

61  
20J.



**UNIVERSIDAD NACIONAL AUTONOMA DE MEXICO**

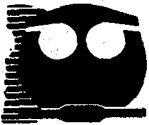
**FACULTAD DE QUIMICA**



EXAMENES PROFESIONALES  
PROF. DE QUIMICA

**"CALIDAD NUTRICIA DE HARINAS  
NIXTAMALIZADAS Y EXTRUDIDAS  
DE MAIZ Y SORGO.  
DETERMINACION DE  
AMINOACIDOS LIMITANTES"**

**T E S I S**  
QUE PARA OBTENER EL TITULO DE:  
**QUIMICO FARMACEUTICO**  
**B I O L O G O**  
P R E S E N T A :  
**ELI HERNANDEZ AYALA**



MEXICO, D. F.

1993

**TESIS CON  
FALTA DE ORIGEN**



## **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 está 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.

## RESUMEN

El incremento en las importaciones de maíz así como la producción insuficiente, ha generado la necesidad de investigar la manera de extenderlo con leguminosas, tubérculos, aleaginosas y otros cereales. Esto con el fin de evitar la importación para propósitos alimentarios.

El sorgo es un cereal factible de ser utilizado como extensor del maíz, ya que en trabajos previos se ha demostrado que la mezcla de estos dos cereales en proporciones definidas no afecta las características reológicas y sensoriales de las harinas obtenidas.

Por otra parte, actualmente se investiga la posibilidad de sustituir el proceso de nixtamalización del maíz por el proceso de extrusión alcalina. Se ha comprobado que durante la nixtamalización la pérdida de nutrientes es mayor que durante la extrusión alcalina.

En ese trabajo se compararon los dos procesos anteriores tomando como referencia la pérdida del aminoácido triptofano y de la vitamina niacina.

Los resultados obtenidos indican que, en cuanto a retención de los nutrientes antes mencionados, el proceso de extrusión resultó mejor que el proceso de nixtamalización.

## INDICE

	PAGINA
I. INTRODUCCION .....	1
II. OBJETIVOS .....	3
III. GENERALIDADES .....	6
1. Maíz .....	6
1.1. Clasificación .....	6
1.2. Estructura .....	7
1.3. Composición química .....	10
1.4. Consumo de maíz en México .....	11
1.5. El maíz y su relación con la palagra .....	12
2. Sorgo .....	16
2.1. Clasificación .....	16
2.2. Estructura .....	17
2.3. Composición química .....	19
2.4. Consumo de sorgo en México .....	20
3. Nixtamalización del maíz en México .....	20
4. Fabricación de harina de maíz nixtamalizado .....	21
5. Procesos alternativos .....	24
6. Micronutrientes .....	27
6.1. Niacina .....	27
6.1.1. Su función en el organismo .....	27
6.1.2. Estructura y propiedades .....	28
6.1.3. Métodos de determinación .....	30

PAGINA

6.2. Triptofano .....	32
6.2.1. Su función en el organismo .....	32
6.2.2. Estructura y propiedades.....	33
6.2.3. <u>Conversión</u> de triptofano a niacina.....	34
6.2.4 Métodos de determinación.....	35
7. Disponibilidad de triptofano y niacina en maíz y sorgo .....	37
IV. MATERIALES Y METODOS .....	39
1. Harinas utilizadas .....	39
2. Análisis químico de las harinas .....	41
2.1. Análisis Proximal .....	41
2.2. Determinación de triptofano .....	41
2.3. Determinación de niacina .....	41
2.4. Tratamiento estadístico de los datos .....	42
V. RESULTADOS Y DISCUSION .....	43
VI. CONCLUSIONES .....	51
BIBLIOGRAFIA .....	52
APENDICE .....	57

INTRODUCCION

Por siglos, el maíz ha sido la base de la dieta del pueblo mexicano y las tortillas su principal forma de consumo. Así como el trigo es el cereal característico del "Viejo Mundo", el maíz es su equivalente en el "Nuevo Mundo", en donde no existe otro cereal que pueda comparársele en importancia.

Este alimento básico se enraiza en la cultura por encima de las diferencias económicas, sociales y regionales; ya que casi todos los mexicanos ingieren tortillas (Alarcón, 1985).

La tortilla es el punto final de un largo proceso que se inicia con el cultivo del maíz, el cual posteriormente se somete a un tratamiento térmico-alkalino conocido como nixtamalización (del Náhuatl nextli que significa cenizas de cal y tamalli que significa masa de maíz), obteniendo la masa con la cual se elaboran las tortillas.

La tortilla es la principal fuente calórica en la dieta de México. Su consumo anual per cápita es de aproximadamente 250 Kg. A partir de la década de los setentas, debido a los déficits en la producción de maíz se realizaron estudios para extender la harina de maíz con cereales, aleaginosas y tubér-

culos. Este trabajo forma parte de un estudio dirigido a la posible utilización del sorgo como extensor del maíz.

Las razones que justifican este estudio son las siguientes:

1.- Aunque el maíz es el principal cultivo nacional, la insuficiencia de las cosechas ha determinado la necesidad de importar los volúmenes complementarios que permitan hacer frente a los consumos previsibles y mantener una reserva suficiente. Los volúmenes importados se han incrementado en los últimos años, llegando a ser casi 6 millones de toneladas en 1989 (Fig. 1).

2.- En los últimos años, las políticas agrícolas han sufrido serios descabros. Estos van desde la producción insuficiente de granos básicos con respecto a la demanda, hasta la substitución de áreas de cultivo tradicionalmente dedicadas al maíz, a otros cultivos más redituables, como por ejemplo el sorgo. Esto se debe a que el sorgo se adapta mejor a las condiciones climatológicas y a que el rendimiento por hectárea es mayor (tabla 1).

3.- Consecuentemente, dado que las importaciones de maíz son similares a las producciones anuales de sorgo, se ha planteado su uso para consumo humano directo, dejando

los cereales de importación para consumo pecuario.

4.- Sobre esta base se han realizado estudios para utilizar el sorgo junto con el maíz en la elaboración de tortillas (Alarcón y col., 1983; 1985; Bazúa y col., 1984; Duran, 1988; Nieto y col., 1986 Pérez y Rodríguez, 1988; Saldaña, 1987; Vázquez, 1990). En ellos se han evaluado las características reológicas, sensoriales y nutricias de estas mezclas, tanto empleando procesos tradicionales (nixtamalización) como novedosos (extrusión alcalina).

De acuerdo con estos puntos, esta fase del estudio global tiene los siguientes objetivos:

## II. OBJETIVOS

Los objetivos del presente trabajo son la cuantificación del contenido del aminoácido triptofano y de la vitamina niacina en harinas de maíz y sorgo y mezclas de las mismas en diferentes proporciones.

Esta cuantificación comprende las harinas de granos crudos, nixtamalizados y también las harinas extrudidas alcalinamente, con el fin de averiguar si el contenido de los dos micronutrientes antes mencionados se ve afectado por los procesos de nixtamalización y extrusión alcalina.



AÑO	MAIZ			SORGO		
	SUPERF. COSECH.	PROD.	RENDIM.	SUPERF. COSECH.	PROD.	RENDIM.
1970	7461	8879	1.19	922	2747	2.98
1971	7706	9786	1.27	925	2516	2.69
1972	7320	9223	1.26	1111	2612	2.35
1973	7619	8609	1.13	1185	3270	2.76
1974	6707	7848	1.17	1155	3499	3.03
1975	6705	8449	1.26	1443	4121	2.86
1976	6794	8017	1.18	1151	4029	3.50
1977	7454	10138	1.36	1413	4325	3.06
1978	7191	10930	1.52	1397	4193	3.00
1979	5558	8449	1.52	1160	3504	3.02
1980	6968	10383	1.49	1577	4841	3.07
1981	8158	14766	1.81	1769	6296	3.56
1982	5475	10129	1.85	1275	4717	3.70
1983	7421	13061	1.76	1519	4846	3.19
1984	7076	12932	1.85	1623	4974	3.08
1985	7590	14103	1.86	1862	6597	3.54
1986	6417	11721	1.83	1533	4833	3.15
1987	6802	11607	1.71	1853	6298	3.40
1988	6506	10600	1.63	1800	5895	3.28
1989	6175	14145	1.70	1545	5647	3.10
1990	7339	14635	1.99	1820	5978	3.29
1991	7193	13689	1.90	1340	4368	3.26

Tabla 1. Superficie cosechada (miles de hectáreas), producción anual (miles de toneladas) y rendimiento agronómico (toneladas por hectárea) de maíz y sorgo.

