



UNIVERSIDAD NACIONAL AUTONOMA
DE MEXICO

FACULTAD DE ESTUDIOS SUPERIORES
CUAUTITLAN

"EXTRACCION DE LA OLEORESINA DE LICOPENO A
PARTIR DE JITOMATE FUERA DE NORMA Y
ANALISIS DE COSTOS A NIVEL
LABOTATORIO"

T E S I S

QUE PARA OBTENER EL TITULO DE:

INGENIER A EN ALIMENTOS

P R E S E N T A :

NORMA ADRIANA MICHEL PEREZ

ASESORES: DRA. SARA ESTHER VALDES MARTINEZ
M.C. ENRIQUE ANGELES ANGUIANO

TESIS CON
ALLA DE ORIGEN

CUAUTITLAN IZCALLI, EDO. DE MEX.

2606 71

1998



Universidad Nacional
Autónoma de México



UNAM – Dirección General de Bibliotecas
Tesis Digitales
Restricciones de uso

DERECHOS RESERVADOS ©
PROHIBIDA SU REPRODUCCIÓN TOTAL O PARCIAL

Todo el material contenido en esta tesis esta protegido por la Ley Federal del Derecho de Autor (LFDA) de los Estados Unidos Mexicanos (México).

El uso de imágenes, fragmentos de videos, y demás material que sea objeto de protección de los derechos de autor, será exclusivamente para fines educativos e informativos y deberá citar la fuente donde la obtuvo mencionando el autor o autores. Cualquier uso distinto como el lucro, reproducción, edición o modificación, será perseguido y sancionado por el respectivo titular de los Derechos de Autor.

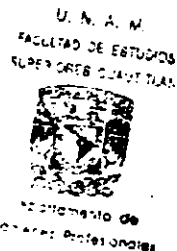
FACULTAD DE ESTUDIOS SUPERIORES CUAUTITLAN
UNIDAD DE LA ADMINISTRACION ESCOLAR
DEPARTAMENTO DE EXAMENES PROFESIONALES



UNIVERSIDAD NACIONAL
AVENIDA DE
MEXICO

ASUNTO: VOTOS APROBATORIOS

DR. JUAN ANTONIO MONTARAZ CRESPO
DIRECTOR DE LA F.E.S.-CUAUTITLAN
P R E S E N T E



AT'N: Ing. Jaime de Anda Montañez
Jefe del Departamento de Exámenes
Profesionales de la F.E.S.-C

Con base en el art. 28 del Reglamento General de Exámenes, nos permitimos comunicar a usted que revisamos la TESIS:

"Extracción de la oleoresina de licopeno a partir de jitomate fuera de norma y -
análisis de costos a nivel laboratorio".

que presenta la pasante: Norma Adriana Michel Pérez
con número de cuenta: 8958971-3 para obtener el TITULO de:
Ingeniera en Alimentos

Considerando que dicho tesis reúne los requisitos necesarios para ser discutida en el EXAMEN PROFESIONAL correspondiente, otorgamos nuestro VOTO APROBATORIO.

A T E N T A M E N T E.
"POR MI RAZA HABLARA EL ESPIRITU"

Cuautitlán Izcalli, Edo. de México, a 5 de Marzo de 1998

- | | | |
|------------------|--|--|
| PRESIDENTE | <u>I.B.Q. Francisco Montiel Sosa</u> | |
| VOCAL | <u>M. en C. Rosa Manuela Arriaga Orihuela</u> | |
| SECRETARIO | <u>Dra. Sara Esther Valdés Martínez</u> | |
| RIMER SUPLENTE | <u>I.B.Q. Norma B. Casas Alencaster</u> | |
| SEGUNDO SUPLENTE | <u>M. en C. José Guillermo Penieres Carrillo</u> | |

Doy gracias a Dios por permitirme concluir mi tesis y por conducirme en su camino para mi perdón y salvación que es en Jesucristo.

Dedico mi tesis a mi Mamá de quien siempre recibí amor, comprensión y apoyo durante toda mi vida y a mi hija Nancy por darme alegría y amor y por ser una niña noble y tierna.

Agradezco a mi Papá por el amor y sustento que siempre me ha proporcionado y por su apoyo incondicional en los momentos difíciles de mi vida.

Agradezco a mi hermano Francisco por siempre buscar la manera de ayudarme para mi superación y por demostrarme tanto amor.

Agradezco a mis hermanas Sara, María Elena y Patricia por mostrarme su amor y ayudarme siempre y a mis cuñados Darren, Leonardo y Jacobo por amarlas.

Agradezco a mis asesores por su gran apoyo y paciencia durante la realización de mi tesis.

Agradezco a mis sinodales por su dedicación en la corrección de mi tesis.

Agradezco a los Sres. Delfino y Silvia, Silvia, Hans y Ractel por su sincera amistad y apoyo.

**Agradezco a todas las personas que me
brindaron su apoyo para la realización de la**

tesis entre las cuales se encuentran:

Miguel Angel Hernandez de Waters.

Susana Robledo, Elia Granados,

Dra. Raquel López Arellano.

Angélica Ma. Mendoza.

Ana Belén Trujeque.

Gabriela Ruiz Alcaraz

Agradezco a mis hermanos en Cristo

Francisco y Esperanza Jimenez,

Mónica Estrada, Elenita Parker.

Dulce Urbic. Rosa Ma. Hdez.,

Magdalena Barona. Mauro,

Rosita Millán, Talín

y a toda la Iglesia "El Faro";

de los cuales he recibido amor

estímulo y apoyo.

Agradezco a Guadalupe Nuñez y Mauricio

Michel por su compañerismo y disponibilidad

de ayudar en todo momento.

Agradezco a mis tíos Lilia y Sergio y a mi

abuelita Conchita por su apoyo y

preocupación por mi vida.

**"Dios bendito, te pido por todas las personas antes mencionadas, bendícelas y
guíalas por tu camino, en nombre de nuestro Señor Jesucristo. Amén"**

INDICE

	PAGS
1.- Resumen	3
2.- Introducción	5
3.- Objetivos	8
4.- Generalidades del Jitomate:	
4.1 Morfología	11
4.2 Composición	12
4.3 Clasificación	14
4.4 Variedades en México	15
4.5 Producción y Comercialización	19
5.- Generalidades de colorantes:	
5.1 Definición	28
5.2 Características y funciones	28
5.3 Clasificación	29
5.3.1 Colorantes sintéticos	
5.3.1.1 Pigmentos	31
5.3.1.2 Lacs	32
5.3.1.3 Colorantes Minerales	32
5.3.2 Colorantes naturales	
5.3.2.1 Pigmentos vegetales	33
5.3.2.2 Pigmentos animales	35
5.3.2.3 Pigmentos minerales	35
5.4 Legislación	37
6.- Generalidades de carotenoides:	
6.1 Definición	44
6.2 Clasificación	45

6.3 Distribución en la naturaleza	47
6.4 Funcion en la naturaleza	47
6.5 Propiedades	48
7.- Generalidades de Licopeno:	
7.1 Historia	50
7.2 Distribución en la naturaleza	50
7.3 Definición y estructura	52
7.4 Propiedades	52
7.4.1 Propiedades fisiológicas	53
7.4.2 Aspecto de los cristales de licopeno	54
7.4.3 Solubilidad y coloración	55
7.4.4 Espectro	55
7.4.5 Estabilidad	58
7.5 Producción de oleoresina de licopeno	60
7.6 Formas de aplicacion del licopeno en alimentos	61
8.- Extracción, identificación y cuantificación del licopeno	
8.1 Extracción de licopeno	63
8.2 Identificación de licopeno	64
8.3 Cuantificación de licopeno	67
A. PARTE EXPERIMENTAL:	
A.0 Cuadro Metodológico	70
A.1 Metodologia para la obtención de oleoresina de licopeno	71
A.2 Identificación del licopeno en la oleoresina extraida	77
A.3 Cuantificación espectrofotométrica del licopeno	82
A.4 Análisis de costos para la obtención de la oleoresina de jitomate a nivel laboratorio	90
9.- Conclusiones	99
10.- Referencias	102

1.- RESUMEN

Las etapas en la realización de este trabajo constaron de antecedentes que abarca todo lo referente al jitomate y licopeno, y la parte experimental que implicó la extracción de la oleoresina, la identificación del licopeno en la misma, su cuantificación y por último el análisis de costos de la obtención de oleoresina.

En la primera parte de la etapa experimental, tenemos que dentro de todas las referencias consultadas para la obtención del método a utilizar en la extracción de la oleoresina, se tiene que básicamente se manejan los mismos pasos, sin embargo, se fueron eliminando aquellos que no se necesitaban en el caso específico del jitomate, a la vez que se sustituyeron reactivos tales como el cloroformo por ser más económico y eficiente.

En la etapa correspondiente a la identificación del licopeno en la oleoresina, se obtiene el mismo tiempo de retención en los dos picos, tanto del estándar como de la oleoresina. El tamaño de los picos corresponden a la cantidad de licopeno presente en la muestra. Como se observa en los cromatogramas, únicamente hay dos picos, el primero corresponde al disolvente empleado (cloroformo) y el segundo corresponde al licopeno, por tanto se encuentra la oleoresina constituida al 100% de licopeno

Para la cuantificación del licopeno presente en la oleoresina, se emplea la espectrofotometría por ser un método rápido, sencillo y preciso. En este análisis se emplearon disoluciones de estándar de licopeno a diferentes concentraciones, las cuales no debían rebasar el rango de absorbancia de 0.2 a 0.7 en el cual la correlación de concentración vs absorbancia satisface la línea recta. El rango de contenido de licopeno que se obtuvo en las diferentes oleoresinas fue de 0.003055% a 0.00755%, y en la referencia se reporta un rango de 0.002% a 0.006%, por lo cual vemos que los porcentajes de licopeno obtenidos rebasan el rango reportado. De esta manera, la absorptividad obtenida nos servirá para experimentos posteriores en los cuales se requiera saber la concentración aproximada a

la que se necesitará preparar las disoluciones para que no se salgan en rango permitido de absorbancias.

El costo de la oleoresina de licopeno extraída resultò ser elevado, por lo que se propuso el empleo de una trampa de hielo seco, con la cual se reduce la pérdida de disolvente al 1%, permitiendo de esta manera disminuir el costo de la oleoresina de jitomate, pero aún sin tomar en cuenta el costo del hielo seco requiriendose un análisis posterior. En la comparación de la oleoresina con el estándar de licopeno tenemos que el precio del estándar de licopeno fue muchísimo mayor que el costo obtenido del licopeno presente en la oleoresina; sin embargo, se necesita analizar los costos que implica la purificación del licopeno para que tenga la función de estándar. Por lo tanto, tenemos una buena opción de utilización de la oleoresina para la fabricación de un estándar de licopeno producido en México. También, se propone el uso de los subproductos obtenidos de la extracción de la oleoresina, tales como los sólidos solubles concentrados y la fibra dietética, los que permitirían la disminución del costo de la oleoresina

A pesar del alto costo obtenido de la oleoresina extraída de jitomate no se debe olvidar las ventajas de este colorante que son su característica antioxidante y alto poder tintóreo, además de que viene a ser una nueva opción de colorante rojo natural que se comercialice.

A modo de recomendación, se propone el estudio posterior de la estabilidad de este colorante ya adicionado en los alimentos, así como sus propiedades principalmente sabor, color, olor que le imparte al alimento; también se propone el análisis de factibilidad a nivel industrial de la extracción de oleoresina de licopeno

2.- INTRODUCCION

La belleza en la naturaleza que nos rodea está relacionada con los colores. Lo mismo ocurre en lo que respecta a nuestra alimentación desde el momento en que el alimento es percibido, ya sea en el puesto de comerciante o en un plato.

La coloración constituye un factor importante y decisivo en la elección que el consumidor hace para aceptar o rechazar un producto pues es un elemento perceptible para la evaluación de la calidad de un alimento. El color es la primera impresión sensorial que se tiene de los alimentos, el consumidor los juzga inicialmente por su apariencia, color y forma y a continuación por su textura y sabor. La mayoría de los alimentos tanto en su forma natural como procesada tienen un color característico y bien definido, por el cual el consumidor los identifica. Así, el color está frecuentemente relacionado con la madurez, con la presencia de impurezas, con la puesta en marcha apropiada o defectuosa de un tratamiento tecnológico, malas condiciones de almacenamiento, inicio de alteración por microorganismos, etcétera; de esta manera, el color representa una variable que el consumidor siempre asocia con la calidad del producto^(1,4).

La utilidad del empleo de los colorantes en los alimentos es indiscutible. La eliminación o la reducción significativa de su uso determinaría la eliminación de numerosos alimentos, ya que los hábitos de consumo están muy arraigados a los colores tradicionales de dichos alimentos. Se puede decir que en el espíritu del consumidor, el color está asociado al sabor o al aroma del mismo. Múltiples estudios demuestran que los consumidores son incapaces de identificar, en un porcentaje elevado, el sabor de un alimento si a éste no se le adiciona color o se cubren los ojos del consumidor, así como identificar el sabor si éste no coincide con el color esperado. Hall en 1980 trabajó con helados de diversos sabores: limón, lima, naranja, uva, piña y nuez, pero sin colorantes, los presentó todos en color blanco a un grupo de jueces, un alto porcentaje de ellos no lograron determinar el sabor en forma correcta. Por otra parte, cuando los helados estudiados tenían un color diferente al que correspondía de acuerdo a su sabor, los jueces emitieron opiniones incorrectas⁽⁴⁾.

Los estudios anteriores demuestran que el color puede influir, más que en el sabor, en la impresión global que produce un alimento con los consumidores y en ocasiones, aunque el sabor sea agradable, si el color no es el correcto el producto no es aceptado por el consumidor, por lo que es de suma importancia el mantener un control de calidad constante en los colorantes, ya que el público asocia un cierto color con la buena calidad en el producto⁽²⁶⁾

El adicionar materiales colorantes a los alimentos se realiza con el propósito de obtener uniformidad de color y aspecto en el producto y, por lo tanto, al igual que cualquier otro aditivo, el empleo de colorantes no debe usarse con la intención de engañar al consumidor sobre la calidad del alimento ni tampoco el uso de estos debe reducir el valor nutritivo del alimento ni para disimular una alteración o para hacer creer la presencia de un constituyente de calidad, por ejemplo, la adición de un colorante amarillo en los productos de biscochería podría hacer creer al consumidor que estos productos contienen mantequilla⁽²⁷⁾

En la actualidad los consumidores son muy conscientes sobre aspectos de salud y seguridad en el consumo de alimentos, por lo cual los aspectos de inocuidad no deben olvidarse. Es importante hacer notar que la mentalidad varía de una población a otra, de un país a otro. El uso excesivo de los colorantes en general puede producir daños irreversibles al individuo, por lo que se requiere de estudios toxicológicos completos que aseguren que un colorante que se va a emplear en alimentos, drogas y cosméticos compruebe su inocuidad estrictamente o bien estar dentro de los límites de tolerancia de toxicidad, habiendo efectuado pruebas correspondientes bajo supervisión estricta por la FDA (Food and Drug Administration) para su certificación⁽⁴¹⁾.

Los colorantes naturales son utilizados por industrias de los alimentos que se dedican a exportar, debido a que la lista de colorantes naturales aceptados internacionalmente es mayor que la de los artificiales. Algunas de las empresas en México dedicadas a producir o importar colorantes para su distribución y venta a la industria alimentaria son Spectrum,

Nutriquim y Aditalmex. Por lo cual, actualmente se realizan estudios para intensificar el uso de estos colorantes naturales que por proceder de fuentes comestibles se categorizan como inocuos ²⁹ El licopeno, colorante de jitomate, puede ser un candidato para entrar a la lista de colorantes naturales rojos con potencial de ser utilizado en diversos productos comerciales alimenticios. Muchos colorantes artificiales están siendo retirados del mercado por evidencia que han demostrado efectos adversos hacia quien los consume. Tomando en cuenta lo anterior, el estudio de colorantes naturales está enfocado primordialmente a eliminar las desventajas que tienen éstos, las cuales se mencionan en el capítulo correspondiente.

El jitomate es un alimento muy consumido en México durante todo el año y gracias a los sistemas de almacenamiento se tiene disponibilidad durante el año, constituyendo así una fuente disponible para la industria de los colorantes naturales. El desperdicio anual de jitomate podía estimarse en aproximadamente 100.000 toneladas por estar fuera de norma, sin embargo, actualmente organismos para la ayuda de gente necesitada se ha dedicado a la utilización de cierta parte de la mercancía de baja calidad pero aun utilizable, con lo cual se ha bajado un porcentaje del desperdicio. Algunos de estos Bancos de Alimentos anteriormente mencionados son "Sólo por Ayudar" y "Caritas"

Por lo anterior, en el presente trabajo se pretende evaluar la factibilidad para extraer el licopeno de los jitomates de desperdicio, para obtener un producto con valor agregado de un desperdicio, así como un colorante que puede aplicarse sin restricción alguna a alimentos, fármacos o cosméticos y que además tiene actividad antioxidante en el organismo, sustituyendo la aplicación de colorantes artificiales en los productos comerciales alimenticios por un colorante natural.

3.- OBJETIVOS

3.1 PROBLEMA

Analizar la factibilidad de utilizar la oleoresina de licopeno extraída de jitomate fuera de norma como colorante de alimentos.

3.2 OBJETIVO GENERAL

Obtener la oleoresina de licopeno a partir de jitomate fuera de norma para evaluar su potencial utilización como colorante en alimentos, realizando el análisis de costos de extracción de dicho colorante a nivel laboratorio

3.3 OBJETIVOS PARTICULARES

Obtener la oleoresina de licopeno a partir del jitomate fuera de norma utilizando un método reportado para el aislamiento de licopeno.

Analizar la oleoresina extraída de jitomate, identificando el licopeno como constituyente principal y la cuantificación del mismo en la oleoresina.

Analizar los costos a nivel laboratorio para la extracción de la oleoresina de jitomate y comparar los costos con una oleoresina disponible comercialmente para evaluar el potencial de uso del jitomate fuera de norma para la extracción de la oleoresina de licopeno

3.4 JUSTIFICACION

En México, a causa de la falta de tratamientos adecuados en los productos hortofrutícolas, se tiene un tercio de pérdidas de estos productos tanto en la cosecha como durante el almacenamiento. Esto lo podemos observar fácilmente en los mercados donde se ven cajas enteras de productos en estado de descomposición; uno de éstos es jitomate, uno de los principales cultivos que se consume en México tanto fresco como procesado y su desperdicio es alto.

Debido a las grandes pérdidas de este producto provocado por el ataque microbiológico, así como a su alta sensibilidad a los daños mecánicos, se plantea el uso de este jitomate dañado para obtener el pigmento rojo (licopeno), dándole al jitomate de desperdicio un valor agregado y obteniendo un colorante natural para su uso como aditivo en elaboración de diferentes tipos de alimentos, evitando con esto los inconvenientes, principalmente para la salud, que ocasionan los colorantes de origen sintético, de los cuales algunos han sido prohibidos al demostrarse los daños a la salud. De esta manera, se obtendrá un doble beneficio de este producto pues al ser natural, los organismos de salud de los diferentes países consideran que no daña la salud, proporcionando las características deseadas en los alimentos, así como el aprovechamiento de un desperdicio como fuente de ingresos.

Actualmente, la industria de alimentos considera al licopeno como un carotenoide complementario al β -caroteno, en el sentido que el primero aunque no aporta un valor nutritivo al alimento, tiene actividad antioxidante; podría pensarse en combinar el licopeno con el β -caroteno para la creación de un colorante para alimentos a fin de simular la proporción natural de la composición de carotenoides en plasma humano. Este es un paso adelante en el mercado de alimentos nutritivos que introduce al nuevo concepto de "nutracéutico", término descrito en 1987 por la Fundación para la innovación en medicina, definido como cualquier sustancia que puede ser considerada un alimento o parte de un alimento y la cual provee beneficios saludables o medicinales incluyendo la prevención y/o

tratamiento en enfermedades. Estudios recientes de científicos indican que el licopeno es un componente importante en el bienestar de la existencia humana. Su potencial y rango de propiedades que proporcionan al humano alguna resistencia a las enfermedades, están siendo estudiadas en este momento⁴⁷.

De esta forma, en el presente trabajo se planteará un método para la obtención de licopeno a partir de jitomate que previamente fue desechado para el consumo humano, analizando el extracto resultante con el fin de establecer la concentración de este pigmento en la oleoresina obtenida y los costos implicados en el proceso, así como obtener el costo-beneficio del método extractivo.

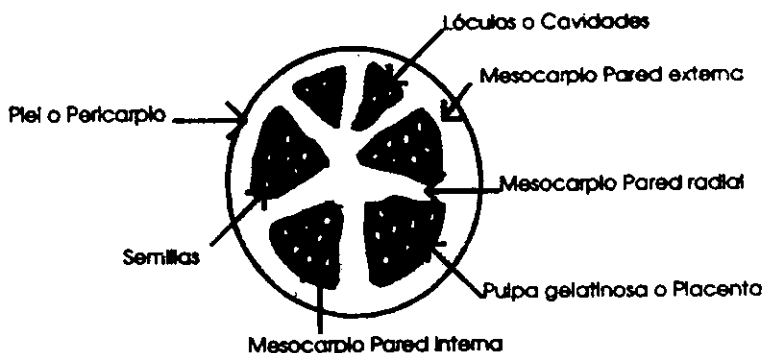
4.- GENERALIDADES DEL JITOMATE

El tomate rojo o comúnmente llamado jitomate es originario de América tropical. Fue introducido en Europa en el siglo XVI. Al principio, el jitomate se cultivaba como planta de adorno, a partir de 1900, su cultivo se extendió para consumo humano. El jitomate es una materia prima importante para los consumidores, tanto en fresco como transformado⁽⁴⁸⁾

4.1 MORFOLOGIA :

El jitomate de cultivo comercial es una planta anual. La parte comestible es el fruto. El jitomate es de estructura herbácea como todas las hortalizas. El fruto puede ser de tipo redondo, elongado, acorazonado, pera. Sus partes se presentan en la figura 1.

FIGURA 1
PARTES DEL JITOMATE



El pericarpio consiste en una carnosidad externa cubierta con el pelo o cascara. La cascara o piel puede ser rosada, roja o amarilla. El color cambia de acuerdo con el estado de madurez del jitomate, cambiando de una piel amarilla a una piel roja y pulpa roja. La placenta es la parte central del fruto y es el líquido que acompaña a las semillas. El mesocarpio es el tejido que origina las divisiones dentro del fruto y se divide en externo,

interno y radial dependiendo de su ubicación en el fruto. Los lóculos o celdas son los compartimientos que contienen la semilla. La semilla puede tener forma plana u ovalada midiendo entre 1 y 5mm y está rodeada por una capa mucilaginosas⁶⁹

4.2 COMPOSICION :

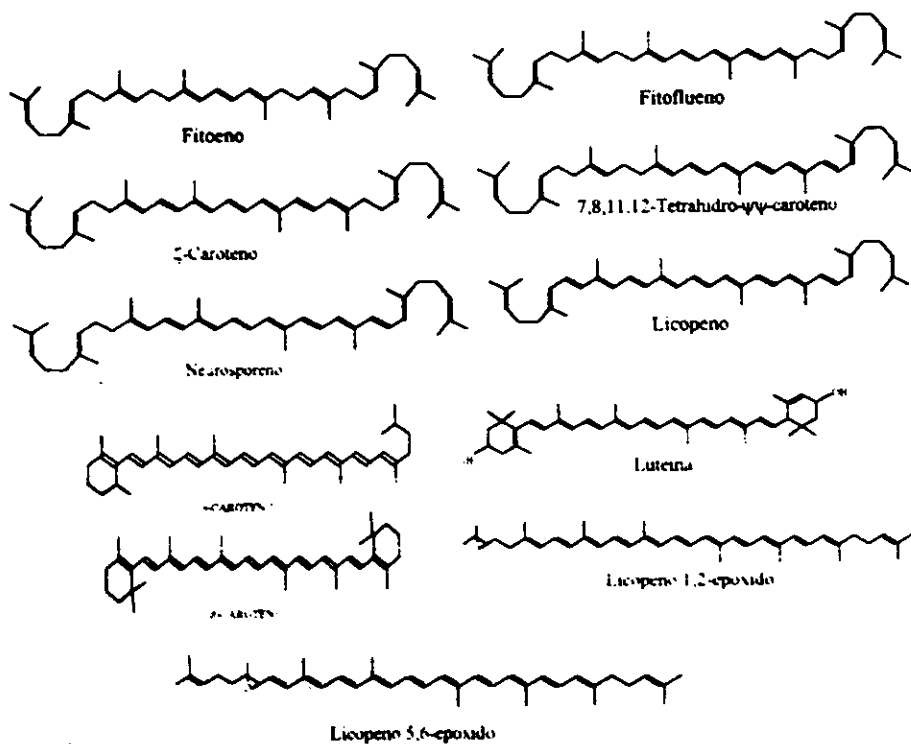
En la composición química del jitomate se dan grandes variaciones, según la variedad, condiciones de cultivo, la época de producción, el grado de madurez, el almacenamiento. La composición promedio se presenta en la tabla 1⁶⁹.

