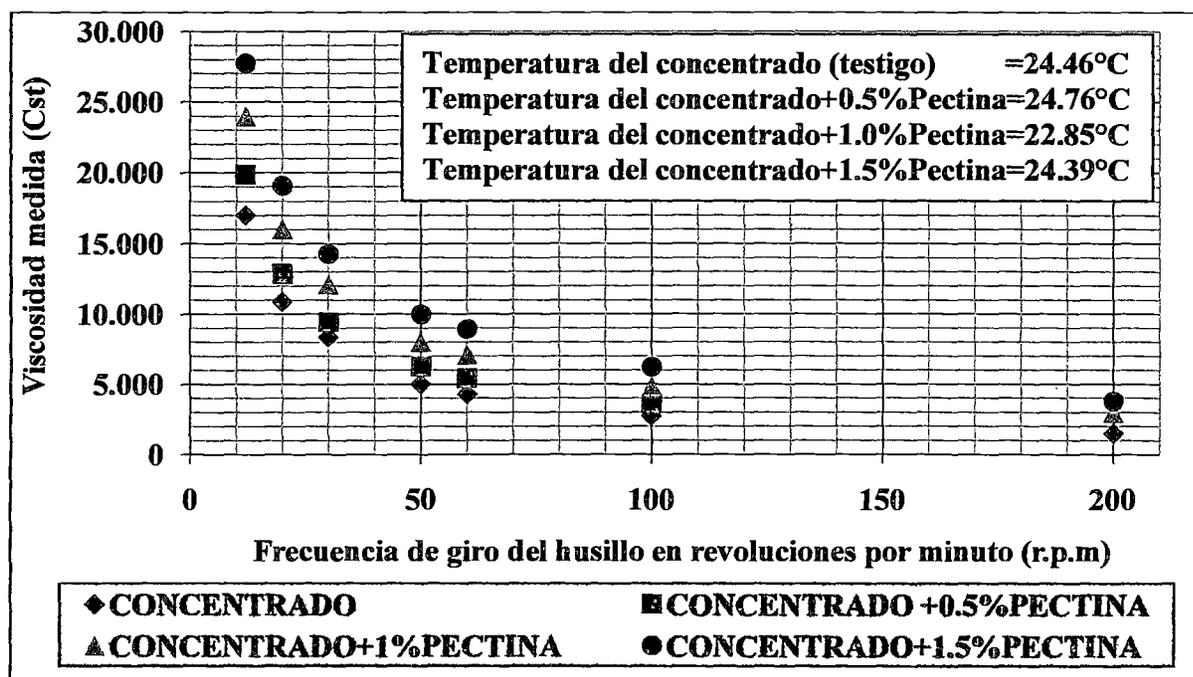


Figura A4.4. Viscosidades de muestras encapsuladas con Pectina usando concentraciones de 0.5%, 1.0%, y 1.5%; entre 12 y 200 r.p.m de giro del husillo del Viscosímetro.

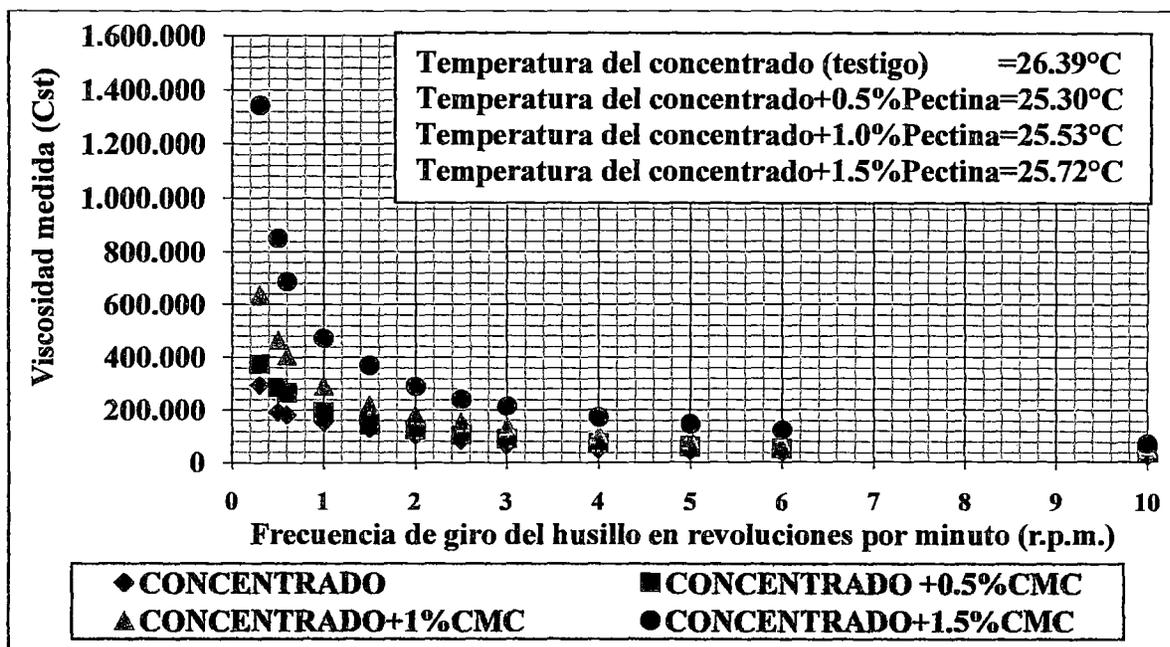


Figura A4.5. Viscosidades de muestras encapsuladas con CMC usando concentraciones de 0.5%, 1.0%, y 1.5%; entre 0.3 y 10 RPM de giro del husillo del Viscosímetro.

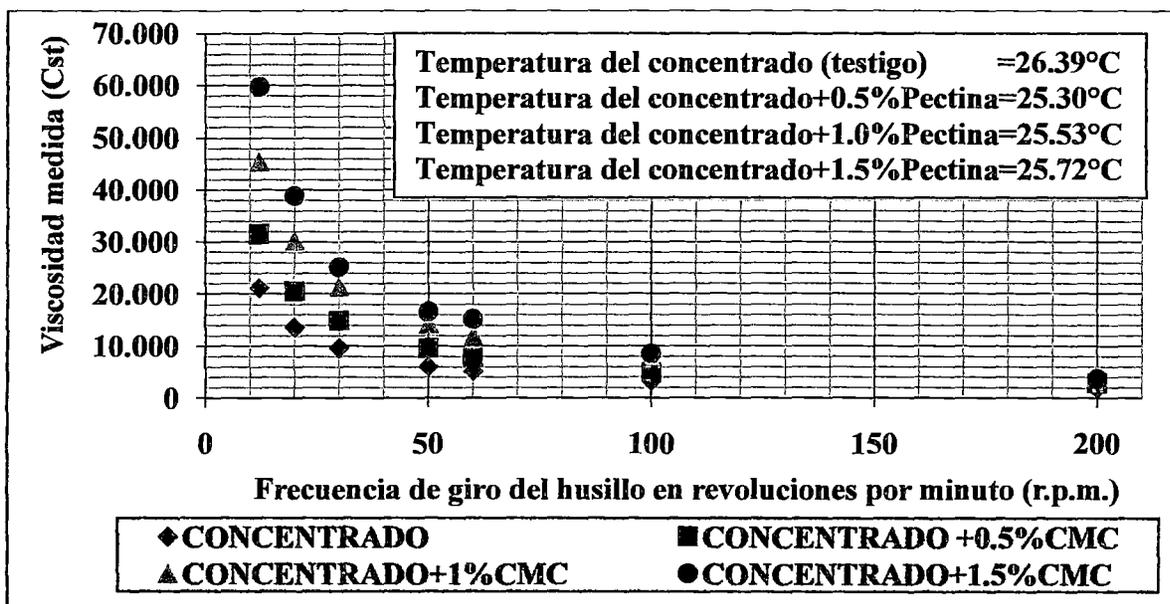


Figura A4.6. Viscosidades de muestras encapsuladas con CMC usando concentraciones de 0.5%, 1.0%, y 1.5%; entre 12 y 200 RPM de giro del husillo del Viscosímetro.

## APÉNDICE 5. Análisis del comportamientoseudoplástico de las muestras trabajadas

Solorza (1997) explica que existen básicamente dos tipos de comportamiento reológico de fluidos, estos son: Newtoniano y no-Newtoniano; para el primer caso existe una relación lineal entre el esfuerzo cortante ( $\tau$ ) y la velocidad de deformación ( $\dot{\gamma}$ ), donde su cociente es la viscosidad dinámica ( $\mu$ ); en el segundo caso, la viscosidad varía conforme se cambia la velocidad de corte, es decir, el esfuerzo cortante y la velocidad de corte ( $\dot{\gamma}$ ) no están relacionados linealmente, en este caso el cociente entre estos dos valores se le denomina viscosidad aparente ( $\eta$ ).

Los fluidos no-Newtonianos se dividen en dos tipos dependiendo del comportamiento del esfuerzo cortante y la velocidad de deformación: a) los fluidos en los que el esfuerzo cortante es independiente del tiempo o duración de la acción cortante (tiempo-independiente) y, b) los fluidos en los que el esfuerzo cortante depende del tiempo o duración de la acción cortante (tiempo-dependientes); dichos modelos se resumen en la siguiente tabla.

**Tabla 5A.1.** Tipos de flujos según la viscosidad.

<b>a) FLUJO INDEPENDIENTE DEL TIEMPO.</b>	<b>Seudoplasticidad:</b> Estos líquidos son menos espesos cuando se someten a altas velocidades de corte que cuando se cizallan lentamente.
	<b>Dilatancia:</b> Es un fenómeno de espesamiento que se da a altas velocidades de corte (fenómeno opuesto a laseudoplasticidad).
<b>b) FLUJO DEPENDIENTE DEL TIEMPO.</b>	<b>Tixotropía:</b> Es un ablandamiento que corresponde a una curva similar a laseudoplasticidad, que difiere en que manteniendo constante la velocidad de deformación ( $\dot{\gamma}$ ) la viscosidad aparente desciende con el tiempo.
	<b>Reopexia:</b> Es el fenómeno opuesto a la tixotropía, que consiste en un espesamiento dependiente del tiempo.

Por otro lado, para un mayor análisis del comportamiento reológico se puede mencionar a la Ley de Potencia, también conocido como modelo de Ostwald-de Waele (Larenas, 2010), que define la relación:

$$\tau = K \cdot Y^n \dots\dots\dots (1)$$

Siendo: K [Pa.s<sup>n</sup>] y n índices de consistencia y comportamiento, respectivamente. Asimismo la viscosidad aparente está dada por:

$$\eta = K Y^{(n-1)} \dots\dots\dots (2)$$

Si se descarta un comportamiento del fluido independiente del tiempo se puede afirmar lo siguiente:

- Si n < 1            Fluido pseudoplástico.
- Si n = 1           Fluido newtoniano.
- Si n > 1           Fluido dilatante.

Con todo lo expuesto anteriormente, un análisis fue realizado para todas las muestras (testigo sin encapsulante, y con encapsulantes a distintas concentraciones), verificando previamente si el flujo es dependiente del tiempo (se consideró 400 segundos trabajados).

El comportamiento encontrado fue pseudoplástico debido a que el índice “n” fue menor a la unidad en cada caso. Para dicho análisis se elaboraron diversos Reogramas (gráficas de Velocidad de deformación “Y” vs Esfuerzo cortante “τ”) y regresiones lineales para la determinación del índice de consistencia y comportamiento, teniendo presente que:

$$\tau = \eta Y$$

Donde:

Y = Velocidad de Deformación (s<sup>-1</sup>).

η = Viscosidad aparente (Pa.s).

τ = Esfuerzo cortante (Pa).

I) Verificaciones de la independencia de las viscosidades medidas con respecto al tiempo durante 400 segundos para cada muestra

a. Experiencia con Dextrina

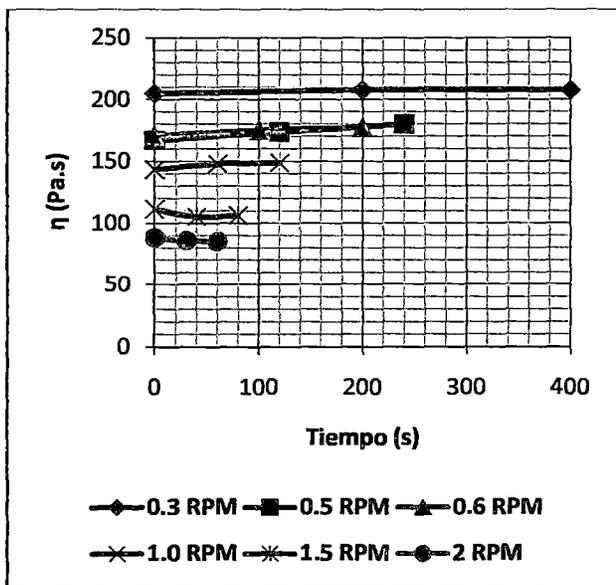


Figura 5A.1. Concentrado sin encapsulante, experiencia con dextrina (elaboración propia)

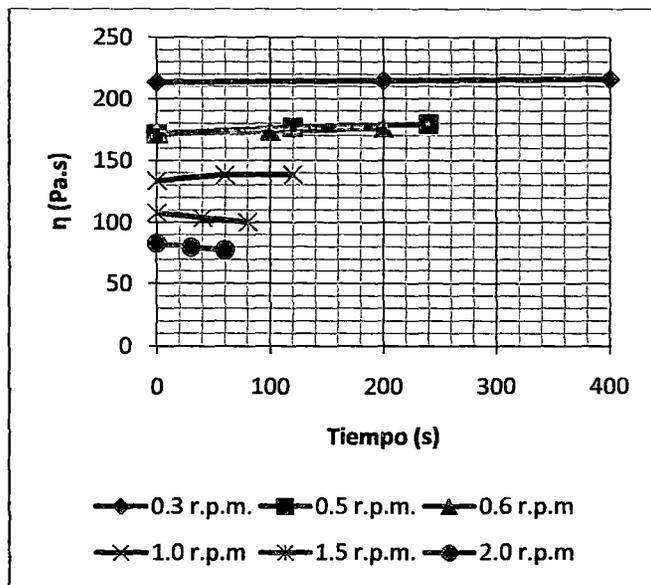


Figura 5A.2. Concentrado con 0.5% de dextrina (elaboración propia)

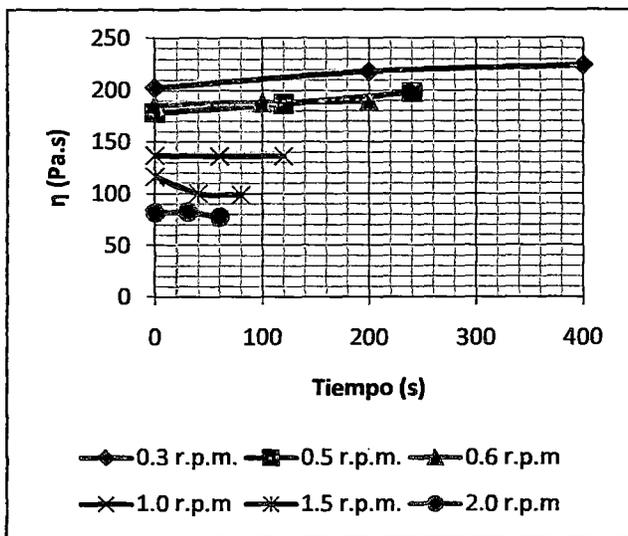


Figura 5A.3. Concentrado con 1.0% de dextrina (elaboración propia)

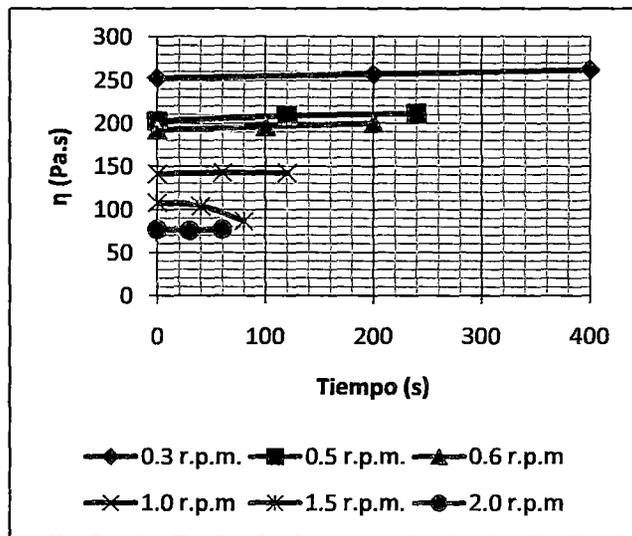
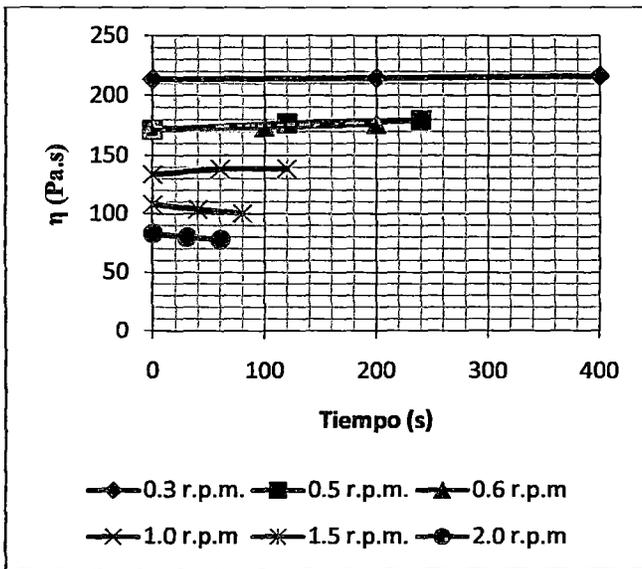
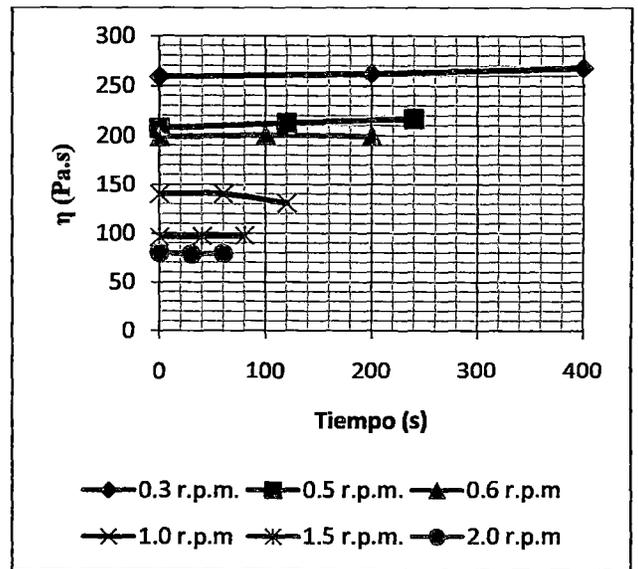


Figura 5A.4. Concentrado con 1.5% de dextrina (elaboración propia)