Fuente: Instituto Nacional de Estadística, Geografía e Informática, Secretaría de Agricultura y Recursos Hidráulicos.

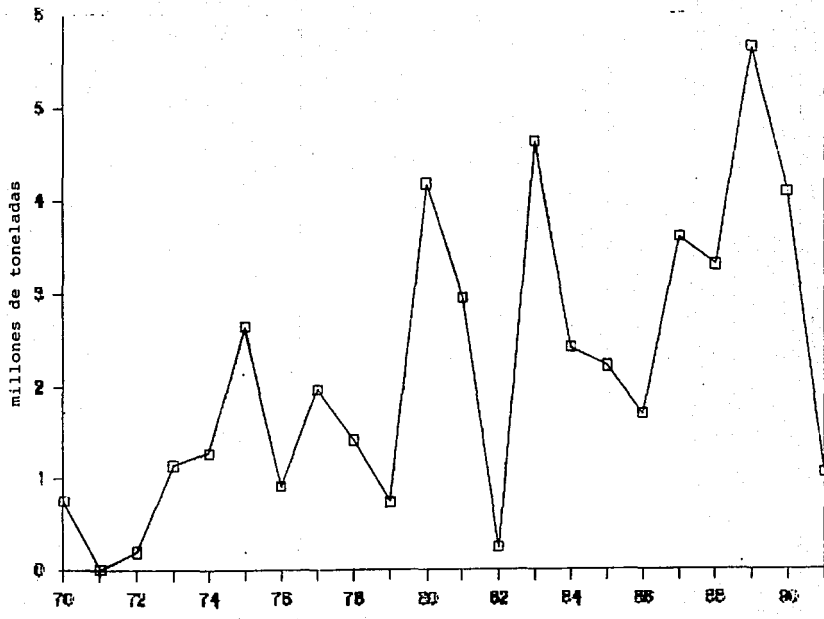


Figura 1. Importaciones de maíz.pérido 1970-1991.  
SECOFI, Dirección General de Estadística  
Sectorial.

año

### III. GENERALIDADES

#### 1.- MAIZ

El maíz es una planta originaria de América y ahora está distribuida en todo el mundo. Un parte importante del maíz se destina a la alimentación de animales en los países occidentales. No obstante, casi el total de la producción es usada para consumo en Asia y Africa. Estados Unidos de Norteamérica, China e India son los principales países productores en el mundo (Fig. 2).

#### 1.1. CLASIFICACION

##### 1.1.1. Clasificación botánica.

El maíz pertenece a la familia de las gramíneas, clase Tripsaceae, debido a que las flores masculinas y femeninas están colocadas en espiguillas separadas en la misma planta. Todas las especies cultivadas para consumo humano, animal y para propósitos industriales han sido clasificadas como Zeamays (Salunke y col., 1985 b.).

##### 1.1.2. Clasificación basada en las características del endospermo.

Las propiedades físicas tales como color, tamaño,

forma, dureza; así como las propiedades químicas son utilizadas para clasificar al maíz en seis diferentes subespecies:

- a) Maíz dentado
- b) Maíz vitreo
- c) Maíz dulce
- d) Maíz harinoso
- e) Maíz para rosetas (palomitas)
- f) Maíz de vaina.

## 1.2. ESTRUCTURA DEL GRANO DE MAIZ

El maíz es el más grande de todos los cereales, aplastado, en forma de cuña y más ancho en el ápex que en el punto donde se une al olote. Los granos varían considerablemente en tamaño y forma. El color del grano varía de blanco a naranja, amarillo, rojo cereza, rojo, rojo oscuro o café. Las principales partes anatómicas del grano son el pericarpio, testa, endospermo y germen (Fig. 3). Las proporciones relativas de estos componentes varían considerablemente con el tipo de grano (Wolf, 1951). Su composición también varía de acuerdo a la variedad, como puede verse en la tabla 2 (Salunke y col., 1985 b).

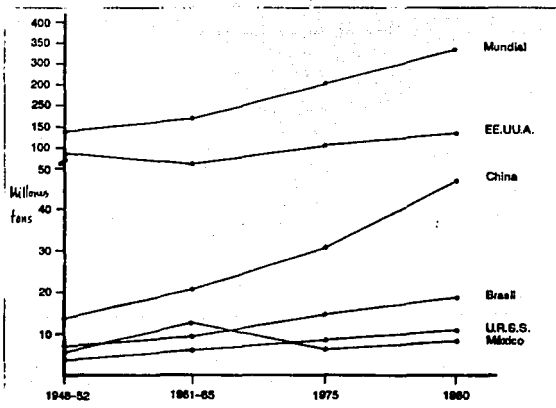


Figura 2. Producción mundial de maíz.  
(Durán, C. 1988)

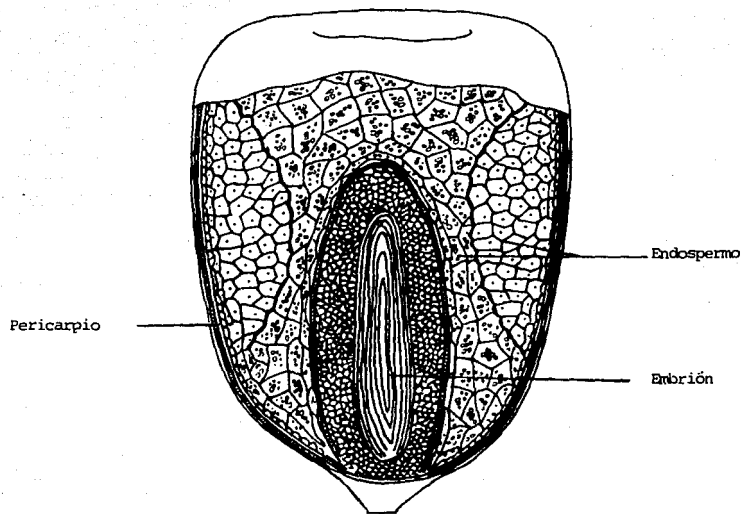


Figura 3. Partes principales del grano de maíz.

(Salunke, D. K. 1985)

### 1.3. COMPOSICION QUIMICA DEL GRANO DE MAIZ

#### 1.3.1. Proteínas

El contenido de proteínas del maíz varia de 8.06 a 10.88%. Estas han sido fraccionadas como albúminas (7%), globulinas (10%), prolaminas o zeína (39%) y glutelinas (35%).

Las albúminas y globulinas son las principales proteínas presentes en el germen, mientras que la zeína y glutelinas están concentradas en el endospermo (Salunke y col., 1985 b). Las proteínas del maíz son deficientes en lisina y triptofano. Esta deficiencia ha sido atribuida principalmente a la mayor proporción de la fracción zeína.

#### 1.3.2. Carbohidratos

El almidón es el componente predominante del grano de maíz. La proporción de amilosa y amilopectina es generalmente 27:73 en el maíz normal. La mayor proporción de los carbohidratos se localiza en el endospermo harinoso.

#### 1.3.3. Lípidos

El contenido de lípidos varía entre 1.2. a 1.5%, no obstante, existen variedades con un contenido por arriba de 14%. Los lípidos están constituidos principalmente por

ácido linoleico (50%) y oleico (30%) (Salunke, 1985 b).

#### 1.3.4. Vitaminas y minerales

El grano de maíz contiene aproximadamente de 1.1 a 3.9% de minerales (fósforo, azufre, potasio, magnesio y calcio).

Las vitaminas que se encuentran en el grano de maíz son: tiamina, riboflavina, ácido pantoténico, biotina, ácido fólico, niacina, piridoxina, vitamina A y vitamina E (Pomeranz, 1987).

En las tablas 2 y 3 aparecen las concentraciones aproximadas de los principales constituyentes del grano de maíz.

#### 1.4. CONSUMO DE MAIZ EN MEXICO

En México, el maíz se consume generalmente en forma de tortillas. Para elaborar las tortillas, el maíz se somete a cocción en agua con hidróxido de calcio. Este proceso recibe el nombre de nixtamalización.

Durante la nixtamalización los principales constituyentes del maíz sufren una serie de transformaciones físicas y químicas que dependen en gran parte de la relación entre



los tejidos y estructura interna de los mismos, en donde se localizan dichos constituyentes, así como del tipo de maíz empleado para la obtención de la masa o harina para tortillas (Illescas, 1943).