**TABLA 1
COMPOSICION QUIMICA DEL JITOMATE**

COMPONENTE	PORCENTAJE
Agua	94.0 %
Hidratos de carbono	4.0 %
Grasas	0.1 %
Proteína	0.95 %
Cenizas	0.3 %
Otros(ácidos, vitaminas,colorantes)	0.65 %

Entre los hidratos de carbono presentes están las sustancias pécticas, celulosa y hemicelulosa. Los hidratos de carbono más importantes son los azúcares pues constituyen del 50-70% de los sólidos totales, la casi totalidad de los sólidos solubles de éstos son glucosa y fructuosa. En las cenizas están comprendidos hierro, sodio, potasio y calcio, principalmente. El contenido de ácidos es superior al resto de las hortalizas, predominando el cítrico (60-80%) y el málico (10-40%), aunque también se encuentran en menor proporción los ácidos oxálico, succínico, tartárico y fosfórico. Los carotenoides se encuentran en proporciones entre 20-60 ppm (0.02g a 0.06g por kilogramo) constituyendo la parte más importante el licopeno, responsable del color rojo y comprende aproximadamente el 83% de los pigmentos presentes. También se han detectado β -caroteno, α -caroteno y xantófilas. Los carotenoides predominantes en jitomates y pastas de jitomates se presentan en la tabla 2^(25,36,42).

TABLA 2
CAROTENOIDES PRESENTES EN JITOMATE



Se ha presentado que mientras los epoxicarotenoides (tal como 1,2-epoxilicopeno y 5,6-epoxilicopeno) son un tanto sensibles al tratamiento térmico, la luteína y los hidrocarotenoides, tales como neurosporeno, α y β -caroteno, licopeno, ζ -caroteno, fitoflueno y fitoeno, resisten al tratamiento térmico⁽⁴²⁾.

El color verde del jitomate se atribuye a la presencia de una mezcla de clorofilas que parecen desarrollar un papel fotosintético muy importante durante la maduración. Al empezar la maduración se producen los pigmentos amarillos (β -caroteno y xantofila) y se vuelven más visibles a medida que el contenido de clorofila decrece. Subsecuentemente, la rápida acumulación del pigmento rojo (licopeno) influye en el color de la fruta a pesar del

reforzamiento de los pigmentos amarillos debido a la luteína y la licoxantina. El hidrocarburo alicíclico β -caroteno es un contribuyente importante del color de la fruta a medio madurar y junto con el α -caroteno está presente en cantidades pequeñas en la fruta verde madura. Se ha reportado que la concentración de β -caroteno se incrementa lentamente a lo largo de la maduración del jitomate. Los carotenos no cíclicos no se encuentran antes de que la fruta empiece a tomar color, pero subsecuentemente el fitoeno y fitoflueno, ζ -caroteno y γ -caroteno aumentan en concentración a lo largo de la maduración. El licopeno constituye el principal pigmento rojo de los jitomates y su concentración aumenta continuamente a lo largo de la maduración. Los carotenoides oxigenados o xantofilas se encuentran también en el jitomate en una cantidad de aproximadamente el 6% del contenido de carotenoides, los principales constituyentes, de acuerdo a varios autores son: luteína-5,6-epóxido, licoxantina y licofila. Las xantofilas polihidroxiladas aumentan muy poco durante la maduración, pero se vuelven más obvias debido a la desaparición de la clorofila²⁹.

El contenido promedio de vitaminas se presenta en la tabla 3²⁹.

TABLA 3
CONTENIDO DE VITAMINAS EN EL JITOMATE

VITAMINAS	CONTENIDO
Vitamina A (α y β caroteno)	1700 U/l
Vitamina B1 (Tiamina)	0.10 mg/100g
Vitamina B2 (Riboflavina)	0.02 mg/100g
Vitamina B6 (Niacina)	0.60 mg/100g
Vitamina C (ácido ascórbico)	21.0 mg/100g

4.3 CLASIFICACION:

Botánicamente el jitomate (*Lycopersicon esculentum*) se clasifica como ^(a):

Clase:	Angiospermas
Subclase:	Dicotiledóneas
Orden:	Tubifloras
Familia:	Solanáceas
Género:	Lycopersicum
Especie:	Esculentum

4.4 VARIEDADES EN MEXICO :

En México se cultivan diferentes variedades de jitomate en los distintos estados productores del país que se muestran en la tabla 4, en la cual se incluyen variedades producidas en éstos y la época de cosecha^(7,29).

**TABLA 4
VARIEDADES DE JITOMATE POR ESTADO**

ESTADO	REGION	VARIEDADES	EPOCA DE COSECHA
Aguascalientes	Pabellón	Ace, Roma, San Marzano	1 Jul-1 Ago
BC Norte	Valle de Mexicali	Early Pack 7, UPN 8, Packmore VF, Roma VF, Pearson A-1 Improved	1 Jul-31 Ago
	Costa Ensenada	Jitomate Espaldora, Ace VF 55, Walter, VEL 608, Early Pack	15 Jun-15 Dic 30 Jun-15 Oct
BC Sur	Cd Constitución	Determinado Walter, Homestead 500	20 Nov-15 Sept
		Indeterminado Tropics, Pole Box	15 Nov-31 Ene
Campeche	Edzna	Caruela Plum, Criollo, Roma VF	1 Ene-31 May
Coahuila	Zaragoza	Homestead 24, Homestead Elite, Culiacan	1 Jul-20 Oct
Coahuila-Durango	La Laguna	Ace VF 55 x 4001, Homestead Elite	15 Jul-15 Sept
Colima	Zonas Norte y Centro	De Bola, Ace VF 55, Homestead 29, Criollo, Homestead 61, De Guaje, Culiacan 360, San Marzano	1 Ene-31 Jul
	Tecoman, Manzanillo, Amoria	De Bola, Ace VF 55, Homestead 24, Culiacan 360, Criollo	
Chiapas	Sixahuenco	De Piso, San Marzano, Ace Criollo	1 Feb-30 Abr
Guerrero	El Hajo	Ace VF 55, Royal Ace, Ace, Bola, De Guaje, San Marzano, Roma	15 Abr-30 Jul 15 Jun-15 Sept
		Cotaxtla 1, Marglobe, San Marzano, Roma	1 Ene-31 May
Hidalgo	Axtopan	Ace VF 55	1 Jul-15 Sept
	Topatepec	Col Ace	
Jalisco	Valle de Autlan	Ace VF 55, San Marzano, Walter, Floradel, Culiacan 260, Manapal	1 Nov-1 Ene
Michoacan	Valle de Zamora	De Guaje, Red Top, Roma, Bola, Ace VF 55	1 Nov-30 Jun
Morelos	Zacatepec	Manapal, Floradel, Tropics	1 Sept-30 Mar
Nayarit	Cuarta	De Vara, Culiacan 360	20 Feb-20 Abr
		De Piso, San Marzano, Roma	20 Feb-15 Abr
Puebla	Acatlán	De Vara, Ace, Bola, Roma VF, San Marzano	1 Ene-31 Dic
Sinaloa	Valle del Fuerte	De Piso, Homestead 61, Heinz 1370, Napoli, Walter, Manapal, Floradel, Tropic, Culiacan 360	31 Dic-30 Abr
	Valle Culiacan	De Piso, VF 145, Col J Heinz 1370, Napoli, De Vara, Floradel, Culiacan 360, Walter, Tropic, B-tato, Buenavista, Red Cherry	1 Nov-20 May 1 Dic-31 May
Sonora	Valles del Mayo, Guaymas	1a Epoca, De Vara, Walter, Homestead 2a Epoca, De Piso, Ace VF 55, Royal Ace VF	5 Dic-15 Dic 5 Dic-15 Dic 25 May-5 Jun
Tamaulipas	Norte y Centro	Monte Grande, Homestead 500, Roma VF	6 Abr-15 Ago
	Sur	Homestead 500, Walter, Homestead Elite	1 Nov-15 Mar
Tabasco	La Chontalpa	Maria Lucie, VF 1402, Churo	1 Mar-31 Mar
Veracruz	Piedras Negras	Cotaxtla 1, Homestead 24, Roma	15 Ene-30 Jun
Yucatán	Muna	De Piso, Ace, Walter, Napoli, Roma, San Marzano, Criollo (Zucato)	20 Dic-31 Mar
	Norte y Sur	De Piso, Ace, Walter, Napoli, San Marzano, Criollo (Zucato, Macizo)	20 Dic-31 May 1 Ene-31 Dic

Como se puede observar en la tabla 4 la variedad de jitomate que se encuentra en más estados es el San Marzano, encontrándose en nueve estados, le sigue el ACE VF55 en ocho estados y por último Walter y Roma en siete estados cada uno. Por otra parte, el estado que tiene más variedades de jitomate es Sinaloa que cosecha veinte variedades de jitomate, le siguen Colima con trece variedades, Yucatán con once variedades y Baja California Norte con diez variedades. Los estados de Yucatán y Puebla tienen algunas variedades de jitomate que se cosechan durante todo el año, éstas son: Criollo (Zocato) en Yucatán y variedades de vara en Puebla (A cosy, Roma VF y San Marzano). Por otra parte los estados que tienen variedades que se cosechan casi todo el año son Sinaloa, Tamaulipas y Baja California Sur. Los estados que cosechan durante medio año son Colima, Baja California Norte, Guanajuato, Guerrero, Michoacán, Campeche, Morelos y Veracruz. Los demás estados tienen variedades de jitomate que se cosechan sólo en determinados meses. En las tablas 5 y 6 se describen las características de las variedades de jitomate según su destino que tienen algunas de las variedades de jitomate. La tabla 5 muestra de las características de las variedades de jitomate para consumo en fresco y la tabla 6 muestra las variedades de jitomate para doble propósito, es decir, para su consumo en fresco y procesado^(19,25,28,40).

En la figura 2 se presenta la forma de algunas variedades. a) San Marzano (alargado en forma de pera), b) Roma VF (aperado), c) Manapal (esférico), d) Culiacan 360 (semiglobular) y e) Red Cherry Large (esférico).

FIGURA 2
FORMAS GEOMETRICAS DE ALGUNAS VARIEDADES DE JITOMATE

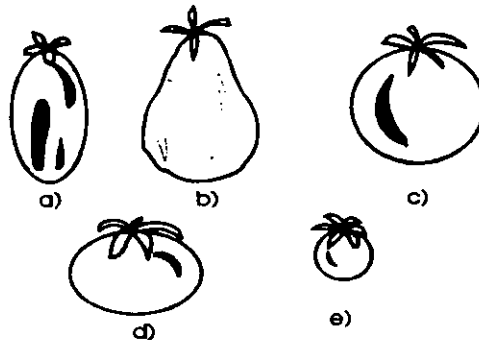


TABLA 5
VARIETADES DE JITOMATE PARA CONSUMO EN FRESCO

VARIEDAD	MADUREZ	HABITO CRECIM	FORMA	COLOR- PESO	OBSERVACIONES
Culiacán 1	Sazón o pintado		Redonda	Pesados	Son frutos lisos, pesados, hombros y verdes muy definidos, cicatriz pequeña y buena firmeza.
Culiacan 360			Tiende a ser esférico poco achatado en la inserción del pedúnculo	Rojo uniforme	Es resistente al manejo y al transporte
Buenvista					Características similares al anterior pero con frutos pequeños
Floradel	Intermedia	Indet*	Esférico poco estriado	Rojo	De textura firme con lomo verde oscuro de intenso, lisos pesados
Homestead Elite	Intermedia	Det*	Globo intermedio	Grande, rojo base verde	Textura suave y firme de excelente calidad, resistente al transporte
Homestead 24	Intermedia	Det*	Globo intermedio	Grande, rojo base verde	Frutos relativamente firmes muy liso con sutura floral pequeña, se embarca en verde maduro
Homestead 61	Intermedia	Det*	Globo intermedio	Grande, rojo base verde	Apreciado para el transporte a largas distancias
Homestead 500			Globo poco achatado	Regular a grande	Presenta una pequeña cicatriz floral, sus frutos se consumen en estado verde rosado y bien maduro
Manapal	Intermedia	Indet*	Globo	Mediano a largo, pesados 160-200g, rojo base verde	Frutos notablemente lisos y pesados preferido por el mercado de exportación, buena para transporte en estado verde-maduro y rojo
Tropic	Intermedia	Det*	Globo	Grande, rojo encendido	Fruto atractivo, sabor dulce y suave de apariencia interna excelente, paredes gruesas, firme, resistencia al rajamiento radial y concéntrico, resistente a manejo y transporte.
Royal Ace			Globo achatado	Grande, rojo	
Walter			Casi esférico	rojo oscuro	Fruto muy atractivo, liso y firme.
Red Cherry Large	Intermedia precoz	Indet*	Globo	Muy pequeños 2cm x 4cm rojo base verde	Abundantes y de buen sabor, resistente a manejo y transporte.

* Det = Determinado, Indet = Indeterminado

TABLA 6
VARIETADES DE JITOMATE PARA DOBLE PROPOSITO

VARIEDAD	MADUREZ	HABITO CRECIM	FORMA	COLOR-PESO	OBSERVACIONES
Ace	Algo precoz	Det*	Semiglobular	Grande, rojo intenso	Frutos carnosos, especial para la industria de jugos y en fresco.
Ace 55 VF			Esféricos	Grande, rojo	Selección de la variedad Ace, frutos firmes, pesados, lisos y libres de rajadura de buena calidad tanto para la industria y en fresco.
Royal Ace VF	Medio temprano	Indet*	Globo achatado	Grande, rojo uniforme	Selección mejorada del Ace55VF en cuanto a uniformidad en la madurez y tamaño del fruto, firme, con menos cicatriz en inflorescencia.
Cal Ace VF			Esférico	200-250g	Frutos con paredes firmes y espesas, carnosas y de maduración uniforme, piel suave. Consumo en fresco e industria de jugos
C 32	Mediana uniforme		Globo	Mediano a grande, rojo	Frutos firmes resistentes al agrietamiento radial y concentrico
Roma VF	Intermedia precoz	Det*	Periforme (ovalado)	Pequeño, 7-9cm, 4cm de diametro, rojo	Frutos de pulpa firme y gruesa color intenso apropiado para la elaboracion de pastas, pure, enlatado enteros o en estado fresco
Napoli VF	Intermedia		Pera	Pequeño, 50g rojo oscuro (escarlata)	Es un tipo del Roma VF con fruto pequeño de alto contenido de pulpa, se utiliza para pastas
San Marzano corto			Alargada	9cm x 4cm	La pulpa del fruto es muy gruesa y poco jugosa, apropiada para la elaboracion de pastas y pure, se enlatan los frutos enteros.
San Marzano largo	Intermedia	Indet*	Alargado en forma de pera casi oblongo	Mediano, rojo intenso 8,9cm x 3 Rem	Fruto firme, liso de sabor suave y de pulpa seca para elaboracion de pastas. En el mercado nacional su consumo en fresco es muy alto

* Det = Determinado, Indet = Indeterminado

Otras variedades que se consumen en fresco y que son las que encontramos principalmente en mercados y supermercados son jitomate bola, saladet chico, saladet grande y guaje. Este último tiene forma alargada y es más delgado que el saladet grande. El saladet chico es parecido al jitomate red cherry pero tiene forma irregular.

4.5 PRODUCCION Y COMERCIALIZACION :

Las principales zonas productoras de jitomate que abastecen al país son: Sinaloa (Culiacán), Baja California Norte (Ensenada), Morelos (Atlatlahuacán, Cuautla, Tlalnepantla, Tlayacapan, Totolapan y Yautepec), San Luis Potosí (Aristas) y Jalisco (Autlán). En la tabla 7 se muestra la producción de jitomate en los diferentes estados del país en el periodo de 1987 a 1995, de donde resaltan los estados de Sinaloa, Baja California Norte y San Luis Potosí como mayores productores, manteniéndose en los primeros lugares: de éstos, Sinaloa produce más del doble de lo que manejan los otros dos estados⁽¹⁰⁾ En la tabla 8 se muestra la producción de jitomate cherry en el estado de Baja California Sur durante el año de 1995.

TABLA 7
PRODUCCION DE JITOMATE EN MEXICO

ESTADOS	1987	1988	1989	1990	1991	1992	1993	1994	1995
Aguascalientes									
*Superficie sembrada (Hect)	23	59	96	61	93	188	119	66	218
*Superficie cosechada (Hect)	23	59	90	57	70	188	119	66	218
*Rendimiento (Kg Hect)	18257	13305	15044	19123	12143	37914	22311	20576	22069
*Producción (Toneladas)	436	785	1354	1090	850	3372	2655	1358	4811
Baja California Norte									
*Superficie sembrada (Hect)	5537	5705	6373	5344	4976	6625	4880	2142	5714
*Superficie cosechada (Hect)	5398	5343	6107	5291	4708	6317	4874	1577	6663
*Rendimiento (Kg Hect)	80636	76658	75088	68790	71783	70758	74407	56295	42724
*Producción (Toneladas)	215766	209018	234290	169885	156047	193435	183707	46897	284854
Baja California Sur									
*Superficie sembrada (Hect)	714	1241	957	963	902	1524	1728	650	1803
*Superficie cosechada (Hect)	545	909	874	898	825	1345	1522	635	1602
*Rendimiento (Kg Hect)	42126	37304	28646	24079	59256	44191	62871	33967	33934
*Producción (Toneladas)	11359	18308	12853	12030	25315	29280	49418	21569	54361
Campeche									
*Superficie sembrada (Hect)	53	222	362	433	407	216	460	222	154
*Superficie cosechada (Hect)	48	192	321	350	311	185	451	160	143
*Rendimiento (Kg Hect)	9917	21679	13153	11137	8894	14400	18472	13950	11748
*Producción (Toneladas)	476	2363	4222	3898	2766	2664	8331	2232	1680
Coahuila									
*Superficie sembrada (Hect)	283	382	522	570	733	2552	1180	610	838
*Superficie cosechada (Hect)	261	376	510	527	696	2511	1167	571	823
*Rendimiento (Kg Hect)	8912	17202	18776	17776	12221	11037	14170	16741	14981
*Producción (Toneladas)	2326	6468	9576	9768	8506	27715	16536	9559	12329
Colima									
*Superficie sembrada (Hect)	530	213	247	160	139	142	121	146	46
*Superficie cosechada (Hect)	406	118	237	144	120	106	106	146	46
*Rendimiento (Kg Hect)	15090	8370	15265	12607	16707	8746	9887	25362	12413
*Producción (Toneladas)	3179	460	1978	789	1128	481	1048	2053	571
Chihuahua									
*Superficie sembrada (Hect)	258	266	406	330	429	308	717	499	430
*Superficie cosechada (Hect)	221	266	399	327	402	298	717	499	430
*Rendimiento (Kg Hect)	26330	44586	37744	25435	49260	30245	32813	33907	17558
*Producción (Toneladas)	3032	6356	6717	4980	5727	4502	11845	9239	7550
Chihuahua									
*Superficie sembrada (Hect)	169	350	253						
*Superficie cosechada (Hect)	129	344	252						
*Rendimiento (Kg Hect)	17729	12619	14222						
*Producción (Toneladas)	2287	4341	3584						

ESTADOS	1987	1988	1989	1990	1991	1992	1993	1994	1995
Durango									
*Superficie sembrada (Hect)	1110	2205	1618	1230	717	1762	1024	973	1740
*Superficie cosechada (Hect)	1105	2172	1613	1210	688	1757	1024	973	1730
*Rendimiento (Kg/Hect)	21035	18804	43298	40231	25327	31930	21693	14783	18712
*Producción (Toneladas)	23244	40843	35915	23305	17425	21170	22214	14384	32372
Guanaajuato									
*Superficie sembrada (Hect)	1698	1597	2570	1968	1754	2239	1995	1308	1602
*Superficie cosechada (Hect)	1402	1512	2246	1837	1549	2076	1878	1308	1602
*Rendimiento (Kg/Hect)	36872	35862	29379	32163	32194	32658	34488	35723	15018
*Producción (Toneladas)	26283	26863	32307	30019	25118	34781	32011	23636	24059
Coahuila									
*Superficie sembrada (Hect)	521	802	997	965	1034	1047	1010	848	649
*Superficie cosechada (Hect)	498	780	993	958	1019	888	974	848	645
*Rendimiento (Kg/Hect)	25882	29704	32593	28195	22810	24161	26836	31979	15633
*Producción (Toneladas)	6349	11573	16412	13892	11602	11725	13011	14315	10083
Hidalgo									
*Superficie sembrada (Hect)	2214	2224	2207	1838	1909	2764	2108	1434	1152
*Superficie cosechada (Hect)	1968	2104	2029	1685	1597	2700	2039	1318	1142
*Rendimiento (Kg/Hect)	49956	29085	29683	24021	16723	23237	24454	21192	10067
*Producción (Toneladas)	44617	30922	44277	23440	17397	35110	23518	14516	11496
Jalisco									
*Superficie sembrada (Hect)	2542	3444	3673	2750	3732	3002	2877	1854	2152
*Superficie cosechada (Hect)	2515	3150	3558	2661	3525	2481	2696	1763	2106
*Rendimiento (Kg/Hect)	45950	66817	58741	53024	47289	39385	38583	36021	23811
*Producción (Toneladas)	60177	111786	106666	74952	82858	88815	56216	31342	50147
Estado de México									
*Superficie sembrada (Hect)	889	502	1976	1604	2255	2278	1889	2496	2438
*Superficie cosechada (Hect)	889	500	1936	1604	2255	2038	1889	2446	2410
*Rendimiento (Kg/Hect)	29029	20268	29062	30676	25268	28193	30985	32638	20292
*Producción (Toneladas)	13906	4974	32289	26249	24826	26678	28509	38691	48903
Michoacán									
*Superficie sembrada (Hect)	1934	3215	3323	3954	4593	5756	4861	3949	4427
*Superficie cosechada (Hect)	3238	2541	3207	3837	4475	4951	3868	3227	4424
*Rendimiento (Kg/Hect)	29410	17137	20402	22793	26405	33785	29674	36821	21187
*Producción (Toneladas)	46821	25585	31978	43926	58918	94208	57042	65914	93712
Moravia									
*Superficie sembrada (Hect)	5089	4629	4004	4185	4468	3549	3167	3286	1748
*Superficie cosechada (Hect)	4913	4607	3963	4183	4454	3549	3167	3012	1748
*Rendimiento (Kg/Hect)	28859	31048	30736	28875	28554	34364	33491	29287	12706
*Producción (Toneladas)	71921	77365	66614	71192	68256	64128	50951	45377	47621
Nayarit									
*Superficie sembrada (Hect)	6852	3715	4142	5567	5135	4656	4034	3063	4162
*Superficie cosechada (Hect)	5306	3337	4114	5124	4811	1460	3858	3012	3795
*Rendimiento (Kg/Hect)	17887	16335	30220	24262	27501	19139	25655	16569	23863
*Producción (Toneladas)	19072	31402	81640	84130	106908	16582	64637	44198	90550
Nuevo León									
*Superficie sembrada (Hect)	57	5	8	86	51	144	72	225	270
*Superficie cosechada (Hect)	57	5	8	86	51	129	72	225	270
*Rendimiento (Kg/Hect)	12526	13200	18000	22256	14412	14800	19236	44331	18778
*Producción (Toneladas)	714	66	144	1914	735	1141	1385	5302	5070
Oaxaca									
*Superficie sembrada (Hect)	1277	1075	1579	1465	1122	1554	1551	1043	1300
*Superficie cosechada (Hect)	1172	1041	1454	1341	1081	1457	1464	1036	1123
*Rendimiento (Kg/Hect)	26376	30883	29695	28804	33309	31456	28100	29717	17419
*Producción (Toneladas)	15683	16010	21588	19063	17750	22723	20119	17585	19562
Puebla									
*Superficie sembrada (Hect)	1454	1406	1957	1643	2150	2391	2034	2024	2246
*Superficie cosechada (Hect)	1439	1395	1852	1433	2127	2355	1957	2002	2246
*Rendimiento (Kg/Hect)	28930	24520	22007	24996	26025	32265	32853	33740	18400
*Producción (Toneladas)	17074	19256	22678	18906	31317	43150	34789	37276	41327
Queretaro									
*Superficie sembrada (Hect)	35	36	31	10	119	116	97	99	78
*Superficie cosechada (Hect)	16	30	14	1	107	81	97	99	78
*Rendimiento (Kg/Hect)	11250	24000	5857	2000	32718	35021	29656	28419	21884
*Producción (Toneladas)	180	414	82	2	1521	1236	1557	1272	1707