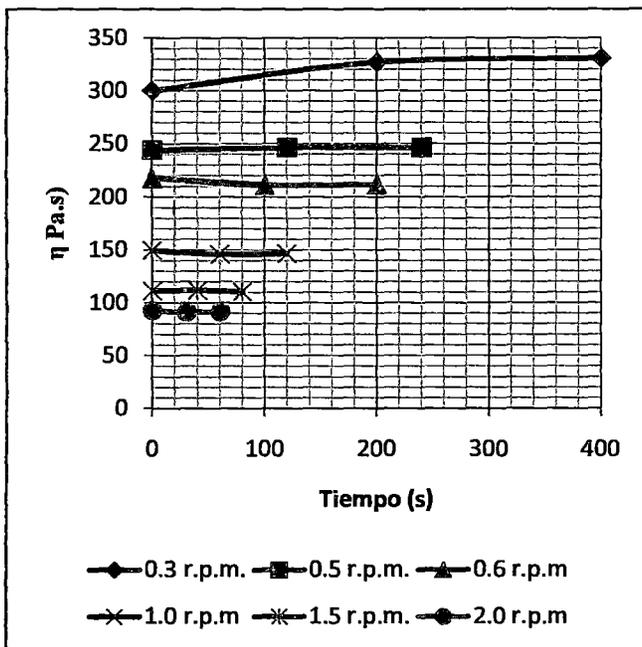
**b. Experiencia con Pectina**



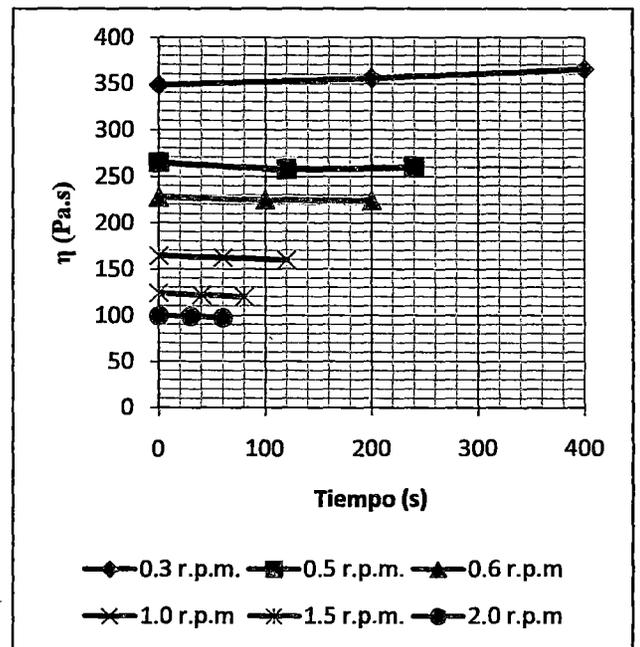
**Figura 5A.5.** Concentrado sin encapsulante, experiencia con pectina (elaboración propia)



**Figura 5A.6.** Concentrado con 0.5% de pectina (elaboración propia)



**Figura 5A.7.** Concentrado con 1.0% de pectina (elaboración propia)



**Figura 5A.8.** Concentrado con 1.5% de pectina (elaboración propia)

c. Experiencia con Carboximetilcelulosa (CMC)

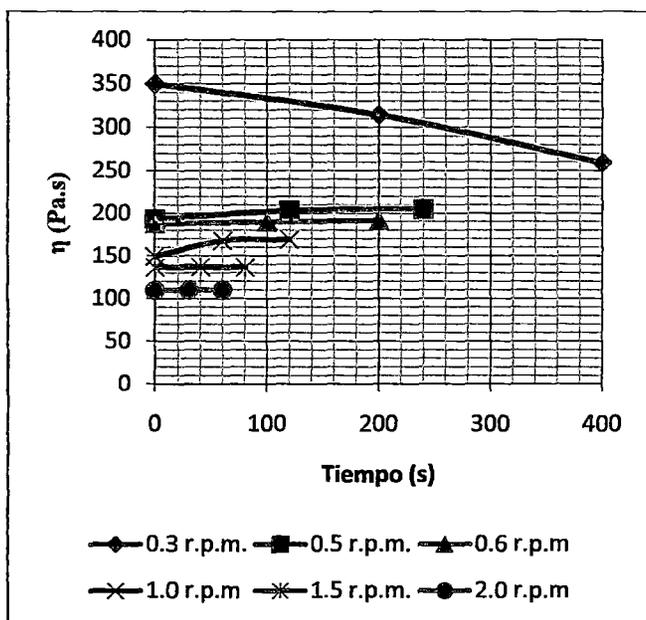


Figura 5A.9. Concentrado sin encapsulante, experiencia con CMC(elaboración propia)

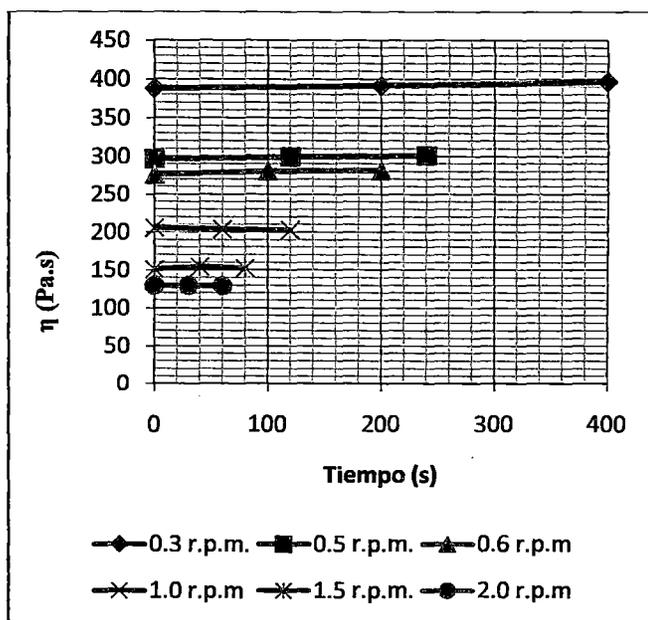


Figura 5A.10. Concentrado con 0.5% de CMC (elaboración propia)

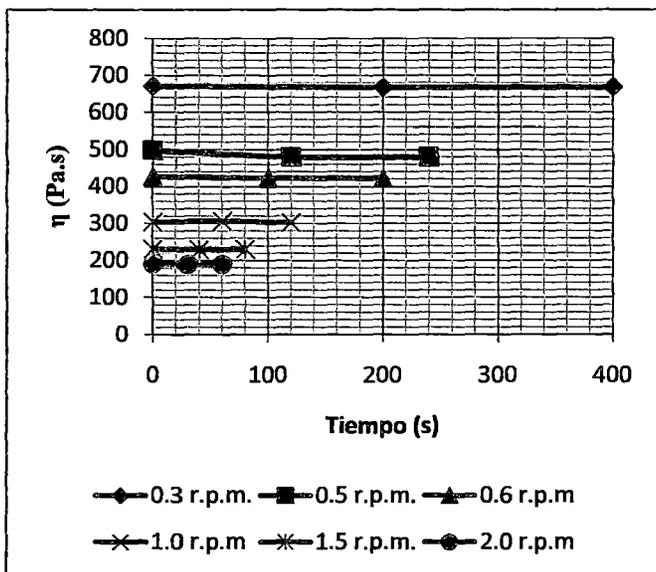


Figura 5A.11. Concentrado con 1.0% de CMC (elaboración propia)

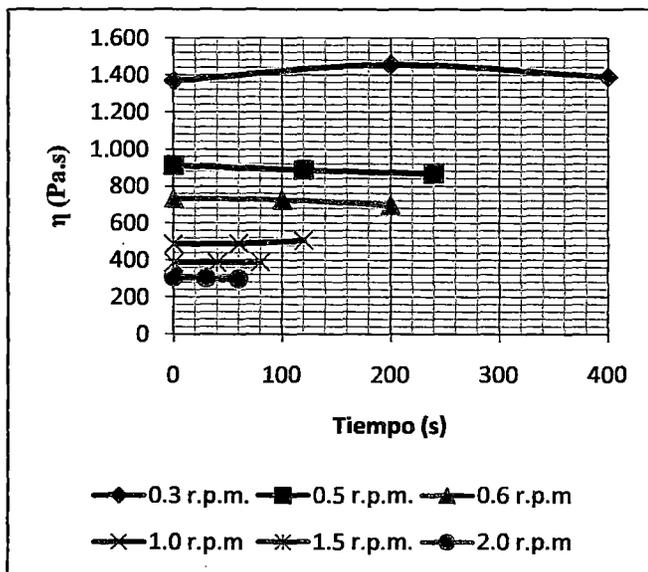


Figura 5A.12. Concentrado con 1.5% de CMC (elaboración propia)

## II) Reogramas y Análisis con Ley de Potencia

El análisis reológico se realizó usando los datos proporcionados por un viscosímetro rotacional utilizando la Metodología Mitschka sugerida por Martínez (2002), Ojeda (2008), Escobar (2008), Andrade, et al. (2009), Fernández et al. (2010); debido a que no se contaba con un reómetro en el Centro Experimental Tecnológico de la Universidad Nacional del Callao.

La metodología Mitschka (1982) permite encontrar el esfuerzo de corte ( $\tau$ ) y la velocidad de deformación ( $\dot{\gamma}$ ) usando viscosímetros rotacionales cuando se dispone de datos experimentales de la viscosidad newtoniana equivalente (VNE) y las velocidades de rotación del husillo. *La VNE es a veces erróneamente llamada viscosidad aparente, ésta es visualizada directamente en el display del viscosímetro usado* (Martínez, 2002).

### **ETAPAS DE CÁLCULO DE LA METODOLOGÍA MITSCHKA:**

1. Determinar el FC (factor de corrección) según el tipo de husillo usado a distintas velocidades de giro (ver la siguiente Tabla).

**Tabla 5A.2.** Factor de Corrección FC cada tipo de Husillo desde R1 hasta R7

Revoluciones por minuto (rpm)	HUSILLOS						
	R1	R2	R3	R4	R5	R6	R7
0.5	200	800	2000	4000	8000	20000	80000
1	100	400	1000	2000	4000	10000	40000
2	50	200	500	1000	2000	5000	20000
2.5	40	160	400	800	1600	4000	16000
4	25	100	250	500	1000	2500	10000
5	20	80	200	400	800	2000	8000
10	10	40	100	200	400	1000	4000
20	5	20	50	100	200	500	2000
50	2	8	20	40	80	200	800
100	1	4	10	20	40	100	400

(Martínez, 2002).

Se determinó el FC como una ecuación en función de dicha variable para cada tipo de Husillo, como se muestra a continuación. Se define previamente el modelo sugerido por Martínez (2002).

$$FC = a_0 \times N^{a_1} \dots (1)$$

Donde:

N= Velocidad de giro del husillo en revoluciones por minuto (rpm).

FC= Factor de corrección.

$a_0$ = Primera constante de la relación (1)

$a_1$ = Segunda constante de la relación (2)

Linealizando la ecuación (1) mediante logaritmo natural se tiene:

$$\ln(FC) = a_1 \ln(N) + \ln(a_0) \dots (2)$$

**Tabla 5A.3.** Determinación del Factor de Corrección (FC) en función de la Velocidad de giro de los Husillos: R1, R2, R3, R4, usando los datos de la Tabla 5A.2

HUSILLO R1		HUSILLO R2		HUSILLO R3		HUSILLO R4	
ln(N)	ln(FC)	ln(N)	ln(FC)	ln(N)	ln(FC)	ln(N)	ln(FC)
-0,6931	5,2983	-0,6931	6,6846	-0,6931	7,6009	-0,6931	8,2940
0,0000	4,6052	0,0000	5,9915	0,0000	6,9078	0,0000	7,6009
0,6931	3,9120	0,6931	5,2983	0,6931	6,2146	0,6931	6,9078
0,9163	3,6889	0,9163	5,0752	0,9163	5,9915	0,9163	6,6846
1,3863	3,2189	1,3863	4,6052	1,3863	5,5215	1,3863	6,2146
1,6094	2,9957	1,6094	4,3820	1,6094	5,2983	1,6094	5,9915
2,3026	2,3026	2,3026	3,6889	2,3026	4,6052	2,3026	5,2983
2,9957	1,6094	2,9957	2,9957	2,9957	3,9120	2,9957	4,6052
3,9120	0,6931	3,9120	2,0794	3,9120	2,9957	3,9120	3,6889
4,6052	0,0000	4,6052	1,3863	4,6052	2,3026	4,6052	2,9957
<b>a1=</b>	<b>-1</b>	<b>a1=</b>	<b>-1</b>	<b>a1=</b>	<b>-1</b>	<b>a1=</b>	<b>-1</b>
<b>a0=</b>	<b>100</b>	<b>a0=</b>	<b>400</b>	<b>a0=</b>	<b>1000</b>	<b>a0=</b>	<b>2000</b>

(Elaboración Propia)

**Tabla 5A.4.** Determinación del Factor de Corrección (FC) en función de la Velocidad de giro de los Husillos: R5, R6, R7, usando los datos de la Tabla 5A.2

HUSILLO 5		HUSILLO 6		HUSILLO 7	
ln(N)	ln(FC)	ln(N)	ln(FC)	ln(N)	ln(FC)
-0,6931	8,9872	-0,6931	9,9035	-0,6931	11,2898
0,0000	8,2940	0,0000	9,2103	0,0000	10,5966
0,6931	7,6009	0,6931	8,5172	0,6931	9,9035
0,9163	7,3778	0,9163	8,2940	0,9163	9,6803
1,3863	6,9078	1,3863	7,8240	1,3863	9,2103
1,6094	6,6846	1,6094	7,6009	1,6094	8,9872
2,3026	5,9915	2,3026	6,9078	2,3026	8,2940
2,9957	5,2983	2,9957	6,2146	2,9957	7,6009
3,9120	4,3820	3,9120	5,2983	3,9120	6,6846
4,6052	3,6889	4,6052	4,6052	4,6052	5,9915
a1=	-1	a1=	-1	a1=	-1
a0=	4000	a0=	10000	a0=	40000

(Elaboración Propia)

2. A partir de los datos de viscosidad newtoniana equivalente (VNE) en centipoises reportados por el equipo, se determina el esfuerzo de corte ( $\tau$ ) en Pascal (Pa) para cada velocidad de rotación del husillo mediante la siguiente relación:

$$\tau = \frac{VNE}{FC} KAT \dots \dots \dots (3)$$

Donde:

VNE: Viscosidad newtoniana equivalente

FC: Factor de Corrección en función de la velocidad de rotación del husillo.

KAT: Constante que depende del tipo de Husillo usado

El valor de la constante KAT, se obtiene directamente a partir de los tipos de husillo usado para la medición, ver la siguiente Tabla.

**Tabla 5A.5.** Factores de conversión KAT para cada tipo de husillo.

Número de Husillo	R1	R2	R3	R4	R5	R6	R7
KAT	0,035	0,119	0,279	0,539	1,05	2,35	8,4

(Martínez, 2002).

3. La velocidad de giro del Husillo (N) en rpm y el esfuerzo de corte  $\tau$  (Pa) son graficados en coordenadas logarítmicas; cuando esta dependencia es suficientemente cercana a la lineal el fluido en estudio es del tipo ley de potencia. La pendiente obtenida de las gráficas es igual al índice de flujo “n”.
4. Se determina la constante KNY en función del índice de flujo (n) determinado en el paso anterior para cada tipo de Husillo, partiendo de la siguiente Tabla.

**Tabla 5A.6.** Factores de conversión “KNY” en función del tipo de husillo ® e índice de flujo (n).

Número de husillo (H)	R1	R2	R3	R4	R5	R6	R7	
n=	0,1	1,728	1,431	1,457	1,492	1,544	1,366	1,936
	0,2	0,967	0,875	0,882	0,892	0,907	0,851	1,007
	0,3	0,705	0,656	0,656	0,658	0,663	0,629	0,681
	0,4	0,576	0,535	0,530	0,529	0,528	0,503	0,515
	0,5	0,499	0,458	0,449	0,445	0,442	0,421	0,413
	0,6	0,449	0,404	0,392	0,387	0,382	0,363	0,346
	0,7	0,414	0,365	0,350	0,343	0,338	0,320	0,297
	0,8	0,387	0,334	0,317	0,310	0,304	0,286	0,261
	0,9	0,367	0,310	0,291	0,283	0,276	0,260	0,232
	1,0	0,351	0,291	0,270	0,262	0,254	0,238	0,209

(Martínez, 2002).

Se propone un modelo matemático para describir el factor KNY en función del índice de flujo.

$$KNY = b_0 n^{b_1} \dots \dots \dots (4) \quad \text{Donde:}$$

$n$  = Índice de flujo.

$b_0$  = Primera constante de la relación (4)

$b_1$  = Segunda constante de la relación (4)

Linealizando la ecuación (4) mediante logaritmo natural se tiene:

$$\ln(KNY) = b_1 \ln(n) + \ln(b_0) \dots \dots (5)$$

**Tabla 5A.7.** Determinación del factor KNY en función del índice de flujo ( $n$ ) para los Husillos R1, R2, R3, R4, usando los datos de la Tabla 5A.6

HUSILLO R1		HUSILLO R2		HUSILLO R3		HUSILLO R4	
ln(n)	ln(KNY)	ln(n)	ln(KNY)	ln(n)	ln(KNY)	ln(n)	ln(KNY)
-2,3	0,5	-2,3	0,4	-2,3	0,4	-2,3	0,4
-1,6	0,0	-1,6	-0,1	-1,6	-0,1	-1,6	-0,1
-1,2	-0,3	-1,2	-0,4	-1,2	-0,4	-1,2	-0,4
-0,9	-0,6	-0,9	-0,6	-0,9	-0,6	-0,9	-0,6
-0,7	-0,7	-0,7	-0,8	-0,7	-0,8	-0,7	-0,8
-0,5	-0,8	-0,5	-0,9	-0,5	-0,9	-0,5	-0,9
-0,4	-0,9	-0,4	-1,0	-0,4	-1,0	-0,4	-1,1
-0,2	-0,9	-0,2	-1,1	-0,2	-1,1	-0,2	-1,2
-0,1	-1,0	-0,1	-1,2	-0,1	-1,2	-0,1	-1,3
0,0	-1,0	0,0	-1,2	0,0	-1,3	0,0	-1,3
<b>b1=</b>	<b>-0,6870</b>	<b>b1=</b>	<b>-0,6944</b>	<b>b1=</b>	<b>-0,7345</b>	<b>b1=</b>	<b>-0,7583</b>
<b>b0=</b>	<b>0,3261</b>	<b>b0=</b>	<b>0,2859</b>	<b>b0=</b>	<b>0,2697</b>	<b>b0=</b>	<b>0,2624</b>
<b>r<sup>2</sup>=</b>	<b>0,9888</b>	<b>r<sup>2</sup>=</b>	<b>0,9996</b>	<b>r<sup>2</sup>=</b>	<b>1,0000</b>	<b>r<sup>2</sup>=</b>	<b>0,9999</b>

(Elaboración propia)

**Tabla 5A.8.** Determinación del factor KNY en función del Índice de Flujo para los Husillos R5, R6, R7, usando los datos de la Tabla 5A.6

<b>HUSILLO R5</b>		<b>HUSILLO R6</b>		<b>HUSILLO R7</b>	
<b>ln(n)</b>	<b>ln(KNY)</b>	<b>ln(n)</b>	<b>ln(KNY)</b>	<b>ln(n)</b>	<b>ln(KNY)</b>
-2,3	0,4	-2,3	0,3	-2,3	0,7
-1,6	-0,1	-1,6	-0,2	-1,6	0,0
-1,2	-0,4	-1,2	-0,5	-1,2	-0,4
-0,9	-0,6	-0,9	-0,7	-0,9	-0,7
-0,7	-0,8	-0,7	-0,9	-0,7	-0,9
-0,5	-1,0	-0,5	-1,0	-0,5	-1,1
-0,4	-1,1	-0,4	-1,1	-0,4	-1,2
-0,2	-1,2	-0,2	-1,3	-0,2	-1,3
-0,1	-1,3	-0,1	-1,3	-0,1	-1,5
0,0	-1,4	0,0	-1,4	0,0	-1,6
<b>b1=</b>	<b>-0,7856</b>	<b>b1=</b>	<b>-0,7660</b>	<b>b1=</b>	<b>-0,9689</b>
<b>b0=</b>	<b>0,2554</b>	<b>b0=</b>	<b>0,2436</b>	<b>b0=</b>	<b>0,2105</b>
<b>r<sup>2</sup>=</b>	<b>0,9999</b>	<b>r<sup>2</sup>=</b>	<b>0,9985</b>	<b>r<sup>2</sup>=</b>	<b>0,9999</b>

(Elaboración propia)

- Se determina la velocidad de deformación  $\dot{\gamma}$  en ( $s^{-1}$ ), mediante el producto de la constante KNY y la velocidad de giro del Husillo (N) expresada en revoluciones por minuto (rpm).

$$\dot{\gamma} = KNY \times N \dots (6)$$

- Con los datos de la velocidad de deformación ( $\dot{\gamma}$ ) y el esfuerzo de corte ( $\tau$ ), se calculan el índice de consistencia “K” con la Ley de Potencia.

$$\tau = K \times \dot{\gamma}^n \dots (7)$$

Linealizando mediante el uso del logaritmo natural en la relación (7), se tiene:

$$\ln(\tau) = n \ln(\dot{\gamma}) + \ln(K) \dots (8).$$

### **RESULTADOS OBTENIDOS:**

- a) Se realizaron doce mediciones experimentales de viscosidad haciendo uso del viscosímetro rotacional *VISCO STAR Plus-Fungilab*. Las mediciones se hicieron sobre muestras concentradas con y sin encapsulantes.
- b) Las velocidades de giro del Husillo en revoluciones por minuto (rpm) con las que se trabajó fueron: 0.3; 0.5; 0.6; 1; 1.5; 2; 2.5; 3; 4; 5; 5; 6; 10; 12; 20; 30; 50; 60; 100; y 200; a excepción de la muestra concentrada con 0.5% de pectina, que requería el cambio de husillo obligó a obviar dicho punto.
- c) Previamente al análisis con la Metodología Mitschka, se indica los tipos de husillos del viscosímetro usado en cada muestra.