Debido a que las tortillas son el componente básico de la dieta del mexicano, se consumen con la mayor parte de los alimentos durante las comidas (Del Valle, 1972). De ahí que los cambios que pueda sufrir durante la nixtamalización o cualquier otro proceso al que se somete sean de suma importancia.

La pérdida de nutrientes durante la nixtamalización se debe a cambios físicos y químicos; encontrándose en el primer caso una pérdida de sólidos que varía de 8 a 22% (Rodríguez, 1978.; Alarcón, 1985); en el segundo caso los componentes químicos que se pierden en mayor proporción son fibra cruda, nitrógeno, tiamina, riboflavina y niacina.

#### 1.5. EL MAIZ Y SU RELACION CON LA PELAGRA

La pelagra es una enfermedad sistémica, es decir, afecta a todo el organismo, pero se expresa mayormente en la piel, las mucosas y el sistema nervioso central a través de lo que se conoce como las 3 D: dermatitis, diarrea y demencia.

COMPONENTE	MAIZ DENTADO HIBRIDO	MAIZ DENTADO	MAIZ PARA ROSETAS	MAIZ DULCE
HUMEDAD	10.12	11.46	9.78	10.10
PROTEINAS	8.06	8.31	10.69	10.88
LIPIDOS	3.94	3.90	3.69	8.18
FIBRA CRUDA	2.09	1.74	8.25	1.99
CENIZAS	1.40	1.18	1.45	1.83
CARBOHIDRATOS	74.39	73.41	72.14	67.02

Tabla 2. Composición química de diferentes granos de maíz  
(Salunke y col., 1985b).

AMINOACIDO	CONC. (mg/100g de prot.)	REQ.(FAO/OMS) (mg/día P/ADULTOS)	% DE REQ. DIARIO P/ADULTOS POR g DE GRANO
Isoleucina	4.62	700	0.66
Leucina	12.96	1100	1.18
Lisina	2.88	800	0.36
Metionina	1.86	1100	0.17
Fenilalanina	4.54	1100	0.41
Treonina	3.98	500	0.80
Triptófano	0.61	250	0.24
Valina	5.10	800	0.64

Tabla 3. Contenido en aminoácidos esenciales del maíz y requerimientos diarios (Pomeranz, 1987., Cheftel, 1989).

La pelagra endémica surgió en el sur de Europa debido a la introducción y uso creciente del maíz en la alimentación; algo semejante ocurrió en el sur de los Estados Unidos de América. En Egipto, la enfermedad se relacionó con el consumo de sorgo, un grano cuya composición es semejante a la del maíz. En consecuencia, en muchos países de Europa, el maíz quedó relegado a la alimentación animal (Bourges, 1984).

La pelagra fue descrita primero en España en 1730 bajo el nombre de "mal de la rosa" y posteriormente en Italia con las palabras "pella" que significa piel y "agra" que significa áspero. Se le consideró como una enfermedad de origen infeccioso, hereditaria o causada por algún compuesto tóxico presente en el maíz. Estas hipótesis fueron descartadas cuando se descubrió que la enfermedad podía prevenirse administrando extractos de proteína libre en las dietas. También se demostró que la proteína del maíz (zeína) es deficiente en triptofano y que la administración de este aminoácido en la dieta resultó efectiva para curar la enfermedad (Chick, 1975,; Goldsmith, 1975).

¿Por qué surgió la pelagra en Europa a raíz de la introducción del maíz en la dieta, mientras en Mesoamérica, donde este cereal ha sido base de la alimentación durante milenios, nunca alcanzó proporciones de endemia?

Debe resordarse que los pueblos mesoamericanos no utilizan el maíz directamente sino transformado en nixtamal; es decir, hervido en agua con cal. Este proceso libera la niacina que se encuentra unida con otros compuestos, haciéndola disponible para su metabolismo (Bourges, 1984). De esta forma, aunque la proteína del maíz es pobre y deficiente en triptofano, la niacina liberada es suficiente para prevenir la pelagra.

## 2. SORGO

El sorgo es uno de los principales cultivos para consumo humano en regiones áridas y semiáridas de Asia y Africa. En los países occidentales, el sorgo es cultivado principalmente para alimentación animal. En el año de 1980, la producción mundial de sorgo fue de 58 millones de toneladas métricas. Asia, América Central y Africa contribuyeron con la mayoría de la producción. India, China, Nigeria y Sudán son los principales países productores (Salunke y col., 1985 a).

### 2.1. CLASIFICACION BOTANICA

El sorgo pertenece a la familia de las gramíneas y comprende diferentes especies y variedades.

Los sorgos son plantas tropicales similares en apariencia al maíz, excepto que las inflorescencias terminales,

las cuales producen el grano contienen a la vez flores masculinas y femeninas (Pomeranzs y Munck, 1981).

El sorgo ha sido dividido principalmente en Sorgo bicolor spp bicolor y sorgo bicolor spp arundanaceum; la primera es la variedad cultivada y la segunda la variedad espontánea (Salunke y col., 1985 a).

#### 2.1.2. Clasificación basada en las características del endospermo.

Según las características del endospermo, el sorgo puede clasificarse en ceroso, de alto contenido de lisina, dulce y variedades amarillas (Salunke y col., 1985 a).

#### 2.2. ESTRUCTURA DEL GRANO DE SORGO

El grano de sorgo está constituido por las siguientes partes: cubierta protectora, endospermo y germen. Las propiedades físicas del grano, tales como tamaño, forma, color del pericarpio, presencia o ausencia de testa, tipo de textura del endospermo y tamaño y colocación del embrión determinan la resistencia característica de este cereal a condiciones adversas (clima y plagas).

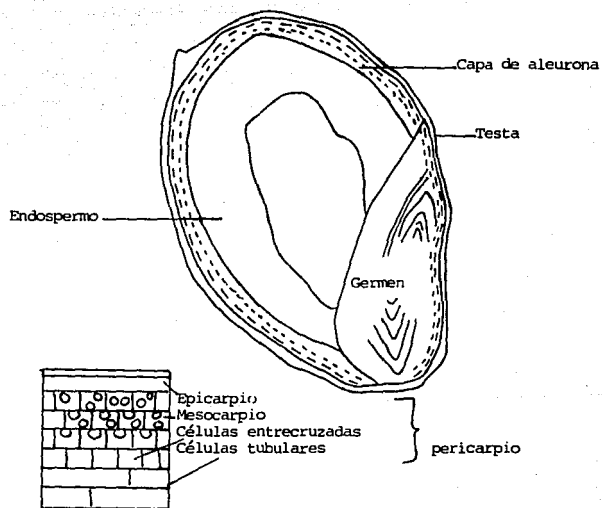


Figura 4. Partes constituyentes del grano de sorgo.  
 (Fuente: Wheat Flour Institute, Chicago).  
 (Tomado de: Salunke, D. K. 1985)

## 2.3. COMPOSICION QUIMICA DEL GRANO DE SORGO

### 2.3.1. Proteínas

El contenido promedio de proteínas es de 10 a 12% éstas son fraccionadas como albúminas (solubles en soluciones alcalinas), prolaminas (solubles en alcohol) y glutelinas (solubles en soluciones ácidas o básicas).

Las albúminas y globulinas constituyen cerca del 12 al 17%, las prolaminas aproximadamente 31 a 43 y las glutelinas aproximadamente 36 a 46%. Las fracciones de proteínas varían en su contenido de aminoácidos y al igual que el maíz, el sorgo es deficiente en lisina pero su contenido de triptofano es ligeramente superior (Pomeranz, 1987) (tabla 5).

### 2.3.2. Carbohidratos

Al igual que el maíz, el principal carbohidrato del grano de sorgo es el almidón. Este se encuentra localizado principalmente en el endospermo.

### 2.3.3. Lípidos

El contenido de lípidos es similar al del maíz y la mayor parte de estos se encuentran localizados en el germen.



#### 2.3.4. Vitaminas y minerales

El grano de sorgo en general contiene de 1.3 a 3.3% de minerales. Las principales vitaminas que contiene el sorgo son: tiamina, riboflavina y niacina (Pomeranz y Munck, 1981).

En la tabla 4 aparece el contenido de los principales constituyentes del grano de sorgo.

#### 2.4. CONSUMO DE SORGO EN MEXICO

El sorgo en México se destina principalmente para la preparación de alimentos balanceados para la engorda de animales y en forma directa para la alimentación de gallinas ponedoras en las granjas avícolas (Sánchez, 1969).