ESTADOS	1987	1988	1989	1990	1991	1992	1993	1994	1995
Quintana Roo									
*Superficie sembrada (Hect)	34	40	62	19	52	29	95	5	14
*Superficie cosechada (Hect)	32	33	37	11	18	15	22	4	13
*Rendimiento (Kg/Hect)	19043	21100	21574	15857	5444	13364	16035	11500	2923
*Producción (Toneladas)	304	309	421	81	98	105	182	46	38
San Luis Potosí									
*Superficie sembrada (Hect)	4231	6333	4663	6420	6906	7420	7734	8310	7872
*Superficie cosechada (Hect)	4075	5735	4349	5645	5517	6418	5956	8245	5917
*Rendimiento (Kg/Hect)	38534	29713	43903	30674	34618	41551	25912	41764	20610
*Producción (Toneladas)	103614	111631	111957	125639	128348	173627	116198	222802	121950
Sinaloa									
*Superficie sembrada (Hect)	30856	29180	33342	36693	33428	31136	27908	26154	27634
*Superficie cosechada (Hect)	29073	28540	30657	35850	33249	27664	27772	25810	27578
*Rendimiento (Kg/Hect)	56717	52181	56024	51140	59037	33298	53071	45569	30655
*Producción (Toneladas)	942320	953569	933948	1035478	985491	448665	789443	593294	845466
Sonora									
*Superficie sembrada (Hect)	4537	2357	4017	3485	1981	4795	3546	2670	3514
*Superficie cosechada (Hect)	4383	2308	2342	3224	1919	3880	3031	2670	3451
*Rendimiento (Kg/Hect)	34395	36821	39136	27012	43111	32179	34750	43804	21386
*Producción (Toneladas)	74104	41527	46097	43690	42166	61106	52585	61755	73804
Tabasco									
*Superficie sembrada (Hect)	236	142	260						55
*Superficie cosechada (Hect)	231	134	241						55
*Rendimiento (Kg/Hect)	1736	10351	10340						13873
*Producción (Toneladas)	401	1387	2492						763
Tamaulipas									
*Superficie sembrada (Hect)	2798	2085	1939	296	953	1287	2299	1847	1129
*Superficie cosechada (Hect)	2356	1789	1335	265	851	975	1722	1267	972
*Rendimiento (Kg/Hect)	18180	18114	17039	6509	9119	20105	18089	18950	10807
*Producción (Toneladas)	20180	17890	9920	1725	7760	8839	16054	11894	10504
Tlaxcala									
*Superficie sembrada (Hect)	6		7	1		3			
*Superficie cosechada (Hect)	6		7			3			
*Rendimiento (Kg/Hect)	20000		29000			16000			
*Producción (Toneladas)	64		99			48			
Veracruz									
*Superficie sembrada (Hect)	2332	1055	1130	1802	1565	1073	1436	851	936
*Superficie cosechada (Hect)	1254	973	1008	1628	1508	965	1319	831	917
*Rendimiento (Kg/Hect)	21477	26275	23726	49825	27641	31084	27184	27898	13287
*Producción (Toneladas)	12758	8039	12343	27792	19583	7212	5032	3120	12184
Yucatán									
*Superficie sembrada (Hect)	1223	1205	1376	821	246	668	684	644	619
*Superficie cosechada (Hect)	1179	977	1199	559	243	629	646	563	513
*Rendimiento (Kg/Hect)	33419	31656	28241	21202	8765	24179	25417	31828	12552
*Producción (Toneladas)	20117	15824	18555	5940	2130	7719	8445	8506	6439
Zacatecas									
*Superficie sembrada (Hect)	333	882	683	583	567	870	944	631	844
*Superficie cosechada (Hect)	247	727	628	566	534	818	815	627	842
*Rendimiento (Kg/Hect)	27771	73291	57517	27154	29987	34669	28579	34628	25627
*Producción (Toneladas)	3133	45198	17500	9410	9204	15894	13402	14907	21578

Total Nacional	1987	1988	1989	1990	1991	1992	1993	1994	1995
*Superficie sembrada (Hect)	81589	76666	84560	85506	82416	90094	80570	68049	78784
*Superficie cosechada (Hect)	74154	72384	77473	81545	78710	77539	75222	65189	75506
*Rendimiento (Kg/Hect)	47401	50191	49334	45495	46422	36360	44557	41901	25633
*Producción (Toneladas)	1781298	1839548	1919391	1885277	1860350	1413295	1692651	1368291	1935470

**TABLA 8
PRODUCCION DE JITOMATE CHERRY EN 1995**

BAJA CALIFORNIA SUR	
Superficie sembrada (Hect)	235
Superficie cosechada (Hect)	233
Rendimiento (Kg/Hect)	24725
Producción (Toneladas)	5761

Como se puede observar en la mayoría de los estados la producción de jitomate tiene un comportamiento aproximadamente igual a lo largo de todos los años. Algunos de los estados muestran en determinados años un ascenso o descenso notorio de su producción, así, se puede observar que en el periodo de 1987 a 1991 el estado de Sinaloa muestra una producción semejante obteniendo una participación en la producción nacional de aproximadamente el 50%, pero al llegar al año de 1992 aparece un descenso notorio de la producción resultando una participación de la producción del 30% aproximadamente, posteriormente a partir del año de 1993 la producción asciende; sin embargo, no alcanza la producción obtenida en el periodo de 1987 a 1991 mostrando una participación en la producción de aproximadamente el 40%.

También el estado de Baja California Norte muestra un comportamiento parecido al de Sinaloa; en este estado la producción desciende notoriamente en el año de 1994 cuya caída va hasta de la mitad de la producción que en años anteriores. Con respecto a su participación en la producción nacional varía en un rango de 8 al 13% en el periodo de 1987 a 1993, descendiendo al 3% en 1994, manteniendo una producción similar que en años anteriores para 1995.

En el estado de Michoacán se aprecia una situación contraria, el cual muestra un comportamiento ascendente incrementándose notoriamente para el año de 1992 hasta en un tercio; sin embargo, en años posteriores su producción disminuye quedando arriba que la obtenida en el año de 1991. El porcentaje de participación en la producción nacional en el periodo de 1987 a 1991 se mantiene en un rango de 1 a 3%, incrementándose en el año de 1992 al 6% y después de este año disminuye a un rango del 3 al 4%.

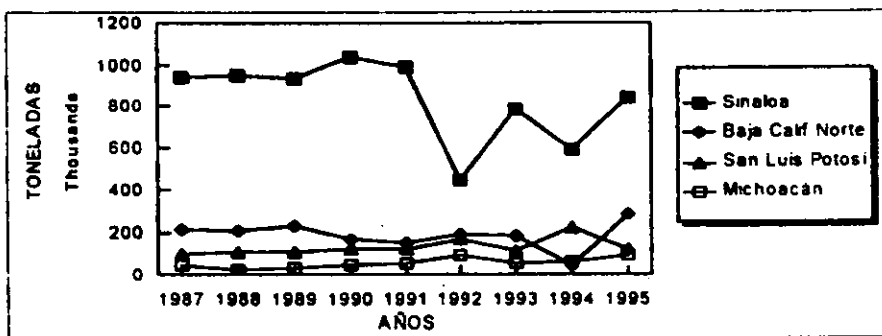
Otro estado que presenta un cambio notorio en su comportamiento es San Luis Potosí, el cual aproximadamente su producción se mantiene constante en el periodo de 1987

a 1993 presentando un 6% aproximadamente de participación en la producción; con excepción del año de 1992 en el cual se incrementa al doble (12%). Pero para el año de 1994 presenta un ascenso a más del doble de su producción anterior, obteniendo un 16% de participación en la producción, volviendo al porcentaje anterior para el año de 1995.

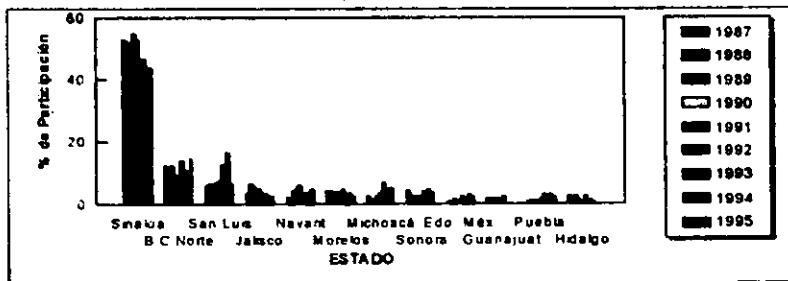
Los estados de Jalisco, Nayarit, Morelos, Sonora presentan un porcentaje de participación en la producción en un rango del 2 al 6%. Los demás estados tienen un porcentaje de participación en la producción menor al 2%.

En las figuras 3 y 4 se muestra las gráficas de la producción de jitomate en los diferentes estados del país y su participación en la producción total nacional.

**FIGURA 3
GRAFICA DE PRODUCCION DE JITOMATE EN MEXICO**



**FIGURA 4
GRAFICA DE % DE PARTICIPACION EN LA PRODUCCION DE JITOMATE EN MEXICO**

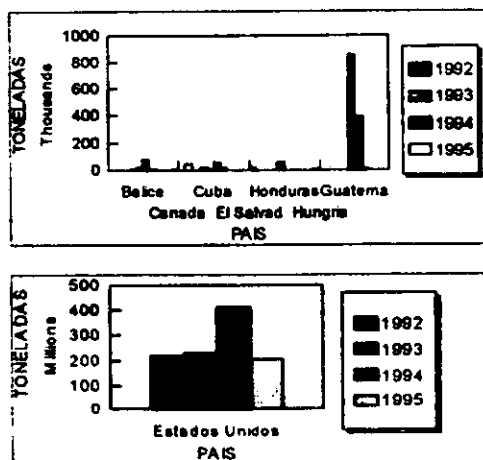


El país que más importa jitomate de México es Estados Unidos, cuya participación con respecto a los demás países importadores es del 99.6% al 99.9% a lo largo del periodo comprendido de 1992 a 1995. La exportación de jitomate a Estados Unidos ha sido aproximadamente igual en los años de 1992, 1993 y 1995 comprendiendo las 200.000.000 toneladas anuales aproximadamente. En el año de 1994 se observa un aumento en la exportación a Estados Unidos del doble de los demás años. De los países restantes que importan jitomate de México destaca Guatemala cuya participación va del 0.005% al 0.37% en el periodo de 1993 a 1995, observándose un descenso en el transcurso de los años mencionados. Se observa que la participación de los demás países importadores varía a lo largo de los años, incluso se ve que algunos únicamente importaron en un sólo año. En la tabla 9 se tabulan las toneladas de jitomate exportado a los diferentes países, las cuales se grafican en la figura 5.

TABLA 9
EXPORTACION DE JITOMATE
(Toneladas)

PAIS	1992	1993	1994	1995
Afganistán	19,212	0	0	0
Albania	0	0	0	306
Alemania	20	178	0	0
Belice	2,468	23,429	77,289	3,625
Canadá	1,877	3,570	65	47,976
Cuba	24,221	9,048	51,258	24,295
El Salvador	0	0	18,000	0
España	840	0	0	0
E.U.	219,210,023	231,700,792	409,409,850	204,596,389
Guatemala	0	858,965	391,93	10,640
Honduras	0	51,600	0	0
Hungria	0	2,520	2	0
Malasia	0	0	50	0
Reino Unido	46	152	115	0
Venezuela	30	0	0	0

FIGURA 5
GRAFICA DE EXPORTACION DE JITOMATE



En lo que se refiere a la importación de jitomate de los diferentes países se aprecia una participación casi exclusiva por parte de los Estados Unidos, el cual del total de la importación de México a otros países, Estados Unidos abarca del 99% al 100% en los diferentes años, los otros países exportadores son Belice con un porcentaje de participación del 0% al 0.91% y Holanda con una mínima participación. Como se aprecia a pesar de que existe una participación muy notable de Estados Unidos como importador de jitomate a México, las cantidades de jitomate que importa México de este país representan un 0.01% aproximadamente de las cantidades de jitomate que exporta México a Estados Unidos, los cuales pueden tratarse de especies determinadas o bien de jitomate de más baja calidad el cual se vende a un precio más bajo. Una de las especies reportadas que importa México es jitomate "Cherry", cuya participación por parte de Estados Unidos es casi del 100% en 1994 y del 100% en 1995 apreciándose en este año un descenso notable, como se puede observar en la tabla 8. En las tablas 10 y 11 se muestran los datos de importación de jitomate por México y en la figura 6 se muestra la gráfica correspondiente. La cantidad producida en México de jitomate "Cherry" es mucho menor que la que se obtiene por importación

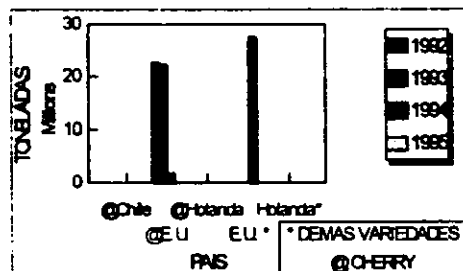
TABLA 10
IMPORTACION DE JITOMATE
(Toneladas)

PAIS	1992	1993	1994	1995
E.U.	0	0	27,479,025	21,458
Holanda	0	0	75	0

TABLA 11
IMPORTACION DE JITOMATE "CHERRY"
(Toneladas)

PAIS	1992	1993	1994	1995
Chile	0	0	18,121	0
E.U.	22,715,006	22,038,119	1,954,947	705
Holanda	7	0	715	0

FIGURA 6
GRAFICA DE LA IMPORTACION DE JITOMATE



El destino de la producción establece diferencias importantes entre las regiones, mientras Sinaloa y Baja California Norte destinan una proporción importante a la exportación, el resto de las principales regiones destina su producción casi exclusivamente al mercado interno. Esto se debe a las grandes diferencias entre los tipos de productores que llevan a cabo el cultivo. Se encuentran los que poseen grandes superficies de riego y utilizan

tecnología moderna y se encuentran organizados, éstos son los que se ubican en el norte y los otros son ejidatarios de tierras temporaleras sin tecnología adecuada ni organización.

La comercialización del jitomate en México se realiza a través de varios canales que se diferencian por el grado de intermediación existente entre el productor y el comerciante mayorista. Actualmente existen varios centros de acopio de jitomate para su distribución al mayoreo en México, pero el más importante de ellos es la Central de Abastos de la Ciudad de México. La forma más importante en la que es consumido el jitomate en el país es en estado fresco, se estima que abarca el 85% del consumo interno total. El proceso de distribución al menudeo del jitomate, partiendo fundamentalmente de la Central de Abastos, se realiza principalmente a través de canales populares (mercados públicos y móviles), son ellos quienes desplazan los mayores volúmenes, siguiéndoles en importancia el autoservicio privado, público y social. A continuación siguen el pequeño comercio y la reexpedición fundamentalmente hacia el sureste del país. Los de menor porcentaje son los absorbidos por hospitales, reclusorios, cadenas de restaurantes y similares⁽²⁰¹⁷⁾.

Por lo que se refiere al desperdicio de jitomate, se encuentra que en la central de abasto existe un desperdicio de entre 2.5% y 4% diarios de jitomate, mientras que en supermercados se tienen desde el 1.4% hasta un 16.5% de jitomate desperdiciado diariamente; ésto se debe principalmente a que en estos lugares el jitomate tiene un mayor contacto con el consumidor antes de su compra, lo cual provoca mayugamiento y por consiguiente su descomposición.

Actualmente existen los llamados bancos de alimentos las cuales comprenden instituciones tales como "Sólo por ayudar" y "Cáritas", que se dedican a recolectar alimentos de baja calidad o relativamente viejos pero aun servibles, los cuales son donados por comercios como la Central de Abastos y su fin es ayudar a gentes necesitadas.

5.- GENERALIDADES DE COLORANTE

5.1 DEFINICION :

Según el Reglamento de Aditivos para Alimentos se entiende por colorante, la sustancia obtenida de los vegetales, animales o minerales, o por síntesis; empleada para impartir o acentuar el color. En alimentos y bebidas comprende los siguientes: (1) Colorantes orgánicos sintéticos, (2) Colorantes orgánicos naturales, que pueden ser de origen vegetal o animal y (3) Colorantes minerales⁽⁹⁾.

El Código Sanitario Mexicano establece que los colorantes son sustancias que se agregan a los alimentos, bebidas, drogas y/o cosméticos, fijándose a éstos de un modo estable, proporcionándoles o intensificándoles su color. La estabilidad o resistencia de estas sustancias a los agentes químicos y a la acción de la luz no es la misma para todos, varían según su constitución física y química además de las características de las sustancias a las que se incorporan⁽²⁾. Es importante hacer notar que un colorante raramente adiciona valor nutritivo al alimento. De los colorantes usados en alimentos solo los pigmentos de caroteno y riboflavina contribuyen significativamente a la nutrición^(2b)

5.2 CARACTERISTICAS Y FUNCIONES :

Los colorantes se caracterizan por su habilidad para absorber luz visible (400-700nm) y de hecho ésta es la razón por la que aparece como sustancias coloridas^(2a)

Las características y funciones que debe poseer un colorante para ser usado en alimentos, fármacos y/o cosméticos son las siguientes^(6,24,26,41):

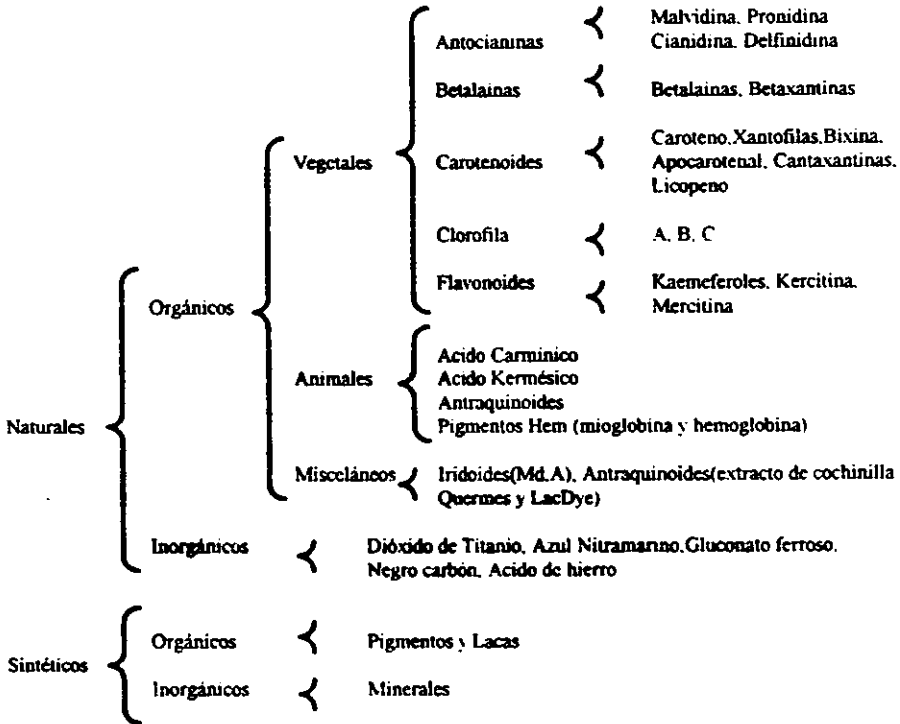
- a) Debe reforzar el color de un producto que por razón de sus ingredientes tiene un tono de color más débil de lo que el consumidor espera de ese producto o tipo de sabor, por ejemplo de zumos de fruta y de salsas.
- b) Obtener un color uniforme en productos elaborados con materias primas de calidad no constantes entre lotes, por ejemplo en confituras.

- c) Mantener o restaurar el color en productos que por el proceso de fabricación o durante su almacenamiento sufren una pérdida de color, por ejemplo en conservas de frutas.
- d) Para colorear productos que en sí son prácticamente incoloros o poco atractivos, como por ejemplo la margarina, algunos dulces y productos de repostería.
- e) Ayudar a proteger el contenido de vitaminas sensibles a la luz durante el almacenamiento.
- f) Ayudar a preservar la identidad de los alimentos reconocidos por sus colores.
- g) Servir de indicador visual de calidad de los alimentos.
- h) Los colorantes deben ser seguros para los seres humanos a los niveles usados en los alimentos y que no puedan ser convertidos metabólicamente en productos secundarios que causen toxicidad al organismo.
- i) A los niveles usados, el colorante debe ser inoloro e insípido, o bien sus propiedades sensoriales deben ser inofensivas, y deben mezclarse bien con los alimentos a colorear.
- j) Un colorante debe ser lo más estable posible a las influencias de la luz, pH, oxidación, reducción y al ataque microbiano.
- k) Deberá ser compatible al menos con algún componente del alimento, es deseable que no presente algún tipo de reacción con algún componente del alimento originando nuevos compuestos.
- l) Deberá tener un poder tintóreo elevado, así como un rango de tonos deseable.
- m) Debe ser altamente soluble en agua y otros disolventes polares de grado alimenticio y baratos, tales como el alcohol o solubles en grasa.
- n) En caso de no ser solubles, deberán ser fácilmente dispersables.
- o) El costo que representa ser usado en la coloración de alimentos, deberá ser mínimo.
- p) Según especificaciones, deben ser libres de impurezas, incluyendo como impurezas a metales como zinc, arsénico, estaño, etcétera.

5.3 CLASIFICACION :

La tabla 12 muestra la clasificación de los colorantes alimenticios de acuerdo a su origen, aplicación y obtención en^(6,29):

TABLA 12
CLASIFICACION DE LOS COLORANTES



En la tabla anterior podemos localizar el licopeno, el cual se encuentra dentro de los carotenoides que pertenece a los colorantes vegetales, que se clasifica como un colorante natural orgánico.

5.3.1. COLORANTES SINTETICOS :

Los colorantes de síntesis son en su mayor parte utilizados desde hace mucho tiempo y pertenecen a unas series químicas variadas, su estructura y su pureza están perfectamente definidos. Los colorantes artificiales son sustancias sintetizadas a partir de productos derivados de hulla o compuestos con estructura química similar; estos colorantes sintéticos

al igual que los naturales no aportan ningún valor nutritivo a los alimentos, únicamente desempeñan un papel estético haciéndolos más atractivos al consumidor⁴⁹.

Dentro de las ventajas de los colorantes artificiales sobre los naturales tenemos que su poder de tinción es alto, existe uniformidad de color, disponibilidad, estabilidad a los diversos factores del medio (luz y calor), una variación de matices los cuales son directamente proporcionales al contenido del colorante primario, presentan menos problemas de contaminación que los colorantes naturales; sin embargo hay una gran desventaja, ésta es los problemas tóxicos como pueden ser efectos cancerígenos y teratogénicos, pues muchos de ellos pertenecen al grupo de alquitrán (hulla), tales como el amaranto, la tartracina, la eritrosina, etc.; y debido a esto, algunos de estos derivados de alquitrán han sido capaces de inducir cáncer en animales de laboratorio. Sin embargo, la mayoría de los compuestos pueden sintetizarse por diversos caminos, sin utilizar alquitrán como materia prima. Aún así, se debe estar al día de las investigaciones toxicológicas a fin de evitar la utilización de colorantes tóxicos para la salud del hombre. Aquellos colorantes sintéticos que están incluidos en las listas de los permitidos han sido probados a la luz de los conocimientos disponibles para asegurar que son inócuos para el hombre. Su empleo es por disolución y son solubles en agua, propilenglicol y glicerina⁴⁹.

Los colorantes sintéticos se clasifican en colorantes nitrosados de pirazolona, indigoidea, xanteno, antraquinona, quinolina, trazina y azoicos, estos últimos incluyen un gran número de colorantes que se caracterizan por la presencia del grupo funcional azo(-N=N-)⁴⁹. Los colorantes sintéticos son también llamados colorantes certificados y se encuentran disponibles principalmente en pigmentos y lacas.

5.3.1.1. PIGMENTOS :

Los pigmentos son compuestos solubles en agua cuyo poder colorante se manifiesta al disolverse. Los pigmentos se producen en numerosas formas comerciales entre las que se encuentran las presentaciones en polvos, granulados, líquidos, mezclas no brillantes, pastas y dispersiones, las cuales son utilizadas para un fin específico dependiendo de la naturaleza de que se trate el alimento o producto a colorear. No hay límite de la FDA con respecto a la cantidad que debe usarse de un pigmento, pero las buenas prácticas de manufactura (BPM)

sugieren que deben usarse en concentraciones menores a 300 ppm, que es más que suficiente para poder colorear diferentes productos: bebidas carbonatadas, bebidas destiladas, mezclas secas, productos de panadería, confituras, productos lácteos, cubiertas para embutidos, y alimentos para animales ^(4,24,26).

5.3.1.2. LACAS:

Se entiende por lacas para colorear alimentos, los productos preparados por la suspensión o precipitación de algún colorante artificial, sobre un compuesto insoluble permitido como el hidróxido de aluminio o de calcio⁽⁹⁾.

Las lacas son extensiones de los pigmentos solubles en agua sobre un sustrato de hidrato de alúmina, son insolubles en agua y solubles en solventes orgánicos, coloreando al producto por dispersión. El cambio en el contenido de pigmento puro de una laca se refleja en el cambio de la intensidad y en un cambio substancial en el matiz. La intensidad del color de una laca no es proporcional a la pureza. Su fuerza tintórea se incrementa al disminuir el tamaño de partícula ocurriendo que al aumentar el área superficial más luz se refleja mejorando la eficiencia del color. Las lacas tienen mayor estabilidad química ante la luz y la temperatura que los pigmentos pero son más caras. Son usadas en productos de alto contenido graso y en productos que no contienen cantidades suficientes de humedad para disolver a un pigmento. Se utilizan en tabletas comprimidas, tabletas cubiertas, cubiertas de fondant y escarchas, cubiertas de base oleosa, mezclas de pastel, caramelo macizo, productos gomosos y muchos otros^(4,24,26).

5.3.1.3. COLORANTES MINERALES:

Se da el nombre de colores minerales artificiales a cuerpos colorantes que en su mayor parte existían en la naturaleza completamente formados, pero no puros, y más tarde preparados por vía sintética. Son colores insolubles, mezclados con un aglomerante, por ejemplo: laca, aceite de linaza, lechada de cal, vidrio soluble, etc., en los que se disuelven. Se utilizan mucho para pinturas de exteriores e interiores y dan tonalidades más vivas y más limpias a las que ofrecen los naturales. Existen colores provenientes de cadmio, cobre,

hierro, plomo, wolframio, cobalto, cromo, manganeso, zinc, los cuales dan tonos blancos azules, rojos, negros, amarillos, verdes y pardos. El óxido de fierro se utiliza en alimentos para perros y gatos, únicamente⁽⁴⁾.