**Tabla 5A.9. Husillo usado por cada tipo de muestra**

<b>Nº</b>	<b>MUESTRAS</b>	<b>Husillo</b>
1	Primer concentrado	R5
2	Concentrado + 0.5% de dextrina	R5
3	Concentrado + 1.0% de dextrina	R5
4	Concentrado + 1.5% de dextrina	R5
5	Segundo concentrado	R5
6	Concentrado + 0.5% de pectina	R5
7	Concentrado + 1.0% de pectina	R6
8	Concentrado + 1.5% de pectina	R6
9	Tercer concentrado	R5
10	Concentrado + 0.5% de Carboximetilcelulosa	R6
11	Concentrado + 1.0% de Carboximetilcelulosa	R6
12	Concentrado + 1.5% de Carboximetilcelulosa	R6

(Elaboración propia)

- d) Antes de realizar la medición de viscosidades, se digitó como dato de entrada la densidad de la muestra ( $1044.2 \text{ Kg/m}^3$ ); por tanto, el equipo brindaba el resultado en centistoke (cSt). Para usar la viscosidad newtoniana equivalente (VNE) expresada en centipoises (cp) como lo sugiere el método; se realizó la siguiente operación:

*Dato en centipoises =*

$$\text{Dato en cSt} \times \frac{10^{-6} \text{m}^2/\text{s}}{1 \text{ cSt}} \times 1044.2 \frac{\text{Kg}}{\text{m}^3} \times \frac{1 \text{cp}}{10^{-3} \text{Pa}\cdot\text{s}} \times \frac{1 \text{Pa}}{1 \text{Kg}\cdot\text{m}/\text{s}^2}$$

*Dato centipoises = Dato en cSt  $\times$  1.0442*

- e) Se ejecutaron las etapas de cálculo (1), (2), y (3). Para verificar el comportamiento pseudoplástico se graficó  $\log(\tau)$  vs.  $\text{Log}(N)$  para cada muestra anteriormente mencionada en el rango de velocidades de giro del husillo en rpm. Existe una tendencia lineal usando todos los datos (coeficiente de determinación  $r^2 > 0.80$ , a excepción del concentrado con 1.5% de carboximetilcelulosa). Sin embargo, si no se consideran los tres primeras mediciones (0.3; 0.5; y 0.6 rpm) para la mayoría de los casos (a excepción de las pruebas con 0.5% y 1.5% de pectina), el valor del coeficiente de determinación  $r^2$  se acerca bastante a la unidad.

**Tabla 5A.10.** Coeficiente de Determinación ( $r^2$ ) en función de los datos tomados provenientes de las distintas muestras

MUESTRAS	Tomando todas las velocidades	Descartando Datos de 0.3 r.p.m	Descartando Datos de 0.3 y 0.5 r.p.m	Descartando datos de 0.3, 0.5 y 0.6 rpm
Primera concentración	0,860	0,894	0,932	<b>0,981</b>
Concentrado +0,5% de dextrina	0,894	0,923	0,947	<b>0,966</b>
Concentrado +1,0% de dextrina	0,879	0,912	0,925	<b>0,923</b>
Concentrado +1,5% de dextrina	0,931	0,966	0,981	<b>0,989</b>
Segunda concentración	0,886	0,888	0,915	<b>0,987</b>
Concentrado +0,5% de pectina	0,979	0,993	0,994	<b>0,993</b>
Concentrado +1,0% de pectina	0,995	0,998	0,998	<b>0,998</b>
Concentrado +1,5% de pectina	0,997	0,997	0,996	<b>0,996</b>
Tercera concentración	0,852	0,840	0,866	<b>0,954</b>

Concentrado +0,5% de CMC (*)	0,940	0,949	0,957	<b>0,965</b>
Concentrado +1,0% de CMC (*)	0,969	0,973	0,975	<b>0,982</b>
<i>Concentrado +1,5% de CMC (*)</i>	<u><b>0,800</b></u>	<u>0,764</u>	<u>0,727</u>	<u>0,700</u>
<b>MAXIMO VALOR</b> (Sin considerar Concentrado +1.5 % de CMC)	<b>0,997</b>	<b>0,998</b>	<b>0,998</b>	<b>0,998</b>
<b>MINIMO VALOR</b> (Sin considerar Concentrado +1.5 % de CMC)	<b>0,852</b>	<b>0,840</b>	<b>0,866</b>	<b>0,923</b>

(Elaboración Propia)

Nota: (\*) CMC= Carboximetilcelulosa

- f) Se obtuvo el índice de flujo (n) para cada muestra, considerando los valores desde 1 hasta 200 rpm de velocidad de giro del Husillo; a excepción de la muestra de concentrado con 1.5% de Carboximetilcelulosa (donde se consideraron todos los puntos, debido a que su gráfica presenta desviaciones). A continuación, se procedió con las etapas de cálculo (4), (5), y (6).

**Tabla 5A.11.** Parámetros correspondientes a la Ley de Potencia para cada muestra

MUESTRAS	n	K(Pa.s <sup>n</sup> )	r <sup>2</sup>
Primera concentración	0.15	40.23	0.981
Concentrado +0,5% de dextrina	0.16	37.39	0.966
Concentrado +1,0% de dextrina	0.17	38.43	0.923
Concentrado +1,5% de dextrina	0.15	37.43	0.989
Segunda concentración	0.15	37.12	0.987
Concentrado+0,5% de pectina	0.23	37.43	0.993
Concentrado +1,0% de pectina	0.26	39.58	0.998
Concentrado +1,5% de pectina	0.30	44.85	0.996
Tercera concentración	0.14	43.56	0.954
Concentrado +0,5% de CMC (*)	0.20	55.66	0.965
Concentrado +1,0% de CMC (*)	0.20	81.45	0.982
<i>Concentrado +1,5% de CMC (*)</i>	<u>0.12</u>	<u>130.04</u>	<u>0.800</u>

(Elaboración Propia)

Nota: n= Índice de flujo, K= Índice de Consistencia, r<sup>2</sup>= Coeficiente de Determinación

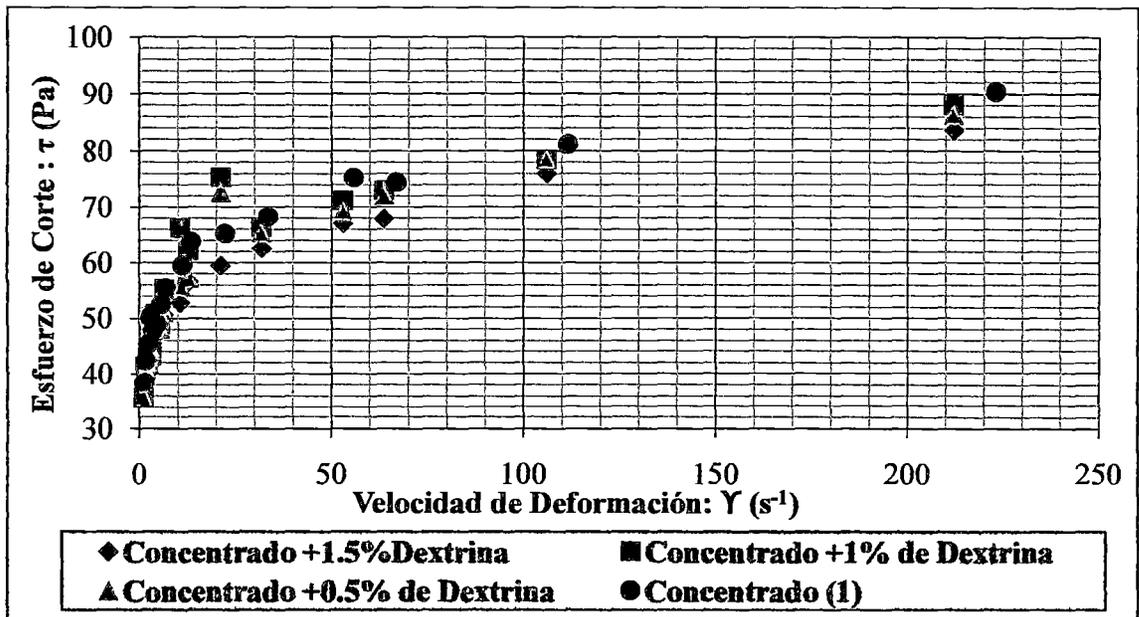


Figura 5A.13. Reograma 1: Esfuerzo de Corte ( $\tau$ ) vs. Velocidad de Deformación ( $\dot{\gamma}$ ) para la Primera Prueba con Dextrina a distancias concentraciones de 0.5%, 1.0%, 1.5%.

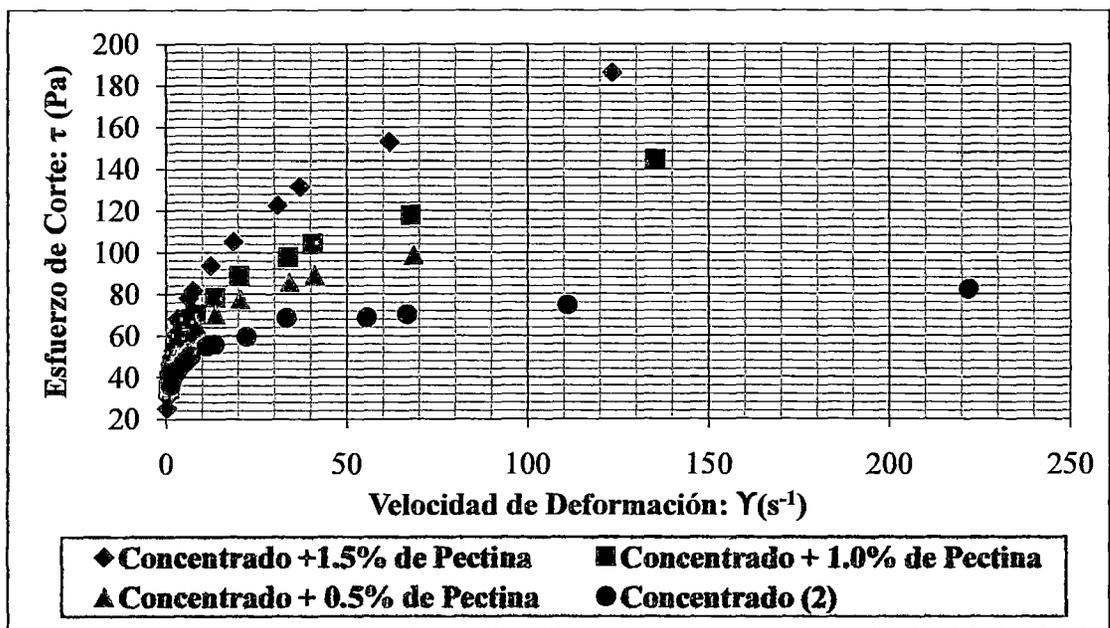


Figura 5A.14. Reograma 2: Esfuerzo de Corte ( $\tau$ ) vs. Velocidad de Deformación ( $\dot{\gamma}$ ) para la Segunda Prueba con Pectina a distancias concentraciones de 0.5%, 1.0%, 1.5%.

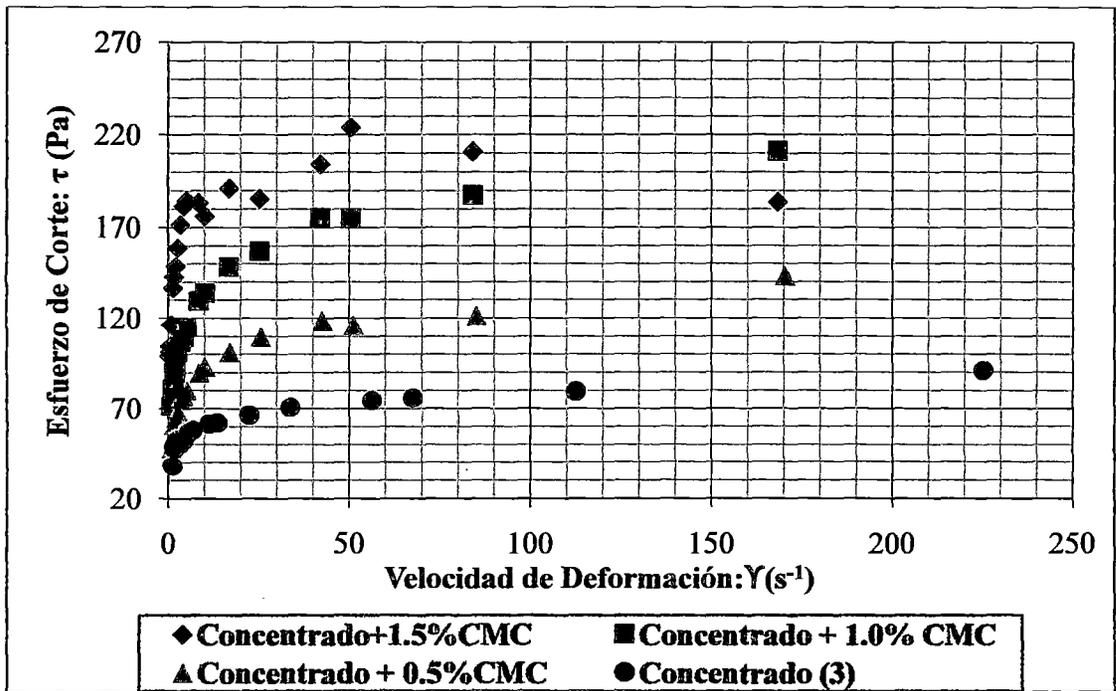


Figura 5A.15. Reograma 3: Esfuerzo de Corte ( $\tau$ ) vs. Velocidad de Deformación ( $\dot{\gamma}$ ) para la Tercera Prueba con Carboximetilcelulosa (CMC) a distintas concentraciones de 0.5%, 1.0%, 1.5%.

- g) Finalmente, el valor de índice de flujo “n” usando la Ley de Potencia es menor que la unidad para cada muestra analizada; por lo tanto, se puede afirmar que tiene un comportamiento pseudoplástico.

**APÉNDICE 6. Determinación de la viscosidad aparente a partir de los datos de Viscosidad Newtoniana Equivalente dados por el Viscosímetro digital**

Martínez (2002) menciona que los datos de Viscosidad brindados por la lectura directa en el display del viscosímetro Visco Star R de Fungilab S.A. entrega las lecturas de viscosidad en términos de Viscosidad Newtoniana Equivalente; para lo cual los valores de Viscosidad aparente reales deben ser obtenidos después de calculados los valores la velocidad de deformación y el esfuerzo de corte mediante la metodología Mitschka mostrada en el Apéndice anterior.

La determinación de la viscosidad aparente se calcula dividiendo el esfuerzo de corte ( $\tau$ ) entre la velocidad de deformación ( $\dot{\gamma}$ ). En el apéndice anterior se calcularon las velocidades de deformación a partir del cálculo del factor KNY en los pasos (4) y (5) del Apéndice 5, así como los esfuerzos de corte en el paso (2); sin embargo, a continuación se dan los valores determinados por cada muestra:

**Tabla A6.1. Factor de corrección KNY para la determinación de la Velocidad de Deformación para cada muestra**

<b>MUESTRAS</b>	<b>KNY</b>
Primera concentración	1.11
Concentrado +0,5% de dextrina	1.06
Concentrado +1,0% de dextrina	1.05
Concentrado +1,5% de dextrina	1.13
Segunda concentración	1.11
Concentrado+0,5% de pectina	0.82
Concentrado +1,0% de pectina	0.68
Concentrado +1,5% de pectina	0.62
Tercera concentración	1.13
Concentrado +0,5% de CMC	0.85
Concentrado +1,0% de CMC	0.84
Concentrado +1,5% de CMC	1.23

(Elaboración Propia)

**Tabla A6.2.** Determinación de la viscosidad aparente de la Primera Concentración

<b>(N) rpm</b>	<b><math>\dot{\gamma}(\text{s}^{-1})</math></b>	<b><math>\tau</math> (Pa)</b>	<b><math>\eta</math> (Pa.s)</b>
1	1,11	38,51	34,54
1,5	1,67	42,40	25,36
2	2,23	45,42	20,37
2,5	2,79	50,21	18,02
3	3,34	47,88	14,32
4	4,46	49,09	11,01
5	5,57	52,53	9,42
6	6,69	55,47	8,29
10	11,15	59,56	5,34
12	13,38	63,81	4,77
20	22,30	65,27	2,93
30	33,44	68,31	2,04
50	55,74	75,33	1,35
60	66,89	74,52	1,11
100	111,48	81,20	0,73
200	222,95	90,47	0,41

**Tabla A6.3.** Determinación de la viscosidad aparente del Concentrado +0,5% de dextrina

<b>(N) rpm</b>	<b><math>\dot{\gamma}(\text{s}^{-1})</math></b>	<b><math>\tau</math> (Pa)</b>	<b><math>\eta</math> (Pa.s)</b>
1	1,06	35,94	33,90
1,5	1,59	40,95	25,75
2	2,12	42,18	19,90
2,5	2,65	42,92	16,20
3	3,18	44,22	13,90
4	4,24	48,07	11,34
5	5,30	48,07	9,07
6	6,36	51,14	8,04
10	10,60	55,77	5,26
12	12,72	57,24	4,50
20	21,20	72,62	3,43
30	31,80	65,39	2,06
50	53,00	69,26	1,31
60	63,60	72,11	1,13
100	106,00	78,60	0,74
200	212,01	86,41	0,41

**Tabla A6.4.** Determinación de la viscosidad aparente del Concentrado + 1,0% de dextrina

(N) rpm	$\dot{\gamma}(\text{s}^{-1})$	$\tau$ (Pa)	$\eta$ (Pa.s)
1	1,06	35,81	33,78
1,5	1,59	41,43	26,05
2	2,12	42,29	19,95
2,5	2,65	43,21	16,30
3	3,18	43,29	13,61
4	4,24	50,83	11,99
5	5,30	48,88	9,22
6	6,36	55,21	8,68
10	10,60	66,27	6,25
12	12,72	62,17	4,89
20	21,20	75,38	3,56
30	31,80	66,37	2,09
50	53,00	71,20	1,34
60	63,60	73,05	1,15
100	106,00	78,53	0,74
200	212,01	88,12	0,42

**Tabla A6.5.** Determinación de la viscosidad aparente del Concentrado + 1,5% de dextrina

(N) rpm	$\dot{\gamma}(\text{s}^{-1})$	$\tau$ (Pa)	$\eta$ (Pa.s)
1	1,06	37,35	35,24
1,5	1,59	39,28	24,70
2	2,12	40,29	19,00
2,5	2,65	42,62	16,08
3	3,18	45,49	14,31
4	4,24	47,04	11,09
5	5,30	51,01	9,62
6	6,36	50,62	7,96
10	10,60	52,75	4,98
12	12,72	56,53	4,44
20	21,20	59,54	2,81
30	31,80	62,54	1,97
50	53,00	67,03	1,26
60	63,60	67,93	1,07
100	106,00	76,05	0,72
200	212,01	83,70	0,39