#### 3. NIXTAMALIZACION DEL MAIZ EN MEXICO

La nixtamalización es un proceso térmico-alcalino. El proceso consiste en calentar una disolución de hidróxido de calcio (aproximadamente al 1.5%) hasta ebullición. En este momento se adiciona el maíz en proporción de una parte de maíz por dos partes de agua, por espacio de 20-35 minutos. Ya cocido el maíz (el tiempo de cocción puede variar de 30 a 50 minutos) se deja enfriar y reposar por espacio de 8 a 12 horas, después de los cual se elimina el líquido sobrenadan-

te (nejayote) y se lava con agua para eliminar el exceso de cal y desprender el pericarpio del grano.

Ya lavado se procede a molerlo, operación que puede ser manual o mecánica. El procedimiento manual se emplea sólo en el medio rural. En el proceso normal de nixtamalización se requiere de un gran volumen de agua para la operación, además de que parte de los nutrientes del grano se pierden en las aguas de lavado (Saldaña, 1987).

#### 4. FABRICACION DE HARINA DE MAIZ NIXTAMALIZADO

La fabricación de harina de maíz nixtamalizado surgió como una respuesta al problema de conservación de la masa de nixtamal, que en unas cuantas horas ya no resulta adecuada para el consumo humano y como producto del que puedan adquirirse los volúmenes que se deseen y prepararse cada vez sólo en la cantidad requerida, conservándose el resto en buen estado por lapsos considerables, aún en los climas más extremosos.

En la figura 5 se muestra el proceso de nixtamalización y el proceso de obtención de harina de maíz nixtamalizado.

PARAMETRO	CONCENTRACION (g/100 g)
PROTEINA	10.0
LIPIDOS	3.6
FIBRA CRUDA	2.2
CENIZAS	1.6
CARBOHIDRATOS	73.0

Tabla 4. Composición proximal del grano de sorgo (Pomeranz, 1985).

AMINOACIDO	CONC. (mg/100g DE PROT.)	REQ. (FAO/OMS) (mg/día P/ADULTOS)	% DE REQ. DIARIO P/ADULTOS POR g DE GRANO
ISOLEUCINA	1.12	700	0.77
LEUCINA	3.58	1100	1.46
LISINA	5.44	800	0.34
METIONINA	16.02	1100	1.46
FENILALANINA	2.72	1100	0.25
TREONINA	1.73	500	0.71
TRIPTOFANO	4.97	250	0.45
VALINA	5.71	800	0.71

Tabla 5. Contenido de aminoácidos esenciales en el grano de sorgo y requerimientos (Pomeranz, 1985).

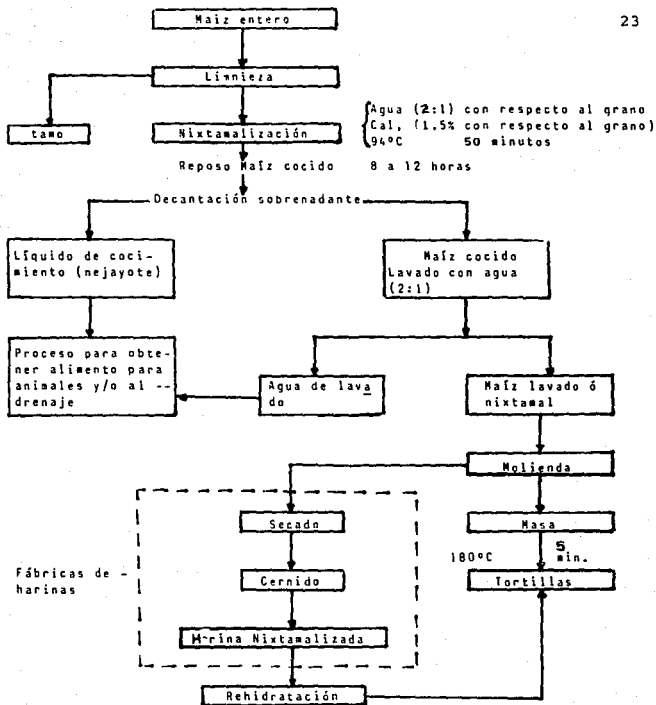


Figura 5. Proceso de nixtamalización en molinos y Fábricas de harinas. (Saldaña, 1987)

## 5. PROCESOS ALTERNATIVOS

Como alternativa a los procesos de nixtamalización y fabricación de harina de maíz nixtamalizado se encuentra el proceso de extrusión alcalina (Durán, 1988).

La extrusión es una operación definida como el acto de texturizar o cocer un material al forzarlo a través de una boquilla o dado. La cocción por extrusión aprovecha el calor generado tanto por fricción del producto con las paredes del tubo y el tornillo, así como el calor que se suministra por medio de vapor o energía eléctrica en algunos tipos de extrusor-cocedor. Este equipo había sido utilizado tradicionalmente en la industria de los plásticos para fundirlos y al calentarlos modificar su estructura y forma por medio de diferentes boquillas de salida.

Una ventaja de esta proceso es la reducción del consumo de cal y agua, además de que el tiempo de proceso también se reduce. Otra ventaja sería el posible mejoramiento de la calidad nutricia del producto, ya que no existen efluentes y por tanto se reduciría la pérdida de nutrientes, lo cual es uno de los objetivos a demostrar en este estudio. En la figura 6 se muestra el proceso de extrusión.

Para establecer una comparación entre el proceso

de nixtamalización y el de extrusión, en cuanto al posible mejoramiento de la calidad nutricia de harinas de maíz y sorgo obtenidas por medio de los procesos anteriores, se consideró que la determinación cuantitativa del aminoácido triptofano y de la vitamina niacina a las harinas podía dar una evaluación adecuada.

Las razones para tomar a estos dos compuestos químicos como punto de referencia nutrimental son las siguientes:

1.- El triptofano es un aminoácido esencial para el hombre. El contenido de este aminoácido en maíz y sorgo es bastante bajo, por lo que la calidad de la proteína es pobre.

2.- EL triptofano es un precursor de la niacina, la cual es una vitamina hidrosoluble previene la pelagra.

3.- Debido a que se trata de dos cereales, no existe suplementación desde el punto de vista nutricio y el proceso que pudiera tener efectos negativos sobre estos dos nutrientes.

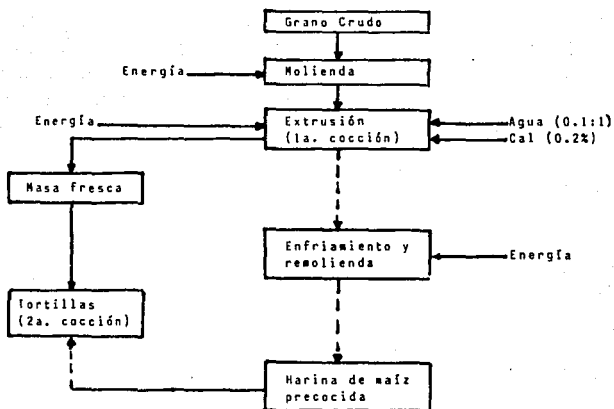


Figura 6. Diagrama de flujo del proceso de extrusión para el maíz.  
 (Bazda y col., 1976; Bazda y Guerra, 1980).

## 6. MICRONUTRIENTES

### 6.1. NIACINA

#### 6.1.1. Su función en el organismo

La niacina es una de las vitaminas más estables siendo relativamente resistente al calor, ácidos y álcalis. Se encuentra en los alimentos como ácido nicotínico, nicotinamida o como las coenzimas NAD (dinucleótido de nicotina adenina) y NADP (fosfato de dinucleótido de nicotina adenina).

En 1937 se demostró que la niacina es el factor preventivo de la pelagra, la cual es una enfermedad causada por deficiencia nutricia y que está confinada a poblaciones cuyo principal alimento es el maíz.

Las coenzimas NAD y NADP funcionan en la glucólisis y respiración de los tejidos. Más de 40 reacciones bioquímicas dependientes de ellas han sido identificadas. La función principal del NAD y NADP es la remoción de hidrógeno de ciertos sustratos en cooperación con deshidrogenasas y la transferencia de hidrógeno o electrones a otra coenzima en las series de transporte de hidrógeno a otro sustrato, el cual es reducido.

Las coenzimas que contienen niacina funcionan alternándose entre el estado reducido y oxidado, designándose como NADH y NADPH respectivamente (Goldsmith, 1974).