5.3.2. COLORANTES NATURALES :

Los colores naturales son sustancias obtenidas de fuentes vegetales, animales y minerales, aunque en su mayoría son de origen vegetal encontrándose en diversas partes del mismo. Los colorantes de origen animal sólo existen en un número muy reducido, un ejemplo es el rojo de cochinilla (ácido carmínico); y algunos minerales que son utilizados como colorantes. Los colorantes naturales son también llamados colorantes no certificados, que por considerarse inocuos están exentos de certificación⁽⁴⁾.

En la actualidad existen varios problemas para los productores de alimentos cuando utilizan los colorantes naturales debido a las desventajas que éstos presentan en comparación con los colorantes sintéticos. Dentro de estas desventajas se enuncian⁽⁴⁾:

- a) Estabilidad baja frente al calor, luz, oxígeno, conservadores y pH.
- b) Características cromáticas, lo cual implica que no se obtiene siempre la misma tonalidad
- c) Poca capacidad para resistir los procesos a los que serán sometidos.
- d) Menor firmeza tintórea que los artificiales por lo que es necesario una mayor adición de éstos al producto lo que implica mayor costos.

5.3.2.1 PIGMENTOS VEGETALES :

Estos pigmentos los podemos extraer de hojas, flores, tallos, raíces, frutos, etc. En las hojas encontramos que el color predominante es el verde, el cual se debe a la clorofila, otros pigmentos presentes, pero ocultos por la clorofila son xantofila, antocianina y betacianina. Las flores tienen pétalos de colores brillantes correlacionados con la necesidad de atraer insectos polinizadores. La coloración de las flores puede deberse a las antocianinas, betacianinas, flavonoides o carotenoides, dentro de los cuales se encuentra el licopeno que se extrae del jitomate. También podemos encontrar pigmentos en tallos y raíces de las plantas, como es el caso de la zanahoria y betabel⁽⁴⁾. En la tabla 13 se presentan las fuentes

vegetales de colorantes naturales, los cuales carecen de restricción alguna para su uso en alimentos por considerarse no tóxicos⁽²⁰⁾. Estos colorantes tienen una gran variedad de usos, su limitante son las desventajas antes mencionadas⁽²⁰⁾.

TABLA 13
EJEMPLOS DE FUENTES POTENCIALES DE COLORANTES NATURALES

FUENTE	COLORANTE PRINCIPAL	COLOR
Zanahoria	α y β caroteno	Naranja
Azafrán (<i>Crocus sativus</i>)	Crocetina	Naranja pardusco
Achiote o Annato (<i>Bixa orellana</i>)	Bixina	Amarillo-rojo
Pimentón	Capsantina, capsoburina	Rojo
Alfalfa	Luteina	Amarillo
Maz amarillo	Zaexantina, Criptoxantina	Amarillo
Flores de maravilla	Zaexantina	Amarillo
Cáscara de mandarina	β -Citaurina	Naranja
Cáscara de naranja	Violaxantina	Naranja
Cáscara de uva	Malvidina	Rojo-violáceo
Arándano	Cianidina	Rojo-violáceo
Curcuma	Curcumina	Amarillo-naranja
Betabel o remolacha (<i>Beta vulgaris</i>)	Betanina	Rojo púrpura
Jitomate (<i>Lycopersicon esculentum</i>)	Licopeno	Rojo
Espinaca	Clorofila	Verde
Leche y huevos	Riboflavina, lactoflavina	Amarillo
Fruta de baya (fresa, mora, cereza, ciruela, frambuesa, grosella, saucos, uva, cebolla roja, lombardos, berenjenas)	Antocianina	Amarillo y marfil
Insectos hembras (<i>Coccus cacti</i>)	Cochinilla	Rojo carmin
Azúcar (disacárido condensado)	Caramelo	Marrón
Indigófera	Indigotina (Indigo)	Rojo
Liquenes (<i>Lecanora tartaris</i>)	Azolitmina (Litmus)	Rojo en ácido Azul en alcalis

5.3.2.2 PIGMENTOS ANIMALES :

Los colores más típicos de los animales se localizan en las células pigmentarias que se distribuyen por el cuerpo adecuadamente. Estas células suelen denominarse cromatóforos. Otras veces los pigmentos se difunden como manchas o cúmulos de color en una cutícula, en el esqueleto quitinoso de los artrópodos, en las conchas de los moluscos, etc ⁽⁴⁾. Dentro de estos pigmentos animales tenemos el rojo de cochinilla, que es extraído de la hembra; otros ejemplos son los carotenoides extraídos de langostas, invertebrados marinos y pescados, también se extrae la riboflavina del hígado de animales y del huevo ⁽²⁾

5.3.2.3 PIGMENTOS MINERALES

Son cuerpos colorantes inorgánicos que se encuentran en la naturaleza completamente formados, en su mayor parte reciben el nombre de colores terreos. Son productos insolubles en agua que se aplican casi exclusivamente por medio de un adhesivo sobre aquellos objetos que se desea adquieran una superficie coloreada. No manifiestan afinidad alguna para las fibras vegetales y animales. Se utilizan mucho para la pintura de exteriores e interiores, pintura fina artística. Existen pigmentos terreos blancos, pardos, grises, negros, amarillos, rojos y verdes ⁽⁶⁾.

Hay colorantes minerales que se usan en alimentos, como por ejemplo dióxido de titanio, el cual se usa al 1.0% máximo, su tonalidad es blanco y se aplica en confitería sin grasa o aceite, al igual que el carbonato de calcio pero su tonalidad es blanco grisáceo. Otro colorante mineral es el gluconato ferroso que se utiliza para colorear aceitunas maduras únicamente. El azul ultramarino se utiliza para dar color a la sal destinada para alimento animal (máximo 0.5%) ⁽³⁾. Otros son óxidos e hidróxidos de hierro, aluminio, plata y oro utilizados en decorado de confitería y pastelería ⁽²⁾

Posteriormente de la aprobación sanitaria y de las dosis permitidas, las características generales más importantes que se deben tener en cuenta para la selección y uso del colorante para determinado alimento son ⁽³⁾.

Solubilidad: Es indiscutible que para que se utilicen los colorantes, éstos deben de ser solubles en los alimentos. Los colorantes darán mayor rendimiento en aquel medio en el cual

su solubilidad sea mayor, en caso de que se presente precipitación, su poder colorante se vera disminuido, a menos que los alimentos involucrados sean sustancias viscosas (carne, caramelo, fondant) en las cuales el color se mantenga en estado disperso sin posibilidad de aglomerarse. La solubilidad de los colorantes en un solvente determinado a cualquier temperatura, es una función no solo de la solubilidad de la materia colorante misma, sino también de la cantidad de sal que este presente como agente diluyente en el producto comercial

Estabilidad química. Aparte de considerar la solubilidad del colorante y su afinidad al alimento, se debe de tener presente su comportamiento con respecto al pH, factor importante para la composición y estabilidad química del alimento. Los colorantes tambien se ven afectados ante algunos conservadores como son el anhídrido sulfuroso, ácido ascórbico y jugos cítricos

Sensibilidad a la luz: Algunos colorantes son sensibles a la luz por lo cual se recomienda que si se va a almacenar las soluciones por algún tiempo en recipientes, éstos deben de ser de vidrio de color ambar, café o verde, o usar otras medidas para protegerlas de los efectos de la luz. El grado de sensibilidad a la luz, se debe de tomar en cuenta para los cálculos de la dosis que se va a emplear, ya que a concentraciones bajas, los colorantes que son sensibles pueden decolorarse por completo, mientras que a altas concentraciones la decoloración puede ser poco observable por largo tiempo.

Sensibilidad a compuestos: Algunos colorantes son precipitados por metales como el hierro, aluminio, zinc y cobre, especialmente en soluciones ácidas. Por lo cual, se recomienda, que las soluciones de colorantes no deben de ser preparados en recipientes de estos materiales, sino emplear recipientes y agitadores de vidrio para pequeñas cantidades, y para grandes cantidades se debe emplear acero inoxidable. Las sales de calcio y magnesio que están presentes en las aguas duras, tienden a precipitar a los colorantes y formar lacas insolubles que se depositan como sedimentos durante el reposo. Se recomienda usar aguas blandas o desionizadas.

5.4. LEGISLACIÓN :

Existe una legislación para el uso de cualquier aditivo en alimentos. Para su aprobación debe reunir ciertas especificaciones. El organismo que se encarga de la legislación de alimentos en los Estados Unidos es la Food and Drug Administration (FDA) y sus regulaciones y decisiones se publican en el Federal Register, bajo el título 21 de alimentos y drogas. Existen organismos internacionales especializados como la Organización Mundial de la Salud (OMS) y la Food & Agriculture Organization (FAO) que preparan las normas del CODEX ALIMENTARIOS MUNDIAL, que posibilita la libre circulación interna de las mercaderías de origen extranjero, facilitando la importación y exportación de los productos alimentarios.

La Organización Mundial de la Salud a través de recopilaciones obtenidas de los diversos estudios hechos sobre colorantes, ha concluido que un alto porcentaje de los colorantes sintéticos adicionados a los productos alimenticios, pueden ser cancerígenos directa o indirectamente. Es decir, en muchas ocasiones el compuesto colorante en sí no produce efectos toxicológicos; sin embargo, al entrar al organismo con frecuencia es transformado en compuestos secundarios cancerígenos para el organismo⁽⁴¹⁾

En México la legislación de alimentos se encuentra a cargo de la Secretaría de Salud, la cual por lo general adopta varias de las disposiciones de la FDA. La regulación para aditivos permitidos en México se encuentra en el Reglamento de la Ley General de Salud en materia de Control Sanitario de Actividades, Establecimientos, Productos y Servicios del Diario Oficial de la Federación del 18 de Enero de 1988⁽⁴²⁾.

Los colorantes serán adicionados a los alimentos o bebidas solo después de haberse realizado pruebas apropiadas de toxicología y clínicas, siempre y cuando se hayan obtenido resultados negativos para evitar peligro al consumo de humanos. Para la autorización de un nuevo aditivo, el interesado adjuntará a la solicitud correspondiente la siguiente información⁽⁴³⁾.

- 1.- Nombre químico y sinónimo más conocido, si se trata de una sustancia química o género y especie, si se trata de un producto derivado de un vegetal o animal;
- 2.- Cuando proceda, fórmula química condensada y estructural, si se conoce;
- 3.- Justificación de su función tecnológica;

4.- Estudios toxicológicos de origen nacional o extranjero, a corto y largo plazo en los que se incluya la DL₅₀ en animales mamíferos de laboratorio y la ingestión diaria admisible para evaluar su inocuidad, especialmente en relación con el cáncer;

5.- Los métodos analíticos para determinar su identidad, pureza y contaminantes, tanto en el aditivo como en los productos a que se destine, y

6.- Productos en que se propone su empleo y proporción, de manera que ésta no rebase los márgenes de seguridad.

Se prohíbe la adición de aditivos para ⁽⁹⁾.

1.- Encubrir alteraciones y adulteraciones en la materia prima o en el producto terminado.

2.- Disimular materias primas no aptas para el consumo humano;

3.- Ocultar técnicas y procesos defectuosos de elaboración, manipulación, almacenamiento y transporte;

4.- Reemplazar ingredientes en los productos que induzcan a error o engaño sobre la verdadera composición de los mismos, y

5.- Alterar los resultados analíticos de los productos en que se agreguen

Dentro de los colorantes sintéticos, el principal interés es el fabricar productos con bajos o nulos riesgos tecnológicos, ya que, además de cuidar la salud de los consumidores, las estrictas regulaciones podrían prohibir su uso en alimentos. Si un colorante sintético es certificado por la FDA no implica únicamente que el tinte por sí mismo es inocuo, sino que no está contaminado con sustancias tóxicas. El límite máximo para todos los colores FD&C (Food, Drug and Cosmetic) para Arsénico (As₂O₃) es 0.00014% y para plomo es 0.001%, solamente se permiten trazas de otros metales pesados precipitables como sulfuros y no se permiten lacas de bario. Los únicos colorantes sintéticos aceptados por la FD&C son los siete enlistados en la tabla 14, los cuales cumplieron con los requisitos para su aceptación, dentro de estos colorantes se encuentra el amaranto, el cual se permite únicamente para colorear corteza de la naranja. En 1970 se publicaron resultados de las investigaciones rusas que concluyen que el amaranto es capaz de producir cáncer y efectos nocivos sobre la reproducción animal. Posteriormente, la FDA inició un estudio de toxicidad crónica por

ingestión de este colorante con ratas preñadas a las cuales se les administró diferentes dosis de 7.5, 15, 30, 100 y 200 mg/kg, administrando las dosis por medio de un tubo estomacal observándose la muerte de fetos, ocurriendo estos efectos en todos los casos y con todas las dosis, excepto la de 7.5 mg/kg ⁶⁹.

En México se permite la mezcla de colorantes entre sí, para obtener determinadas tonalidades cromáticas, siempre y cuando no constituyan un riesgo para la salud. Se permite adicionar a la mezcla de colorantes, vehículos o excipientes inócuos, tales como: cloruro de sodio, sulfato de sodio, azúcares, dextrinas, aceites y grasas comestibles, glicerina, propilenglicol y otros cuya inocuidad se demuestre previamente a la Secretaría de Salud. En el etiquetado de los colorantes, además de las leyendas que señala el artículo 210 de la ley, se hará figurar lo siguiente: la denominación que les corresponda de acuerdo a su origen; en el caso de los colorantes orgánicos sintéticos, la concentración del colorante puro; cuando se trate de mezcla de colorantes, la suma del porcentaje de pureza de cada uno de los colorantes de la mezcla, indicando los vehículos empleados; si se trata de mezcla de lacas y colorantes, deberán incluirse los ingredientes de la mezcla ⁶⁹.

La tabla 14, basado en la FD&C, muestra la lista de colorantes permitidos para alimentos en México por la Secretaría de Salubridad y Asistencia (SSA) de acuerdo al reglamento de aditivos para alimentos publicado en el diario oficial de enero de 1988 ⁶⁹.

TABLA 14
COLORANTES SINTETICOS PERMITIDOS POR LA SSA

COLORANTE	CLASIFICACION	NOMBRE COMUN
Amarillo # 5	C.I. No. 19140	Tartrazina
Azul # 1	C.I. No. 42090	Azul Brillante F.C.P.
Azul # 2	C.I. No. 73015	Indigotina
Rojo citrico # 2	C.I. No. 12156	Amaranto
Rojo # 3	C.I. No. 45430	Eritrosina
Rojo # 40	2-naftalensulfonato 6-hidroxi-5-[(2-metoxi-5- metil-4-sulfofenil) azo]disódico	
Verde # 3	C.I. No. 42053	Verde firme F.C.F.
Otros que determine la Secretaria.		

C.I. = Color Index

En México los colorantes orgánico-mineral y mineral permitidos por la Secretaría de Salud son ⁽⁵⁾:

a) Gluconato ferroso

b) Dióxido de titanio

Para elegir el colorante adecuado para el uso en alimentos se tendrá que tomar en cuenta el origen del alimento, el proceso al que se va a someter el alimento, el empaque en el cual se va a vender el alimento, los ingredientes activos como es el disolvente o base en el cual el color va a ser incorporado. Esto es porque los colorantes también requieren de algunos factores para mantener sus propiedades, el grado de sensibilidad a la luz debe de tomarse en cuenta para el cálculo de la dosis que va a emplear ya que a concentraciones bajas los colorantes que son sensibles pueden perder el color, mientras que en altas concentraciones la decoloración puede ser poco observable por largo tiempo, se permite la mezcla entre sí para obtener determinadas tonalidades cromáticas, también queda permitida la adición a los colorantes o a su mezcla de excipientes o vehículos inócuos tales como dextrinas, aceite o grasas comestibles, glicerina y otros necesarios pero que se haya demostrado que son inócuos para la salud pública ⁽⁶⁾.

Existe un número increíble de factores a considerar cuando se usan colorantes naturales para alimentos, uno de éstos es que la mayoría de los colorantes naturales son importados, por lo que representa un alto costo; sin embargo, existen productores nacionales que hacen el esfuerzo por desarrollar colorantes de buena calidad, pero el grave problema en la obtención de estos colorantes es el bajo rendimiento, técnicas de procesamiento deficientes y falta de fertilización para que las plantas cultivadas contengan mayor concentración de colorante. Debido a la gran importancia que tienen actualmente los colorantes naturales, es necesario que las técnicas para intensificar el pigmento en las plantas sean investigadas. Un número de técnicas y requerimientos legislativos fueron cuidadosamente estudiados durante la formulación de colorantes para alimentos a partir de

las plantas, todo esto se realizó de acuerdo al tipo de colorante y técnicas aceptables para la industria de alimentos. Estos requerimientos son los siguientes⁴¹⁾:

a) Se necesita que la intensidad del color sea estandarizada para controlar estrictamente los niveles, los cuales pueden ser fácilmente verificados por métodos analíticos,

b) Los extractos de las plantas deberán ser procesados de tal manera que, no contengan compuestos que puedan intervenir causando problemas en el producto final, alterando su estabilidad, si es posible aislar exclusivamente el compuesto colorante,

c) La diferencia de colorantes y tintes deberá ser controlada por el uso de las variables conocidas de plantas cultivadas en zonas de climas similares conjuntamente con el control de calidad,

d) Los colorantes deberán ser toxicológica y farmacológicamente aceptables y así mismo estar bajo la legislación de éstos,

e) Las pruebas deberán hacerse siempre, asegurando la estabilidad a la luz y al calor,

f) Las características de solubilidad necesitan ser cuidadosamente controladas.

6.- GENERALIDADES DE CAROTENOIDES

Los carotenoides son pigmentos naturales ampliamente extendidos en la naturaleza son el origen de los colores brillantes: amarillo, naranja y rojo de numerosos frutos comestibles (limones, melocotones, albaricoques, naranjas, fresas, cerezas, etc.), de hortalizas (zanahorias, jitomates, etc.); de hongos (niscalo), de flores; están también presentes en los productos animales: huevos, bogavantes, langostas, pescados diversos.

Químicamente son cadenas de unidades isoprénicas que llevan al final de la cadena un núcleo cíclico o acíclico con diferentes grupos funcionales (alcohol, cetona, etc.); el más conocido es el β -caroteno, pero también se encuentran otros colorantes alimenticios: α -caroteno, γ -caroteno, bixina y norbixina, capsantina, licopeno, β -apo-8'-carotenal, éster etílico del ácido β -apo-8'-caroténico. Estos son compuestos liposolubles, pero la industria utiliza preparaciones hidrodispersables formulando coloides o emulsiones.

Las xantófilas son compuestos muy cercanos a los carotenoides, en general con grupos hidroxilos o cetónicos y con una mayor solubilidad en alcohol que los carotenoides. Están distribuidos en las hojas y los pétalos donde representan 10% de la materia colorante. Se distinguen: la flavoxantina, la luteína, la criptoxantina, la rubixantina, la violoxantina, la rodoxantina y la cantaxantina¹¹.

El principal representante de los carotenos es el β -caroteno, fue el primer pigmento naranja aislado de zanahorias (*Daucus Carota*) por Wackenroder en 1831. Seis años después Berzelius le llamó a los pigmentos de hojas amarillas Xantóphilas. En 1906 Tswett realizó la primera separación de pigmentos de hojas por la cromatografía. Posteriormente, varios científicos obtuvieron las estructuras de los pigmentos, hasta que en 1981 Bavernfeind enfatizó en los aspectos prácticos del uso de carotenoides^(12,20).

6.1. DEFINICION :

Químicamente hablando los carotenoides son polienos isoprenoides formados por la unión de ocho unidades C_5 de isopreno, cuya estructura se muestra en la figura 7.

FIGURA 7
ESTRUCTURA DEL ISOPRENO



Los carotenoides tienen estructura alifática y alicíclica, con grupos metilo unidos a un sistema de dobles enlaces conjugados, los cuales son responsables de su color (del rojo al amarillo). La numeración de la molécula desde el final al centro es de 1 a 15 en la estructura de licopeno^(1,13).

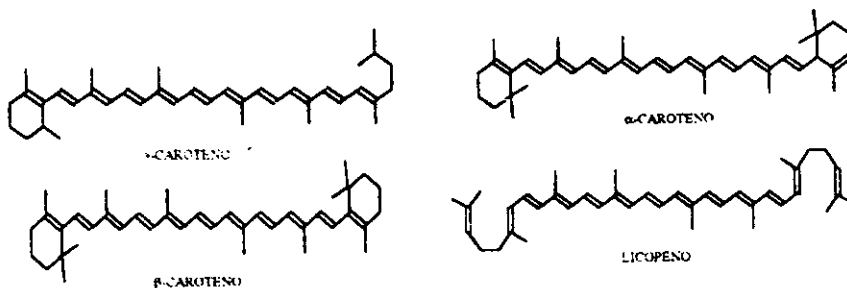
La estructura básica está representada por el "Licopeno" que forma los pigmentos del tomate y algunos chiles. Se sabe de la existencia de aproximadamente trecientos carotenoides, los cuales cuentan con una estructura parecida a la del compuesto principal (licopeno), las diferencias que presentan éstos se deben a cambios químicos como migración del doble enlace, introducción de un grupo hidroxilo, ceto o metoxilo, hidrogenación parcial, ciclización, degradación oxidativa o isomerización. Como ya se mencionó, todos los carotenoides pertenecen a la clase de los polienos; es decir, que son largas cadenas con dobles ligaduras conjugadas, además de que su naturaleza es isoprenica. Los carotenoides poseen un esqueleto bilateralmente simétrico de cuarenta átomos de carbono, usualmente formado por ocho unidades de isopreno eslabonados con dos grupos metilo^(1,13).

Muchos tipos de polienos han sido aislados del jitomate, pero los de mayor importancia son: (1) α -caroteno, (2) β -caroteno, (3) γ -caroteno, (4) δ -caroteno, (5)licopeno y (6)22-Xantophilo (carotenol). La fórmula química de los carotenos es $C_{40}H_{56}$ ⁽¹¹⁾

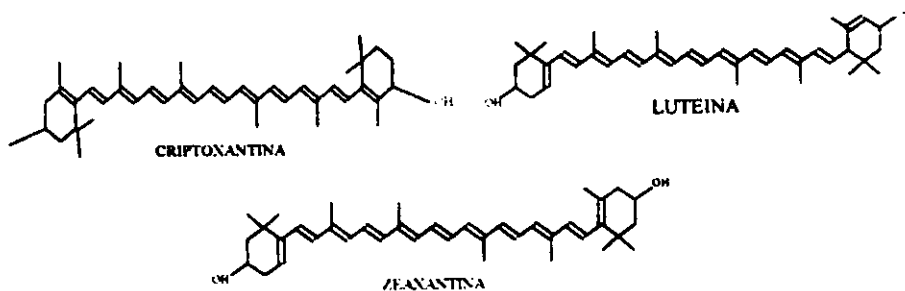
6.2. CLASIFICACION :

Los carotenoides forman cuatro grupos principales ^(28,43):

a) Los carotenos. - Formados sólo de carbono e hidrógeno, reciben este nombre, porque se encontraron por primera vez en la zanahoria (*Deucus carota*). Son carotenos: el α , β , δ carotenos, el licopeno. Su fórmula condensada es $C_{40}H_{56}$.



b) Las Xantófilas. - Son derivados oxo o hidroxilo de los carotenos, como la criptoxantina $C_{40}H_{56}O$ y la luteína $C_{40}H_{54}(OH)_2$, Zeaxantina, Espiriloxantina, etc.

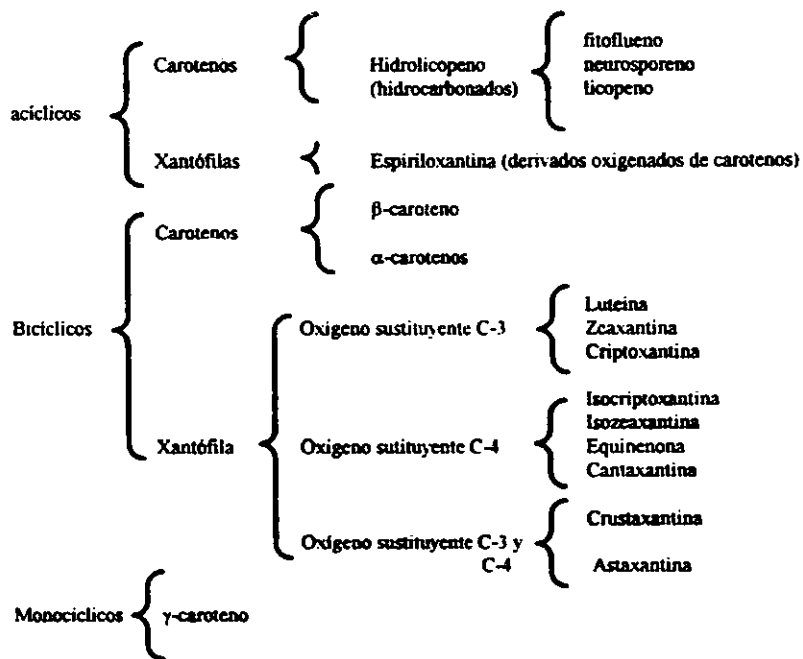


c) Los ésteres de xantófila. - Son los ésteres con ácidos grasos.

d) Los ácidos carotenoides. Son los derivados carboxílicos de los carotenos.