**Tabla A6.6.** Determinación de la viscosidad aparente del segundo concentrado

<b>(N) rpm</b>	<b><math>\dot{\gamma}(\text{s}^{-1})</math></b>	<b><math>\tau</math> (Pa)</b>	<b><math>\eta</math> (Pa.s)</b>
1	1,11	36,15	32,59
1,5	1,66	40,46	24,32
2	2,22	43,09	19,42
2,5	2,77	42,55	15,34
3	3,33	43,87	13,18
4	4,44	46,29	10,43
5	5,55	48,51	8,75
6	6,66	50,41	7,57
10	11,09	55,05	4,96
12	13,31	55,94	4,20
20	22,18	59,63	2,69
30	33,28	68,74	2,07
50	55,46	68,87	1,24
60	66,55	70,49	1,06
100	110,92	74,88	0,68
200	221,85	82,50	0,37

**Tabla A6.7.** Determinación de la viscosidad aparente del Concentrado+0,5% de pectina

<b>(N) rpm</b>	<b><math>\dot{\gamma}(\text{s}^{-1})</math></b>	<b><math>\tau</math> (Pa)</b>	<b>Pa.s</b>
1	0,82	36,02	43,80
1,5	1,23	38,14	30,93
2	1,64	41,62	25,31
2,5	2,06	41,46	20,17
3	2,47	46,01	18,65
4	3,29	49,96	15,19
5	4,11	52,66	12,81
6	4,93	55,46	11,24
10	8,22	61,00	7,42
12	9,87	65,37	6,62
20	16,44	70,57	4,29
30	24,67	77,68	3,15
50	41,11	85,72	2,09
60	49,33	89,20	1,81
100	82,22	98,71	1,20

**Tabla A6.8.** Determinación de la viscosidad aparente del Concentrado+1,0% de pectina

(N) rpm	$\dot{\gamma}(\text{s}^{-1})$	$\tau$ (Pa)	$\eta$ (Pa.s)
1	0,68	34,63	51,23
1,5	1,01	39,20	38,66
2	1,35	43,21	31,96
2,5	1,69	45,92	27,17
3	2,03	47,16	23,26
4	2,70	51,31	18,98
5	3,38	54,65	16,17
6	4,06	57,85	14,26
10	6,76	68,12	10,08
12	8,11	70,61	8,70
20	13,52	78,58	5,81
30	20,28	88,98	4,39
50	33,80	97,88	2,90
60	40,56	104,21	2,57
100	67,59	118,01	1,75
200	135,19	144,51	1,07

**Tabla A6.9.** Determinación de la viscosidad aparente del Concentrado+1,5% de pectina

(N) rpm	$\dot{\gamma}(\text{s}^{-1})$	$\tau$ (Pa)	$\eta$ (Pa.s)
1	0,62	38,14	61,85
1,5	0,92	43,04	46,53
2	1,23	46,36	37,59
2,5	1,54	50,26	32,60
3	1,85	52,94	28,62
4	2,47	60,67	24,60
5	3,08	68,32	22,16
6	3,70	66,86	18,07
10	6,17	78,02	12,65
12	7,40	81,73	11,04
20	12,33	93,64	7,59
30	18,50	105,17	5,68
50	30,83	122,69	3,98
60	37,00	131,57	3,56
100	61,66	152,98	2,48
200	123,33	186,20	1,51

**Tabla A6.10.** Determinación de la viscosidad aparente del Tercer Concentrado

(N) rpm	$\dot{\gamma}(\text{s}^{-1})$	$\tau$ (Pa)	$\eta$ (Pa.s)
1	1,13	38,10	33,86
1,5	1,69	48,18	28,54
2	2,25	51,70	22,97
2,5	2,81	52,63	18,71
3	3,38	50,74	15,03
4	4,50	53,07	11,79
5	5,63	56,62	10,06
6	6,75	58,07	8,60
10	11,25	61,58	5,47
12	13,51	62,27	4,61
20	22,51	66,48	2,95
30	33,76	70,86	2,10
50	56,27	74,52	1,32
60	67,53	75,97	1,12
100	112,54	79,56	0,71
200	225,09	91,16	0,40

**Tabla A6.11.** Determinación de la viscosidad aparente del Concentrado+0,5% de CMC

(N) rpm	$\dot{\gamma}(\text{s}^{-1})$	$\tau$ (Pa)	$\eta$ (Pa.s)
1	0,85	47,95	56,34
1,5	1,28	53,78	42,12
2	1,70	60,88	35,76
2,5	2,13	64,75	30,43
3	2,55	68,38	26,78
4	3,40	74,93	22,01
5	4,26	76,72	18,03
6	5,11	79,96	15,66
10	8,51	89,75	10,54
12	10,21	92,90	9,09
20	17,02	101,16	5,94
30	25,54	109,66	4,29
50	42,56	118,35	2,78
60	51,07	116,11	2,27
100	85,12	121,25	1,42
200	170,24	143,18	0,84

**Tabla A6.11.** Determinación de la viscosidad aparente del Concentrado+1,0% de CMC

(N) rpm	$\dot{\gamma}(\text{s}^{-1})$	$\tau$ (Pa)	$\eta$ (Pa.s)
1	0,84	71,52	85,01
1,5	1,26	81,10	64,27
2	1,68	89,87	53,41
2,5	2,10	94,93	45,13
3	2,52	101,50	40,21
4	3,37	107,10	31,83
5	4,21	109,41	26,01
6	5,05	115,04	22,79
10	8,41	129,55	15,40
12	10,10	133,91	13,26
20	16,83	148,44	8,82
30	25,24	157,15	6,23
50	42,06	175,50	4,17
60	50,48	174,98	3,47
100	84,13	187,45	2,23
200	168,26	211,33	1,26

**Tabla A6.12.** Determinación de la viscosidad aparente del Concentrado+1,5% de CMC

(N) rpm	$\dot{\gamma}(\text{s}^{-1})$	$\tau$ (Pa)	$\eta$ (Pa.s)
1	0,84	116,17	138,09
1,5	1,26	136,56	108,21
2	1,68	142,64	84,77
2,5	2,10	148,59	70,65
3	2,52	158,68	62,87
4	3,37	171,53	50,97
5	4,21	181,63	43,18
6	5,05	184,49	36,55
10	8,41	183,32	21,79
12	10,10	176,16	17,45
20	16,83	191,11	11,36
30	25,24	185,61	7,35
50	42,06	204,12	4,85
60	50,48	223,90	4,44
100	84,13	210,84	2,51
200	168,26	183,95	1,09

## APÉNDICE 7. Determinación de agua sublimada durante el procesamiento

Considerando 100 gramos de jugo refinado inicial ( $P_{H1}$ ) y trabajando con los datos promedios de la Tabla A6.1, se determina la cantidad de sólidos totales del jugo refinado ( $P_{S1}$ ) haciendo uso de la ecuación despejada para determinar la cantidad de humedad (Ec. a).

**Tabla A7.1. Porcentaje de humedad de distintas muestras**

ETAPAS	PROMEDIO
Jugo refinado	92.39
Jugo concentrado	89.62
Liofilizado sin moler	3.49
Liofilizado molido	5.07

(Elaboración propia)

Ec.a):

$P_S$  = Peso de sólidos totales (g).

$P_H$  = Peso húmedo inicial del jugo (g).

$P_A$  = Peso del agua (g).

%H = Porcentaje de humedad inicial en base húmeda.

$$P_S = P_H \times \left(1 - \frac{\%H}{100}\right)$$

Reemplazando valores se tiene:  $P_{S1} = P_{S2} = P_{S3} = P_{S4} = 100 \times \left(1 - \frac{92.39}{100}\right) = 7.61$

Nuevamente con la relación para determinar la humedad en base húmeda se determina el peso total ( $P_H$ ) para la fila 2, 3, y 4 de la siguiente tabla, usando:  $P_H = \frac{P_S}{\left(1 - \frac{\%H}{100}\right)}$

**Tabla A7.2. Porcentaje de humedad de distintas muestras durante procesamiento**

	MUESTRAS	Peso seco (g)	Agua (g)	Total (g)
1	JUGO REFINADO	7.61	92.39	100.00
2	JUGO CONCENTRADO	7.61	65.7	73.31
3	LIOFILIZADO SIN MOLER	7.61	0.28	7.89
4	LIOFILIZADO MOLIDO	7.61	0.41	8.02

(Elaboración propia)

## APÉNDICE 8. Cálculo de mediana y promedio en la capacidad de adsorción

Para la elección de los datos a reportar entre la mediana y el promedio del porcentaje de adsorción de agua; primero se determinó sus desviaciones absolutas con respecto a éstas. El cálculo por fila para todas las tablas que se muestran a continuación mostró que la mediana era más representativa que el promedio y recomendable para ser mostrada en las Tablas 19, 21, y 23 y Figuras 26, 27, y 28, del apartado 3.2.5.b).

Previamente se debe indicar lo siguiente:

- $\% \frac{\text{Agua}}{\text{ms}} = \frac{\text{Agua adsorbida proveniente del vapor de agua}}{\text{Masa del liofilizado}} \times 100\%$
- *Mediana = Es el valor intermedio entre los tres valores presentados*
- $\text{Promedio} = \frac{\text{Suma de los tres datos}}{3}$
- Los números que representan la ubicación en la agarradera de las siguientes tablas se encuentran mejor esquematizados en la Tabla 8A.1. del siguiente Apéndice.
- $|X - X_{\text{med}}| = \text{Valor absoluto de la diferencia entre el dato y la mediana de los tres datos.}$
- $|X - X_{\text{prom}}| = \text{Valor absolutos de la diferencia entre el dato y el promedio de los tres datos.}$

Como ejemplo se usaron los datos en cursiva presentados en la Tabla 7A .1.

<b>Promedio de la desviación de la mediana</b>	<b>Promedio de la desviación del promedio</b>
$\frac{ 6.83 - 8.19  +  8.26 - 8.19  +  8.19 - 8.19 }{3}$	$\frac{ 6.83 - 7.76  +  8.26 - 7.76  +  8.19 - 7.76 }{3}$
$= 0.48$	$= 0.62$

De ambos valores se muestra el que tiene menor promedio en su desviación, es decir, la mediana (0.48 < 0.62)

**Tabla 8A.1. Primera corrida – Testigo (0.5% de encapsulantes)**

<b>Tiempo (minutos)</b>	<b>%Agua/ms</b>	<b>%Agua/ms</b>	<b>%Agua/ms</b>	<b>Mediana</b>	<b>Promedio</b>
<b>Ubicación en la agarradera</b>	<b>3</b>	<b>6</b>	<b>10</b>		
5	6.83	8.26	8.19	<b>8.19</b>	7.76
10	10.43	13.12	12.89	<b>12.89</b>	12.15
15	15.06	19.35	18.44	<b>18.44</b>	17.62
20	19.80	24.20	24.10	<b>24.10</b>	22.70
25	23.54	28.93	28.10	<b>28.10</b>	26.86
30	28.16	34.51	32.69	<b>32.69</b>	31.79
40	32.71	41.94	38.88	<b>38.88</b>	37.84
50	39.33	49.18	44.47	<b>44.47</b>	44.33
60	46.33	58.46	52.39	<b>52.39</b>	52.40
90	56.74	73.50	65.06	<b>65.06</b>	65.10
120	68.79	89.75	78.79	<b>78.79</b>	79.11
150	73.99	97.31	87.06	<b>87.06</b>	86.12
180	83.38	109.65	99.30	<b>99.30</b>	97.44
210	91.37	121.73	110.68	<b>110.68</b>	107.93
240	99.71	134.66	119.03	<b>119.03</b>	117.80
270	110.56	149.97	130.49	<b>130.49</b>	130.34
300	116.67	159.49	137.80	<b>137.80</b>	137.99
330	126.17	173.46	148.38	<b>148.38</b>	149.34
360	136.24	186.15	158.91	<b>158.91</b>	160.44
390	143.25	193.08	169.82	<b>169.82</b>	168.71
420	153.93	208.07	180.27	<b>180.27</b>	180.76
510	168.56	232.98	192.84	<b>192.84</b>	198.13

(Elaboración Propia)

**Tabla 8A.2. Primera corrida –Concentrado+0.5% de pectina**

<b>Tiempo (minutos)</b>	<b>%Agua/ms</b>	<b>%Agua/ms</b>	<b>%Agua/ms</b>	<b>Mediana</b>	<b>Promedio</b>
<b>Ubicación en la agarradera</b>	<b>1</b>	<b>7</b>	<b>11</b>		
5	7.71	8.32	8.45	<b>8.32</b>	8.16
10	12.49	12.64	13.70	<b>12.64</b>	12.94
15	17.67	18.79	20.51	<b>18.79</b>	18.99
20	22.03	24.25	25.76	<b>24.25</b>	24.01
25	26.82	28.59	30.12	<b>28.59</b>	28.51
30	31.81	33.90	35.41	<b>33.90</b>	33.71
40	38.84	40.36	41.80	<b>40.36</b>	40.33
50	46.98	47.32	48.08	<b>47.32</b>	47.46
60	55.57	55.71	56.60	<b>55.71</b>	55.96
90	66.57	68.50	74.16	<b>68.50</b>	69.74
120	80.05	83.25	92.17	<b>83.25</b>	85.16
150	85.13	88.17	102.59	<b>88.17</b>	91.96
180	94.81	100.43	118.86	<b>100.43</b>	104.70
210	104.76	110.71	137.71	<b>110.71</b>	117.73
240	114.94	122.21	153.63	<b>122.21</b>	130.26
270	126.87	134.33	172.64	<b>134.33</b>	144.62
300	134.92	144.66	187.45	<b>144.66</b>	155.68
330	147.27	158.04	207.51	<b>158.04</b>	170.94
360	159.98	171.61	221.95	<b>171.61</b>	184.52
390	167.64	179.67	236.46	<b>179.67</b>	194.59
420	181.64	193.98	252.55	<b>193.98</b>	209.39
510	195.59	214.67	277.14	<b>214.67</b>	229.14

(Elaboración propia)

**Tabla 8A.3. Primera corrida –Concentrado+0.5% de CMC**

Tiempo (minutos)	%Agua/ms	%Agua/ms	%Agua/ms	Mediana	Promedio
Ubicación en la agarradera	2	5	9		
5	8.81	7.49	8.56	<b>8.56</b>	8.29
10	13.70	11.99	13.43	<b>13.43</b>	13.04
15	19.52	17.62	20.08	<b>19.52</b>	19.07
20	24.79	22.57	26.13	<b>24.79</b>	24.49
25	29.13	26.57	30.72	<b>29.13</b>	28.81
30	34.82	31.60	36.28	<b>34.82</b>	34.23
40	42.76	38.20	43.57	<b>42.76</b>	41.51
50	50.89	45.45	50.22	<b>50.22</b>	48.85
60	59.48	53.74	58.99	<b>58.99</b>	57.40
90	70.27	66.82	77.05	<b>70.27</b>	71.38
120	83.80	81.42	95.28	<b>83.80</b>	86.83
150	87.82	87.43	106.18	<b>87.82</b>	93.81
180	98.47	98.44	121.35	<b>98.47</b>	106.09
210	106.74	108.57	140.18	<b>108.57</b>	118.50
240	117.91	118.20	155.47	<b>118.20</b>	130.53
270	130.34	130.27	171.66	<b>130.34</b>	144.09
300	137.56	138.71	181.96	<b>138.71</b>	152.74
330	147.99	150.68	194.18	<b>150.68</b>	164.28
360	158.96	161.90	207.59	<b>161.90</b>	176.15
390	163.57	168.97	223.58	<b>168.97</b>	185.37
420	177.67	181.82	240.17	<b>181.82</b>	199.89
510	179.47	200.11	267.46	<b>200.11</b>	215.68

(Elaboración propia)

**Tabla 8A.4. Primera corrida – Concentrado+0.5% de dextrina**

<b>Tiempo (minutos)</b>	<b>%Agua/ms</b>	<b>%Agua/ms</b>	<b>%Agua/ms</b>	<b>Mediana</b>	<b>Promedio</b>
<b>Ubicación en la agarradera</b>	<b>4</b>	<b>8</b>	<b>12</b>		
5	7.10	9.20	8.61	<b>8.61</b>	8.30
10	11.39	14.88	12.95	<b>12.95</b>	13.07
15	16.83	21.81	18.99	<b>18.99</b>	19.21
20	21.66	28.31	23.60	<b>23.60</b>	24.52
25	25.43	33.44	27.41	<b>27.41</b>	28.76
30	30.30	39.18	32.08	<b>32.08</b>	33.85
40	37.04	46.77	38.20	<b>38.20</b>	40.67
50	44.29	54.62	43.92	<b>44.29</b>	47.61
60	52.56	64.34	51.75	<b>52.56</b>	56.22
90	60.89	77.08	64.14	<b>64.14</b>	67.37
120	71.72	92.82	77.14	<b>77.14</b>	80.56
150	75.84	100.80	83.44	<b>83.44</b>	86.69
180	83.61	112.49	93.91	<b>93.91</b>	96.67
210	88.57	124.27	105.59	<b>105.59</b>	106.15
240	96.69	137.39	114.67	<b>114.67</b>	116.25
270	107.22	150.64	125.18	<b>125.18</b>	127.68
300	113.80	161.28	132.39	<b>132.39</b>	135.82
330	122.54	172.48	142.02	<b>142.02</b>	145.68
360	131.93	185.40	151.20	<b>151.20</b>	156.18
390	133.43	193.79	160.28	<b>160.28</b>	162.50
420	142.73	205.72	170.47	<b>170.47</b>	172.98
510	138.37	221.73	179.98	<b>179.98</b>	180.03

(Elaboración propia)

**Tabla 8A.5. Segunda corrida – Concentrado (1% de encapsulantes)**

<b>Tiempo(min)</b>	<b>%Agua/ms</b>	<b>%Agua/ms</b>	<b>%Agua/ms</b>		
<b>Ubicación en la agarradera</b>	<b>3</b>	<b>6</b>	<b>10</b>	<b>Mediana</b>	<b>Promedio</b>
5	6.04	8.04	7.72	<b>7.72</b>	7.27
10	11.07	14.27	13.47	<b>13.47</b>	12.94
15	15.52	20.15	18.60	<b>18.60</b>	18.09
20	19.42	25.05	22.82	<b>22.82</b>	22.43
25	23.79	31.18	27.86	<b>27.86</b>	27.61
30	26.39	36.18	31.62	<b>31.62</b>	31.40
40	33.27	45.72	38.89	<b>38.89</b>	39.29
50	39.48	54.18	45.54	<b>45.54</b>	46.40
60	43.63	60.12	49.55	<b>49.55</b>	51.10
90	46.29	59.75	57.32	<b>57.32</b>	54.46
120	53.36	70.06	65.12	<b>65.12</b>	62.85
150	61.54	80.87	72.93	<b>72.93</b>	71.78
180	66.56	87.69	77.89	<b>77.89</b>	77.38
240	73.40	90.79	93.36	<b>90.79</b>	85.85
300	82.85	107.99	108.10	<b>107.99</b>	99.65
360	85.29	113.69	119.89	<b>113.69</b>	106.29
420	95.69	132.34	138.01	<b>132.34</b>	122.02
480	106.89	149.71	156.06	<b>149.71</b>	137.56
540	109.74	150.38	169.84	<b>150.38</b>	143.32

(Elaboración propia)