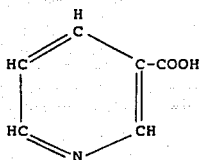
Reacciones en las cuales intervienen NAD y NADP incluyen: glucólisis, metabolismo del piruvato, biosíntesis de pentosas, formación de enlaces fosfato de alta energía, metabolismo de lípidos, metabolismo de aminoácidos y proteínas (Walter, 1941).

La cantidad de niacina en el cuerpo está constituida no solamente por la vitamina en sí, sino también por su precursor, el triptofano. Numerosos investigadores han demostrado que el triptofano es convertido a niacina (Alton 1957.; Goldsmith, 1975.; Joseph y Simmonds, 1961.; Orten y Newhaus, 1984). Esta conversión es un proceso ineficiente, siendo del orden de 60 a 1 en el hombre, con variaciones individuales. En sujetos adultos, cerca del 3% del triptofano administrado es convertido a compuestos de la niacina.

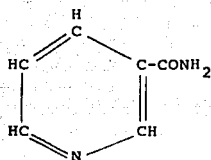
La microflora del intestino delgado sintetiza niacina, parte de la cual puede estar disponible para el organismo, pero ésta no parece ser una fuente importante en el hombre (Goldsmith, 1975).

#### 6.1.2. Estructura y propiedades

El ácido nicotínico o niacina es el ácido  $\beta$ -carboxílico de la piridina. Las fórmulas estructurales de la niacina y su amida (niacinamida) se indican a continuación.



Niacina



Niacinamida

El ácido nicotínico es un compuesto inodoro, el cual se presenta en forma de cristales blancos como agujas. No es higroscópico y es muy estable en forma anhidra. Puede ser introducido en autoclave a 120 °C durante 120 minutos sin destrucción. Es estable al calentamiento con ácidos minerales o álcalis de concentración 1 a 2 N. Un gramo es soluble en 60 ml. de agua u 80 ml. de etanol, a 25°C.

Debido a que el ácido nicotínico es a la vez un ácido carboxílico y una amina, exhibe propiedades características asociadas con la presencia simultánea de estos dos grupos (Goldsmith, 1975).

### 6.1.3. Métodos de determinación

#### 6.1.3.1. Métodos fotométricos

Casi todos los métodos fotométricos para la determinación cuantitativa de ácido nicotínico y nicotinamida están basados en la reacción de König, de piridina y sus derivados con bromuro de cianógeno y una amina aromática (Strohecker y Henning, 1966).

El anillo de piridina del ácido nicotínico es abierto para formar colorantes polimetino, los cuales generalmente son amarillos. Por ejemplo, si se usa anilina se forma el aldehído dianilglutacónico. Los numerosos métodos recomendados en la literatura difieren sólo en la amina utilizada, lo cual afecta la sensibilidad de la reacción colorida. Las siguientes son algunas de las aminas que han sido recomendadas: anilina, naftilamina, ácido sulfanílico, 4-metilaminofenol, 4-aminoacetofenona, hidrocloreuro de procaína y ácido barbitúrico.

La nicotinamida se comporta en forma similar al ácido nicotínico. No obstante, el máximo de absorción de la amida no es idéntico al del ácido, sino un poco menor. Por estas razones es usual hidrolizar la nicotinamida al ácido antes de la determinación fotométrica.

En los productos naturales el ácido nicotínico se

encuentra principalmente en forma combinada (como coenzima) y debe ser liberado por hidrólisis antes de la determinación. Este procedimiento da el contenido total de ácido nicotínico en la muestra.

La nicotinamida y los compuestos del ácido nicotínico pueden ser hidrolizados a ácido nicotínico libre, tanto en solución ácida como en solución alcalina. La hidrólisis ácida frecuentemente no es lo suficientemente fuerte para productos naturales y puede ser necesario calentar por varias horas. La hidrólisis alcalina generalmente es completa después de una hora, aún cuando se trata de productos naturales, pero tiene la desventaja de que la solución alcalina se oscurece, haciendo difícil una medición exacta.

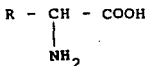
El método recomendado por el AOAC (1984) puede ser utilizado para determinar ácido nicotínico con nicotinamida en preparaciones farmacéuticas o en alimentos, pero debido a que existen métodos más simples para las preparaciones farmacéuticas, el método del AOAC es importante para la determinación total del ácido nicotínico en toda clase de productos naturales.

## 6.2. TRIPTOFANO

### 6.2.1. Su función en el organismo.

El triptofano es un aminoácido que pertenece al grupo de los llamados esenciales, ya que no se sintetiza en el organismo, sino que tiene que ser ingerido a través de los alimentos que los contengan.

Un aminoácido se define como un compuesto que posee un grupo amino y un grupo carboxilo. Su fórmula estructural es la siguiente:



En donde el grupo amino se encuentra en la posición  $\alpha$  respecto al grupo carboxilo. Excepción a esta regla son aquellos aminoácidos con más de un grupo amino o carboxilo, los que contienen grupos imino y otros cuyo grupo amino no se encuentra en la posición  $\alpha$ .

De los aminoácidos esenciales que contienen las proteínas de cualquier origen (11 para las aves, 10 para las ratas y 8 para el hombre) hay tres que suelen presentar una deficiencia en cualquier dieta popular (lisina, metionina

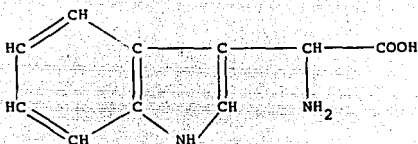
y triptofano).

Una proteína equilibrada se estima que contiene un promedio de 5% para cada aminoácido. Sin embargo suele presentarse en un porcentaje mayor de cualquiera de ellos, a cambio de la escasez o deficiencia de otros. La única excepción a esta norma es el triptofano, cuya concentración no alcanza nunca el 4% en ninguna proteína animal o vegetal (Morales 1981).

La principal función del triptofano en el organismo es la constitución de proteínas. Además de su importancia como constituyente de proteínas, este aminoácido es también fuente de varios compuestos importantes para el metabolismo celular. El triptofano reemplaza al ácido nicotínico como componente de la dieta, pues se convierte en éste. Es también precursor de serotonina, un componente de las plaquetas, liberado de estas células cuando sufren daño y el cual ejerce un efecto vasoconstrictor. La serotonina es activa en la estimulación de la actividad gastrointestinal y en el funcionamiento del sistema nervioso (Alton, 1957).

#### 6.2.2. Estructura y propiedades

La fórmula estructural del triptofano es la siguiente:



Algunas de sus propiedades físicas son las siguientes:

- Peso molecular = 204.23
- Temperatura de descomposición = 282°C
- Solubilidad en agua = 1.14 g/100 g de agua a 25°C
- Sabor en solución acuosa a pH 6 = amargo

### 6.2.3. Conversión de triptofano a niacina

En la década de los cuarentas se encontró que el triptofano era precursor de la niacina, el cual era convertido a la vitamina en el cuerpo. La conversión de triptofano a ácido nicotínico es explicada a continuación:

El triptofano (1) primero es convertido a N-formilcinurenina (2) por medio de un sistema enzimático hierro-porfirina y ésta pierde entonces su grupo formil para dar cinurenina

la cinurenina es hidroxilada (4) bajo la influencia del nucleótido de trifosfopiridina y entonces se degrada a ácido 3-hidroxiantranílico (5) por una enzima dependiente de piridoxal. La oxidación enzimática del ácido 3-hidroxiantranílico da entonces ácido 1-amino-4-formil butadieno-1, 2-dicarboxílico (6). El ácido nicotínico puede ser formado de (6) vía ácido quinolínico (7) o a través del compuesto (8). La evidencia apoya la ruta (6)-(7)-(9), (Goodwin, 1963).

Estudios con isótopos revelaron que el átomo de carbono 3 del anillo de indol del triptofano viene a ser el átomo de carbono carboxil del ácido nicotínico. También se encontró que la conversión de ácido cinurénico (en perros), el átomo de carbono  $\beta$  del triptofano es el átomo de carbono  $\beta$  de la cinurenina y el átomo de carbono 3 del ácido cinurénico (Goodwin, 1963).

En la figura 7 se indican los pasos involucrados en la conversión de triptofano a ácido nicotínico.