Un sistema de clasificación diferente subdivide a los carotenoides en acíclicos, alicíclicos (monocíclicos y bicíclicos). Los respectivos compuestos originales son el licopeno, γ -caroteno y β -caroteno, esta clasificación se muestra en la tabla 16^{a,b}.

TABLA 16
CLASIFICACION DE LOS CAROTENOIDES



En el diagrama anterior podemos localizar al licopeno dentro de los carotenos acíclicos.

6.3. DISTRIBUCION EN LA NATURALEZA :

El estado físico de los carotenoides en la naturaleza varia según la fuente. Los carotenoides se encuentran en solución en la fase lipídica, en dispersiones coloidales en los lípidos o en los plástidos combinados con las proteínas en la fase acuosa⁽⁴⁾

Los carotenoides están en las flores, raíces, frutos, algas, bacterias, peces, tejido animal rico en grasa, hongos. A menudo, su presencia está enmascarada por la clorofila. Los carotenoides también se encuentran ampliamente distribuidos en los animales, lo cual ocurre por la ingestión de los mismos: están especialmente en los invertebrados marinos los que almacenan carotenos en las gónadas, piel y alas; así, vemos que los carotenoides existen como lípidos en células especializadas, en la piel de las truchas, disueltos en la grasa del cuerpo de las vacas, como cromoproteínas en los huevos de las langostas, en placenta humana, testículos de toro, glándula suprarrenal de casi todos los mamíferos, en la sangre y en la mayoría de las vísceras⁽¹³⁾.

La producción total de carotenoides en la naturaleza ha sido estimada conservadoramente en alrededor de 108 toneladas por año. La mayor parte de esta producción es en la forma de cuatro carotenoides. Fucoxantina el pigmento característico de muchas algas marinas y sin duda el carotenoide natural más abundante y los otros tres en las hojas verdes, luteína, violaxantina y neoxantina. Por comparación, todos los carotenoides restantes son producidos en pequeñas cantidades; aunque algo de β -caroteno y zeaxantina se encuentran muy ampliamente, y otros tales como licopeno, capxantina, bixina y espiroloxantina, constituyen el pigmento principal en un organismo particular^(13,14).

6.4. FUNCION EN LA NATURALEZA :

Los carotenoides juegan varios papeles vitales en la economía de las plantas como son la fotosíntesis y el valor nutritivo que representan en el reino animal, como por ejemplo el β -caroteno que está constituido por una cadena carbonada que consiste en dos moléculas de vitamina "A" unidas cola a cola, teniendo en consecuencia dos anillos de beta-ionona, la cual es esencial en la actividad de la provitamina "A". Así como este carotenoide, otros seis

de los 300 carotenoides presentan la misma función como precursores de vitamina "A". El β -caroteno se transforma en vitamina "A" mediante la ayuda de enzimas presentes en la mucosa intestinal de los animales. Entre los carotenoides con actividad de provitamina "A" podemos mencionar al β -apo-8'-carotenol, α -caroteno y criptoxantina. Los carotenoides con un anillo abierto de ionona sólo producirán la mitad de vitamina "A" y aquellos que no tengan anillos de ionona, como es el caso de licopeno, no tienen actividad como vitamina "A".⁽²²⁾

6.5. PROPIEDADES:

Los carotenoides cristalizan en varias formas como son: agujas, prismas y husos amarillos. El color del cristal varía desde un rojo fuerte hasta violeta. Son estables al calentamiento en atmósfera inerte (libre de oxígeno)⁽¹⁷⁾

Los carotenoides son insolubles en agua, poco solubles en aceite vegetal, moderadamente solubles en hidrocarburos alifáticos y aromáticos y muy solubles en cloroformo, bisulfuro de carbono, benceno y más difícilmente en el éter de petróleo y prácticamente insolubles en alcohol. Cuando se suspenden o disuelven en aceite vegetal, la estabilidad es adecuada para el uso práctico en la coloración de alimentos. La solubilidad en aceites vegetales puede aumentar dramáticamente con el calentamiento y aunque la cristalización ocurre en frío, esta propiedad puede ponerse en práctica en la preparación y coloración de ciertos alimentos. El uso en alimentos como antioxidantes dan además un mejoramiento en la estabilidad⁽⁸⁾.

Debido a que los carotenoides tienen dobles enlaces conjugados, el material cristalino es muy sensible a la descomposición oxidativa por exposición al aire; los cristales, por lo tanto, deben almacenarse a bajas temperaturas en contenedores herméticos con vacío y gas inerte. La oxidación de los carotenoides es acelerada por la luz y por catalizadores metálicos, particularmente cobre, manganeso y hierro, a hidroperóxido de ácidos grasos, tal como hidroperóxido linoleico; estos catalizadores, en soluciones oleosas, pueden atacar

directamente al caroteno. Los rayos gamma causan la destrucción de estos carotenoides por reacciones secundarias. También existe destrucción por oxidación enzimática^(13,28)

Los carotenoides pueden absorber específicamente la luz en la región ultravioleta (UV) y visible del espectro, la luz no absorbida es transmitida o reflejada y aparecen coloreados. Cada carotenoide es característico por un espectro de absorción electrónica. La espectroscopia de absorción es una técnica importante en el análisis de carotenoides. La posición de la máxima absorción, usualmente tres señales, es una función del número de dobles bandas conjugadas. Los carotenoides absorben principalmente en la región azul (430-470 nm), pero también absorben en las regiones azul-verde (470-500 nm) y verde (500-530 nm) del espectro y el color es determinado por la luz que reflejan o transmiten cuando están en solución. La posición y extinción de las bandas de absorción pueden determinarse exactamente, y los datos, junto con otras constantes físicas particularmente los resultados de la cromatografía en capa fina, pueden emplearse para la identificación. Todos los carotenoides tienen un típico espectro de absorción, de tres picos con un máximo y un mínimo bien definido (estructura fina). Los disolventes usados influyen en la posición de la absorción máxima: el éter de petróleo y el etanol tienen un poco o nulo efecto, el cloroformo y benceno producen un desplazamiento batocrómico de 15 nm, y el disulfuro de carbono produce un desplazamiento de +35nm^(3,12).

7.- GENERALIDADES DE LICOPENO

7.1 HISTORIA :

Los carotenoides, junto con las clorofilas, fueron los primeros grupos de compuestos que se separaron por cromatografía. El botánico ruso Michael Tswett (1906) separó carotenos y xantófilas sobre una columna de carbonato de calcio usando éter de petróleo como fase móvil. En 1873 Hartsen aisló un pigmento cristalino de un rojo oscuro a partir de *Tamus cummunis l.*, más tarde identificándolo como licopeno. Para 1875 Millardet aisló licopeno impuro a partir de jitomate, llamándolo Solanorubin. En 1903 Schunck presentó el espectro de absorción diferente al caroteno en el jitomate. En 1910 Willstatter y Escher determinan la fórmula molecular correcta de licopeno ($C_{40}H_{56}$) e identifican que el licopeno es un isómero del caroteno. En 1928-1931 Karrer y colaboradores (Kuhn y Zechmeister) describen la constitución del licopeno. Para 1932 Kuhn y Grundmann llevan a cabo la oxidación del licopeno con ácido crómico hasta obtener los productos de degradación del "ión", confirmando la fórmula propuesta y su constitución química. En 1936 Zechmeister y Cholnoky aislaron del jitomate el licopeno y sus derivados^(12,17)

7.2. DISTRIBUCION EN LA NATURALEZA :

El licopeno es el colorante rojo de los frutos maduros, se encuentra en concentraciones moderadas en sandía y uva roja, y en cantidades más pequeñas en otras frutas y vegetales como zanahoria y azafrán. El jitomate se ha considerado como la mayor fuente de este pigmento. En el jitomate, el licopeno comprende aproximadamente 83% de los pigmentos, encontrándose en una concentración aproximada de 0.02g/Kg de fruto fresco⁽²³⁾.

Los polienos de mayor importancia que se han aislado del jitomate son α -caroteno, β -caroteno, γ -caroteno, licopeno y 22-Xantófilo (carotenol). También se encuentran los carotenoides oxigenados o xantófilas en una cantidad aproximadamente de 6% del contenido de carotenoides; los principales son 5,6-epoxiluteína, licoxantina y licofila⁽¹¹⁾

El licopeno se encuentra dentro de las células en diminutas partículas llamados plástidos. Estos diminutos organelos cambian con los procesos de maduración de la fruta. En jitomates verdes el pigmento dominante es la clorofila. Conforme la maduración del jitomate avanza, la clorofila desaparece y el licopeno se sintetiza en su lugar. En este proceso los cloroplastos verdes se transforman en cromoplastos y el contenido de licopeno aumenta. En el jitomate maduro, el licopeno toma la forma de cristales tipo aguja alargada, los cuales ocupan porciones grandes de los cromoplastos. Estos cristales son responsables del típico color rojo reluciente de un jitomate maduro⁽¹⁴⁾.

En la tabla 17 se muestran los porcentajes de los principales carotenos contenidos en los diferentes estados de maduración de los jitomates Homestead⁽¹²⁾.

TABLA 17
PORCENTAJE DE CAROTENOIDES TOTALES EN EL JITOMATE SEGUN SU ESTADO DE MADUREZ

CAROTENOIDE	ESTADO DE MADUREZ					
	Maduro -verde	Rom-piente	Inverti-miento	Rosa	Rojo ligero	Rojo
Fitoeno	---	---	20.0	10.7	10.8	9.0
Fitoflueno			2.5	2.1	2.6	2.4
β-caroteno	100	75.0	55.0	17.0	9.8	2.6
α-caroteno	---	---	2.5	1.4	1.6	0.6
γ-caroteno	---	8.3	10.0	4.3	2.3	0.7
Licopeno	---	16.7	10.0	64.3	72.9	84.7
TOTAL CAROTENOS (mg/g peso fresco)	1.2	2.4	4.0	14.0	30.6	97.7

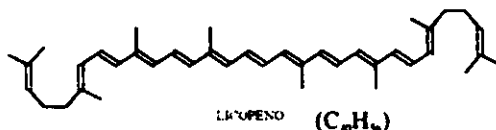
Como se puede observar en la tabla, el total de carotenos van aumentando conforme va madurando el jitomate, provocando de esta manera la aparición subsecuente de color rojo y la desaparición del color verde provocado por la clorofila.

En los jitomates Cherry el licopeno aparece unicamente en el final de la maduración y casi exclusivamente en la parte externa del fruto. Los carotenoides no están uniformemente distribuidos dentro de los frutos. El pericarpio exterior tiene la más alta concentración de carotenoides y los lóculos tienen el más alto contenido de caroteno⁽¹²⁾.

7.3. DEFINICION Y ESTRUCTURA :

El licopeno (ψ,ψ -caroteno) es un oligómero del tipo isoprenoide C_{40} con fórmula $C_{40}H_{56}$ con peso molecular igual a 536; es un carotenoide lineal hidrocarbonado considerado un isómero acíclico del β -caroteno y es el responsable del color rojo de los jitomates²⁹. Su estructura química consiste de ocho unidades de isopreno unidos en una cadena simétrica que contiene once dobles ligaduras conjugadas y otras dos las cuales son no conjugadas, siendo un total de trece dobles ligaduras. Es esta configuración la cual es la responsable por la absorción de luz en el rango visible de cierta longitud de onda y que da al licopeno sus propiedades características de colorante^(2,11,20).

FIGURA 8
ESTRUCTURA QUIMICA DEL LICOPENO



7.4 PROPIEDADES DEL LICOPENO :

El licopeno del jitomate es muy similar en composición química al β -caroteno. tiene todas las ventajas naturales necesarias para hacer un colorante de alimentos excelente. Es estable al calor y a los valores extremos de pH encontrados en los diferentes procesos aplicados a los alimentos. Tiene el mayor rango de color en función de la concentración, de amarillo pasando por anaranjado a rojo, y es muy efectivo a muy bajas concentraciones. El licopeno solubilizado en el rango de color amarillo/naranja es 6-8 veces mas efectiva que el β -caroteno. Debido a que el licopeno es derivado de jitomates por medios convencionales, éste es verdaderamente un color natural. Su habilidad de coloración depende de su concentración, el método de dispersión y la formulación usada⁶⁹.

7.4.1 PROPIEDADES FISIOLÓGICAS:

Como podría esperarse de su estructura, el licopeno no posee actividad de precursor de vitamina A

Estudios epidemiológicos han presentado que un consumo incrementado de frutas (incluyendo jitomates) y vegetales esta asociado con un riesgo reducido de cancer de pulmón y otros tipos de cáncer epiteliales, deduciéndolo porque estas frutas y vegetales tienen altas concentraciones de carotenoides⁽³⁹⁾

Mientras que el licopeno es similar al β -caroteno en su composición química, el licopeno es mucho más eficiente como un pigmento y tiene varias propiedades biológicas por si mismo. El licopeno, β -caroteno y α -caroteno son los carotenoides mas abundantes presentes en la sangre y tejido humano, en el sistema biológico humano el licopeno es transportado en la corriente sanguínea en las LDL (lipoproteínas de baja densidad). Como se sabe, las especies reactivas al oxígeno aparecen en tejidos y pueden dañar DNA, proteínas, carbohidratos y lípidos. Se ha encontrado que el licopeno es el carotenoide más eficiente biologicamente por ser extinguidor de radicales libres de oxígeno atribuyéndole por esto sus buenas propiedades antioxidantes asociadas a la disminución del daño al DNA, transformaciones malignas y otros parámetros de daños celulares en vida, es así también como se le atribuye a este pigmento las propiedades anticáncer, contribuyendo a la reducción en el riesgo de enfermedades degenerativas^(40,41)

En un humano saludable y bien alimentado se calcula que existe un conjunto de 100-150 mg de carotenoides, los cuales son licopeno, α y β caroteno en su mayor parte, pero también se encuentran luteína; 5,6-dihidroxi-5,6-dihidrolipopeno; 1,2-epoxilipopeno; 5,6-epoxilipopeno; γ -caroteno; fitoeno; fitoflueno, ζ -caroteno; neurosporeno. Estos cuatro últimos son cada uno de los pasos en la deshidrogenación para la conversión de fitoeno a licopeno en las plantas y por eso se espera que se presenten estos compuestos en productos de jitomate. Los mamíferos no pueden sintetizar los carotenoides y estos pigmentos son obtenidos de vegetales y frutas⁽⁴²⁾.

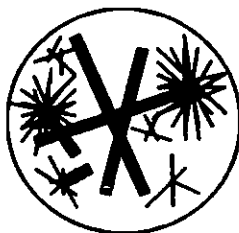
El principal énfasis en la literatura sobre el rol protectorio de los carotenoides contra el cáncer ha sido solamente de β -caroteno. Sin embargo, varios estudios han considerado también al licopeno. Se ha observado en estudios la existencia de un bajo nivel de licopeno en el plasma de pacientes quienes subsecuentemente desarrollaron cáncer en vejiga y páncreas. En este estudio, el licopeno del plasma y de la dieta manifestaron una asociación inversa con esta malignidad⁽³⁹⁾.

En un más reciente estudio, sin embargo, los alimentos ricos en β -caroteno tales como papaya, papa dulce, mango y naranja amarilla han presentado poca influencia en supervivencia de pacientes en cáncer de pulmón. Los autores concluyen que el β -caroteno tomado antes del diagnóstico de cáncer de pulmón no afecta la progresión de la enfermedad. A diferencia, una dieta rica en jitomate el cual se constituye de licopeno y solamente pequeñas cantidades de β -caroteno, tuvo una fuerte relación positiva con la supervivencia particularmente en mujeres^(39,42).

7.4.2 ASPECTO DE LOS CRISTALES DE LICOPENO:

Cuando el licopeno es recrystalizado de disulfuro de carbono/etanol se obtienen cristales de forma de grandes agujas rojas. Con éter de petróleo son de una forma de agujas parecidas al cabello (plana alargada), ocasionalmente se presentan como grandes prismas de color rojo-violeta oscuro. En forma de polvo presentan una coloración café-rojiza oscura. A diferencia de los demás carotenoides, el licopeno presenta un lustro poco metálico por difracción de rayos X. Su punto de fusión es de 172 - 173°C⁽¹⁷⁾. En la figura 9 apreciamos la forma de los cristales de licopeno recrystalizados de éter de petróleo⁽¹⁷⁾.

FIGURA 9
FORMA DE LOS CRISTALES DE LICOPENO



7.4.3 SOLUBILIDAD Y COLORACION:

En la tabla 18 se muestran diferentes disolventes que han sido empleados para solubilizar al licopeno, así como la solubilidad que presentó el licopeno en éstos^(17,21). En la tabla 19 se presentan algunas soluciones de licopeno con diferentes disolventes y la coloración producida⁽¹⁷⁾

TABLA 18
GRADO DE SOLUBILIDAD DEL LICOPENO CON DIFERENTES DISOLVENTES

DISOLVENTE	SOLUBILIDAD
Agua	Insoluble
Etanol	Insoluble
Metanol	Insoluble
Benceno	Soluble
Eter	Soluble
Cloroformo	Muy soluble
Disulfuro de carbono	Muy soluble

TABLA 19
COLORACION DE ALGUNAS SOLUCIONES DE LICOPENO

DISOLVENTE	COLORACION
Disulfuro de carbono	Azul tonos rojizos
Eter	Rojo azulado
Acido sulfúrico concentrado	Azul
Acido nítrico fumante	Púrpura inestable
Tricloruro de antimonio en cloroformo	Azul intenso inestable

7.4.4 ESPECTRO:

El licopeno puede absorber la luz en la región azul (430-470nm), en la región azul-verde (470-500nm) y región verde (500-530nm) del espectro, y su color está determinado por la luz que refleja de éstos⁽¹⁷⁾.

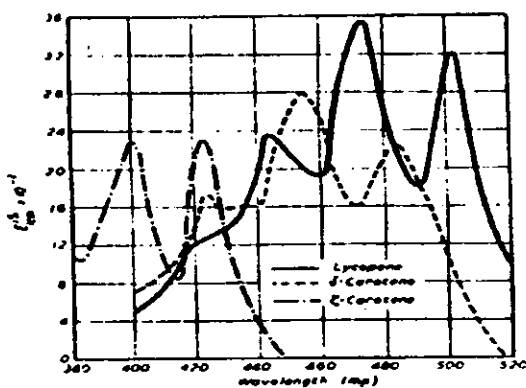
La tabla 20 muestra los siguientes rangos de absorción del licopeno según el disolvente que se ocupe⁽¹⁷⁾.

TABLA 20
ABSORCION DE LICOPENO CON DIFERENTES DISOLVENTES

DISOLVENTE	MAXIMA ABSORCION (nm)		
Disulfuro de carbono	548	507.5	477
Cloroformo	517	480	453
Benceno	522	487	455
Eter de petróleo	506	475.5	447
Hexano	504	472	443

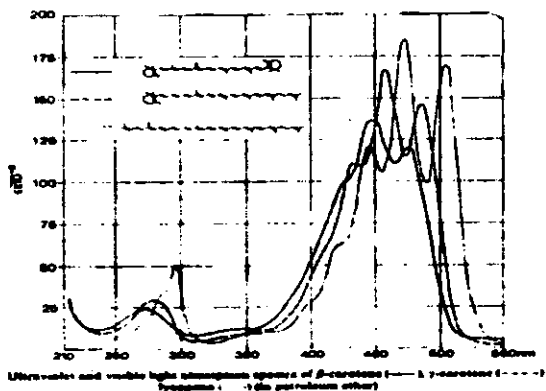
Las figuras 10 y 11 presentan las curvas de máxima absorción de algunos carotenoides incluyendo el licopeno en hexano (figura 10) y eter de petróleo (figura 11) ^(10,15).

FIGURA 10
CURVA DE ABSORCION DE CAROTENOIDES EN HEXANO



The absorption spectrum (in hexane) of Lycopene, β-carotene and α-carotene. (From Porter, J. W., and Zacharia, P. P. (1946) Arch. Biochem. 16, 577.)

FIGURA 11
CURVA DE ABSORCION DE CAROTENOIDES EN ETER DE PETROLEO



En las figuras anteriores puede observarse que el espectro de absorción de licopeno presenta tres picos de máxima absorbancia correspondientes a los tres grupos cromóforos característicos de los carotenos. Todos los compuestos carotenos tienen un típico espectro de absorción de tres picos con un máximo y un mínimo bien definidos. Los disolventes empleados influyen en la posición de la máxima absorción. El espectro de absorción característico de los carotenos es una consecuencia del sistema polieno conjugado presente en la molécula y de varios rasgos estructurales adicionales. El rasgo estructural responsable de la absorción de luz es el cromóforo, el cual, en carotenoides es el sistema de dobles enlaces conjugados (17,29).

El licopeno es completamente epifásico en la prueba de partición de disolventes que se realiza para la separación de los carotenoides en hipofase y epifase. En esta prueba se utilizan éter de petróleo y metanol acuoso (85-95%). Cuando se agita el embudo de separación con ambos disolventes en un volumen igual junto con los compuestos a separar, en la epifase (capa superior) que corresponde al éter de petróleo, contiene aquellos pigmentos sin grupo hidróxilo, que son compuestos no polares, encontrándose las clorofilas, los carotenos y sus epóxidos, ésteres de xantófilas (carotenoides esterificados). En la capa

inferior o hipofase que constituye el metanol acuoso se encuentran los pigmentos con dos o más grupos hidroxilo, así tenemos a xantófilas polares (libres), dioles y polioles, carotenoides ácidos. Los compuestos monohidroxilados tales como criptoxantina y rubixantina y monocetonas se encuentran tanto en la hipofase como en la epifase^{12b}

7.4.5 ESTABILIDAD:

El proceso de autooxidación del licopeno, en solución o cristalizado, por el oxígeno en el aire libre es estimulado por el incremento de temperatura, luz, humedad y algunos metales. El ataque del oxígeno ocurre en las dobles bandas terminales. La sensibilidad a la oxidación del licopeno también se incrementa en los productos deshidratados provocando la decoloración de tales productos. El agua presente en la superficie del alimento forma una película protectora, por tanto el rol protector del contenido de agua en el producto puede ser explicado por su efecto directo producido en los radicales durante la oxidación del pigmento¹³.

Los carotenoides puros son grandemente estabilizados cuando son suspendidos o solubilizados en aceite vegetal, especialmente si es adicionado algún antioxidante, tal como α -tocoferol. Sin embargo, puede presentarse la peroxidación de los lípidos insaturados en el aceite y causar la rápida destrucción oxidativa de los carotenoides. Estos carotenoides son también susceptibles a la degradación enzimática por lipoxigenasa¹⁴.

La necesidad de proteger a los carotenoides contra la oxidación no es exagerada. La presencia de trazas de oxígeno en muestras almacenadas (aún a temperaturas de congelación) y de peróxido en disolventes (especialmente dietileter) o de algún agente oxidante presente en el extracto que contiene carotenoides, pueden ser rápidamente conducidos al decoloramiento o a la formación de epóxidos o apocarotenoides. La presencia de lípidos insaturados y de iones de metal, puede grandemente aumentar la oxidación, especialmente si están también presentes las enzimas lipoxigenasas. Por lo tanto, los carotenoides o extractos que los contengan, deben guardarse exentos completamente de oxígeno (vacío), o en una atmósfera inerte (Ar , N_2)^{15a}.

Casi todos los carotenoides son susceptibles a descomposición, deshidratación o isomerización si están sujetos a condiciones ácidas. La mayoría de los carotenoides son estables al álcali⁽¹⁴⁾.

A continuación se presenta la tabla 21 basada en un estudio de la pérdida de licopeno en diferentes etapas en el procesamiento de jugo y pasta o puré de jitomate⁽¹²⁾.

**TABLA 21
PERDIDA DE LICOPENO EN DIFERENTES PROCESOS**

PRODUCTO	ETAPA	% DE PERDIDA DE LICOPENO	TIEMPO DE EXPOSICION	CONDICIONES DE OPERACION
JUGO DE JITOMATE	ESTERILIZACION	1% AL 2%	7 MINUTOS	80-100° C
		17%	7 MINUTOS	130° C
	ALMACENAMIENTO	CONSTANTE	6 MESES	10- 27° C
		2%	6 MESES	LUZ SOLAR
PURE DE JITOMATE	CONCENTRACION	16%	1 HORA	100° C LUZ OXIGENO
		33%	3 HORAS	100° C LUZ OXIGENO
		30%	DESPUES DE 3 hr	80° C LUZ OXIGENO
		60%	DESPUES DE 3 hr	110° C LUZ OXIGENO

La pérdida de licopeno varía de acuerdo a la disponibilidad de oxígeno, temperatura y luz. En la tabla anterior se puede observar que influye en la pérdida de licopeno tanto el tiempo al que es expuesto como a las condiciones de temperatura, luz y oxígeno.

En una evaluación estadística de los niveles de carotenoides individualmente en jitomates crudos y guisados (por 8 minutos) en ausencia de oxígeno revelaron que la concentración de carotenoides después del cocimiento del jitomate permanece sin cambiar⁽¹²⁾.

7.5 PRODUCCION OLEORESINA DE LICOPENO :

Cuando los cromoplastos naturales en el jitomate son destruidos y el licopeno es disuelto en lipidos, otros disolventes o solubilizado en agua, su color es naranja y no rojo. La aplicación del licopeno como un potencial colorante de alimentos dependerá tanto del método de obtención como de la técnica de preparación en el cual este es aplicado. Se puede obtener un color de amarillo a naranja fuerte por disolución del pigmento a los productos que contienen aceite. Un rango similar de color se obtiene por solubilización o dispersión de este en emulsiones finas. Para obtener un matiz verdaderamente rojo, los microcristales de licopeno sólido deben ser dispersados en el producto⁽⁶⁷⁾.