**Tabla 8A.6. Segunda corrida –Concentrado+1% de pectina**

<b>Tiempo(min)</b>	<b>%Agua/ms</b>	<b>%Agua/ms</b>	<b>%Agua/ms</b>		
<b>Ubicación en la agarradera</b>	<b>1</b>	<b>7</b>	<b>11</b>	<b>Mediana</b>	<b>Promedio</b>
5	6.41	8.47	9.50	<b>8.47</b>	8.13
10	12.02	15.10	16.26	<b>15.10</b>	14.46
15	16.51	21.02	22.44	<b>21.02</b>	19.99
20	21.17	25.43	27.41	<b>25.43</b>	24.67
25	26.18	30.56	33.96	<b>30.56</b>	30.24
30	29.57	34.41	40.17	<b>34.41</b>	34.71
40	37.87	42.28	50.99	<b>42.28</b>	43.71
50	45.61	49.86	61.49	<b>49.86</b>	52.32
60	52.38	54.85	70.55	<b>54.85</b>	59.26
90	56.01	58.31	84.29	<b>58.31</b>	66.20
120	64.95	66.82	99.26	<b>66.82</b>	77.01
150	73.05	75.15	117.90	<b>75.15</b>	88.70
180	80.27	80.94	130.07	<b>80.94</b>	97.09
240	87.94	91.87	164.02	<b>91.87</b>	114.61
300	97.99	105.93	198.20	<b>105.93</b>	134.04
360	101.48	115.00	224.67	<b>115.00</b>	147.05
420	111.14	130.11	258.56	<b>130.11</b>	166.61
480	120.54	144.90	285.25	<b>144.90</b>	183.56
540	126.68	150.97	317.24	<b>150.97</b>	198.30

(Elaboración propia)

**Tabla 8A.7. Segunda corrida –Concentrado+1% de CMC**

<b>Tiempo(min)</b>	<b>%Agua/ms</b>	<b>%Agua/ms</b>	<b>%Agua/ms</b>	<b>Mediana</b>	<b>Promedio</b>
<b>Ubicación en la agarradera</b>	<b>2</b>	<b>5</b>	<b>9</b>		
5	6.33	7.38	8.42	<b>7.38</b>	7.38
10	11.63	13.03	14.24	<b>13.03</b>	12.97
15	16.26	18.47	19.58	<b>18.47</b>	18.10
20	20.78	22.06	24.50	<b>22.06</b>	22.45
25	25.35	27.07	30.41	<b>27.07</b>	27.61
30	29.33	30.46	36.09	<b>30.46</b>	31.96
40	37.24	38.49	47.06	<b>38.49</b>	40.93
50	44.74	45.69	56.26	<b>45.69</b>	48.89
60	51.51	50.97	63.50	<b>51.51</b>	55.33
90	52.61	51.71	73.07	<b>52.61</b>	59.13
120	60.13	60.56	86.66	<b>60.56</b>	69.12
150	68.48	70.13	99.90	<b>70.13</b>	79.50
180	74.91	76.78	107.45	<b>76.78</b>	86.38
240	75.28	81.02	130.44	<b>81.02</b>	95.58
300	82.88	94.76	156.24	<b>94.76</b>	111.29
360	80.89	99.46	174.48	<b>99.46</b>	118.28
420	86.22	113.86	208.38	<b>113.86</b>	136.15
480	92.85	125.45	239.42	<b>125.45</b>	152.58
540	92.81	125.21	264.23	<b>125.21</b>	160.75

(Elaboración propia)

**Tabla 8A.8. Segunda corrida –Concentrado+1% de dextrina**

<b>Tiempo(min)</b>	<b>%Agua/ms</b>	<b>%Agua/ms</b>	<b>%Agua/ms 1</b>	<b>Mediana</b>	<b>Promedio</b>
<b>Ubicación en la agarradera</b>	<b>4</b>	<b>8</b>	<b>12</b>		
5	6.51	9.51	8.18	<b>8.18</b>	8.07
10	11.27	16.62	14.33	<b>14.33</b>	14.07
15	16.17	22.83	19.98	<b>19.98</b>	19.66
20	19.71	27.77	23.69	<b>23.69</b>	23.72
25	24.24	33.95	28.59	<b>28.59</b>	28.93
30	27.19	38.49	33.25	<b>33.25</b>	32.97
40	34.10	47.25	40.68	<b>40.68</b>	40.68
50	40.21	55.74	46.96	<b>46.96</b>	47.64
60	44.95	60.84	48.96	<b>48.96</b>	51.58
90	41.51	64.58	56.58	<b>56.58</b>	54.22
120	47.40	74.44	63.83	<b>63.83</b>	61.89
150	53.95	83.52	72.46	<b>72.46</b>	69.98
180	59.06	89.81	73.59	<b>73.59</b>	74.16
240	52.05	98.28	91.10	<b>91.10</b>	80.48
300	55.19	111.88	105.87	<b>105.87</b>	90.98
360	49.60	122.90	118.68	<b>118.68</b>	97.06
420	49.59	144.18	137.60	<b>137.60</b>	110.46
480	49.40	163.98	153.71	<b>153.71</b>	122.36
540	41.36	175.03	167.48	<b>167.48</b>	127.96

(Elaboración propia)

**Tabla 8A.9. Tercer a corrida –Concentrado (1.5% de encapsulantes)**

<b>CONCENTRADO</b>					
<b>Tiempo(min)</b>	<b>%Agua/ms</b>	<b>%Agua/ms</b>	<b>%Agua/ms</b>	<b>Mediana</b>	<b>Promedio</b>
<b>Ubicación en la agarradera</b>	<b>2</b>	<b>5</b>	<b>9</b>		
5	4.15	4.52	7.40	<b>4.52</b>	5.36
10	9.93	9.69	14.98	<b>9.93</b>	11.53
15	15.49	14.73	23.00	<b>15.49</b>	17.74
20	21.62	20.20	27.31	<b>21.62</b>	23.05
25	28.04	25.77	34.36	<b>28.04</b>	29.39
30	33.55	30.72	40.21	<b>33.55</b>	34.83
40	41.39	38.90	48.98	<b>41.39</b>	43.09
50	48.01	44.94	55.91	<b>48.01</b>	49.62
60	55.81	51.78	63.65	<b>55.81</b>	57.08
90	67.11	62.59	75.66	<b>67.11</b>	68.45
120	76.83	72.79	88.91	<b>76.83</b>	79.51
150	85.94	83.53	101.14	<b>85.94</b>	90.21
180	95.31	93.67	113.37	<b>95.31</b>	100.79
240	103.58	106.29	132.20	<b>106.29</b>	114.02
360	113.43	128.15	171.85	<b>128.15</b>	137.81
420	114.89	134.63	191.87	<b>134.63</b>	147.13
480	116.02	145.05	212.57	<b>145.05</b>	157.88
540	117.42	158.32	241.15	<b>158.32</b>	172.30

(Elaboración propia)

**Tabla 8A.10. Tercera corrida –Concentrado+1.5% de pectina**

<b>Tiempo(min)</b>	<b>%Agua/ms</b>	<b>%Agua/ms</b>	<b>%Agua/ms</b>	<b>Mediana</b>	<b>Promedio</b>
<b>Ubicación en la agarradera</b>	<b>3</b>	<b>6</b>	<b>10</b>		
5	3.70	5.74	6.93	<b>5.74</b>	5.46
10	8.54	11.31	12.51	<b>11.31</b>	10.79
15	13.22	16.54	19.29	<b>16.54</b>	16.35
20	18.22	21.96	23.67	<b>21.96</b>	21.28
25	23.30	27.62	29.20	<b>27.62</b>	26.71
30	27.05	33.50	33.91	<b>33.50</b>	31.48
40	33.05	41.34	40.51	<b>40.51</b>	38.30
50	38.00	46.20	45.42	<b>45.42</b>	43.21
60	44.05	52.68	50.68	<b>50.68</b>	49.13
90	53.11	62.21	62.00	<b>62.00</b>	59.11
120	61.15	71.25	71.48	<b>71.25</b>	67.96
150	70.11	80.88	81.11	<b>80.88</b>	77.37
180	78.37	91.23	88.66	<b>88.66</b>	86.09
240	86.62	104.48	100.08	<b>100.08</b>	97.06
360	99.36	127.36	122.27	<b>122.27</b>	116.33
420	101.52	136.39	131.66	<b>131.66</b>	123.19
480	107.53	148.11	143.65	<b>143.65</b>	133.10
540	116.75	164.22	158.65	<b>158.65</b>	146.54

(Elaboración propia)

**Tabla 8A.11.Tercera corrida –Concentrado+1.5% de CMC**

<b>Tiempo(min)</b>	<b>%Agua/ms</b>	<b>%Agua/ms</b>	<b>%Agua/ms</b>	<b>Mediana</b>	<b>Promedio</b>
<b>Ubicación en la agarradera</b>	<b>4</b>	<b>8</b>	<b>12</b>		
5	3.48	6.35	7.93	<b>6.35</b>	5.92
10	8.46	12.82	13.50	<b>12.82</b>	11.59
15	12.89	19.15	21.09	<b>19.15</b>	17.71
20	18.44	23.62	25.31	<b>23.62</b>	22.46
25	23.92	30.69	31.57	<b>30.69</b>	28.72
30	28.86	36.64	36.29	<b>36.29</b>	33.93
40	35.98	45.97	43.01	<b>43.01</b>	41.66
50	41.63	52.54	49.09	<b>49.09</b>	47.75
60	47.49	59.65	54.78	<b>54.78</b>	53.97
90	54.41	70.43	65.94	<b>65.94</b>	63.60
120	61.41	81.06	74.90	<b>74.90</b>	72.46
150	69.95	92.64	85.05	<b>85.05</b>	82.55
180	77.31	104.16	93.86	<b>93.86</b>	91.78
240	83.31	116.72	103.85	<b>103.85</b>	101.29
360	84.43	136.82	123.97	<b>123.97</b>	115.07
420	81.55	144.23	134.30	<b>134.30</b>	120.03
480	81.24	153.58	146.80	<b>146.80</b>	127.21
540	82.76	169.18	160.22	<b>160.22</b>	137.39

(Elaboración propia)

**Tabla 8A.12.Tercera corrida –Concentrado+1.5% de dextrina**

<b>Tiempo(min)</b>	<b>%Agua/ms</b>	<b>%Agua/ms</b>	<b>%Agua/ms</b>	<b>Mediana</b>	<b>Promedio</b>
<b>Ubicación en la agarradera</b>	<b>1</b>	<b>7</b>	<b>11</b>		
5	4.03	5.25	8.75	<b>5.25</b>	6.01
10	9.68	11.02	15.90	<b>11.02</b>	12.20
15	15.26	16.84	24.42	<b>16.84</b>	18.84
20	20.92	20.90	28.12	<b>20.92</b>	23.31
25	26.77	26.74	35.72	<b>26.77</b>	29.74
30	32.43	31.75	42.39	<b>32.43</b>	35.52
40	39.88	38.96	51.08	<b>39.88</b>	43.31
50	46.67	44.38	55.75	<b>46.67</b>	48.93
60	53.77	51.20	62.99	<b>53.77</b>	55.99
90	65.17	60.92	73.79	<b>65.17</b>	66.63
120	73.32	69.60	86.44	<b>73.32</b>	76.45
150	81.71	79.72	97.77	<b>81.71</b>	86.40
180	90.57	89.11	111.00	<b>90.57</b>	96.90
240	98.92	100.38	138.62	<b>100.38</b>	112.64
360	113.04	124.32	199.35	<b>124.32</b>	145.57
420	115.14	132.05	221.95	<b>132.05</b>	156.38
480	119.44	143.30	246.61	<b>143.30</b>	169.79
540	126.46	157.29	276.37	<b>157.29</b>	186.71

(Elaboración propia)

## APÉNDICE 9. Análisis de varianza en la cinética de rehidratación

La agarradera que sujetaba a 12 placas petri se dividió en 3 zonas para evitar la influencia del posicionamiento. Controlando la temperatura y la ebullición constante dentro del calderín se colocaban y se sacaban para ser pesadas a distintos intervalos de tiempo las muestras liofilizadas con y sin encapsulantes.

**Tabla 9A.1.** Esquema de la agarradera durante las rehidrataciones

Esquema de la agarradera con las distintas muestras en la rehidratación con 0.5% de encapsulantes <b>(Primera Corrida)</b>			Esquema de la agarradera con las distintas muestras en la rehidratación con 1.0% de encapsulantes <b>(Segunda Corrida)</b>			Esquema de la agarradera con las distintas muestras en la rehidratación con 1.0% de encapsulantes <b>(Tercera Corrida)</b>		
<b>ZONA 3</b>	12 DEXT	11 PECTINA	<b>ZONA 3</b>	12 DEXTRINA	11 PECTINA	<b>ZONA 3</b>	12 CMC	11 DEXTRINA
	10 TESTIGO	9 CMC		10 TESTIGO	9 CMC		10 PECTINA	9 TESTIGO
<b>ZONA 2</b>	8 DEXTRINA		<b>ZONA 2</b>	8 DEXTRINA		<b>ZONA 2</b>	8 CMC	
	7 PECTINA	6 TESTIGO		7 PECTINA	6 TESTIGO		7 DEXTRINA	6 PECTINA
	5 CMC			5 CMC			5 TESTIGO	
<b>ZONA 1</b>	3 TESTIGO	4 DEXTRIN A	<b>ZONA 1</b>	3 TESTIGO	4 DEXTRINA	<b>ZONA 1</b>	3 PECTINA	4 CMC
	1 PECTINA	2 CMC		1 PECTINA	2 CMC		1 DEXTRINA	2 TESTIGO

(Elaboración propia)

Se realizó un Análisis de Varianza ANOVA por Bloques Aleatorizados al 95% de confiabilidad en cada intervalo de tiempo a excepción del punto N° 1 debido a que los datos son ceros para las 12 muestras, determinando así si existe variabilidad en los tratamientos con los distintos encapsulantes a 0.5; 1.0 y 1.5% de concentración y el testigo; así como el efecto por zonas o bloques dentro del ambiente donde se rehidrató.

Para el cálculo se define:

$n$ = número de datos=12

$r$ =número de zonas (bloques)=3

$k$ =número de tratamientos (testigo, CMC, Pectina y Dextrina)=4

$i$ =1, 2, 3,4 (tratamientos hechos al liofilizado)

$j$ =1, 2,3 (Bloques o zonas donde se ubicaron las muestras en la agarradera)

$X_i$ = Suma de los datos de la  $i$ -ésima columna (tratamiento)

$X_j$ = Suma de los datos de la  $j$ -ésimafila (zona o bloque)

$\bar{X}_i$ = Media de los “ $k$ ” datos observados en cada tratamiento

$\bar{X}_j$ = Media de los “ $r$ ” datos observados por cada zona o bloque.

$X_{..}$ =Suma de todas las  $rk$  observaciones.

$\bar{X}_{..}$ = Media de todas  $rk$  observaciones

**Tabla 9A.2.** Esquema de resolución para cálculo ANOVA

Lugares (bloques)	TRATAMIENTOS				Total del Bloque $X_j$	Media de Bloque $\bar{X}_j$
	A1	A2	A3	A4		
1	.....	.....	.....	.....	$X_1$	$\bar{X}_1$
2	.....	.....	.....	.....	$X_2$	$\bar{X}_2$
3	.....	.....	.....	.....	$X_3$	$\bar{X}_3$
<b>Total <math>X_i</math></b>	$X_1$	$X_2$	$X_3$	$X_4$	$X_{..}$	
<b>Medias <math>\bar{X}_i</math></b>	$\bar{X}_1$	$\bar{X}_2$	$\bar{X}_3$	$\bar{X}_4$		$\bar{X}_{..}$

(Córdova, 2006)

$$S_x = \sqrt{\frac{(X_i - \bar{X})^2}{rk}} = \text{Desviación Estándar de los rk datos mostrados}$$

$$C = \frac{(X_{..})^2}{rk}$$

$$SCT = (n - 1)S_x^2$$

$$SCA = \frac{1}{r} \sum_{i=1}^k (X_i)^2 - C = \frac{X_{1.}^2 + X_{2.}^2 + X_{3.}^2 + X_{4.}^2}{3} - C$$

$$SCB = \frac{1}{k} \sum_{j=1}^r (X_j)^2 - C = \frac{X_{.1}^2 + X_{.2}^2 + X_{.3}^2}{4} - C$$

$$SCE = SCT - (SCA + SCB)$$

**Tabla 9A.3.** Esquema de resolución para cálculo de Constante Fisher en ANOVA

Fuente de variación	Suma de cuadrados	Grados de Libertad	Medias cuadráticas	Razón F Calculada
Tratamientos	SCA	k-1	$MCA = \frac{SCA}{k-1}$	$F_A = \frac{MCA}{MCE}$
Bloques	SCB	r-1	$MCB = \frac{SCB}{r-1}$	$F_B = \frac{MCB}{MCE}$
Error	SCE	(r-1)(k-1)	$MCE = \frac{SCE}{(r-1)(k-1)}$	
<b>Total</b>	SCT	rk-1		

(Córdova, 2006)

*Previamente se define:*

$H_0$  = No existe diferencia significativa por el efecto A, o B.

$H_1$  = Existe variación significativa por efectos A, o B, según las siguientes tablas.

$EF(A)$  = Efecto ocasionado por los encapsulantes.

$EF(B)$  = Efecto ocasionado por el posicionamiento de la placas.

**Tabla 9A.4. Cálculo del ANOVA por Bloques Aleatorizados usando encapsulantes a 0.5% más la muestra testigo**

Previamente se define lo siguiente:

**i=1,2,3,4** Tratamientos en el liofilizado de cocona  
 A1=TESTIGO  
 A2=CMC 0.5%  
 A3=PECTINA 0.5%  
 A4=DEXTRINA 0.5%  
**j=1,2,3** Bloques o zonas de las placas en las agarraderas

**F de tablas:**  $F(1-\alpha, k-1, (k-1)*(r-1))$   
 $\alpha=$  0.05  
**k-1=** 3  
**(k-1)\*(r-1)=** 6  
**F de tablas=** 4.76 (Ver Anexo 4)

DATOS			SUMA DE CUADRADOS				MEDIAS CUADRATICAS			RESULTADOS			
Nº	t	Xm..	SCT	SCA	SCB	SCE	M(A)	M(B)	M(E)	F(A)	F(B)	EF(A) ACEPTO:	EF(B) ACEPTO:
2	5	8.1270	5.5	0.6	1.6	3.3	0.2	0.8	0.6	0.3	1.5	H0	H0
3	10	12.7993	14.9	1.7	3.8	9.3	0.6	1.9	1.6	0.4	1.2	H0	H0
4	15	18.7220	35.1	5.0	12.7	17.4	1.7	6.3	2.9	0.6	2.2	H0	H0
5	20	23.9312	56.1	6.6	20.9	28.6	2.2	10.4	4.8	0.5	2.2	H0	H0
6	25	28.2341	73.7	7.7	24.3	41.7	2.6	12.1	6.9	0.4	1.7	H0	H0
7	30	33.3950	94.3	10.8	27.9	55.6	3.6	14.0	9.3	0.4	1.5	H0	H0
8	40	40.0886	144.1	22.3	33.3	88.5	7.4	16.6	14.7	0.5	1.1	H0	H0
9	50	47.0628	174.1	33.5	29.3	111.3	11.2	14.7	18.5	0.6	0.8	H0	H0
10	60	55.4934	235.7	42.0	43.8	149.9	14.0	21.9	25.0	0.6	0.9	H0	H0
11	90	68.3981	440.3	67.9	140.9	231.4	22.6	70.5	38.6	0.6	1.8	H0	H0
12	120	82.9155	769.7	121.2	281.2	367.3	40.4	140.6	61.2	0.7	2.3	H0	H0
13	150	89.6456	1135.9	131.6	484.7	519.6	43.9	242.3	86.6	0.5	2.8	H0	H0
14	180	101.2259	1657.1	212.3	766.2	678.6	70.8	383.1	113.1	0.6	3.4	H0	H0
15	210	112.5739	2806.9	373.8	1402.7	1030.4	124.6	701.3	171.7	0.7	4.1	H0	H0
16	240	123.7106	3764.2	539.7	1728.4	1496.1	179.9	864.2	249.4	0.7	3.5	H0	H0
17	270	136.6807	4791.9	717.2	2080.5	1994.2	239.1	1040.3	332.4	0.7	3.1	H0	H0
18	300	145.5573	5823.0	918.6	2514.0	2390.4	306.2	1257.0	398.4	0.8	3.2	H0	H0
19	330	157.5602	7093.6	1298.9	2966.0	2828.7	433.0	1483.0	471.4	0.9	3.1	H0	H0
20	360	169.3200	7960.5	1587.6	3197.8	3175.1	529.2	1598.9	529.2	1.0	3.0	H0	H0
21	390	177.7939	9947.0	1968.0	4374.4	3604.7	656.0	2187.2	600.8	1.1	3.6	H0	H0
22	420	190.7533	11312.9	2540.4	4659.1	4113.4	846.8	2329.5	685.6	1.2	3.4	H0	H0
23	510	205.7415	17561.3	4095.6	7740.6	5725.1	1365.2	3870.3	954.2	1.4	4.1	H0	H0