#### 6.2.4 Métodos de determinación.

Después de que el triptofano fue aislado de la caseína por medio de la hidrólisis enzimática, muchos métodos químicos y microbiológicos han sido propuestos para la determinación de este aminoácido esencial en proteínas o en alimentos



(Foster y Fox, 1957,; Lombard y Delange, 1965,; Miller, 1967,; Matheson, 1974,; Steinhart, 1979,; Finley y col., 1975,; Lucas y Sotelo, 1980,; Holz, 1984).

Los problemas en la determinación de triptofano no sólo están relacionados a la medición cuantitativa del aminoácido, sino también a la dificultad de obtener una hidrólisis completa de la proteína sin alguna pérdida del aminoácido (Hunt, 1985).

A diferencia de la mayoría de los demás aminoácidos el triptofano es inestable a la hidrólisis ácida, especialmente si hay carbohidratos presentes durante la hidrólisis.

En el método utilizado por Miller (1967), la hidrólisis alcalina provee una ruta para la recuperación del triptofano sobre una base cuantitativa. El reactivo que se utiliza es hidróxido de bario.

El p-dimetil aminobenzaldehido reacciona con el triptofano y el producto, cuando es tratado con nitrito de sodio da una coloración azul. Bajo condiciones apropiadas la intensidad del color es proporcional a la cantidad de triptofano presente.

En este método se hace uso de un estándar interno, cuyo propósito es cuantificar el daño provocado al triptofano durante el tratamiento de hidrólisis. Se supone que es el

mismo daño que sufre el triptofano contenido en la proteína de cada muestra.

## 7. DISPONIBILIDAD DE TRIPTOFANO Y NIACINA EN MAIZ Y SORGO

Aunque el maíz y sorgo son cereales deficientes en triptofano, la cantidad de este aminoácido presente en estos granos es completamente disponible, ya que no se encuentra enlazado a otros compuestos.

A diferencia del triptofano, la niacina presente en el maíz se encuentra en forma enlazada considerada inaprovechable para animales monogástricos. Se ha demostrado que la forma enlazada es liberada por medio de hidrólisis alcalina. Así, una explicación acerca de la rareza de pelagra (enfermedad causada por una deficiencia de niacina en la dieta), en México y América central consiste en que el maíz se consume en forma de tortillas, preparadas después de un tratamiento preliminar térmico-alcalino (Gopalan y col 1975).

En vista de que el ácido nicotínico presente en el maíz es inaprovechable, la posibilidad de que la vitamina pudiera estar presente en la misma forma en el sorgo tuvo que ser probada. Estos investigadores encontraron que el 80% de la vitamina está presente en forma libre. Se encontró también que la calidad nutricia del sorgo, con y sin tratamiento

alcalino, es similar en ambos casos. Estos resultados apoyan los datos obtenidos por análisis químicos de que la mayor parte del ácido nicotínico en el sorgo se encuentra en forma libre y por tanto aprovechable (Gopalan y col, 1975).

En el siguiente capítulo se presentan los materiales y métodos usados en este trabajo para determinar estos micronutrientes en harinas crudas, nixtamalizadas y extrudidas.

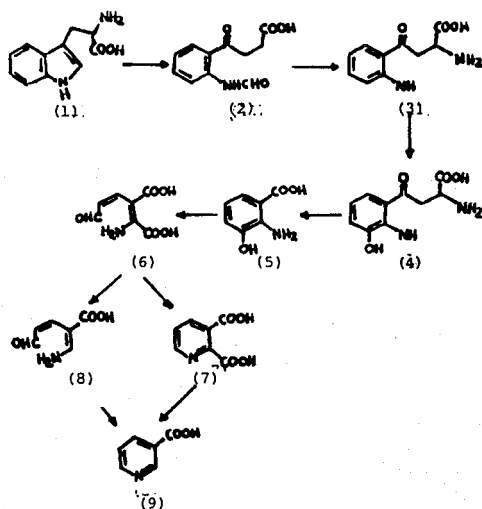


Figura 7. Conversión de triptofano a niacina  
(Goodwin, 1963)

#### IV. MATERIALES Y METODOS

##### 1. HARINAS UTILIZADAS

###### 1.1. HARINA DE MAIZ

La harina de maíz utilizada durante el desarrollo experimental de este trabajo procede de granos de maíz blanco variedad Zoapila, donados por el INIFAP (Instituto Nacional de Investigaciones Forestales y Pecuarias, antes INIA: Chapingo Estado de México) y cultivado en sus campos experimentales.

###### 1.2. HARINA DE SORGO

Esta harina se obtuvo a partir de sorgo colorido variedad bicolor, de origen desconocido ya que se adquirió en el mercado y de sorgo perlado, que es el sorgo colorido al cual se le ha eliminado la testa y el pericarpio (Saldaña, 1987).

###### 1.3. HARINAS NIXTAMALIZADAS Y EXTRUDIDAS

Las harinas nixtamalizadas se obtuvieron a partir de los granos nixtamalizados de maíz y sorgo, mientras que las harinas extrudidas se obtuvieron a partir de las harinas crudas directamente.

En el caso de la nixtamalización se realizó una modificación al proceso tradicional, debido a que el grano de sorgo presenta una mayor superficie de contacto y si se seguía el proceso tradicional habría una mayor pérdida de nutrientes (Saldaña, 1987).

Durante el trabajo experimental se utilizaron siete lotes de harinas de muestras crudas, siete muestras de harinas de muestras nixtamalizadas y siete lotes de harinas de muestras extrudidas, en las proporciones siguientes:

LOTE	IDENTIFICACION
1. Maíz 100%	M 100
2. Sorgo perlado 100%	SP 100
3. Sorgo colorido 100%	SC 100
4. Sorgo perlado 15%-maíz 85%	SP 15-M85
5. Sorgo colorido 15% - maíz 85%	SC15-M85
6. Sorgo perlado 40% - maíz 60%	SP40-M60
7. Sorgo colorido 40% - maíz 60%	SC40-M60

## 2. ANALISIS QUIMICO DE LAS HARINAS CRUDAS, NIXTAMALIZADAS Y EXTRUDIDAS

### 2.1. ANALISIS PROXIMAL

Generalmente se emplea una marcha analítica que logra cuantificar de manera aproximada los principales grupos de nutrientes que componen un alimento. Estas determinaciones son: humedad, cenizas, proteína cruda, grasa cruda, fibra cruda y extracto libre de nitrógeno que se calcula por diferencia (AOAC, 1984).

Los procedimientos del análisis químico proximal se describen con detalle en el apéndice.

### 2.2. DETERMINACION DE TRIPTOFANO

Para la determinación del triptofano se usó el método propuesto por Miller (1967). La descripción del método se presenta en el apéndice.

### 2.3. DETERMINACION DE NIACINA

Para la determinación de la niacina se utilizó el método propuesto por la AOAC (1984). La descripción del método se presenta en el apéndice.

#### 2.4. ANALISIS ESTADISTICO

Los análisis químicos se realizaron por duplicado y se hizo un análisis estadístico de los resultados empleando la metodología para análisis de varianza simple. En el caso de las curvas de calibración se efectuó una corrección por medio del método de mínimos cuadrados.

## V. RESULTADOS Y DISCUSION

Los resultados experimentales, así como su discusión se muestran en el siguiente orden:

1. Los resultados obtenidos del análisis proximal practicado a las harinas de granos crudos, harinas de granos nixtamalizados y harinas extrudidas, se muestran en las tablas 6,7 y 8. En harinas crudas sólo se determinó porcentaje de humedad.

2. Los resultados de la determinación cuantitativa de triptofano en harinas crudas, nixtamalizadas y extrudidas, aparecen en la tabla 9.

Las curvas estándar de triptofano y niacina se muestran en las figuras 8 y 9 respectivamente.

HARINAS	% DE HUMEDAD
M 100	11.52
SC 100	8.54
SP 100	13.46
SC15 - M85	8.31
SP15 - M85	11.76
SP40 - M60	8.39
SP40 - M60	12.20

Tabla 6. Contenido de humedad en harinas crudas (g/100 g).



	% DE PROT.	% DE GRASA	% DE FIBRA CRUDA	% DE CENIZAS	% DE CARBOH. ASIMILABLES
M 100	8.95	5.07	2.11	1.44	82.43
SC 100	8.52	2.90	2.67	2.25	83.66
SP 100	9.08	1.01	0.59	0.72	88.60
SC15-M85	9.22	4.65	2.04	1.36	82.73
SP15-M85	9.60	4.67	1.88	1.33	82.52
SC40-M60	9.35	4.27	2.15	1.39	82.84
SP40-M60	8.96	3.64	1.27	1.13	85.00

Tabla 7. Composición proximal de harinas nixtamalizadas  
(en base seca).