El proceso para la producción de la oleoresina de jitomate al 5% de licopeno, está basado en las amplias operaciones unitarias convencionales usadas y apropiadas para la industria de alimentos. Solamente son empleados métodos físicos y mecánicos y no se involucran reacciones químicas. Se toman los cuidados necesarios para proteger al licopeno de altas temperaturas y oxidaciones a través del proceso, de esta manera la distribución del isómero estructural del licopeno se mantiene sin cambiar y es similar a la composición presente en los jitomates⁽⁶⁷⁾.

En el proceso de la MNPD (Makhteshim Natural Products Division), los jitomates se procesan y se obtienen tres productos⁽⁶⁷⁾:

1.- OLEORESINA DE JITOMATE :

Contiene el licopeno parcialmente disuelto y en su mayor parte los cristales están dispersados en los lipidos naturales del jitomate. Este es un líquido viscoso, rojo fuerte, que puede ser usado como un color natural en formulaciones de alimentos y una fuente de licopeno añadido a productos para propósitos nutricionales.

Debido a las fluctuaciones naturales del contenido de licopeno en la fruta del jitomate, la MNPD estandarizó el contenido de licopeno al 5% con aceite de maíz refinado, aunque para este propósito puede ser usado cualquier aceite vegetal.

2 - SÓLIDOS DE JITOMATE SOLUBLES :

Los sólidos de jitomate solubles en agua pueden ser azúcares, ácidos, minerales, los cuales contienen una gran parte del sabor del jitomate. Este producto está disponible como sólidos de jitomate solubles concentrados (60° Bx) y pueden ser incorporados en varios productos alimenticios.

3 - SÓLIDOS DE JITOMATE INSOLUBLES :

Los sólidos del jitomate insolubles deshidratado son ricos en fibra dietética y puede ser usado como un ingrediente en productos alimenticios.

2.6 FORMAS DE APLICACION DEL LICOPENO EN ALIMENTOS :

Los métodos y tecnologías empleadas para la utilización β -caroteno pueden generalmente utilizarse para el licopeno. Los métodos de aplicación, concentración y procedimientos de estabilización dependen en cada caso del sistema del alimento al cual éste es añadido.

En general, hay tres formas diferentes por las cuales el licopeno es incorporado al producto alimenticio⁽⁶⁷⁾:

1.- SOLUBILIZACION :

Esta técnica forma una dispersión transparente de la oleoresina de licopeno mediante la formación de una microemulsión con la ayuda de los agentes activos de superficie (aprobados para su uso en alimentos). Estos materiales rodean el licopeno, formando una micela diminuta que se disuelve en el líquido, coloreándolo en el rango de amarillo a anaranjado fuerte de acuerdo a la concentración del licopeno. Esta tecnología es apropiada para la preparación de soluciones transparentes.

2.- FORMACION DE EMULSION :

Como en el caso del β -caroteno las emulsiones de la oleoresina de licopeno pueden ser formadas por homogenización a altas presiones, con o sin la ayuda de agentes activos de superficie. Estas emulsiones concentradas pueden ser usadas para productos alimenticios coloreados en el rango de amarillo a anaranjado fuerte. Esta tecnica es usada para producir productos opacos solamente.

3.- FORMACION DE SUSPENSION :

El licopeno en forma microcristalina puede ser dispersado en un producto alimenticio, coloreandolo en matices diferentes de rojo de acuerdo a la concentracion y el grado de dispersión de las particulas. El color rojo viene de la luz reflejada que sale de los cristales de licopeno y es similar a la del licopeno cristalino en los cromoplastos del jitomate.

8.- EXTRACCION, IDENTIFICACION Y CUANTIFICACION DEL LICOPENO

8.1 EXTRACCION DE LICOPENO:

En las referencias se reporta una metodología general para la separación de carotenoides, la cual consta de cinco etapas. Los pasos principales para la extracción de carotenoides de cualquiera de sus fuentes son preparación de la muestra, saponificación, remoción de esteroides, fase de separación y purificación de carotenoides.

Para la extracción de los carotenoides se realiza a partir de diversidad de material biológico que los contenga, generalmente estos tejidos frescos contienen un alto porcentaje de agua, por lo cual se usa un disolvente orgánico polar miscible en agua (acetona, metanol, etanol) para su deshidratación. El material seco puede ser extraído con disolventes inmiscibles en agua. Como los carotenoides son liposolubles, son extraídos con disolventes orgánicos tales como benceno, éter de petróleo, disulfuro de carbono, cloroformo, etc. Antes de la extracción de los pigmentos se lleva a cabo la saponificación para remover lípidos indeseables y clorofilas, este no afecta a los carotenoides porque son generalmente alcali estables. Los pigmentos alcali lábiles que se presentan son astaxantinas, fucoxantinas o éteres de carotenoides. La saponificación se realiza añadiendo suficiente KOH en metanol o etanol en concentraciones de 5% y 10%, después se realiza el lavado del extracto saponificado con mezcla de éter en un embudo de separación y se evapora a vacío. A continuación se remueven los esteroides para evitar disturbios en el análisis cromatográfico, esto se hace por medio de precipitación en diferentes disolventes o si no, las muestras se guardan a -10°C toda la noche y de esta manera los esteroides precipitan. La cuarta etapa es la separación de los carotenoides y se realiza por medio de partición con disolventes entre éter de petróleo y metanol acuoso (85-95%). Las dos fases resultantes son la fase epifásica y la fase hipofásica; en la fase epifásica se encuentran los compuestos no polares, llamados clorofilas, carotenoides y sus epóxidos, en el metanol o fase hipofásica se encuentran los compuestos polares integrados por xantofilas, dioles y polioles. Para la última etapa se utiliza la cromatografía^(12,15,17).

En otra de las referencias consultadas se emplea la fase de separación en la cual se puede decir que se integra la deshidratación, pues utilizan acetona y éter de petróleo, empleando primero la acetona que es miscible en agua y lavándola posteriormente con el éter de petróleo. Después se realiza la saponificación y remoción de esteroides, por último se hace el análisis cromatográfico⁽⁴⁰⁾.

La referencia más específica que se encontró, fue el método de aislamiento de licopeno empleado por Willstätter y Escher (1910) quienes presentaron este pigmento como un verdadero isómero de caroteno. Estos investigadores primero trabajaron con fruta fresca y obtuvieron por 135 kg de jitomate 2.7 gr de licopeno cristalino, decidieron entonces trabajar con puré de jitomate condensado y obtuvieron 11 gr de licopeno. En este método emplearon la etapa de preparación de la muestra que consta de la deshidratación de la misma, empleando para esto alcohol al 96% y posteriormente realizaron la extracción del pigmento con disulfuro de carbono, después se evaporó el residuo a 40°C en baño de agua y por último se realizó la purificación del licopeno⁽²³⁾.

Como puede verse, en esta última referencia se omitieron los pasos de saponificación y remoción de esteroides y en sí, para la extracción de licopeno a partir de jitomate no son necesarios pues no existe clorofila, ni compuestos saponificables ni esteroides que interfieran.

8.2 IDENTIFICACION DE LICOPENO :

A modo de poder corroborar la presencia del licopeno en la oleoresina de jitomate se podría emplear la cromatografía de líquidos, con el antecedente de conocer que existe este en el jitomate, lográndose por medio de la utilización del estándar comercial de licopeno proveniente de jitomate. La ventaja de emplear la cromatografía de líquidos de alta resolución para este fin es la de conocer la pureza de la oleoresina con referencia al contenido de carotenoides presentes.

La cromatografía es la técnica más importante de separación y purificación de carotenoides, su nombre se deriva de los vocablos griegos *khromatos* que significa color y *graphos* que significa escritura; fue introducida por primera vez por el botánico ruso Tswett

en 1906. Esta técnica cromatográfica tuvo un rápido desarrollo debido a que era posible separar pigmentos afines cercanamente iguales sobre la columna cromatografica puesto que la capacidad de adsorción de los pigmentos poliénicos es fuertemente influenciada por diferencias relativamente pequeñas en su estructura molecular¹¹⁰

En todos los procesos cromatográficos participan fuerzas de adsorción, partición o intercambio iónico. Todas las separaciones cromatograficas se logran mediante la distribución de los constituyentes de una mezcla entre dos fases, de las cuales una es fija y se llama fase estacionaria, y la otra, que se desplaza, se llama fase móvil. La separación de los compuestos se logra debido a que algunas sustancias son retenidas más fuertemente en la fase estacionaria que otras, que por lo tanto, tienen mayor tendencia a desplazarse en la fase móvil

En general, los procesos cromatográficos se clasifican en cromatografía de reparto y cromatografía de adsorción. En la cromatografía de reparto la fase estacionaria es un líquido que se mantiene fijo por adsorción sobre un sólido inerte y poroso, en tanto que la fase móvil generalmente es un gas o un líquido. En realidad en este tipo de cromatografía la fase estacionaria está permanentemente saturada con la fase móvil y viceversa, de tal manera que la separación ocurre entre dos fases líquidas no miscibles debido a que algunos componentes son mayormente retenidos en la fase estacionaria¹¹¹

Sin duda el método más empleado hasta el presente para la separación de mezclas de carotenoides naturales, es el de adsorción de Tswett. En la cromatografía de adsorción la fase estacionaria es un sólido que actúa como adsorbente, como la alumina o la sílice, en tanto que la fase móvil, generalmente es un líquido, aunque también puede ser un gas. La separación se logra por adsorción selectiva de los constituyentes por separar en repetidas etapas de adsorción-desorción. El grado de separación depende, por lo tanto, de la superficie activa del sólido. El tamaño de partícula sólida que se emplea debe ser lo menor posible para tener una mayor superficie activa en relación al volumen del empaque. Las fuerzas de adsorción de carotenoides diferentes sobre un adsorbente dado sostiene una relación definida por sus estructuras químicas. Los sustituyentes hidroxilo ejercen la mayor

influencia al respecto, pero también el número de dobles enlaces conjugados influye en la posición relativa de estos carotenoides en la columna. La naturaleza del adsorbente también influye en la determinación del orden de adsorción. Gran parte de los conocimientos sobre este campo son empíricos, solo la elección del disolvente y el adsorbente para una separación dada debe hacerse con frecuencia en base a experiencia práctica^(16,17).

En este tipo de cromatografía, las separaciones dependen de la presencia del equilibrio entre moléculas adsorbidas en la fase estacionaria y las que están en el seno del disolvente. Si las moléculas de una sustancia tienen una gran afinidad por el adsorbente, pasarán muy lentamente a través de éste. En el caso contrario, si la afinidad es poca, los compuestos pasarán más rápido. La mayoría de los procedimientos de separación están basados en el principio de cromatografía de adsorción.

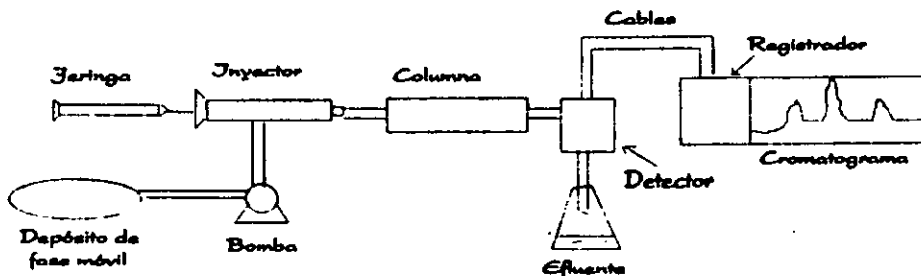
La cromatografía de líquidos se divide en dos según sea la polaridad relativa de las dos fases y la preponderancia de los fenómenos de adsorción o reparto. Así, tenemos a la cromatografía de fase normal en la que se necesita una fase estacionaria "polar" para separar compuestos polares usando una fase móvil no polar produciendo la elución más rápida de los compuestos no polares. Los empaques de columna en este tipo de cromatografía pueden contener grupos terminales como sílica (Si), amino (NH₂), Ciano, etc. El otro tipo de cromatografía es la fase inversa en la cual se requiere una fase estacionaria no polar y una fase móvil polar, aquí los compuestos polares eluyen primero. Los empaques de columna en esta cromatografía son ODS C₁₈ (octadecil silano), octyl, etil y dimetil silano⁽¹⁸⁾.

La cromatografía líquida de alta resolución es una de las ramas más nuevas de la química analítica, cuyo crecimiento ha sido muy rápido y su potencial es enorme, lo que ha permitido un alto desarrollo dentro de las diferentes industrias como son: farmacéutica, alimenticia, química, plásticos. Con el paso de los años se han presentado modificaciones o cambios en los componentes que integran un sistema de HPLC.

Los principales componentes de un sistema HPLC son el reservorio de la fase móvil, el sistema de bombeo, el medidor de presión, la columna, el inyector, el detector, el

registrador, el equipo de manejo de datos. En la figura 12 se presenta el esquema de la secuencia que lleva un sistema HPLC⁽¹⁴⁾:

FIGURA 12
SISTEMA HPLC



El sistema de HPLC opera de la siguiente manera: la fase móvil es aspirada y entregada al sistema (a un flujo constante y sin pulsaciones) pasando por el inyector previamente cargado con la muestra a analizar, de donde la toma y pasa a la columna. En base a sus diferentes afinidades por la columna y la fase móvil, los principios activos de la muestra se van separando en bandas y así llegan (a diferentes tiempos) a la celda del detector. El detector genera una señal eléctrica que en el sistema de manejo de datos se transforma en una gráfica en forma de pico gaussiano y cuya área o altura es directamente proporcional a la concentración de cada principio activo. Así, también el sistema de manejo de datos realiza los cálculos y finalmente los imprime.

8.3 CUANTIFICACION DE LICOPENO:

Para la cuantificación del licopeno presente en la oleoresina extraída de jitomate se utiliza el espectrofotómetro, pues gracias a la propiedad de las sustancias de absorber la luz variando según su concentración, puede emplearse para el análisis cuantitativo.

El término espectrofotometría se refiere al uso de la luz para medir las concentraciones de sustancias químicas. La espectrofotometría visible implica la determinación de la capacidad de absorción de la luz de un sistema químico. La región del espectro electromagnético a que se refiere es de aproximadamente 380-750nm⁽²⁰⁾.

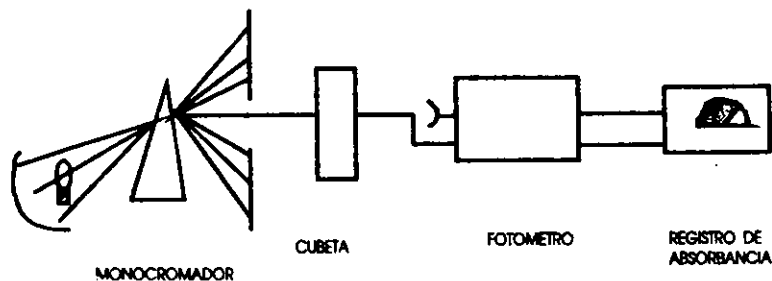
La absorción selectiva de la radiación electromagnética cuando pasa a través de una disolución hace que el haz emergente difiera del incidente

La absorción de la radiación por un sistema puede ser descrita por medio de una representación de la absorción como función de la longitud de onda. Tal gráfica es llamada espectro de absorción⁽²¹⁾.

El espectrofotómetro es un equipo para medir la absorción de la luz. La luz de una fuente continua (lámpara de tungsteno la cual cubre el espectro visible completo) pasa a través de un monocromador, que selecciona una banda estrecha (rejilla) de longitudes de onda del haz incidente. Esta luz monocromática atraviesa una muestra de espesor b y se mide la potencia radiante de la luz que sale en el detector. El detector es un fototubo que crea una corriente eléctrica proporcional a la potencia radiante de la luz que incide en el tubo. La señal de salida se transmite a un medidor que permite efectuar las lecturas de transmitancia y absorbancia

En la figura 13 se muestran las partes principales del espectrofotómetro^(20,21).

FIGURA 13
DIAGRAMA DE LOS CONSTITUYENTES DE UN ESPECTROFOTOMETRO



Para efectuar determinaciones cuantitativas de máxima exactitud, tienen que limitarse las lecturas del instrumento al intervalo de absorbancia de 0.7 a 0.2 de unidades de absorbancia⁽⁹⁾ Esto es causa del error fotométrico causado por las concentraciones altas en las muestras.

Existe una ecuación que muestra una relación directamente proporcional entre la absorbancia y la concentración de la muestra, esta ecuación está basada en la ley de Lambert-Beer y es satisfactoria solamente en disoluciones diluidas, en este sentido, es una ley limitada. A altas concentraciones la distancia media entre las moléculas del soluto (o iones) es disminuida hasta el punto de que cada uno afecta a la distribución de cargas de sus vecinos. Esta interacción, a su vez, puede alterar su aptitud de absorber a una radiación de longitud de onda. A causa de que el grado de interacción depende de la concentración, la aparición del fenómeno provoca desviaciones de la relación lineal entre absorbancia y concentración. La ecuación de la ley de Lambert-Beer se muestra a continuación⁽⁹⁾

$$A = \epsilon b c$$

de donde : A = Absorbancia (δ óptica)

ϵ = Absortividad molar (coeficiente de extinción molar) ($\text{mol}^{-1} \text{ l}$)

b = Longitud del paso de la radiación (cm)

c = Concentración

La ecuación muestra que la absorbancia de una disolución es directamente proporcional a la concentración de las especies absorbentes cuando es fija la longitud de paso de luz y directamente proporcional a la longitud del paso de luz cuando es fijada la concentración^(9,20,21).

A. PARTE EXPERIMENTAL

CUADRO METODOLOGICO

PROBLEMA: Analizar la factibilidad de utilizar la oleoresina de licopeno extraida de jitomate fuera de norma como colorante de alimentos.

PLANTEAMIENTO DEL OBJETIVO GENERAL:

"Obtener la oleoresina de licopeno a partir de jitomate fuera de norma para evaluar su potencial utilización como colorante en alimentos, realizando el análisis de costos de extracción de dicho colorante a nivel laboratorio"

PLANTEAMIENTO DE LOS OBJETIVOS PARTICULARES:

OBJ. PART. 1: "Obtener la oleoresina de licopeno a partir del jitomate fuera de norma utilizando un método reportado para el aislamiento de licopeno"

ACTIVIDAD 1: Obtener un método para la extracción de la oleoresina de licopeno investigando y analizando los métodos para la extracción y aislamiento de carotenoides y en especial de licopeno.

ACTIVIDAD 2: Realizar la extracción de 10 oleoresinas de licopeno a partir de 10 muestras diferentes de jitomate de la misma variedad.

OBJ. PART. 2: "Analizar la oleoresina extraida de jitomate identificando el licopeno como constituyente principal y la cuantificación del mismo en la oleoresina"

ACTIVIDAD 3: Realizar la identificación del licopeno presente en la oleoresina utilizando la cromatografía HPLC y empleando estándar de licopeno procedente de jitomate.

ACTIVIDAD 4: Realizar la cuantificación espectrofotométrica del licopeno presente en las 10 muestras de oleoresina empleando estándar de licopeno procedente de jitomate.

OBJ. PART. 3: "Analizar los costos a nivel laboratorio para la extracción de la oleoresina de jitomate y comparar los costos con una oleoresina disponible comercialmente para evaluar el potencial de uso del jitomate fuera de norma para la extracción de la oleoresina de licopeno"

ACTIVIDAD 5: Calcular los costos de la luz, disolventes y materia prima empleada en la obtención de la oleoresina extraida de jitomate.

RESULTADOS Y CONCLUSIONES

A.1 METODOLOGIA PARA LA OBTENCION DE OLEORESINA DE LICOPENO

El método utilizado para la extracción de la oleoresina de jitomate, fue propuesto en base a cinco referencias; en la primera, se trata de un método propuesto por Willstater y Escher⁽²³⁾ y se emplea un método específico para la extracción de licopeno a partir de pasta de jitomate. En esta técnica se utiliza alcohol como medio desecante y posteriormente disulfuro de carbono para la extracción del pigmento. Se propone sustituir el disulfuro de carbono por cloroformo por ser un disolvente más económico y suficientemente eficiente para extraer el licopeno. Por último, se realiza una evaporación del extracto a sequedad a baja presión y a baño de agua a 40°C. Como paso posterior a esto, se realiza la purificación del licopeno, lo cual no se toma en cuenta en el método propuesto debido a que lo que se quiere es la extracción de la oleoresina.

En el método utilizado por Zakaria Mora⁽⁴⁰⁾ se habla de la extracción de los carotenoides de jitomate mediante la utilización de partición empleando acetona y éter de petróleo. Se considera en este punto que el cloroformo es un disolvente de mayor efectividad que el éter de petróleo para la extracción de licopeno del jitomate. Las otras tres referencias (Otto Isler, Karrer Paul y Jeana Groos)^(12,13,17) muestran un método general para el aislamiento de carotenoides de cualquier fuente que los contenga. Las etapas principales son: desecación, saponificación, partición y aislamiento cromatográfico. De estas etapas, únicamente se consideraron la desecación con un disolvente polar y la extracción del pigmento que sería parte de la partición. La saponificación no se tomó en cuenta debido a que no existen lípidos indeseables o clorofilas a remoler. La etapa de partición consiste en separar los compuestos hipofásicos y epifásicos; esta etapa no se considera porque no están presentes compuestos hipofásicos. Por último, se tiene la etapa de aislamiento de carotenoides por métodos cromatográficos; como ya se mencionó anteriormente, el interés del método no es la obtención del licopeno cristalino, sino de la oleoresina, por lo cual no se considera para el método propuesto en este trabajo.

Para la obtención del pigmento de jitomate se necesita en primer lugar realizarle al fruto una extracción de la mayor cantidad de agua posible con ayuda de la trituración, filtrado y extracción con disolventes polares, como puede ser el etanol. El siguiente paso es propiamente la extracción del pigmento por medio de disolventes en los que se disuelva fácilmente, como es el caso del cloroformo. El último paso es la evaporación de todo el disolvente hasta obtener una oleoresina. El jitomate a emplear es de desperdicio, considerado en esta categoría por no ser apto para el consumo humano por encontrarse en estado de descomposición. Las muestras de jitomate de la variedad "Michakel" son adquiridas de mercados, verdulerías y centros comerciales por un precio mínimo. La presencia de hongos en el jitomate se considera que no afecta en la extracción del licopeno debido a que se quedan en la pulpa durante los filtrados, y no se consideran foco de contaminación en la oleoresina a causa de que para la obtención de ésta, se requiere poner en contacto el jitomate con los disolventes, los cuales anularían dicha contaminación.

EQUIPO EMPLEADO :

- Extractor de jugos marca "Regal" GH2011-2 (110 Volts, 200 Watts, 60 Hz)
- Rotavapor marca "Büchi" R-124 con baño de agua B-480 conectado a una bomba centrífuga marca "Motores Excell" modelo E6C28M-2A, de motor CA abierto, y a un enfriador para el agua de recirculación marca "Haake".

Rotavapor: 100,120,230,240Volts; 50/60Hz; 37 Watts; 5-240rpm

Baño de agua: 120,230 Volts; 50/60Hz; 1300 Watts; 20-100°C

Enfriador de agua: 115 Volts; 1350 Watts.

Bomba centrífuga: 127,220 Volts; 1CP; 60 Hz; 11.8/5.9 A; 3450rpm.

DISOLVENTES Y MATERIAL DE LABORATORIO :

Los disolventes empleados en la extracción de oleoresina a partir del jitomate son etanol y cloroformo.