**Tabla 9A.5. Cálculo del ANOVA por Bloques Aleatorizados usando encapsulantes a 1.0% más la muestra testigo**

Previamente se define lo siguiente:

**i=1,2,3,4** Tratamientos en el liofilizado de cocona  
 A1=CONCENTRADO  
 A2=CMC 1.0%  
 A3=PECTINA 1.0%  
 A4=DEXTRINA 1.0%  
**j=1,2,3** Bloques o zonas de las placas en las agarraderas

**F de tablas:**  $F(1-\alpha, k-1, (k-1)*(r-1))$   
 $\alpha=$  0.05  
**k-1=** 3  
**(k-1)\*(r-1)=** 6  
**F de tablas=** 4.76 (Ver Anexo 4)

DATOS			SUMA DE CUADRADOS				MEDIAS CUADRATICAS			RESULTADOS			
Nº	t	Xm..	SCT	SCA	SCB	SCE	M(A)	M(B)	M(E)	F(A)	F(B)	EF(A) ACEPTO:	EF(B) ACEPTO:
2	5	7.7108	15.7	1.8	11.5	2.4	0.6	5.8	0.4	1.5	14.5	H0	H1
3	10	13.6096	38.4	5.4	26.8	6.2	1.8	13.4	1.0	1.8	13.0	H0	H1
4	15	18.9619	67.4	9.1	49.0	9.3	3.0	24.5	1.5	2.0	15.9	H0	H1
5	20	23.3173	86.6	10.6	56.1	19.9	3.5	28.1	3.3	1.1	8.5	H0	H1
6	25	28.5964	132.5	14.2	82.8	35.6	4.7	41.4	5.9	0.8	7.0	H0	H1
7	30	32.7607	213.5	19.1	129.6	64.8	6.4	64.8	10.8	0.6	6.0	H0	H1
8	40	41.1524	341.3	30.8	185.6	124.9	10.3	92.8	20.8	0.5	4.5	H0	H0
9	50	48.8144	505.9	58.6	241.3	206.1	19.5	120.6	34.3	0.6	3.5	H0	H0
10	60	54.3171	700.5	129.8	234.8	335.8	43.3	117.4	56.0	0.8	2.1	H0	H0
11	90	58.5030	1445.4	283.1	700.2	462.2	94.4	350.1	77.0	1.2	4.5	H0	H0
12	120	67.7162	2162.0	437.8	990.9	733.3	145.9	495.5	122.2	1.2	4.1	H0	H0
13	150	77.4899	3198.0	656.3	1409.4	1132.4	218.8	704.7	188.7	1.2	3.7	H0	H0
14	180	83.7524	3949.1	952.7	1463.6	1532.8	317.6	731.8	255.5	1.2	2.9	H0	H0
15	240	94.1313	9012.5	2029.3	4604.4	2378.9	676.4	2302.2	396.5	1.7	5.8	H0	H1
16	300	108.9899	14803.3	3133.8	7870.1	3799.5	1044.6	3935.0	633.2	1.6	6.2	H0	H1
17	360	117.1701	22358.7	4250.4	12954.2	5154.0	1416.8	6477.1	859.0	1.6	7.5	H0	H1
18	420	133.8083	33003.1	5296.8	20073.5	7632.8	1765.6	10036.8	1272.1	1.4	7.9	H0	H1
19	480	149.0148	43265.4	6143.7	27055.2	10066.6	2047.9	13527.6	1677.8	1.2	8.1	H0	H1
20	540	157.5820	59508.0	8246.7	37874.7	13386.6	2748.9	18937.4	2231.1	1.2	8.5	H0	H1

**Tabla 9A.6. Cálculo del ANOVA por Bloques Aleatorizados usando encapsulantes a 1.5% más la muestra testigo**

Previamente se define lo siguiente:

**i=1,2,3,4** Tratamientos en el liofilizado de cocona  
**A1=CONCENTRADO**  
**A2=CMC 1.5%**  
**A3=PECTINA 1.5%**  
**A4=DEXTRINA 1.5%**  
**j=1,2,3** Bloques o zonas de las placas en las agarraderas

**F de tablas:** F (1- $\alpha$ ), k-1 ,(k-1)\*(r-1)  
 $\alpha=$  0.05  
**k-1=** 3  
**(k-1)\*(r-1)=** 6  
**F de tablas=** 4.76 (Ver Anexo 4)

DATOS			SUMA DE CUADRADOS				MEDIAS CUADRATICAS			RESULTADOS			
Nº	t	Xm..	SCT	SCA	SCB	SCE	M(A)	M(B)	M(E)	F(A)	F(B)	EF(A) ACEPTO:	EF(B) ACEPTO:
2	5	5.6859	34.8	0.9	30.9	3.0	0.3	15.4	0.5	0.6	31.3	H0	H1
3	10	11.5285	65.6	3.0	52.1	10.5	1.0	26.0	1.7	0.6	14.9	H0	H1
4	15	17.6611	154.3	9.4	123.9	21.0	3.1	61.9	3.5	0.9	17.7	H0	H1
5	20	22.5248	111.4	7.3	83.8	20.3	2.4	41.9	3.4	0.7	12.4	H0	H1
6	25	28.6416	163.4	16.5	109.1	37.8	5.5	54.5	6.3	0.9	8.7	H0	H1
7	30	33.9408	214.6	28.0	123.1	63.5	9.3	61.6	10.6	0.9	5.8	H0	H1
8	40	41.5888	288.7	48.1	138.9	101.6	16.0	69.5	16.9	0.9	4.1	H0	H0
9	50	47.3785	314.5	74.9	127.8	111.8	25.0	63.9	18.6	1.3	3.4	H0	H0
10	60	54.0443	376.8	111.3	120.3	145.2	37.1	60.1	24.2	1.5	2.5	H0	H0
11	90	64.4463	514.8	150.2	177.6	187.0	50.1	88.8	31.2	1.6	2.8	H0	H0
12	120	74.0946	794.2	225.5	301.3	267.4	75.2	150.7	44.6	1.7	3.4	H0	H0
13	150	84.1313	994.9	270.8	411.3	312.8	90.3	205.6	52.1	1.7	3.9	H0	H0
14	180	93.8867	1,363.9	365.8	536.0	462.2	121.9	268.0	77.0	1.6	3.5	H0	H0
15	240	106.2529	2,885.4	630.9	1,312.3	942.2	210.3	656.1	157.0	1.3	4.2	H0	H0
16	360	128.6958	10,303.4	2,118.9	5,367.0	2,817.5	706.3	2683.5	469.6	1.5	5.7	H0	H1
17	420	136.6815	15,644.9	2,870.1	8,889.9	3,884.9	956.7	4444.9	647.5	1.5	6.9	H0	H1
18	480	146.9917	21,897.1	3,667.9	13,237.7	4,991.5	1222.6	6618.9	831.9	1.5	8.0	H0	H1
19	540	160.7325	31,011.3	4,664.5	19,320.7	7,026.2	1554.8	9660.4	1171.0	1.3	8.2	H0	H1

# APÉNDICE 10. Ajuste de datos experimentales a modelos de isothermas de adsorción teóricos

- Usando Mathcad 14.0.

## 10A.1. Brunauer-Emmett-Teller BET (1938)

ORIGIN = 1

$$hl_i := aw_i \quad \epsilon_i := \frac{aw_i}{(1 - aw_i) \cdot W_i}$$

$hl$	$\epsilon_i$
0.429	0.102
0.565	0.106
0.726	0.111
0.782	0.126
0.85	0.118
0.895	0.144
0.911	0.15
0.921	0.155

Determinación de la pendiente y el intercepto mediante matrices:

$$b = ((k^T k)^{-1})^T (k^T g)$$

$$k := \begin{pmatrix} 1 & hl_{1,1} \\ 1 & hl_{2,1} \\ 1 & hl_{3,1} \\ 1 & hl_{4,1} \\ 1 & hl_{5,1} \\ 1 & hl_{6,1} \\ 1 & hl_{7,1} \\ 1 & hl_{8,1} \end{pmatrix} \quad k = \begin{pmatrix} 1 & 0.429 \\ 1 & 0.565 \\ 1 & 0.726 \\ 1 & 0.782 \\ 1 & 0.85 \\ 1 & 0.895 \\ 1 & 0.911 \\ 1 & 0.921 \end{pmatrix} \quad k^T = \begin{pmatrix} 1 & 1 & 1 & 1 & 1 & 1 & 1 & 1 \\ 0.429 & 0.565 & 0.726 & 0.782 & 0.85 & 0.895 & 0.911 & 0.921 \end{pmatrix}$$

$$k^T k = \begin{pmatrix} 8 & 6.079 \\ 6.079 & 4.844 \end{pmatrix} \quad (k^T k)^{-1} = \begin{pmatrix} 2.7 & -3.388 \\ -3.388 & 4.459 \end{pmatrix}$$

$$k^T g = \begin{pmatrix} 1.011 \\ 0.791 \end{pmatrix}$$

$$b := (k^T k)^{-1} (k^T g)$$

$$b = \begin{pmatrix} 0.05 \\ 0.1 \end{pmatrix} \quad b_0 := b_{1,1} \quad b_0 = 0.050422$$

$$b_1 := b_{2,1} \quad b_1 = 0.099996$$

$$\text{gestimado}_i := b_0 + b_1 h_i$$

$$\text{gestimado} = \begin{pmatrix} 0.093 \\ 0.107 \\ 0.123 \\ 0.129 \\ 0.135 \\ 0.14 \\ 0.142 \\ 0.143 \end{pmatrix}$$

Determinación del R<sup>2</sup>

$$\text{gprom} := \frac{\left( \sum_{i=1}^8 \xi_i \right)}{8} \quad \text{gprom} = 0.126$$

$$\text{rcuadrado} := 1 - \frac{\sum_{i=1}^8 (\xi_i - \text{gestimado}_i)^2}{\sum_{i=1}^8 (\xi_i - \text{gprom})^2} \quad \text{rcuadrado} = 0.749086$$

## 10A.2.Freundlich (1926)

ORIGIN = 1

$$hl_i := \ln(aw_i) \quad \xi_i := \ln(W_i)$$

$$hl = \begin{pmatrix} -0.846 \\ -0.571 \\ -0.32 \\ -0.246 \\ -0.163 \\ -0.111 \\ -0.093 \\ -0.082 \end{pmatrix} \quad \xi = \begin{array}{|c|} \hline 2.000128 \\ \hline 2.505526 \\ \hline 3.173460 \\ \hline 3.351307 \\ \hline 3.868698 \\ \hline 4.080753 \\ \hline 4.222591 \\ \hline 4.323338 \\ \hline \end{array}$$

$$g = b_0 + b_1 \cdot aw + b_2 \cdot aw^2 \quad b = ((d^T k)^{-1})^T (d^T y)$$

$$k := \begin{pmatrix} 1 & hl_{1,1} \\ 1 & hl_{2,1} \\ 1 & hl_{3,1} \\ 1 & hl_{4,1} \\ 1 & hl_{5,1} \\ 1 & hl_{6,1} \\ 1 & hl_{7,1} \\ 1 & hl_{8,1} \end{pmatrix} \quad k = \begin{pmatrix} 1 & -0.8463 \\ 1 & -0.5709 \\ 1 & -0.3202 \\ 1 & -0.2459 \\ 1 & -0.1625 \\ 1 & -0.1109 \\ 1 & -0.0932 \\ 1 & -0.0823 \end{pmatrix} \quad k^T = \begin{pmatrix} 1 & 1 & 1 & 1 & 1 & 1 & 1 & 1 \\ -0.846 & -0.571 & -0.32 & -0.246 & -0.163 & -0.111 & -0.093 & -0.082 \end{pmatrix}$$

$$k^T \cdot k = \begin{pmatrix} 8 & -2.432 \\ -2.432 & 1.259 \end{pmatrix} \quad (k^T \cdot k)^{-1} = \begin{pmatrix} 0.303 & 0.585 \\ 0.585 & 1.924 \end{pmatrix}$$

$$k^T \cdot g = \begin{pmatrix} 27.526 \\ -6.794 \end{pmatrix}$$

$$b := (k^T \cdot k)^{-1} (k^T \cdot g)$$

$$b = \begin{pmatrix} 4.361634 \\ 3.028944 \end{pmatrix} \quad \begin{array}{ll} b_0 := b_{1,1} & b_0 = 4.361634 \\ b_1 := b_{2,1} & b_1 = 3.028944 \end{array}$$

$$\text{gestimado}_i := b_0 + b_1 \cdot h_i$$

$$\text{gestimado} = \begin{pmatrix} 1.798 \\ 2.632 \\ 3.392 \\ 3.617 \\ 3.869 \\ 4.026 \\ 4.079 \\ 4.112 \end{pmatrix}$$

Determinación del R<sup>2</sup>

$$\text{gestimado} = \begin{pmatrix} 1.798244 \\ 2.632321 \\ 3.391751 \\ 3.616815 \\ 3.869374 \\ 4.025629 \\ 4.079299 \\ 4.112367 \end{pmatrix} \quad \text{gprom} := \frac{\sum_{i=1}^8 \xi_i}{8}$$

$$\text{gprom} = 3.441$$

$$\text{rcuadrado} := 1 - \frac{\sum_{i=1}^8 (\xi_i - \text{gestimado}_i)^2}{\sum_{i=1}^8 (\xi_i - \text{gprom})^2} \quad \text{rcuadrado} = 0.951509$$

### 10A.3. Guggenheim-Anderson-De Boer (GAB) (1966)

ORIGIN = 1

$$h1_i := aw_i \quad h2_i := (aw_i)^2 \quad \xi_i := \frac{aw_i}{W_i}$$

	$\xi_i =$	
$h1 = \begin{pmatrix} 0.429 \\ 0.565 \\ 0.726 \\ 0.782 \\ 0.85 \\ 0.895 \\ 0.911 \\ 0.921 \end{pmatrix}$	$h2 = \begin{pmatrix} 0.184041 \\ 0.319225 \\ 0.527076 \\ 0.611524 \\ 0.7225 \\ 0.801025 \\ 0.829921 \\ 0.848241 \end{pmatrix}$	$\xi_i = \begin{pmatrix} 0.058051 \\ 0.046122 \\ 0.030389 \\ 0.027400 \\ 0.017753 \\ 0.015121 \\ 0.013356 \\ 0.012208 \end{pmatrix}$

$$g = b0 + b1 * aw + b2 * aw^2 \quad b = ((k^T * k)^{-1}) * (k^T * g)$$

$$k = \begin{pmatrix} 1 & h1_{1,1} & h2_{1,1} \\ 1 & h1_{2,1} & h2_{2,1} \\ 1 & h1_{3,1} & h2_{3,1} \\ 1 & h1_{4,1} & h2_{4,1} \\ 1 & h1_{5,1} & h2_{5,1} \\ 1 & h1_{6,1} & h2_{6,1} \\ 1 & h1_{7,1} & h2_{7,1} \\ 1 & h1_{8,1} & h2_{8,1} \end{pmatrix} \quad k = \begin{pmatrix} 1 & 0.429 & 0.184 \\ 1 & 0.565 & 0.3192 \\ 1 & 0.726 & 0.5271 \\ 1 & 0.782 & 0.6115 \\ 1 & 0.85 & 0.7225 \\ 1 & 0.895 & 0.801 \\ 1 & 0.911 & 0.8299 \\ 1 & 0.921 & 0.8482 \end{pmatrix} \quad k^T k = \begin{pmatrix} 8 & 6.079 & 4.844 \\ 6.079 & 4.844 & 3.989 \\ 4.844 & 3.989 & 3.359 \end{pmatrix} \quad (k^T k)^{-1} = \begin{pmatrix} 51.5 & -156.345 & 111.37 \\ -156.345 & 483.881 & -349.072 \\ 111.37 & -349.072 & 254.163 \end{pmatrix}$$

$$k^T g = \begin{pmatrix} 0.22 \\ 0.146 \\ 0.105 \end{pmatrix}$$

$$b := (k^T k)^{-1} * (k^T g)$$

$$b = \begin{pmatrix} 0.092781 \\ -0.075138 \\ -0.013437 \end{pmatrix} \quad \begin{matrix} b0 := b_{1,1} & b0 = 0.092781 \\ b1 := b_{2,1} & b1 = -0.075138 \\ b2 := b_{3,1} & b2 = -0.013437 \end{matrix}$$

$$\text{gestimado}_i := b_0 + b_1 \cdot h1_i + b_2 \cdot h2_i$$

$$\text{gestimado} = \begin{pmatrix} 0.058074 \\ 0.046039 \\ 0.031148 \\ 0.025806 \\ 0.019205 \\ 0.014769 \\ 0.013178 \\ 0.012181 \end{pmatrix}$$

Determinación del R<sup>2</sup>

$$\text{gestimado} = \begin{pmatrix} 0.058074 \\ 0.046039 \\ 0.031148 \\ 0.025806 \\ 0.019205 \\ 0.014769 \\ 0.013178 \\ 0.012181 \end{pmatrix}$$

$$\text{gprom} := \frac{\sum_{i=1}^8 \varepsilon_i}{8}$$

$$\text{gprom} = 0.028$$

$$\text{rcuadrado} := 1 - \frac{\sum_{i=1}^8 (\varepsilon_i - \text{gestimado}_i)^2}{\sum_{i=1}^8 (\varepsilon_i - \text{gprom})^2}$$

$$\text{rcuadrado} = 0.997264$$

10A.4.Halsey (1948)

ORIGIN = 1

$$hl_i := \ln\left(\ln\left(\frac{1}{aw_i}\right)\right) \quad \xi_i := \ln(W_i)$$

$\xi_i =$	
-0.166883	2.000128
-0.560489	2.505526
-1.138793	3.173460
-1.402828	3.351307
-1.816961	3.868698
-2.198842	4.080753
-2.372875	4.222591
-2.497442	4.323338

$$b = ((k^T k)^{-1})^T (k^T y)$$

$$k := \begin{pmatrix} 1 & hl_{1,1} \\ 1 & hl_{2,1} \\ 1 & hl_{3,1} \\ 1 & hl_{4,1} \\ 1 & hl_{5,1} \\ 1 & hl_{6,1} \\ 1 & hl_{7,1} \\ 1 & hl_{8,1} \end{pmatrix} \quad k = \begin{pmatrix} 1 & -0.1669 \\ 1 & -0.5605 \\ 1 & -1.1388 \\ 1 & -1.4028 \\ 1 & -1.817 \\ 1 & -2.1988 \\ 1 & -2.3729 \\ 1 & -2.4974 \end{pmatrix} \quad k^T = \begin{pmatrix} 1 & 1 & 1 & 1 & 1 & 1 & 1 & 1 \\ -0.167 & -0.56 & -1.139 & -1.403 & -1.817 & -2.199 & -2.373 & -2.497 \end{pmatrix}$$

$$k^T k = \begin{pmatrix} 8 & -12.155 \\ -12.155 & 23.611 \end{pmatrix} \quad (k^T k)^{-1} = \begin{pmatrix} 0.574 & 0.295 \\ 0.295 & 0.194 \end{pmatrix}$$

$$k^T \xi = \begin{pmatrix} 27.526 \\ -46.872 \end{pmatrix}$$

$$b := (k^T k)^{-1} (k^T \xi)$$

$$b = \begin{pmatrix} 1.948617 \\ -0.982044 \end{pmatrix} \quad \begin{matrix} b_0 := b_{1,1} & b_0 = 1.948617 \\ b_1 := b_{2,1} & b_1 = -0.982044 \end{matrix}$$

$$\text{gestimado}_i := b_0 + b_1 h_i$$

$$\text{gestimado} = \begin{pmatrix} 2.112504 \\ 2.499043 \\ 3.066963 \\ 3.326257 \\ 3.732954 \\ 4.107978 \\ 4.278886 \\ 4.401216 \end{pmatrix}$$