	% DE PROT.	% DE GRASA	% FIBRA CRUDA	% DE CENIZAS	% CARBOHID. ASIMILABLES
M 100	10.37	5.46	2.76	1.82	79.58
SC 100	8.55	2.74	2.82	2.76	84.63
SP 100	9.70	0.97	0.66	0.98	87.69
SC15-M85	10.02	4.29	2.27	1.76	81.93
SP15-M85	9.78	4.54	2.07	1.68	81.93
SC40-M60	9.45	3.92	2.42	1.83	82.38
SP40-M60	9.73	4.09	1.58	1.50	83.10

Tabla 8. Composición proximal de harinas extrudidas ( en  
base seca).

1. De los resultados de la composición proximal de harinas de granos nixtamalizados (tabla 7) y harinas extrudidas (tabla 8), se puede observar que en el caso del contenido de proteínas, éste es mayor en las harinas extrudidas. Esto, debido a que durante la extrusión no existen efluentes, mientras que durante la nixtamalización se eliminan nutrientes en el nejayote y en las aguas de lavado.

En el caso del contenido de grasa, éste resultó mayor en las harinas nixtamalizadas. Este hecho puede deberse a que durante la extrusión alcalina reaccionen los ácidos grasos con los carbohidratos dando complejos lípido-carbohidrato que no son cuantificables por el método utilizado (Pérez y Rodríguez, 1988).

En el caso del contenido de fibra cruda, éste disminuyó en las harinas nixtamalizadas, en comparación con las extrudidas, como consecuencia de la remoción del pericarpio y el lavado a que son expuestos los granos durante la nixtamalización.

El contenido de cenizas resultó mayor para las harinas extrudidas, a pesar de haberse utilizado un porcentaje menor de cal. Esto se debe a que durante la extrusión no existen pérdidas de cal con los efluentes, como ocurre en la nixtamalización.

En resumen, comparando los datos de las tablas 7 y 8, puede decirse que la nixtamalización disminuye el contenido general de nutrientes, cuando se compara con la extrusión.

### H A R I N A S C R U D A S

HARINAS	<u>mg. DE TRIPTOFANO</u> <u>100g DE MUESTRA</u>	<u>% DE PERDIDA RESPECTO</u> <u>A HARINAS CRUDAS</u>
M 100	0.76	
SP 100	1.20	
SP 100	1.10	
SC15-M85	1.00	
SP15-M85	0.80	
SC40-M60	0.84	
SP40-M60	0.88	

### H A R I N A S N I X T A M A L I Z A D A S

M 100	0.62	17.76
SP 100	0.94	21.67
SC 100	0.92	16.46
SP15-M85	0.66	18.59
SP15-M85	0.65	19.13
SC40-M60	0.71	15.32
SP40-M60	0.74	15.69

### H A R I N A S E X T R U D I D A S

M 100	0.74	3.13
SP 100	1.07	10.83
SC 100	1.05	4.34
SC15-M85	0.97	3.43
SP15-M85	0.77	3.82
SC40-M60	0.80	4.18
SP40-M60	0.84	4.46

Tabla 9. Resultados de la determinación cuantitativa de triptofano en harinas, según método de Miller (1967).

H A R I N A S C R U D A S

MUESTRA	mg DE NIACINA <u>100 g DE MUESTRA</u>	% DE PERDIDA RESPECTO A HARINAS CRUDAS
M 100	1.78	
SP 100	3.16	
SC 100	2.86	
SP15-M85	1.99	
SC15-M85	1.94	
SP40-M60	2.33	
SC40-M60	2.21	

H A R I N A S N I X T A M A L I Z A D A S

M 100	1.15	35.20
SP 100	1.88	40.62
SC 100	1.75	38.75
SP15-M85	1.23	38.09
SC15-M85	1.22	37.24
SP40-M60	1.28	44.93
SC40-M60	1.20	45.50

H A R I N A S E X T R U D I D A S

M 100	1.60	10.19
SP 100	2.99	5.42
SC 100	2.64	7.74
SP15-M85	1.69	15.03
SC15-M85	1.66	14.49
SP40-M60	1.99	14.38
SC-40M60	1.90	13.78

Tabla 10. Resultados de la determinación cuantitativa de niacina, obtenidos según el método de la AOAC (1984).

2. De los resultados obtenidos en la determinación cuantitativa de triptofano (tabla 9), se observa que la cantidad presente en harinas nixtamalizadas y extrudidas es menor con respecto a las harinas crudas. En las harinas crudas nixtamalizadas la cantidad es menor que en los dos casos anteriores. Esto se debe a que en la nixtamalización existen pérdidas de proteínas en el nejayote y aguas de lavado, mientras que en la extrusión al no haber efluentes; no existen pérdidas estadísticamente significativas.

La cantidad de triptofano contenido en la harina de M 100 es menor que la contenida en las harinas de los dos tipos de sorgo (SP 100 y SC 100). Por lo anterior se podía esperar un mayor valor biológico de su proteína. Sin embargo, en experimentos realizados previamente (Saldaña, 1987), se corroboró que la REP obtenida para estas harinas fue mayor para el maíz (M 100) que para las harinas de sorgo (SP 100 y SC 100). Como se menciona en ese trabajo, los taninos presentes en el sorgo colorido probablemente afectaron negativamente la digestibilidad de las proteínas y en el caso del sorgo perlado, se perdieron casi todas las fracciones proteínicas externas durante el proceso de decorticación.

En el caso de las mezclas de harinas (M-SP y M-SC) se observa la misma tendencia, es decir, el contenido de triptofano es mayor para las mezclas extrudidas que para las nixta-

malizadas.

El porcentaje de triptofano perdido durante la nixtamalización, en promedio fue mayor que durante la extrusión, lo cual puede ser una de las causas que explique el hecho de que la REP de harinas extrudidas sea mayor que la REP de harinas nixtamalizadas (Saldaña, 1987).

3. De la tabla 10, se observa que el contenido de niacina para harinas extrudidas resultó mayor para las harinas nixtamalizadas. Esto puede deberse a que durante la nixtamalización se eliminan el nejayote y las aguas de lavado, en las cuales van disueltas vitaminas del grupo B, mientras que durante la extrusión no se eliminan aguas residuales.

Comparando el contenido de niacina en las harinas de maíz con las de sorgo y las mezclas de las mismas, no se observa un comportamiento definido cuando son sometidas a los procesos de nixtamalización y extrusión alcalina, ya que en las nixtamalizadas el maíz 100% perdió una cantidad mayor de niacina que las de dos tipos de sorgo (SP 100 y SC 100) y lo contrario ocurrió para las harinas nixtamalizadas. Esto pudo deberse a errores experimentales, ocasionados por escasez de reactivos de importación; lo cual minimizó el número de las determinaciones.

Los porcentajes de pérdida son altos, tomando en cuenta que la niacina es bastante estable al tratamiento térmico. Esto también pudo deberse al motivo expuesto anteriormente.

## VI. CONCLUSIONES

De los resultados obtenidos en el presente trabajo se puede concluir lo siguiente:

1. El sorgo puede ser usado como extensor del maíz, no para mejorar la calidad nutricia, ya que ambos cereales son deficientes en triptofano y lisina y no existiría suplementación; sino como sustituto parcial en la preparación de harina destinada para elaborar tortillas. Esto se haría con el fin de que disminuyan los volúmenes de maíz importado, ya que la producción de maíz en los últimos ciclos agrícolas se ha visto disminuida y la del sorgo se ha incrementado. Consecuentemente se minimizaría la dependencia del exterior para el suministro de granos para el consumo humano directo.

2. Como puede apreciarse de los datos obtenidos en este trabajo, la mezcla de maíz y sorgo no propicia una destrucción mayor de triptofano y de niacina, por lo tanto no se ve afectada significativamente la calidad nutricia de las mezclas de maíz con sorgo, especialmente en la mezcla SP15-M85, que sería la recomendada para utilizar el sorgo como extensor del maíz, en la industria del maíz y la tortilla.

3. Desde el punto de vista de la retención del aminoácido triptofano y de la vitamina niacina, el proceso de extrusión resultó mejor que el proceso de nixtamalización.



## BIBLIOGRAFIA

Alarcón, A. L. 1985. Evaluaciones biológicas en tortillas elaboradas con mezclas de maíz-sorgo (híbrido y tarasco), Tesis profesional, 112 páginas. Facultad de Química, UNAM. México.