El material de laboratorio necesario para la extracción de la oleoresina son espátula, matraces erlenmeyer, embudos de filtración, matraces Kitasato, probetas, lienzo para filtrar, vasos de precipitados y matraz bola

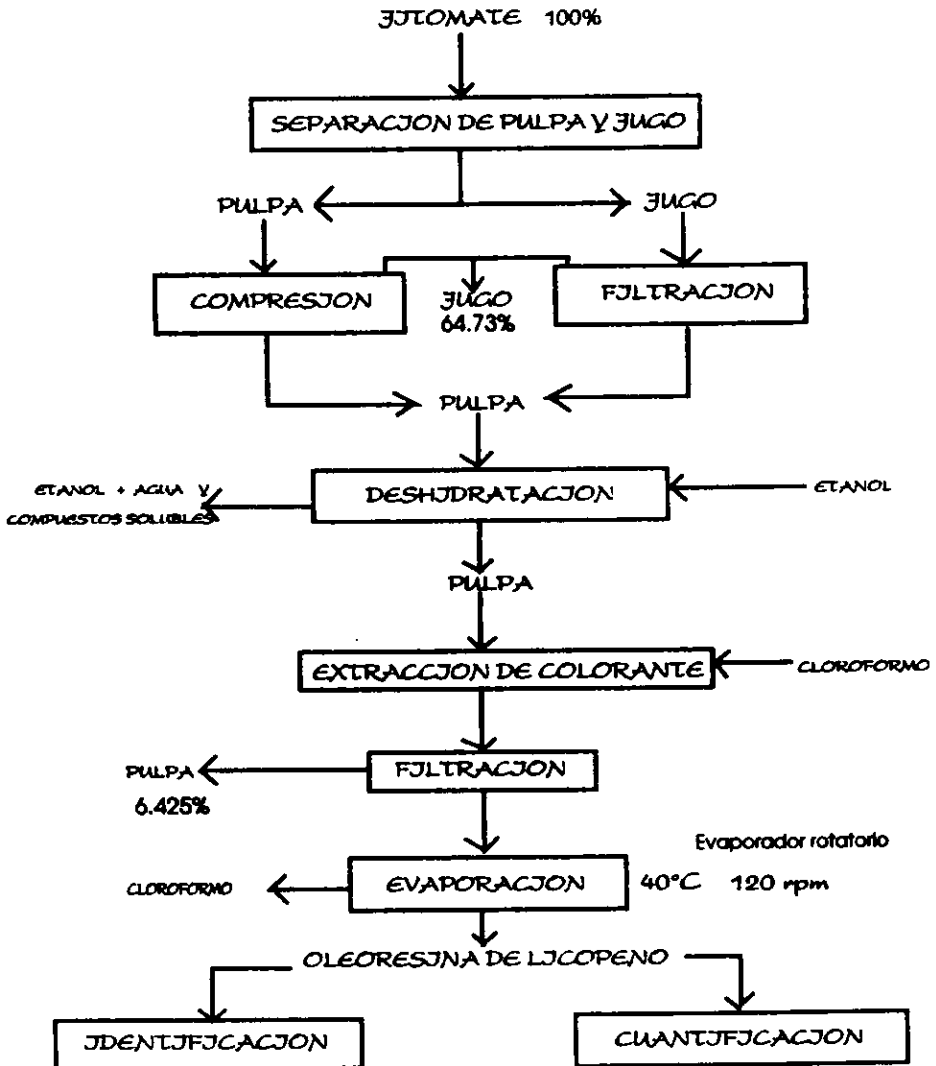
PROCEDIMIENTO :

La materia prima lo constituye el jitomate de desperdicio (fuera de norma), el cual se encuentra muy abajo de la calidad de jitomate México 3, se adquirieron 10 muestras de diferente procedencia, correspondiendo una muestra para cada extracción

Se pican 200 gramos de jitomate de desperdicio y se coloca en el extractor de jugos para separar lo más posible el líquido de la pulpa de jitomate. Por separado se filtra el líquido extraído para recuperar la parte de la pulpa que contiene, por otro lado se comprime la pulpa recogida del extractor para dejarla lo más seca posible, estas operaciones se realizan con lienzo.

Las pulpas recuperadas se colocan en un vaso de precipitados y se le añade 50 ml de etanol para su deshidratación, se agita comprimiendo y posteriormente se filtra nuevamente. A continuación la pulpa deshidratada se vuelve a colocar en un vaso de precipitados y se le añade 30 ml cloroformo para la extracción del pigmento, se agita y comprime por 10-15 minutos y se filtra, se repite esta extracción dos veces más para obtener el pigmento. De modo visual, se considera que en la cuarta extracción no existe una disolución significativa del licopeno en el cloroformo, por lo cual no se sigue extrayendo. Las soluciones se juntan y se colocan en el evaporador rotatorio. La temperatura y velocidad de rotación empleadas para la evaporación son de 40°C y 120 rpm, aproximadamente; se evapora hasta la obtención de una pasta la cual constituye la oleoresina de jitomate. Para el análisis posterior de la oleoresina, se disuelve en un volumen conocido de cloroformo. En la figura 14 se muestra el diagrama de flujo que marca los pasos a seguir para la obtención de la oleoresina de jitomate.

FIGURA # 14
DIÁGRAMA PARA LA OBTENCIÓN DE OLEORESINA DE JITOMATE



RESULTADOS:

En la tabla 22 se presentan los datos obtenidos en diez oleoresinas preparadas:

**TABLA 22
DATOS RESULTANTES EN EL PROCESO DE OBTENCION DE DIEZ MUESTRAS DE
OLEORESINAS**

# OLEORESINA	JUGO (ml / g)	PULPA (gramos)	OLEORESINA (gramos)	OLEORESINA (%)
1	120 ml 123.6 g	17.1 g	0.0705 g	0.035
2	134 ml 136.6 g	13.8 g	0.0526 g	0.026
3	122 ml 124.9 g	12.7 g	0.0778 g	0.039
4	93 ml 95.5 g	15.9 g	0.0609 g	0.04
6	133 ml 135 g	11.9 g	0.0685 g	0.035
6	131 ml 132.6 g	8.9 g	0.0539 g	0.027
7	102 ml 101.8 g	6.9 g	0.0435 g	0.022
8	146 ml 148.9 g	14.6 g	0.0538 g	0.027
9	150 ml 152.9 g	12.9 g	0.0601 g	0.03
10	140 ml 142.7 g	13.8 g	0.0587 g	0.029
PROMEDIO	129.45 g	12.85 g	0.06213 g	0.031
INTERVALO DE CONFIANZA 95%	116.03 <μ< 142.87	10.66 <μ< 15.04	0.0535 <μ< 0.0708	0.027 <μ< 0.035
PORCENTAJE	64.73%	6.43%	0.03%	

Los porcentajes obtenidos de pulpa y jugo promedio fueron de 6.43% y 64.73% respectivamente. Haciendo una comparación con datos reportados en composición de jitomate, contiene 94% de agua, y por consiguiente 6% de sólidos totales, se observa que el porcentaje de pulpa residual encontrado en este trabajo es de 6.43% y está muy cercana al dato reportado; sin embargo, considerando que la pulpa aún contiene agua y disolventes, entonces, el porcentaje de pulpa residual obtenido está por abajo del reportado, cuya pérdida se encuentra durante las filtraciones. El porcentaje de jugo extraído del jitomate, es muy bajo debido a las pérdidas de jugo absorbido en los lienzos empleados para la filtración.

Tomando como base de comparación el porcentaje de grasa en jitomate reportada, correspondiente a 0.1%, se podría decir que no se extrajo al 100% los lípidos del jitomate en la oleoresina correspondiente a un porcentaje promedio de 0.031%, sin embargo, observando los valores individuales de las oleoresinas, podemos ver que existen valores cercanos al reportado. Lo cual se debe a que en algunas muestras de jitomate existiera mayor porcentaje de licopeno que en las otras, esto se hace evidente por el color rojo intenso de las muestras mencionadas.

A.2 IDENTIFICACION DE LICOPENO

Se realiza la identificación del licopeno presente en la oleoresina extraída de jitomate empleando la cromatografía de líquidos de alta resolución, con el antecedente de que el jitomate lo contiene y se realiza empleando un estándar obtenido de la misma fuente vegetal. Mediante la utilización del HPLC podemos darnos cuenta si se encuentra otra sustancia, a parte del licopeno, presente en la oleoresina y de esta manera conocemos la pureza de la oleoresina en cuanto al licopeno.

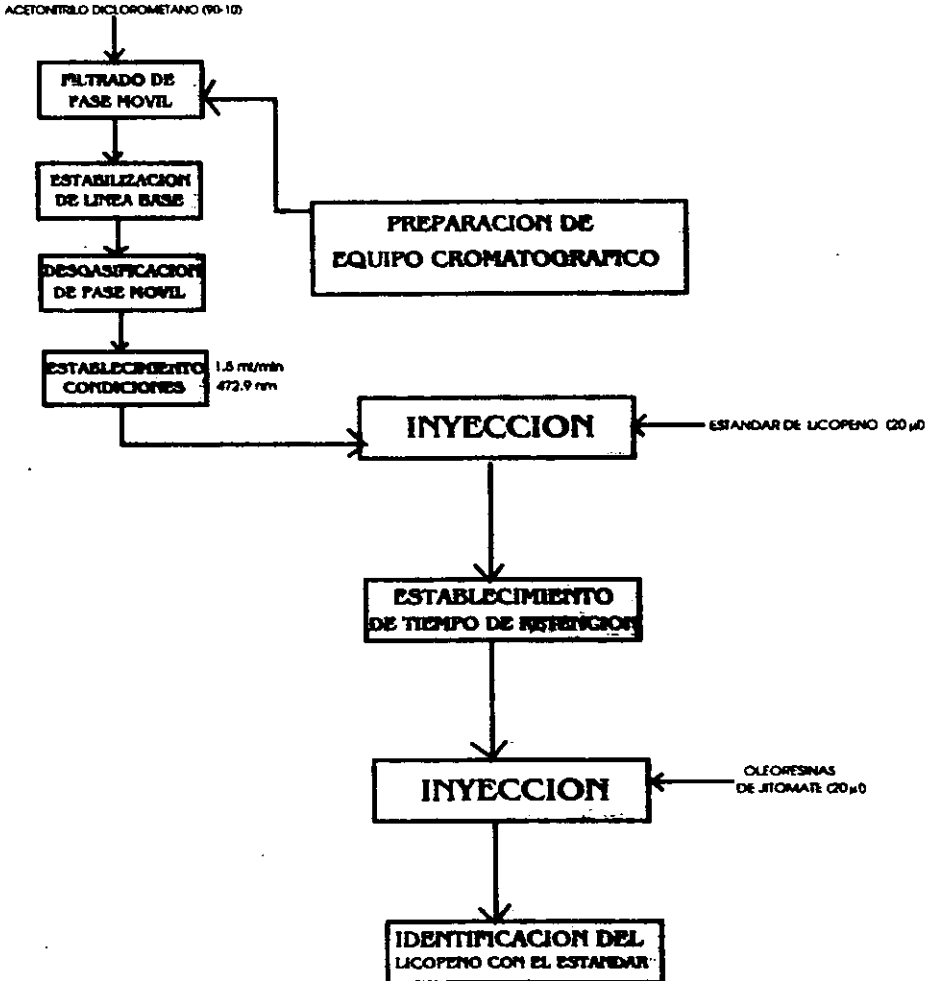
EQUIPO EMPLEADO, REACTIVOS Y MATERIAL DE LABORATORIO:

El equipo utilizado es un sistema de cromatografía líquido-líquido de alta resolución marca Waters, con detector de arreglo de fotodiodos modelo 990, bomba cuaternaria modelo 616 y automuestreador 717 plus. La columna HPLC empleada es marca Waters Prep Nova-pak HR C18 con diámetro de partícula de 6µm y con dimensiones de 3.9 x 300mm. La fase móvil empleada es acetonitrilo-diclorometano (90-10), para la preparación de las muestras se emplea cloroformo para la dilución del estándar. La velocidad de flujo de la fase móvil es de 1.5ml/min y la longitud de onda del detector correspondiente a la muestra es de 472nm, obtenido previamente en el análisis con el espectrofotómetro. El volumen inyectado de la muestra es de 20µl por inyección^(2,40). El estándar de licopeno empleado proviene de Sigma Chemical CO., St. MO con clave L9879 y cuya pureza es de 90-95%. El material de laboratorio utilizado consta de micropipetas, matraces volumétricos, pipetas, matraces Erlenmeyer, matraces para filtración a vacío, etc.

PROCEDIMIENTO:

Para la identificación del licopeno presente en la oleoresina extraída de jitomate por medio de métodos cromatográficos primeramente se realiza la preparación del equipo que consiste en: (1) filtrado de fases móviles y muestra, (2) estabilización de la línea base del cromatograma, (3) desgasificación de las fases móviles, (4) llenado de las líneas del equipo cromatográfico con la fase móvil y (5) establecimiento de las condiciones específicas de trabajo para el experimento. A continuación, se realiza una inyección del estándar de licopeno con una concentración determinada. El cromatograma obtenido registra el tiempo de retención (T_r) y el área de pico (A) del estándar inyectado. El pico resultante del estándar siempre presenta el mismo tiempo de retención a las condiciones mencionadas, por lo cual se puede identificar la presencia del licopeno en la oleoresina por medio de la inyección de una concentración determinada de ésta al cromatógrafo a las mismas condiciones. Las condiciones del cromatógrafo HPLC a emplear son las siguientes: a) Velocidad de flujo de la fase móvil 1.5 ml/min y b) Longitud de onda del detector 472.9 nm. El volumen de inyección de la muestra es de 20 μ l. En la figura 15 se muestra el diagrama del procedimiento para la identificación del licopeno presente en la oleoresina.

FIGURA # 15
DIAGRAMA PARA LA IDENTIFICACION DEL LICOPENO EN LA OLEORESINA



RESULTADOS:

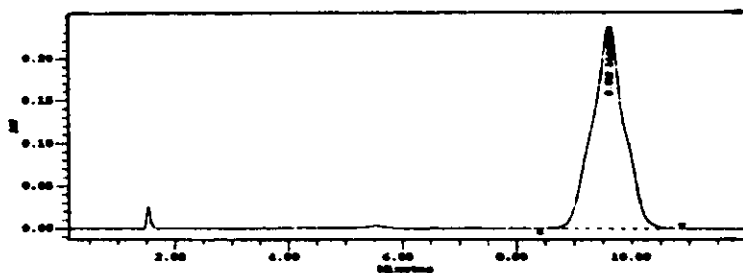
En la tabla 23 se tabulan los resultados del análisis cromatográfico del estándar y la oleoresina extraída de jitomate:

**TABLA 23
ANALISIS CROMATOGRAFICO DE LICOPENO**

	Concentración ($\mu\text{g/ml}$)	Tiempo de retención (min)	Area de pico ($\mu\text{V}^{\circ}\text{sec}$)
Estándar	33.334	9.612	9,080,545
Oleoresina	23.14167	9.552	142,096

En las figuras 16 y 17 se muestra los cromatogramas obtenidos de las inyecciones del estándar de licopeno y de la oleoresina:

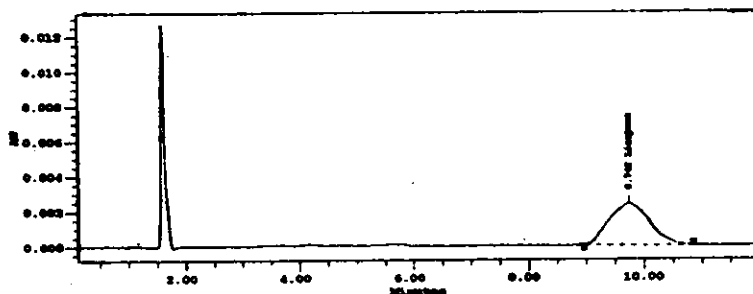
**FIGURA 16
CROMATOGRAMA DE ESTANDAR DE LICOPENO**



Peak Results

#	Name	Ret Time (min)	Area ($\mu\text{V}^{\circ}\text{sec}$)	Height (μV)	Amount	Int Type
1	Lycopene	9.612	9090349	241722		MS

**FIGURA 17
CROMATOGRAMA DE OLEORESINA DE LICOPENO**



Peak Results

#	Name	Ret Time (min)	Area ($\mu\text{V}^{\circ}\text{sec}$)	Height (μV)	Amount	Int Type
1	Lycopene	9.742	110069	2376		MS

Como se puede observar en los dos cromatogramas, el pico correspondiente a la oleoresina extraída presenta el mismo tiempo de retención que el pico del licopeno estándar, por lo tanto corresponde a la misma sustancia (licopeno). El primer pico que aparece en el cromatograma corresponde a el disolvente empleado (cloroformo), el cual está muy alejado del pico del licopeno, lo que hace que no exista interferencia con éste. El licopeno es el único pigmento presente en la oleoresina, los demás carotenoides (principalmente el β -caroteno, que es el que sigue del licopeno en mayor porcentaje) pudo perderse durante la extracción de la oleoresina o posiblemente están en cantidades demasiado pequeñas que no fue posible su aparición en el cromatograma. El tamaño del pico corresponde a la cantidad de licopeno existente en la muestra inyectada, es decir, entre mayor sea el tamaño del pico, quiere decir que la muestra se encuentra a una mayor concentración, lo que se refleja en el aumento del área de pico registrada en la tabla anexa al cromatograma. Por lo anterior podemos ver que se puede realizar una cuantificación del licopeno presente en la oleoresina, mediante la elaboración de una curva patrón, la cual se obtiene inyectando disoluciones a diferentes concentraciones de estándar de licopeno y graficándolas contra el área de pico resultante, a partir de esta curva se puede interpolar el área de pico obtenido en la disolución problema y conocer la cantidad de licopeno presente en la misma. A pesar de ser un método muy exacto en la obtención del contenido de licopeno en las oleoresinas extraídas de jitomate, es un método muy lento debido a que se requiere de bastante tiempo para preparar el equipo antes de comenzar las inyecciones para el análisis de las muestras de interés, y a la vez cada inyección tiene un tiempo determinado para completar su cromatograma, el cual fue, en este caso, de once minutos aproximadamente por inyección.

A.3 CUANTIFICACION ESPECTROFOTOMETRICA DEL LICOPENO

Para poder encontrar la concentración del licopeno en la oleoresina extraída de jitomate se requiere construir una curva patrón con las diferentes concentraciones del estándar de licopeno. Para lo cual se preparan como mínimo cinco concentraciones del estándar de licopeno y se realizan las lecturas de cada una de las concentraciones del estándar en el espectrofotómetro a la longitud de onda correspondiente a la máxima absorbancia del licopeno. A continuación se grafican los datos de concentración contra los datos de las lecturas obtenidas de absorbancia para cada concentración.

EQUIPO EMPLEADO, REACTIVOS Y MATERIAL DE LABORATORIO:

El equipo a utilizar es un espectrofotómetro marca Beckman. Con celdas cuadradas, con paso de luz de 1cm de longitud. Se emplea cloroformo como disolvente y por consiguiente, como blanco. Se emplea el material de uso común en laboratorio.

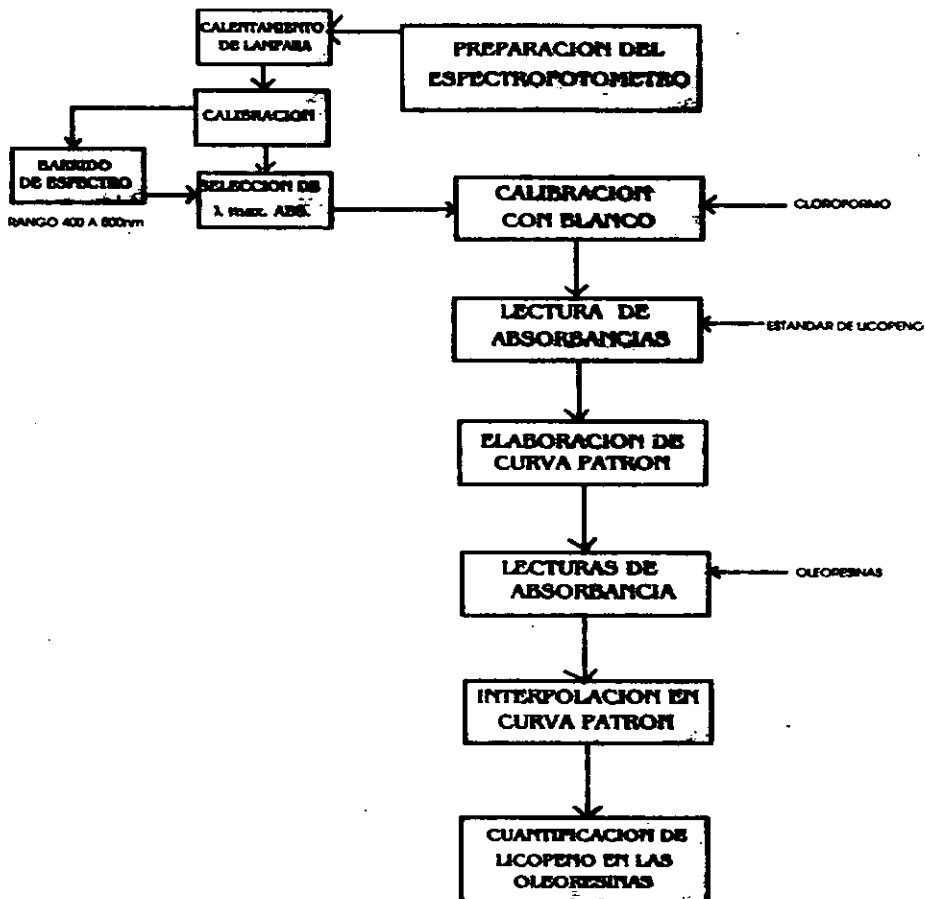
PROCEDIMIENTO:

Para la realización de las lecturas de absorbancia en el espectrofotómetro correspondientes a las disoluciones del estándar y oleoresinas, primero se enciende el espectrofotómetro para el calentamiento de la lámpara. Después se calibra el equipo y se establecen las condiciones a emplear, en este caso se emplea luz visible a una longitud de onda de 473nm, determinado previamente con el estándar en el espectrofotómetro. En caso dado que no se conozca la longitud de onda a la máxima absorbancia de la sustancia a analizar, se realiza un barrido en la región correspondiente, en este caso es la región visible de 400 a 500nm y en el espectro obtenido se puede apreciar la máxima absorbancia con su longitud de onda. Posteriormente, se calibra el equipo con el blanco que corresponde al disolvente puro empleado en las disoluciones de las muestras. Por último se toman las lecturas de todas las concentraciones de estándar o de las oleoresinas.

Todas las concentraciones, tanto del estándar como de las oleoresinas, se tienen que ajustar, de tal manera que no rebase el rango de absorbancia que es de 0.2 a 0.7.

Teniendo las lecturas de las disoluciones del estándar, se construye la curva patrón graficando las concentraciones del estándar contra sus absorbancias correspondientes. Posteriormente, se interpolan en esta curva cada una de las lecturas de absorbancia obtenidas de las oleoresinas para saber la concentración de licopeno existente en cada una de ellas.

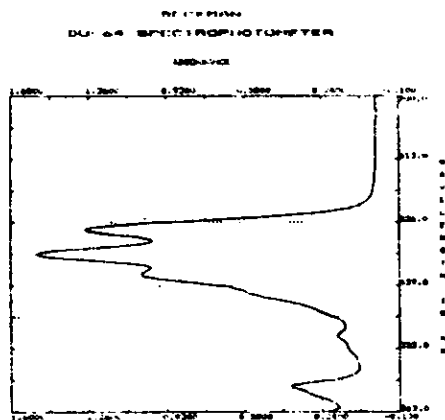
FIGURA # 18
DIAGRAMA PARA LA CUANTIFICACION DEL LICOPENO EN LAS OLEORESINAS



RESULTADOS:

La figura 19 muestra el espectro de absorción resultante del estándar de licopeno, en la cual se aprecia que su máxima absorbancia corresponde a una longitud de onda de 472.9 nm

FIGURA 19
ESPECTRO DE ABSORCION DEL ESTANDAR DE LICOPENO

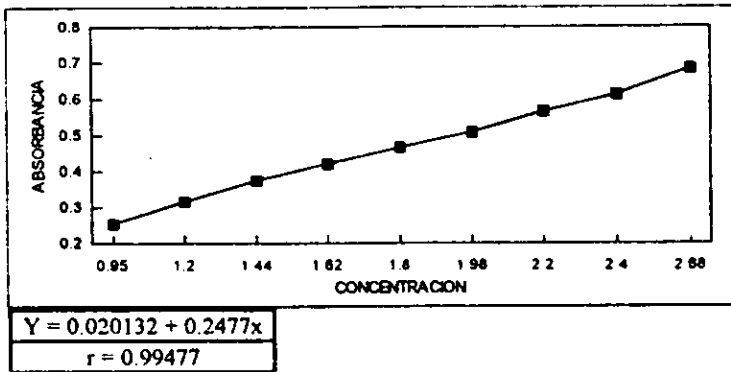


La siguiente tabla 24 muestra las lecturas de absorbancia obtenidos del estándar de licopeno:

TABLA 24
ABSORBANCIA DEL LICOPENO A 472.9 nm

CONCENTRACION ($\mu\text{g/ml}$)	ABSORBANCIA
0.167	0.045
0.668	0.175
1.0004	0.255
1.335	0.378
1.667	0.422
2.004	0.511
2.667	0.683
2.998	0.906
3.334	1.94

FIGURA 20
CURVA PATRON DE LICOPENO



En la tabla 25 se tabulan los datos de las concentraciones de las diez muestras de oleoresinas, sus correspondientes absorbancias y sus concentraciones de licopeno, las cuales se obtienen con la ecuación de la recta en la curva patrón elaborada.

TABLA 25
CONCENTRACIONES DE LICOPENO EN LAS OLEORESINAS EXTRAIDAS

CONCENTRACION OLEORESINA EN CLOROFORMO (mg/ml)	ABSORBANCIA	CANTIDAD DE OLEORESINA EN Jitomate (g/200g)	g DE LICOPENO EN 200g DE Jitomate	PORCENTAJE DE LICOPENO EN OLEORESINA (%)	CONCENTRACION DE LICOPENO EN Jitomate (g/100g)	PORCENTAJE DE OLEORESINA EN Jitomate (%)
2.2726	0.683	0.0706	0.012388	17.68	0.006198	0.03626
2.0685	0.63	0.0626	0.011228	21.35	0.005614	0.0263
2.647	0.651	0.0778	0.013893	17.86	0.006946	0.0389
1.6266	0.338	0.0809	0.008321	10.29	0.004161	0.04048
2.7703	0.709	0.0695	0.01511	21.74	0.007556	0.03475
2.769	0.706	0.0539	0.015184	28.02	0.007582	0.02695
1.0693	0.285	0.0435	0.006111	14.05	0.003058	0.02175
1.897	0.49	0.0638	0.010838	20.16	0.00542	0.0269
1.3368	0.361	0.0601	0.007633	12.7	0.003817	0.03006
1.7274	0.448	0.0587	0.009871	16.82	0.004835	0.02935
Medias		0.06213	0.01106	18.06	0.005891	0.031066

En la tabla 26 se muestran la absorptividad (ϵ) obtenida en las diferentes concentraciones del estándar de licopeno y de las muestras de oleoresina extraída.