Determinación del R<sup>2</sup>

$$\text{gprom} := \frac{\left( \sum_{i=1}^8 \xi_i \right)}{8} \quad \text{gprom} = 3.441$$

$$\text{rcuadrado} := 1 - \frac{\sum_{i=1}^8 (\xi_i - \text{gestimado}_i)^2}{\sum_{i=1}^8 (\xi_i - \text{gprom})^2} \quad \text{rcuadrado} = 0.989418$$

10A.5.Henderson (1952)

ORIGIN = 1

$$hl_i := \ln(W_i) \quad \xi_i := \ln \left[ \ln \left[ \frac{1}{(1 - aw_i)} \right] \right]$$

$hl_i$	$\xi_i$
2.000128	-0.579165
2.505526	-0.183431
3.173460	0.258223
3.351307	0.420853
3.868698	0.640337
4.080753	0.812615
4.222591	0.883403
4.323338	0.931497

$$b = ((k^T k)^{-1})^T (k^T y)$$

$$k := \begin{pmatrix} 1 & hl_{1,1} \\ 1 & hl_{2,1} \\ 1 & hl_{3,1} \\ 1 & hl_{4,1} \\ 1 & hl_{5,1} \\ 1 & hl_{6,1} \\ 1 & hl_{7,1} \\ 1 & hl_{8,1} \end{pmatrix} \quad k = \begin{pmatrix} 1 & 2.0001 \\ 1 & 2.5055 \\ 1 & 3.1735 \\ 1 & 3.3513 \\ 1 & 3.8687 \\ 1 & 4.0808 \\ 1 & 4.2226 \\ 1 & 4.3233 \end{pmatrix} \quad k^T = \begin{pmatrix} 1 & 1 & 1 & 1 & 1 & 1 & 1 & 1 \\ 2 & 2.506 & 3.173 & 3.351 & 3.869 & 4.081 & 4.223 & 4.323 \end{pmatrix}$$

$$k^T k = \begin{pmatrix} 8 & 27.526 \\ 27.526 & 99.721 \end{pmatrix} \quad (k^T k)^{-1} = \begin{pmatrix} 2.487 & -0.686 \\ -0.686 & 0.2 \end{pmatrix}$$

$$k^T g = \begin{pmatrix} 3.184 \\ 14.163 \end{pmatrix}$$

$$b := (k^T k)^{-1} (k^T g)$$

$$b = \begin{pmatrix} -1.802832 \\ 0.639654 \end{pmatrix} \quad \begin{matrix} b_0 := b_{1,1} & b_0 = -1.802832 \\ b_1 := b_{2,1} & b_1 = 0.639654 \end{matrix}$$

$$\text{gestimado}_i := b_0 + b_1 h_i$$

$$\text{gestimado} = \begin{pmatrix} -0.523442 \\ -0.200162 \\ 0.227084 \\ 0.340845 \\ 0.671796 \\ 0.807438 \\ 0.898165 \\ 0.962608 \end{pmatrix}$$

Determinación del R<sup>2</sup>

$$\text{gprom} := \frac{\left( \sum_{i=1}^8 \xi_i \right)}{8} \quad \text{gprom} = 0.398$$

$$\text{rcuadrado} := 1 - \frac{\sum_{i=1}^8 (\xi_i - \text{gestimado}_i)^2}{\sum_{i=1}^8 (\xi_i - \text{gprom})^2} \quad \text{rcuadrado} = 0.993721$$

10A.6.Iglesias-Chirife (1981)

ORIGIN = 1

$$hl_i := \frac{aw_i}{1 - aw_i}$$

$$\xi_i := W_i$$

$$\xi_i =$$

hl =	0.751313	7.390000
	1.298851	12.250000
	2.649635	23.890000
	3.587156	28.540000
	5.666667	47.880000
	8.523810	59.190000
	10.235955	68.210000
	11.658228	75.440000

$$b = ((k^T k)^{-1})^T (k^T y)$$

$$k := \begin{pmatrix} 1 & hl_{1,1} \\ 1 & hl_{2,1} \\ 1 & hl_{3,1} \\ 1 & hl_{4,1} \\ 1 & hl_{5,1} \\ 1 & hl_{6,1} \\ 1 & hl_{7,1} \\ 1 & hl_{8,1} \end{pmatrix} \quad k = \begin{pmatrix} 1 & 0.7513 \\ 1 & 1.2989 \\ 1 & 2.6496 \\ 1 & 3.5872 \\ 1 & 5.6667 \\ 1 & 8.5238 \\ 1 & 10.236 \\ 1 & 11.6582 \end{pmatrix} \quad k^T = \begin{pmatrix} 1 & 1 & 1 & 1 & 1 & 1 & 1 & 1 \\ 0.751 & 1.299 & 2.65 & 3.587 & 5.667 & 8.524 & 10.236 & 11.658 \end{pmatrix}$$

$$k^T k = \begin{pmatrix} 8 & 44.372 \\ 44.372 & 367.595 \end{pmatrix} \quad (k^T k)^{-1} = \begin{pmatrix} 0.378 & -0.046 \\ -0.046 & 8.231 \times 10^{-3} \end{pmatrix}$$

$$k^T g = \begin{pmatrix} 322.79 \\ 2.541 \times 10^3 \end{pmatrix}$$

$$b := (k^T k)^{-1} (k^T g)$$

$$b = \begin{pmatrix} 6.093266 \\ 6.176108 \end{pmatrix} \quad \begin{matrix} b_0 := b_{1,1} & b_0 = 6.093266 \\ b_1 := b_{2,1} & b_1 = 6.176108 \end{matrix}$$

$$\text{gestimado}_i := b_0 + b_1 \cdot h_i$$

$$\text{gestimado} = \begin{pmatrix} 10.733459 \\ 14.115107 \\ 22.457697 \\ 28.247928 \\ 41.091210 \\ 58.737233 \\ 69.311628 \\ 78.095738 \end{pmatrix}$$

Determinación del R<sup>2</sup>

$$\text{gprom} := \frac{\left( \sum_{i=1}^8 \xi_i \right)}{8} \quad \text{gprom} = 40.349$$

$$\text{rcuadrado} := 1 - \frac{\sum_{i=1}^8 (\xi_i - \text{gestimado}_i)^2}{\sum_{i=1}^8 (\xi_i - \text{gprom})^2} \quad \text{rcuadrado} = 0.984836$$

10A.7.Oswin (1946)

ORIGIN = 1

$$hl_i := \ln\left(\frac{aw_i}{1-aw_i}\right) \quad \xi_i := \ln(W_i)$$

$hl =$	$\begin{pmatrix} -0.285932 \\ 0.261480 \\ 0.974422 \\ 1.277360 \\ 1.734601 \\ 2.142863 \\ 2.325907 \\ 2.456012 \end{pmatrix}$	$\xi_i =$ <table border="1" style="border-collapse: collapse; width: 100%; text-align: center;"> <tr><td>2.000128</td></tr> <tr><td>2.505526</td></tr> <tr><td>3.173460</td></tr> <tr><td>3.351307</td></tr> <tr><td>3.868698</td></tr> <tr><td>4.080753</td></tr> <tr><td>4.222591</td></tr> <tr><td>4.323338</td></tr> </table>	2.000128	2.505526	3.173460	3.351307	3.868698	4.080753	4.222591	4.323338
2.000128										
2.505526										
3.173460										
3.351307										
3.868698										
4.080753										
4.222591										
4.323338										

$$b := ((k^T k)^{-1})^T (k^T g)$$

$$k := \begin{pmatrix} 1 & hl_{1,1} \\ 1 & hl_{2,1} \\ 1 & hl_{3,1} \\ 1 & hl_{4,1} \\ 1 & hl_{5,1} \\ 1 & hl_{6,1} \\ 1 & hl_{7,1} \\ 1 & hl_{8,1} \end{pmatrix} \quad k = \begin{pmatrix} 1 & -0.2859 \\ 1 & 0.2615 \\ 1 & 0.9744 \\ 1 & 1.2774 \\ 1 & 1.7346 \\ 1 & 2.1429 \\ 1 & 2.3259 \\ 1 & 2.456 \end{pmatrix} \quad k^T = \begin{pmatrix} 1 & 1 & 1 & 1 & 1 & 1 & 1 & 1 \\ -0.286 & 0.261 & 0.974 & 1.277 & 1.735 & 2.143 & 2.326 & 2.456 \end{pmatrix}$$

$$k^T k = \begin{pmatrix} 8 & 10.887 \\ 10.887 & 21.774 \end{pmatrix} \quad (k^T k)^{-1} = \begin{pmatrix} 0.391 & -0.196 \\ -0.196 & 0.144 \end{pmatrix}$$

$$k^T g = \begin{pmatrix} 27.526 \\ 43.351 \end{pmatrix}$$

$$b := (k^T k)^{-1} (k^T g)$$

$$b = \begin{pmatrix} 2.288334 \\ 0.846824 \end{pmatrix} \quad \begin{matrix} b_0 := b_{1,1} & b_0 = 2.288334 \\ b_1 := b_{2,1} & b_1 = 0.846824 \end{matrix}$$

$$\text{gestimado}_i := b_0 + b_1 h_i$$

$$\text{gestimado} = \begin{pmatrix} 2.046200 \\ 2.509761 \\ 3.113498 \\ 3.370033 \\ 3.757236 \\ 4.102962 \\ 4.257967 \\ 4.368144 \end{pmatrix}$$

Determinación del R<sup>2</sup>

$$\text{gprom} := \frac{\left( \sum_{i=1}^8 \xi_i \right)}{8} \quad \text{gprom} = 3.441$$

$$\text{rcuadrado} := 1 - \frac{\sum_{i=1}^8 (\xi_i - \text{gestimado}_i)^2}{\sum_{i=1}^8 (\xi_i - \text{gprom})^2} \quad \text{rcuadrado} = 0.995558$$

10A.8.Smith (1947)

ORIGIN = 1

$$hl_i := \ln(1 - w_i) \quad \xi_i := W_i$$

$hl =$	$\begin{pmatrix} -0.560366 \\ -0.832409 \\ -1.294627 \\ -1.523260 \\ -1.897120 \\ -2.253795 \\ -2.419119 \\ -2.538307 \end{pmatrix}$	$\xi_i =$	$\begin{pmatrix} 7.390000 \\ 12.250000 \\ 23.890000 \\ 28.540000 \\ 47.880000 \\ 59.190000 \\ 68.210000 \\ 75.440000 \end{pmatrix}$
--------	--	-----------	---

$$b = ((k^T k)^{-1})^T (k^T g)$$

$k :=$	$\begin{pmatrix} 1 & hl_{1,1} \\ 1 & hl_{2,1} \\ 1 & hl_{3,1} \\ 1 & hl_{4,1} \\ 1 & hl_{5,1} \\ 1 & hl_{6,1} \\ 1 & hl_{7,1} \\ 1 & hl_{8,1} \end{pmatrix}$	$k =$	$\begin{pmatrix} 1 & -0.5604 \\ 1 & -0.8324 \\ 1 & -1.2946 \\ 1 & -1.5233 \\ 1 & -1.8971 \\ 1 & -2.2538 \\ 1 & -2.4191 \\ 1 & -2.5383 \end{pmatrix}$
--------	--	-------	--

$$k^T = \begin{pmatrix} 1 & 1 & 1 & 1 & 1 & 1 & 1 & 1 \\ -0.56 & -0.832 & -1.295 & -1.523 & -1.897 & -2.254 & -2.419 & -2.538 \end{pmatrix}$$

$$k^T k = \begin{pmatrix} 8 & -13.319 \\ -13.319 & 25.977 \end{pmatrix} \quad (k^T k)^{-1} = \begin{pmatrix} 0.854 & 0.438 \\ 0.438 & 0.263 \end{pmatrix}$$

$$k^T g = \begin{pmatrix} 322.79 \\ -669.475 \end{pmatrix}$$

$$b := (k^T k)^{-1} (k^T g)$$

$$b = \begin{pmatrix} -17.474585 \\ -34.731327 \end{pmatrix} \quad b_0 := b_{1,1} \quad b_0 = -17.474585$$

$$b_1 := b_{2,1} \quad b_1 = -34.731327$$

$$\text{gestimado}_i := b_0 + b_1 h_i$$

$$\text{gestimado} = \begin{pmatrix} 1.987672 \\ 11.436093 \\ 27.489535 \\ 35.430263 \\ 48.414909 \\ 60.802703 \\ 66.544625 \\ 70.684200 \end{pmatrix}$$

Determinación del R<sup>2</sup>

$$\text{gprom} := \frac{\left( \sum_{i=1}^8 \xi_i \right)}{8} \quad \text{gprom} = 40.349$$

$$\text{rcuadrado} := 1 - \frac{\sum_{i=1}^8 (\xi_i - \text{gestimado}_i)^2}{\sum_{i=1}^8 (\xi_i - \text{gprom})^2} \quad \text{rcuadrado} = 0.974804$$

**10A.9. Determinación de las constantes de GAB**

$$\frac{W}{W_1} = \frac{C_g \times K \times aw}{(1 - K \times aw)(1 + (C_g - 1)K \times aw)}$$

Despejando se tiene:

$$\frac{aw}{W} = \frac{1}{W_1 C_g K} + \left( \frac{C_g - 2}{W_1 C_g} \right) aw + \left[ \frac{K(1 - C_g)}{W_1 C_g} \right] aw^2$$

De lo que se deduce:

$$\frac{1}{W_1 C_g K} = b0 \quad \dots\dots (1)$$

$$\left( \frac{C_g - 2}{W_1 C_g} \right) = b1 \quad \dots\dots (2)$$

$$\frac{K(1 - C_g)}{W_1 C_g} = b2 \quad \dots\dots (3)$$

Despejando  $C_g$  de las relaciones 1, 2 y 3 se tiene:

$$C_g^2 + \frac{(b1^2 - 4b2b0)}{b2b0} C_g + \frac{(4b2b0 - b1^2)}{b2b0} = 0$$

Reemplazando en la ecuación:

$$mC_g^2 + nC_g + p = 0$$

Con ayuda de Mathcad 14.0 se determina:

$$m := 1$$

$$n := \left( \frac{b1^2 - 4 \cdot b2 \cdot b0}{b2 \cdot b0} \right) = -8.528394$$

$$p := \frac{(4 \cdot b2 \cdot b0 - b1^2)}{b2 \cdot b0} = 8.528394$$

$$m \cdot x^2 + n \cdot x + p \text{ solve } \rightarrow \begin{pmatrix} 1.1569502901237109972 \\ 7.3714440999872144028 \end{pmatrix}$$

$$Cg1 := \frac{-n + \sqrt{n^2 - 4 \cdot m \cdot p}}{2 \cdot m} = 7.371444 \quad Cg2 := \frac{-n - \sqrt{n^2 - 4 \cdot m \cdot p}}{2 \cdot m} = 1.15695$$

$$k1 := \frac{b1}{b0 \cdot (Cg1 - 2)} = -0.150768$$

$$k2 := \frac{b1}{b0 \cdot (Cg2 - 2)} = 0.960609$$

$$W11 := \frac{1}{b0 \cdot Cg1 \cdot k1} = -9.697905$$

$$W12 := \frac{1}{b0 \cdot Cg2 \cdot k2} = 9.697905$$

## APÉNDICE 11. Análisis de varianza en la evaluación sensorial

### Planteamiento de Hipótesis:

$H_0$ : Las muestras A, B, C tienen idénticos efectos; si  $F$  (tratamiento)  $\leq F$  (tablas)

$H_a$ : No todos los tratamientos tienen idénticos efectos; si  $F$  (tratamiento)  $> F$  (tablas)

### Desarrollo de la Prueba estadística:

$i=1, 2, 3$  (referido al número de tratamientos: A, B, C)

$j=1, 2, 3, \dots, 10$  (referido a la cantidad de jueces)

$n$ =número de datos=30;  $r$ =número de jueces=10;  $k$ =número de tratamientos=3

**Tabla 10A.1.** Análisis de medias y sumatorias de datos para cálculo de ANOVA

Jueces	A	B	C	$X_j$	$\bar{X}_j$
1	3	4	4	11	3.67
2	4	3	3	10	3.33
3	2	1	1	4	1.33
4	3	3	3	9	3.00
5	3	3	3	9	3.00
6	3	2	2	7	2.33
7	3	3	3	9	3.00
8	2	2	1	5	1.67
9	3	3	2	8	2.67
10	1	2	2	5	1.67
$X_i$	27	26	24	$X_{..}$	77
$\bar{X}_i$	2.7	2.6	2.4	$\bar{X}_{..}$	2.57

(Elaboración propia)

*Nota.*  $X_i$ = Suma de los datos de la  $i$ -ésima columna (tratamiento);  $X_j$ = Suma de los datos de la  $j$ -ésima columna (juez);  $\bar{X}_i$ = Media de los  $r$  datos observados en cada tratamiento;  $\bar{X}_j$ = Media de los  $r$  datos observados por cada juez;  $X_{..}$ =Suma de todas las  $rk$  observaciones;  $\bar{X}_{..}$ = Media de todas  $rk$  observaciones

$$S_x = \sqrt{\frac{(X_i - \bar{X}_{..})^2}{rk}} = \text{Desviación Estándar de los } rk \text{ datos mostrados}$$

$$C = \frac{(X_{..})^2}{rk} \quad SCT = (n-1)S_x^2$$

$$SCA = \frac{1}{r} \sum_{i=1}^k (X_i)^2 - C = \frac{X_1^2 + X_2^2 + X_3^2 + X_4^2}{3} - C$$

$$SCB = \frac{1}{k} \sum_{j=1}^r (X_j)^2 - C = \frac{X_1^2 + X_2^2 + X_3^2}{4} - C$$

$$SCE = SCT - (SCA + SCB)$$

$$MCA = \frac{SCA}{k-1} \quad MCE = \frac{SCE}{(r-1)(k-1)} \quad F_A = \frac{MCA}{MCE}$$

$$MCB = \frac{SCB}{r-1} \quad F_B = \frac{MCB}{MCE}$$

Tabla 10A.2. Cálculo del Factor "F".

Fuente de variación	Suma de cuadrados	Grados de Libertad	Medias cuadráticas	Razón F Calculada
Tratamiento	SCA=0.47	k-1=2	MCA=0.23	F <sub>A</sub> =1.00
Jueces	SCB=16.70	r-1=9	MCB=1.86	F <sub>B</sub> =7.95
Error	SCE=4.20	(r-1)(k-1)=18	MCE=0.23	
Total	21.37	29		

(Elaboración propia)

Con las Tablas de distribución F (Anzaldúa, et al., 1999, pp. 165), se determinó el factor teórico.

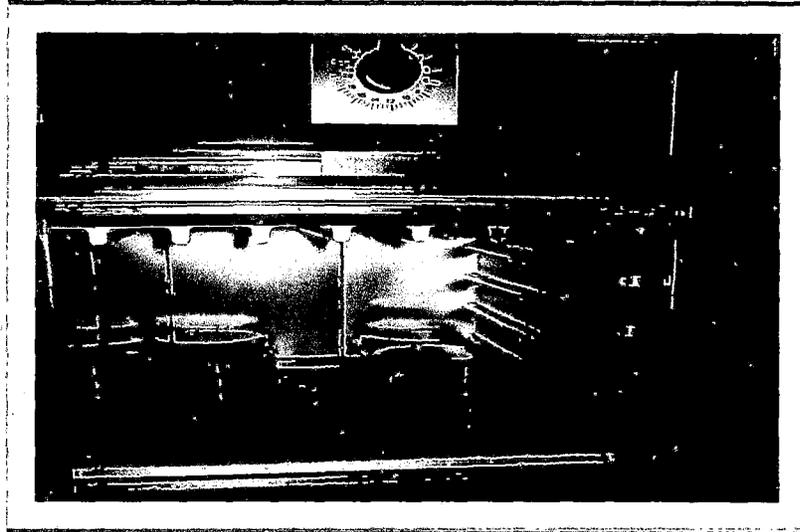
Tabla 10A.3. Determinación del Factor "F" de tablas.

<b>F de tablas:</b>	<b>F (1-α), k-1, (k-1)×(r-1)</b>
α=	0.05
k-1=	2
(k-1)×(r-1)=	18
<b>F de tablas=</b>	<b>3.55</b>

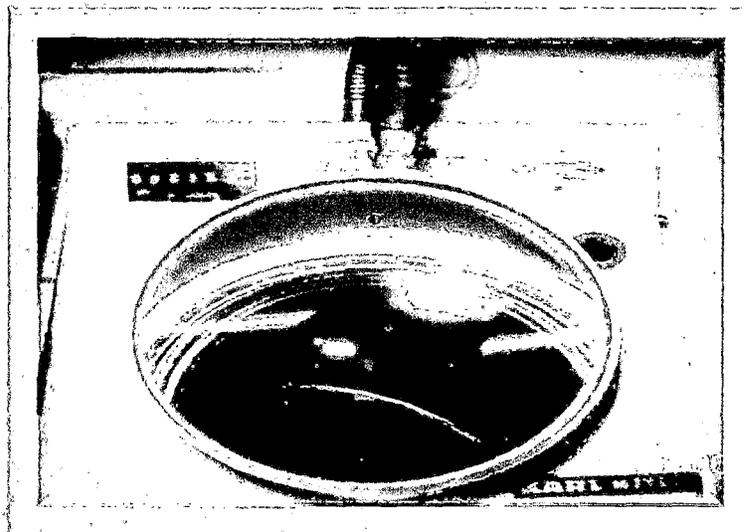
(Elaboración propia)

Como F (tratamiento) igual a 1, es menor que el F (tabla) igual a 3.55; se deduce, que las muestras A, B y C tienen efectos idénticos.

**APÉNDICE 12. Fotos del análisis microbiológico realizado**



**Figura 12A.1. Incubación de los medios de cultivo**



**Figura 12A.2. Conteo microbiológico**

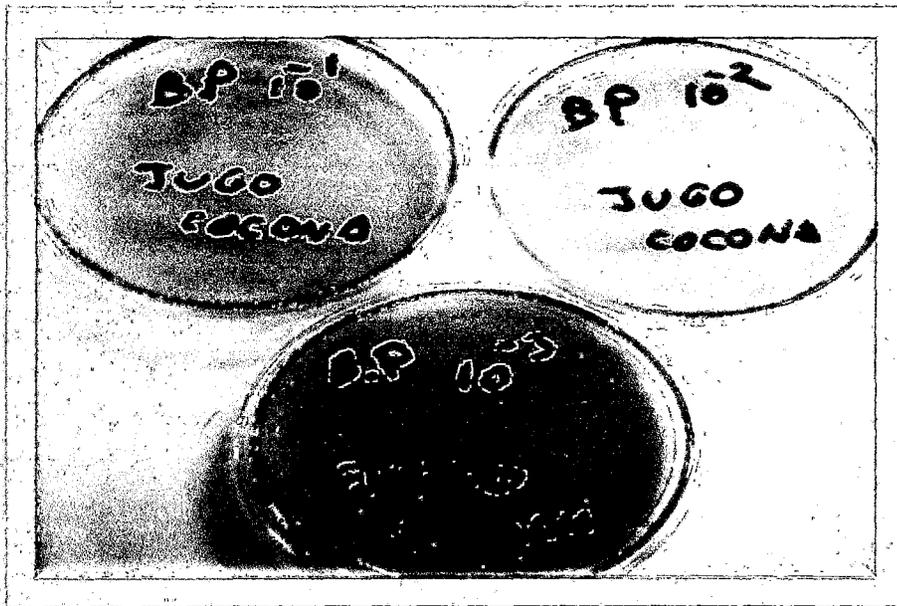


Figura 12A.3. Determinación de *Staphylococcus aureus* presente

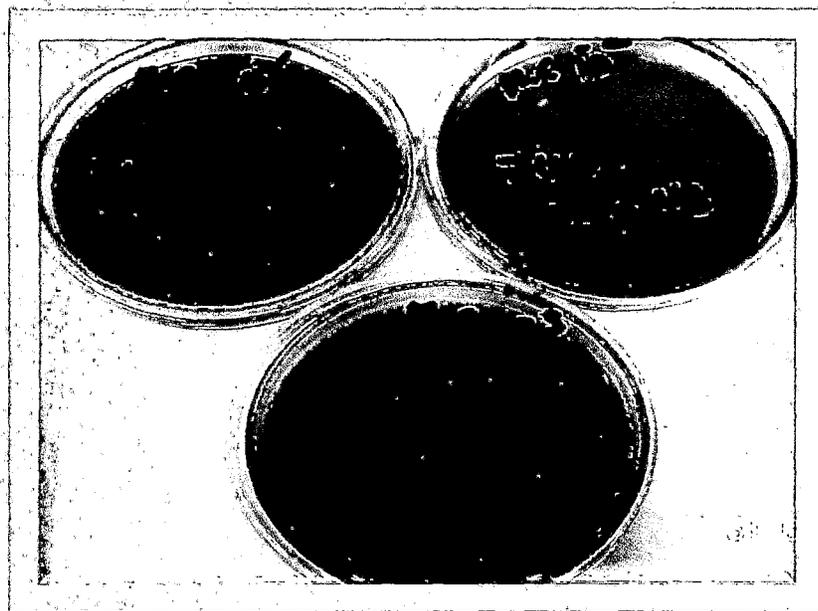
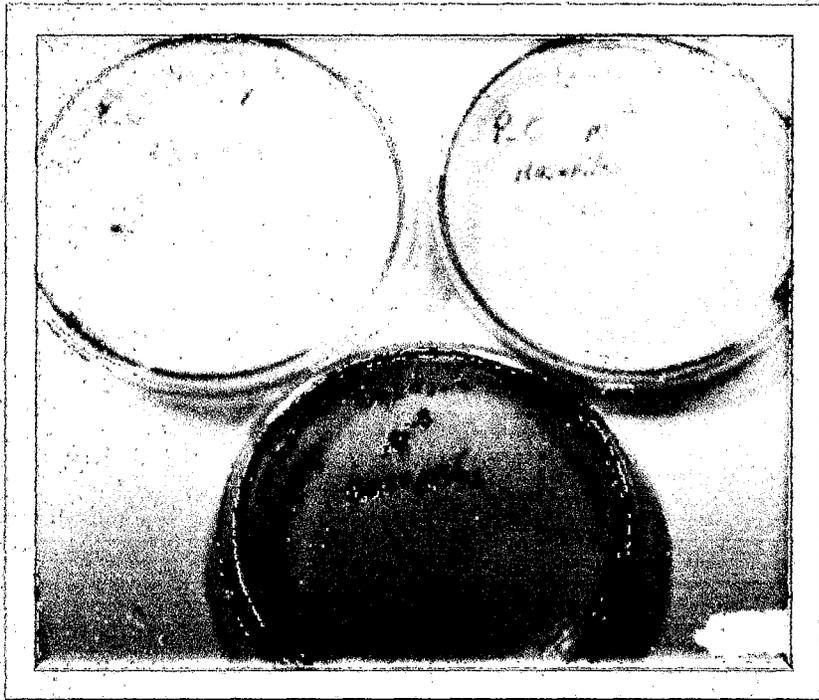


Figura 12A.4. Determinación de *Escherichia coli* presente



**Figura 12A.5.** Determinación de Mesófilos aerobios

# **ANEXOS**

ANEXO 1. Especificaciones de la dextrina usada



**Industrial Insumos Químicos S.A.**

**DEXTRINA**

**(USO ALIMENTICIO)**

**Especificaciones:**

Humedad	:	Máx. 10.0%
Ph(20% p/v)	:	2.8 – 3.2
Solubilidad(B.S.)	:	92.0 – 98.0% (*)
Viscosidad Brookfield (48% B.S y 30° C	:	200 – 400 cps.
Tamaño de partículas	:	99% Min. Por malla No. 100
Azucares Reductores	:	Menor de 3%

(\*) Solubilidad gravimétrica al 10%. (P/V)

B.S. Significa Bass seca

**L/2010**

Benito Pardo Figueroa 147 – La Victoria –  
Teléfonos 0511 - 4741089 – 0511 - 4729750  
Email: [08alipio@ec-red.com](mailto:08alipio@ec-red.com) ; [chubralu@ec-red.com](mailto:chubralu@ec-red.com)

ANEXO 2. Especificaciones del carboximetilcelulosa usado



**Industrial Insumos Químicos S.A.**

**C M C FOOD GRADE**  
mesh 80 – 100

Manufacture date : 2009 – 02 -16  
Expiry date : 2011 – 02-16

ÍTEMS	STANDARD FOOD GRADE	RESULT
Identification	White powder	Conforms
Purity	95% min	96.5%
Degree of Substitution (D.S)	>0.9	0.94
Viscosity (1% water solution Or 2% water solution,25°C) mpa.s	3500 - 4500	Conform
pH	6.0 -8.5	7.1
Drying loss (5)	< 10.0	7.8
Chloride (Cl) %	< 1.8	1.6
Heavy metal % (Pb)	<0.002	<0.002
Fe (%)	<0.03	<0.03
As (%)	<0.0002	<0.0002

**Conclusion:**

1. This batch is in accordance with the standard of Food grade
2. The producer gained ISO9001 certificate of international quality system registration.

**L/2010**

Benito Pardo Figueroa 147 – La Victoria –  
Teléfonos 0511 - 4741089 – 0511 - 4729750  
Email: [08alipio@ec-red.com](mailto:08alipio@ec-red.com) ; [chubralu@ec-red.com](mailto:chubralu@ec-red.com)

ANEXO 3. Presión de vapor del agua líquida

Vapor Pressure (MPa) of Liquid Water  
from 0 to 100°C

$t, ^\circ\text{C}$	$P_{\text{vap}}, \text{MPa}$	$t, ^\circ\text{C}$	$P_{\text{vap}}, \text{MPa}$	$t, ^\circ\text{C}$	$P_{\text{vap}}, \text{MPa}$
0.01	0.00061165	34	0.0053251	68	0.028599
1	0.00065709	35	0.0056290	69	0.029876
2	0.00070599	36	0.0059479	70	0.031201
3	0.00075808	37	0.0062823	71	0.032575
4	0.00081355	38	0.0066328	72	0.034000
5	0.00087258	39	0.0070002	73	0.035478
6	0.00093536	40	0.0073849	74	0.037009
7	0.0010021	41	0.0077878	75	0.038595
8	0.0010730	42	0.0082096	76	0.040239
9	0.0011483	43	0.0086508	77	0.041941
10	0.0012282	44	0.0091124	78	0.043703
11	0.0013130	45	0.0095950	79	0.045527
12	0.0014028	46	0.010099	80	0.047414
13	0.0014981	47	0.010627	81	0.049367
14	0.0015990	48	0.011177	82	0.051387
15	0.0017058	49	0.011752	83	0.053476
16	0.0018188	50	0.012352	84	0.055635
17	0.0019384	51	0.012978	85	0.057867
18	0.0020647	52	0.013631	86	0.060173
19	0.0021983	53	0.014312	87	0.062556
20	0.0023393	54	0.015022	88	0.065017
21	0.0024882	55	0.015762	89	0.067558
22	0.0026453	56	0.016533	90	0.070182
23	0.0028111	57	0.017336	91	0.072890
24	0.0029858	58	0.018171	92	0.075684
25	0.0031699	59	0.019041	93	0.078568
26	0.0033639	60	0.019946	94	0.081541
27	0.0035681	61	0.020888	95	0.084608
28	0.0037831	62	0.021867	96	0.087771
29	0.0040092	63	0.022885	97	0.091030
30	0.0042470	64	0.023943	98	0.094390
31	0.0044969	65	0.025042	99	0.097852
32	0.0047596	66	0.026183	100	0.10142
33	0.0050354	67	0.027368		

(Perry, 2008)

## ANEXO 4. Tablas de distribución estadística del factor "F".

n1=grados de libertad para el numerador

n2=grados de libertad para el denominador

Tabla 1. Valores de F para un nivel de significancia del 5%

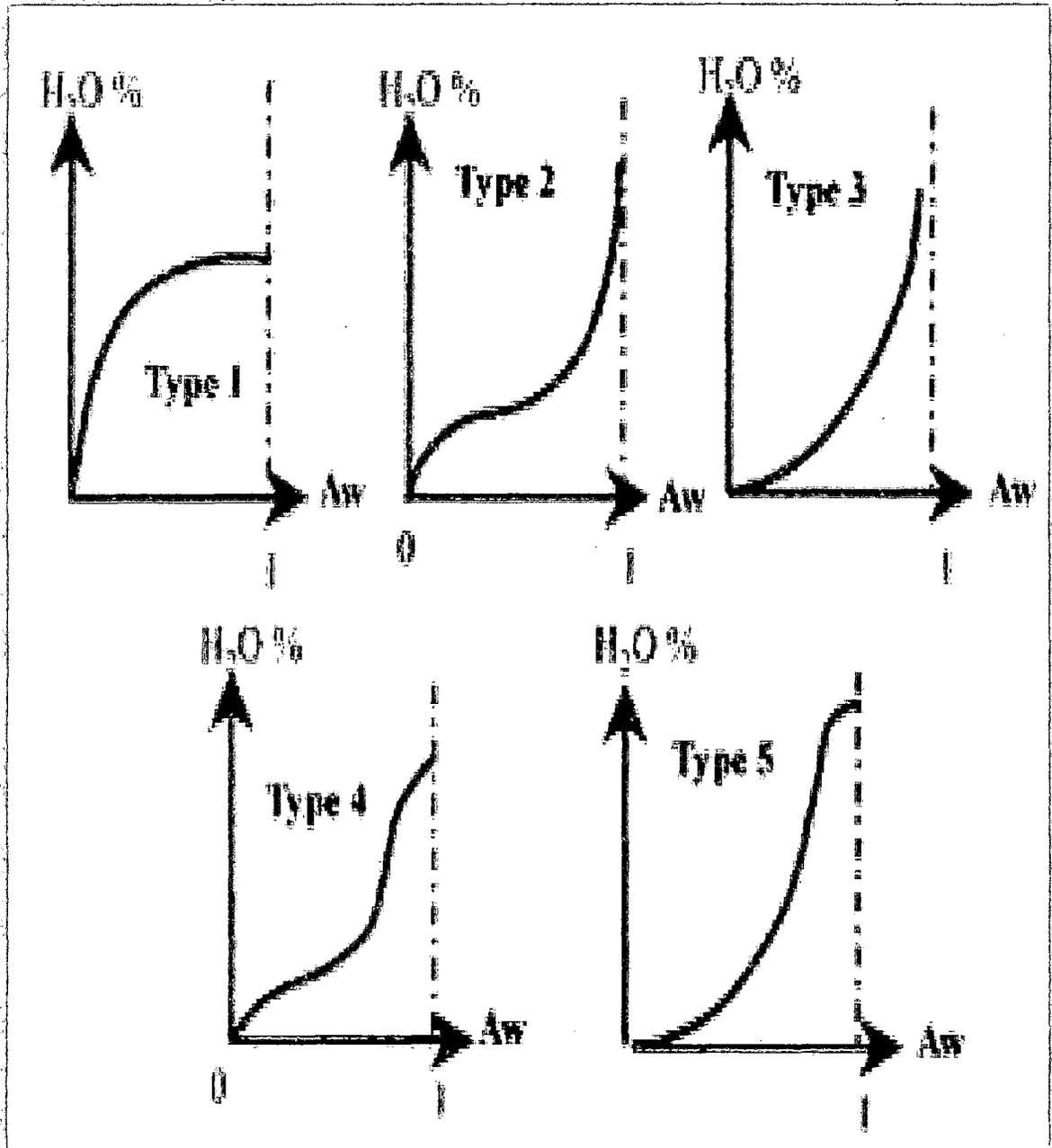
n <sub>1</sub> \ n <sub>2</sub>	1	2	3	4	5	6	8	12	24	∞
1	161,4	199,5	215,7	224,6	230,2	234	238,9	243,9	249	255
2	18,51	19,00	19,16	19,25	19,30	19,33	19,37	19,41	19,5	19,5
3	10,13	9,55	9,28	9,12	9,01	8,94	8,84	8,74	8,64	8,53
4	7,71	6,94	6,59	6,39	6,26	6,16	6,04	5,91	5,77	5,63
5	6,61	5,79	5,41	5,19	5,05	4,95	4,82	4,68	4,53	4,36
6	5,99	5,14	4,76	4,53	4,39	4,28	4,15	4,00	3,84	3,67
7	5,59	4,74	4,35	4,12	3,97	3,87	3,75	3,57	3,41	3,25
8	5,32	4,46	4,07	3,84	3,69	3,58	3,44	3,28	3,12	2,93
9	5,12	4,26	3,86	3,63	3,48	3,37	3,23	3,07	2,90	2,71
10	4,96	4,10	3,71	3,48	3,33	3,22	3,07	2,91	2,74	2,54
11	4,84	3,98	3,59	3,36	3,20	3,09	2,95	2,79	2,61	2,40
12	4,75	3,88	3,49	3,26	3,11	3,00	2,85	2,69	2,50	2,30
13	4,67	3,80	3,41	3,18	3,02	2,92	2,77	2,60	2,42	2,21
14	4,60	3,74	3,34	3,11	2,96	2,85	2,70	2,53	2,35	2,13
15	4,54	3,68	3,29	3,06	2,90	2,79	2,64	2,48	2,29	2,07
16	4,49	3,63	3,24	3,01	2,85	2,74	2,59	2,42	2,24	2,01
17	4,45	3,59	3,20	2,96	2,81	2,70	2,55	2,38	2,19	1,96
18	4,41	3,55	3,16	2,93	2,77	2,66	2,51	2,34	2,15	1,92
19	4,38	3,52	3,13	2,90	2,74	2,63	2,48	2,31	2,11	1,88
20	4,35	3,49	3,10	2,87	2,71	2,60	2,45	2,28	2,08	1,84

(continuación).

n <sub>1</sub> \ n <sub>2</sub>	1	2	3	4	5	6	8	12	24	∞
21	4,32	3,47	3,07	2,84	2,68	2,57	2,42	2,25	2,05	1,81
22	4,30	3,44	3,05	2,82	2,66	2,55	2,40	2,23	2,03	1,78
23	4,28	3,42	3,03	2,80	2,64	2,53	2,38	2,20	2,00	1,76
24	4,26	3,40	3,01	2,78	2,62	2,51	2,36	2,18	1,98	1,73
25	4,24	3,38	2,99	2,76	2,60	2,49	2,34	2,16	1,96	1,71
26	4,22	3,37	2,98	2,74	2,59	2,47	2,32	2,15	1,95	1,69
27	4,21	3,35	2,96	2,73	2,57	2,46	2,30	2,13	1,93	1,67
28	4,20	3,34	2,95	2,71	2,56	2,44	2,29	2,12	1,91	1,65
29	4,18	3,33	2,93	2,70	2,54	2,43	2,28	2,10	1,90	1,64
30	4,17	3,32	2,92	2,69	2,53	2,42	2,27	2,09	1,89	1,62
40	4,08	3,23	2,84	2,61	2,45	2,34	2,18	2,00	1,79	1,51
60	4,00	3,15	2,76	2,52	2,37	2,25	2,10	1,92	1,70	1,39
120	3,92	3,07	2,68	2,45	2,29	2,17	2,02	1,83	1,61	1,25
∞	3,84	2,99	2,60	2,37	2,21	2,09	1,94	1,75	1,52	1,00

(Anzaldúa, 1994, pp. 165-166)

ANEXO 5. Representaciones gráficas de las Isotermas de Adsorción



(Viades, 2010)