TABLA 26
ESTANDAR DE LICOPENO

CONCENTRACION ($\mu\text{g/ml}$)	ABSORBANCIA	ϵ
1.0004	0.255	0.2549
1.335	0.378	0.2832
1.667	0.422	0.2532
2.004	0.511	0.2549
2.667	0.683	0.2561

MEDIA :

0.2607

OLEORESINAS DE JITOMATE

CONCENTRACION ($\mu\text{g/ml}$)	ABSORBANCIA	ϵ
2.2725	0.583	0.2566
2.0585	0.530	0.2575
2.5470	0.651	0.2556
1.5255	0.398	0.2609
2.7703	0.709	0.2560
2.7690	0.706	0.2550
1.0693	0.285	0.2665
1.8970	0.490	0.2583
1.3358	0.351	0.2628
1.7274	0.448	0.2594

MEDIA :

0.2588

ANALISIS ESTADISTICO :

Para analizar un dato dudoso presente en los datos experimentales obtenidos se aplica la prueba "Q"; en esta prueba se emplea la fórmula siguiente⁽¹⁴⁾.

$$Q = \text{Desvio} / \text{Amplitud}$$

en donde : Desvio = Diferencia entre dato más cercano al dato dudoso y el dato dudoso

Amplitud = Diferencia entre dato más lejano al dato dudoso y el dato dudoso

La "Q" observada, que es la que se calculó, no debe de ser mayor a la "Q" tabulada para que el dato no sea descartado

"Q" (90% de confianza)	0.94	0.76	0.64	0.56	0.51	0.47	0.44	0.41
# de Observaciones	3	4	5	6	7	8	9	10

Esta prueba se le aplicó al dato de 0.003055% de licopeno en jitomate, que aunque este dato entra en el rango bibliográfico es más bajo que los datos experimentales obtenidos.

$$\text{Desvio} = 0.003817 - 0.003055 = 0.000762$$

$$\text{Amplitud} = 0.007555 - 0.003055 = 0.0045$$

$$Q_{\text{observada}} = 0.000762 / 0.0045 = 0.1693 \quad Q_{\text{tabulada}} = 0.41$$

$$Q_{\text{observada}} < Q_{\text{tabulada}}$$

Para saber si los datos obtenidos concuerdan con el valor promedio bibliográfico, se necesita obtener varios intervalos de confianza :

$$\text{Media (x)} = 0.005591 \% \text{ de licopeno en jitomate}$$

$$\text{Desviación estándar (s)} = 0.001642$$

$$\text{Intervalo bibliográfico}^{(15)} = 0.002 \text{ a } 0.006 \% \text{ de licopeno en jitomate}$$

$$\text{Media bibliográfica} = 0.004 \% \text{ de licopeno en jitomate}$$

$$\text{Valor "t"} = 1.833 \text{ para } 90\% \text{ de confianza}$$

$$2.262 \text{ para } 95\% \text{ de confianza}$$

$$3.250 \text{ para } 99\% \text{ de confianza}$$

La fórmula para la obtención de los intervalos de confianza es

$$\mu = \bar{x} \pm ts / n^s$$

Los intervalos de confianza para cada valor "t" obtenidos fueron los siguientes:

90% de confianza : $0.004639 < \mu < 0.006542$

95% de confianza : $0.004165 < \mu < 0.006765$

99% de confianza : $0.003903 < \mu < 0.007278$

Una vez que se identificó que el licopeno se encuentra puro, se puede obtener su absorbancia, pues de lo contrario se tendría el espectro de una mezcla de compuestos, el cual tendría una absorbancia diferente.

Para la realización de la curva patrón se utiliza el estándar de licopeno a concentraciones en el rango de 0.2 a 0.7 de absorbancia, por lo cual de los datos obtenidos únicamente se consideran para la construcción de la curva patrón los que tienen absorbancia entre 0.255 a 0.683. Esta curva patrón satisface la recta pues tiene un coeficiente de correlación de 0.99477.

A partir de esta curva patrón se obtienen las concentraciones de licopeno en las oleoresinas. El rango obtenido del porcentaje de licopeno en jitomate va de 0.003055% a 0.007555%, se hace un análisis estadístico comparando la media bibliográfica con los datos experimentales, los que resultan ser satisfactorios ya que a pesar de que la media bibliográfica entra únicamente en el intervalo de confianza experimental del 99%, se encuentra por abajo de los límites inferiores de los otros intervalos de confianza del 90% y 95%, lo que quiere decir que los porcentajes de licopeno obtenidos en las oleoresinas se encuentran en los valores más altos registrados bibliográficamente en el jitomate.

El dato dudoso resultó ser aceptado con la aplicación de la prueba "Q". por lo tanto todos los datos están dentro del análisis estadístico.

La ecuación de la ley de Lambert-Beer muestra que la absorbancia de una disolución es directamente proporcional a la concentración de las especies absorbentes cuando es fija la longitud del paso de luz, entonces la absorptividad debe permanecer también constante. Como se puede ver las absorptividades obtenidas de los datos experimentales no son constantes por lo tanto se le aplicó a los extremos de éstas la prueba "Q" resultando todas las absorptividades aceptadas, posteriormente se obtuvo un promedio de las absorptividades del estándar de licopeno y de las oleoresinas de jitomate, comparándose ambas absorptividades se observó poca diferencia entre ambas, por lo cual puede hacerse un promedio en ambas para experimentos posteriores en los cuales se requiera de obtener la concentración aproximada de la muestra para que su absorbancia no sobrepase el rango de 0.2 a 0.7.

Como se puede observar en la tabla 26, las concentraciones de licopeno en las oleoresinas extraídas tienen una variación desde 1.0693 μ g/ml hasta 2.7703 μ g/ml, lo que corresponde a más del doble del valor mínimo obtenido. Esto se debe a la variación que existía en las muestras de jitomate, que aunque eran de la misma variedad, unos presentaban mayor coloración que otros y también algunos, por su mismo estado de descomposición, estaban reventados y sin jugo, causando así, una mayor concentración de licopeno y por consiguiente, se extraía una mayor cantidad de oleoresina.

A.4 ANALISIS DE COSTOS PARA LA OBTENCION DE LA OLEORESINA DE JITOMATE A NIVEL LABORATORIO

Uno de los problemas que afronta el ingeniero de producción es el de la completa utilización de la materia prima. Una condición inevitable del proceso de producción es la aparición del desecho y el desperdicio. La tendencia fundamental de la producción moderna es la de disminuir dicho desperdicio, a fin de obtener un rendimiento del 100% de la materia prima. Tal rendimiento puede no estar del todo representado en forma de un solo producto, pero el esfuerzo de la dirección tiende a obtener el 100% de utilidad, si fuere necesario con varios productos, cada uno de los cuales representa un artículo útil, económica y comercialmente hablando.

Para la elaboración de la oleoresina de jitomate se piensa que se podrían obtener tres productos: la oleoresina, los sólidos solubles y la fibra dietética. Dentro de los cuales el producto principal y el de mayor importancia lo constituye la oleoresina. Para el caso en el que se emplee jitomate de desperdicio habrá que analizar el grado de calidad de los subproductos para su posible comercialización.

Este análisis de costos sólo se elaborará a nivel laboratorio, permitiendo de esta forma construir una base con la cual se podrá partir para análisis posteriores. Se tomará en cuenta los reactivos utilizados para la extracción del pigmento, de los cuales se considera una inversión pues se reutilizarán; también, se tomará en cuenta la cantidad de electricidad empleada en el proceso, que consta de la destilación de los disolventes y uso del extractor de jugos; y por último, el costo del vehículo de soporte en el cual podrá colocarse la oleoresina para su estandarización. Considerando que el jitomate empleado está fuera de norma (desperdicio), se considera sin costo, sin tomar en cuenta los costos que implicarían la recogida y el traslado de los mismos.

PROCEDIMIENTO :

Para obtener los costos de las materias primas, primero se considera cero el costo de la materia prima principal que es el jitomate por ser de desperdicio que, como anteriormente se dijo, no se toma en cuenta otro tipo de gastos como transporte, salarios, etc. . El costo de los disolventes se considera aquella cantidad que no puede ser recuperada en el proceso debido a su pérdida por evaporación en la etapa de destilación, lo cual resulta que la mínima pérdida que se obtiene de cloroformo al menor tiempo es del 25%, que se logra con temperatura de 40°C, pues a menor temperatura existen pérdidas cercanas pero se necesita más tiempo para completar la evaporación y, por lo tanto, se gasta más electricidad y a mayor temperatura se obtienen mayores pérdidas de cloroformo. En tanto, el etanol a la temperatura de 70°C resulta sin pérdida de disolvente y a temperaturas menores tampoco hay pérdida pero se requiere más tiempo para la evaporación y por consiguiente se gasta más electricidad, a temperaturas mayores es más rápida la evaporación sin embargo, empiezan a existir pérdidas del etanol. La cantidad de disolvente que se pierde se multiplica por el costo de los disolventes, los cuales son disolventes grado industrial pues a la vez que son mucho más económicos, existe la posibilidad de destilarlos en el laboratorio.

Una vez que se obtuvieron los tiempos necesarios de trabajo de los equipos, se obtienen la cantidad de kilowatts gastados en el tiempo de funcionamiento de los equipos; el costo de electricidad se obtiene multiplicando los kilowatts resultantes por el costo de la electricidad industrial proporcionado por la Comisión Federal de Electricidad.

Se calculó la cantidad de aceite usado como vehículo de soporte, requerido para obtener una oleoresina de licopeno estandarizada a 100,000 U.C., tomando de referencia una oleoresina de paprika comercial, la cual es vendida en 100,000 U.C. y distribuida por Warner Jerkinson, S.A. de C.V.

Para el cálculo del costo de la extracción de la oleoresina se calcula se suman todos los costos para obtener el costo total. Para lo referente al vehículo correspondiente al aceite vegetal empleado para la estandarización de la oleoresina se toma en cuenta el porcentaje al

cual se quiere estandarizar según la concentración que se requiera; en este caso se realizará al 3.23% de licopeno para que se obtenga una oleoresina con 100,000 U. C.

Para la obtención de las unidades de color (U.C.) en la oleoresina de jitomate, se emplea el método proporcionado por la empresa Amco Internacional S.A. de C.V. (1,37,38). El cálculo de las unidades de color se realiza empleando la fórmula siguiente:

$$U.C. = (\text{Absorbancia})(66,000) / \text{g de muestra}$$

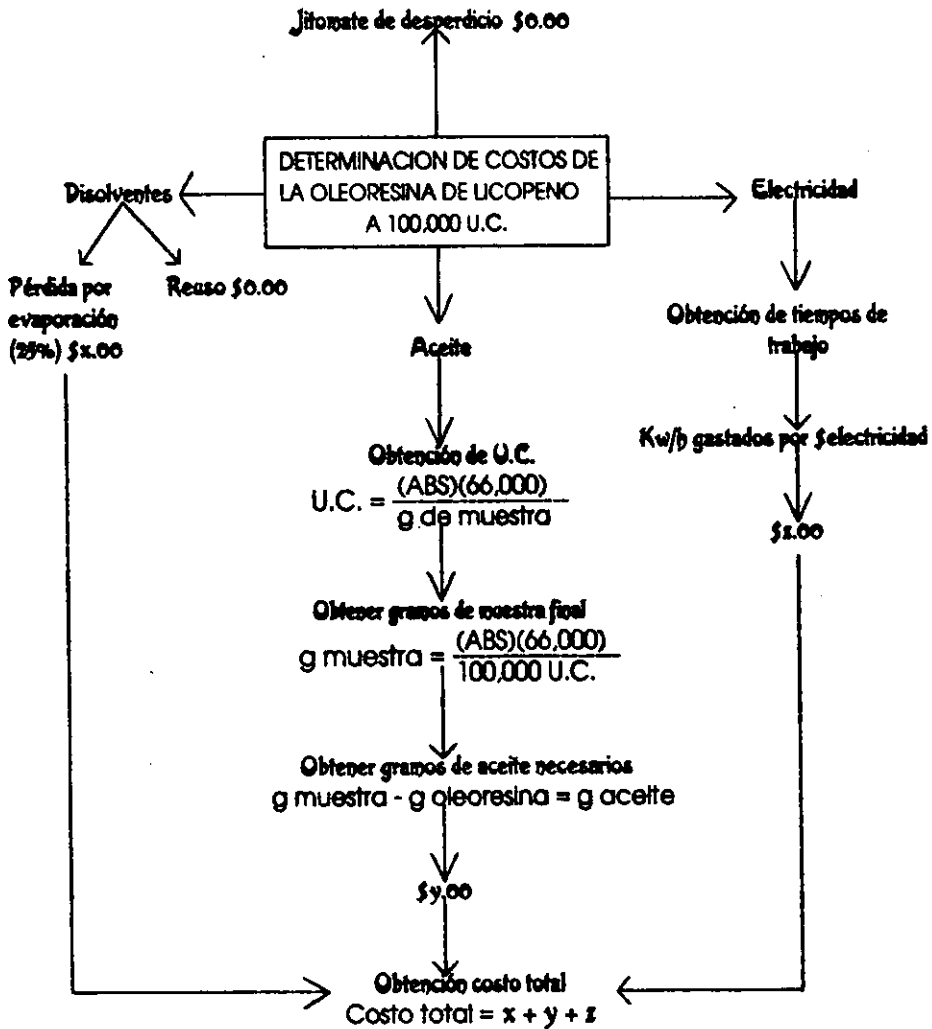
En la tabla 27 se tabulan los costos de los disolventes empleados, la electricidad y el aceite empleado como vehículo.

TABLA 27
COSTOS DE MATERIAS PRIMAS Y SERVICIOS

CONCEPTO	UNIDAD	COSTO
CLOROFORMO GRADO INDUSTRIAL	LITRO	\$43.75
ALCOHOL ETILICO GRADO INDUSTRIAL	LITRO	\$6.48
ACEITE VEGETAL	LITRO (920 g)	\$9.00
ELECTRICIDAD:		
*INDUSTRIAL	Kw/h	\$0.32828
*COMERCIAL :	Kw/h	
MENOS DE 50Kw/h		\$0.70485
50 Kw/h		\$0.85376
HASTA 100 Kw/h		\$0.94136
*DOMESTICA :	Kw/h	
HASTA 75 Kw/h		\$0.298
HASTA 125 Kw/h		\$0.342
HASTA 200 Kw/h		\$1.00

En la figura 21 se presenta el diagrama de seguimiento para la obtención de los costos de las oleoresinas de jitomate extraídas.

FIGURA 21
DIAGRAMA PARA LA OBTENCION DEL COSTO DE LA OLEORESINA DE LICOPENO



RESULTADOS :

A continuación se presenta el costo de las materias primas y la electricidad usados para la obtención de la oleoresina de jitomate:

<i>MATERIA PRIMA</i>	<i>COSTO</i>	<i>ELECTRICIDAD</i>	
Jitomate (200g)	\$ 0.00	Bomba	745.7w
Cloroformo (25 ml)	\$ 1.094	Rotavapor	37w
Alcohol etílico(0 ml)	\$ 0.00	Baño de agua	1300w
	=====	Enfriador de agua	1350w
	\$ 1.094		=====
			3.4327 Kw/h
		Extractor de jugos	200 w/h

Para destilar 100ml de cloroformo por 6.20 minutos trabajando el equipo: 0.3604 Kw

Para destilar 50 ml de etanol por 10.30 minutos trabajando el equipo : 0.6007 Kw

Para extraer jugo de 200g de jitomate en el extractor por 30 s de trabajo : 0.0017 Kw

=====

0.9628 Kw

COSTO \$ 0.3161

Para encontrar la cantidad de aceite vegetal que se requiere adicionar a la oleoresina de jitomate para que tenga 100,000 unidades de color, se realizaron los siguientes cálculos tomando los datos de absorbancia y concentración obtenidos en el análisis espectrofotométrico:

muestra : 5

Concentración de oleoresina de cloroformo : 2.7703 µg/ml

Absorbancia a 472.9 nm : 0.709

Oleoresina extraída : 0.0695g

Licopeno en la oleoresina extraída : 15.1103 mg

$$U.C. = (0.709)(66,000) / 0.027703 \text{ g} = 1,689,131.141 \text{ U.C.}$$

$$\text{g muestra} = (0.709)(66,000) / 100,000 \text{ U.C.} = 0.46794 \text{ g de muestra}$$

$$0.46794 - 0.0695 = 0.39844 \text{ gramos de aceite con costo de } \$ 0.0030$$

Si 0.46794 g de muestra es el 100% entonces 0.01511 g de licopeno es el 3.23% lo que quiere decir que la oleoresina está estandarizada al 3.23%

COSTO DE LA OLEORESINA ESTANDARIZADA AL 3.23%.

Electricidad	\$ 0.3161
Disolventes	\$ 1.094
Aceite vegetal	\$ 0.003
	=====
	\$ 1.4131 para 0.46794g de oleoresina estandarizada
	\$ 3.0199 para 1g de oleoresina estandarizada al 3.23%

En la siguiente tabla 28 se tabulan los costos de las diez muestras de oleoresinas extraídas:

tiene un potencial de uso tanto como colorante como para base para la obtención de un estándar de licopeno.

En la producción de oleoresina se pueden obtener dos subproductos que son: (1) los sólidos solubles concentrados y (2) la fibra dietética. Si se comercializan estos subproductos existe la posibilidad de disminuir el costo de la oleoresina de jitomate. Para el análisis de costos de estos subproductos se tendrá que ver que tratamientos posteriores se requieren, como por ejemplo: los sólidos solubles requieren de una evaporación y la fibra dietética probablemente requerirá un lavado para la eliminación total de los residuos de cloroformo que puedan permanecer todavía. Partiendo de aquí se evaluarán los costos implicados en estas operaciones y se sumarán a los subproductos. Con la utilización, es decir la venta de estos subproductos, podrá entonces reducirse los costos de producción de la oleoresina y así bajará el precio de la misma.

9.- CONCLUSIONES

- (1) En la producción de la oleoresina de licopeno a partir de jitomate se puede obtener dos subproductos: a) los sólidos de jitomate solubles concentrados y b) los sólidos de jitomate insolubles (fibra); los cuales pueden entrar al mercado como aditivos en diferentes productos.
- (2) La diferencia entre los porcentajes de agua reportado y el jugo extraído durante la obtención de la oleoresina, se encuentra en las pérdidas de líquido que se tienen por su adsorción en los lienzos empleados para filtrar la pulpa y, respecto a la pulpa, la comparación con los sólidos totales del jitomate reportados, nos marca un dato aproximado. Sin embargo, se sabe que la pulpa resultante aún tiene agua y disolventes, por lo tanto, el porcentaje de pulpa seca está por debajo del dato experimental, esta pérdida se localiza durante las filtraciones y en el extractor. La diferencia en el dato reportado del porcentaje de grasa y el porcentaje de oleoresina se debe a que se emplea el valor promedio de los datos experimentales; sin embargo, los porcentajes individuales de oleoresina muestran valores más cercanos al reportado.
- (3) El método de obtención de oleoresina de jitomate propuesto es sencillo y fácil de realizar, lo cual constituye una ventaja sobre los métodos generales de aislamiento de carotenoides a la vez que puede reducirse el costo del disolvente empleado para la extracción, por considerar uno de los disolventes más eficientes pero más barato al propuesto en la referencia.
- (4) Se observa que en el cromatograma únicamente se encuentran dos picos correspondientes al disolvente y el otro al licopeno, esto quiere decir que el licopeno es el único carotenoide presente en la oleoresina.
- (5) La identificación del licopeno en la oleoresina es positiva, pues corresponde el mismo tiempo de retención de los picos del estándar y la oleoresina.

(6) Comparando el rango del porcentaje de licopeno reportado en el jitomate con los datos obtenidos experimentalmente, vemos que estos últimos además de encontrarse en este rango presenta una media superior a la reportada.

(7) En el análisis estadístico de los datos experimentales de la cuantificación del licopeno presente en la oleoresina, encontramos que la media de referencia, se encuentra dentro del intervalo de confianza de 99%; sin embargo, esta media se encuentra por debajo del extremo inferior de los otros intervalos de confianza de 90% y 95%, lo que significa que el porcentaje de licopeno experimental obtenido es superior a la media de referencia.

(8) Las absortividades obtenidas con los datos experimentales pasan la prueba "Q", por lo tanto son aceptados y se obtiene una media del estándar de licopeno y de la oleoresina, las cuales son de valores cercanos.

(9) El costo de la oleoresina de jitomate resulta ser elevada, lo que implica una desventaja; sin embargo, debemos considerar las ventajas que tiene la oleoresina de jitomate: la primera es la de ser un ingrediente que aporta beneficios a la salud como de anticancerígeno; la segunda ventaja es su enorme poder tintóreo que constituye un colorante con amplio rango de matices.

(10) Debido a que el alto costo de la oleoresina de jitomate es a causa principalmente por la pérdida de cloroformo, es muy conveniente la instalación de una trampa de hielo seco para reducir las pérdidas del disolvente en la evaporación, lo cual ayuda a la disminución de los costos de la extracción de oleoresina.

(11) La oleoresina constituye una gran alternativa de utilización para la obtención de estándar de licopeno producido en México.

(12) A pesar de ser una oleoresina con alto costo, no debemos olvidar que constituye parte de la tecnología mexicana, la cual tiene la posibilidad de lograr un competitividad en el mercado, además que representa una nueva opción de colorante rojo natural para alimentos.

(13) Se propone el estudio de la estabilidad de la oleoresina de jitomate a las diferentes condiciones de temperatura, pH, luz y oxígeno que podrían existir en el procesamiento de los alimentos, además de las pruebas de sabor, color, olor, etc., a los alimentos a los cuales es adicionado.

(14) Se propone la realización de un análisis de factibilidad de la extracción de la oleoresina de licopeno a nivel industrial, en donde ya se consideren todos los costos implicados en dicho proceso.

10.- REFERENCIAS

- 1.- AOAC, **Official methods of analysis**, George Banta Co. Inc . Winsconsin, 1975.
- 2.- Avila Franco Adrian, **Estudios de la evolución atmosférica durante la respiración del jitomate para la selección de una película plástica que alargue su vida de almacenamiento**. Tesis UNAM, 1982.
- 3.- Casco Vazquez Ana Laura, **Estudios del contenido de pigmentos naturales en algunos chiles mexicanos y su posible aplicación en los alimentos**. Tesis UNAM, México 1990.
- 4.- Daniel Rivera Lucila, **Estudio de la posibilidad de aplicación del colorante extraído de achiote en diversos alimentos**. Tesis UNAM, 1989.
- 5.- Diario Oficial de la Federación de los Estados Unidos Mexicanos, **Aditivos alimentarios**. 18 de Enero de 1988, Tomo CDXII, No. II.
- 6.- Dirección de estudios económicos. Subdirección de análisis de los sistemas producto. **COABASTO**, México 1987.
- 7.- Dirección general de agricultura, Comité calificador de variedades de planta. **SARH, Variedades autorizadas de los principales cultivos con las indicaciones para la época de siembra y cosecha**, Ciclo otoño- invierno. 1981-1982.
- 8.- Enriquez Hernandez Eduardo. **Evaluación de carotenoides como aditivos en la industria alimentaria**. Tesis UNAM, 1978.
- 9.- Flaschka H.A., **Química analítica cuantitativa**, V II, Editorial Continantal S.A. de C.V., México 1982, quinta impresión.

- 39 - Tonucci Linda H., Joanne M Holden, **Carotenoids content of thermally processed tomato based food products**, J. Agric. Food Chem., 1995, vol 43, pag. 579-586
- 40 - Van Haefl J.N.M., **Tomates, manuales para la educación agropecuaria**, Ed. Trillas, 1981.
- 41.- Vega Galeana Fabiola, **Aislamiento e identificación del colorante de la jamaica mexicana (*Hibiscus sabdariffa*)**, Tesis UNAM, 1988.
- 42 - William R., Frederick Khachik, Mudlagir, **Effect of food preparation on qualitative and quantitative distribution of major carotenoid constituents of tomatoes and several green vegetables**, J. Agric. Food. Chem., 1992, vol. 40, pag. 390-398.
- 43.- Wong Dumme Ws, **Mechanism and theory in food chemistry**, AviBook published New York, 1989
- 44 - Wonnacott Ronald J , **Estadística básica práctica**, su utilidad y múltiples aplicaciones. De Limusa, grupo Noriega editores.
- 44 - Zakaria Mora & Kenneth Simpson, **Use of reversed-phase high performance liquid chromatography analysis for determination of provitamin A carotenes in tomatoes**, Journal of chromatography, vol. 176, 1979, pag. 109-117.
- 45.- Ziegler G. Regina, Thomas T Mason, **Carotenoid intake vegetables and the risk of lung cancer among white men in New Jersey**, American Journal of Epidemiology, vol. 123, No. 6, pag. 1080-1093.
- 46.- Zobar Nir, Duv Hartal & Yigal Raveh, Natural Products Division, **Lycopene from tomatoes, a new commercial natural carotenoid**, International Food Ingredients, No. 6, November/December, 1993, pag. 45-51.