Alarcón, A. L.; Guerra, R.; Pedroza, R.; Nieto, Z. y Durán, C. 1983. Evaluaciones reológicas y organolépticas de masas y tortillas elaboradas con mezclas nixtamalizadas de maíz y sorgo. Departamento de Alimentos, División de Estudios de Posgrado. 12 Páginas. Facultad de Química, UNAM. México.

Alarcón, A. L.; Guerra, R.; Pedroza de B. R.; Nieto de M. Z.; Durán de B. C. 1985. Mezclas nixtamalizadas de maíz y sorgo. Evaluaciones en masas y tortillas. Pruebas reológicas y sensoriales. *Tecnol. Aliment. (Méx.)*, 20 (1): 6-11.

Alton, M. 1957. The role of aminoacids in nutrition. "Biochemistry of the aminoacids". Academic Press, Inc. New York. Cap. II. Pp: 97-127.

AOAC. 1984. Association of Official Analytical Chemists. 13th edition. Washington, D.C. EEUUA. Pp: 841-842.

Bazúa, C.D. de.; Nieto, Z.; Suárez, M.E.; Gallardo, Y.; Pedroza, R.; Camacho, A. 1984. Comparación de la calidad molinera y nutritiva de mezclas de maíz-sorgo nixtamalizadas y extrudidas. Presentado en la Primera Reunión Nacional sobre Sorgo, en Irapuato, Gto. Méx.

Bourges, R.H. 1984. La pelagra y la niacina. Cuadernos de nutrición. Instituto Nacional de la Nutrición "Salvador Zubiran". Méx. Vol. 7, No. 1. Pp: 3-10

Cheftel, J. C. 1989. Necesidades y equilibrios nutricionales. "Introducción a la Bioquímica y Tecnología de los Alimentos". Edit. Acribia, Zaragoza. España, Vol. II, Pp: 103-109.

Chick, H. 1975, The discovery of vitamins. Progress in Food and Nutrition Science. I (1): 1-20.

Durán, C. 1988. Una nueva tecnología para la extrusión alcalina de maíz y sorgo. Monografía tecnológica No. 2 OEA, 71 Páginas. UNAM, Méx.

Finley, W.; Johnson, H, y Friedman, M. 1975. A potencial improved tryptophan analysis of food proteins in presence of carbohydrates. "Protein Nutritional Quality of Foods an Feeds". Marcel Decker, Inc. Nueva York. 1 (23):453-462.

Foster y F, 1957. Assay of the amino acids. "Introduction to protein Chemistry", Eilley & Sons, Inc. London. Cap. 6, Pp:85-103.

Goldsmith, A. G. 1974. The B vitamins, "Nutrition a comprehensive Treatise". Academic Press, Inc. Nueva York Vol. II, cap. 2, Pp: 161-198.

Goldsmith, A. G. 1975. Vitamin B complex. Progress in Food and Nutrition Science. 1 (9): 577-590.

Goodwin, W.T. 1963. The biosynthesis of nicotinic acid and its related derivatives. "The biosynthesis of vitamins and related compounds". Academic Press Inc. Nueva York. Cap. 3 Pp, 69-79.

Gopalan, C.; Kamala, S. y Jaya, R. 1975. Pelagra and amino acid imbalance, Vitamins and Hormones, Advances in Research

and applications. Vol. 33, Pp: 505-524.

Holz, F. 1984. Automated Photometric method for the determination of niacin and niacinamide in grain and cereal food. Chem. Abstracts. 101 (23).

Hunt, S. 1985. Degradation of amino acids accompanying in vitro protein analysis. "Chemistry and Biochemistry of the amino acids. Chapman and Hall, London, Nueva York. Cap. 12 Pp: 376-378.

Illescas, R. 1943. La teoria química de la formación del nixtamal. Revista de la Sociedad Mexicana de Historia Natural. 4 (34): 129.

Joseph, S. y Simmonds, S. 1961. Metabolismo del triptofano. "Bioquímica General". Cap. 31, Pp: 839-850.

Lombard, J.A. y Delange, D.G. 1965. The chemical determination of tryptophan in food and mixed diets. Anal. Biochem., 10: 260.

Lucas, B. y Sotelo, A. 1980. Effect of different alkalis, temperature and hydrolisis time on tryptophan determination of puere proteins and foods. Anal. Biochem., 109 (1): 192-197.

Matheson, N. A. 1974, The determination of tryptophan in purified proteins and in feed ing-stuffs. Brit. J. Nutr., 31 (3): 393-400.

Miller, E. L. 1967. Determination of tryptophan content of feeding stuffs with particular reference to cereals. Food Sci. Agric., 18: 381-386.

Morales J.C. 1981. Los alimentos, composición y clasificación. Cuadernos de Nutrición. Instituto Nacional de la Nutrición, "Salvador Zubirán. Mex. 5 (2), 17-25.

Nieto, Z.; Durán, C.; Lazo, F. y Nuñez, V. 1986. "Calidad molinera de mezclas de maíz de sorgo perlados e integral". Technol. Aliment. Méx., 21 (2): 17-21.

Orten, M. J. y Newhaus, W. O. 1984. Metabolismo de los aminoácidos. "Bioquímica humana". Cap. 13, Pp: 376-380.

Pérez, R. y Rodríguez, M. 1988. Estudio de las características reológicas y sensoriales de tortillas de maíz y sorgo y mezclas de maíz y sorgo. Tesis Profesional. 120 páginas. Facultad de Química, UNAM. México.

Pomeranz, Y. y Munck, L. 1981. Cereals for food, feed, fuel, and chemicals. Sorghum. Cereals, a Renewable Resource. VCH Publishers, Inc. Nueva York. Sesión V. Pp: 395-421.

Pomeranz, Y. 1987. "Modern Cereal Science and Technology". VCH Publishers, Inc. Nueva York. Cap. 4, Pp: 20-23, 29-31, 40-52.

Rodríguez, A. 1978. Optimización del proceso de nixtamalización para el maíz opaco-2. Tesis profesional. 88 páginas. Facultad de química. UNAM, México.

Saldaña, Ma. V. 1987. Comparación química y biológica de mezclas de maíz y sorgo nixtamalizadas y extrudidas. Tesis profesional. Facultad de Química. UNAM. México.

Salunke, D. K.; Chavan, J. K. y Kadam, S.S. 1985 a. Sorghum. En "Postharvest Biotechnology of Cereals". Editores: Salunke

y col. Ed. CRC Press, Inc. Boca Ratón, Florida, Cap. 8, pp: 127-141.

Salunke, D. K.; Chavan, J. K. y Kadam, S.A. 1985 b. Maize. En "Postharvest Biotechnology of Cereals". Editores: Salunke y col. Ed. CRC Press, Inc. Boca Ratón, Florida. Cap. 6, pp: 93-106.

Sánchez, V.A. 1969. Contribución para el aprovechamiento del sorgo en la zona noreste de la República Mexicana. Tesis profesional, 79 páginas. Facultad de Química. UNAM. México.

SECOFI. 1990. Dirección General de Estadística Sectorial. Importaciones de maíz (1971-1989). México, D.F.

Steinhart, H. 1979. Determination of tryptophan in foods and feedstuffs with a Kinetic method. Anal. Chem., 51 (7): 1012-1016.

Strohecker, R. y Henning, H. 1966. Nicotinic acid and nicotinate. "Vitamin assay, tested methods". Verlag Chemie GmbH, Berlín, pp: 189-212.

Walter, H. E. 1941. Functions of nicotinic acid. "What are the vitamins". Reinhold Publishing Corporation. Nueva York. Cap. 6, pp: 95-105.

## APENDICE

## 1. ANALISIS PROXIMAL

## 1.1 DETERMINACION DE HUMEDAD

## PROCEDIMIENTO

Pesar de 2 a 3 g de muestra en pesafiltro de aluminio con tapa, el cual ha sido previamente pesado después de secarlo 2 hr a 130 +/- 3° C. Secar la muestra una h a 130° C +/- 3°C con la ventilación abierta. Retirar de la estufa, dejar enfriar en desecador y pesar tan pronto se equilibre con la temperatura ambiente.

Calcular el porcentaje de humedad reportandolo como pérdida de peso por secado a 130°C:

$$\% \text{ de humedad} = \frac{(A - B) 100}{M}$$

Donde: A = Peso del pesafiltro más muestra húmeda.

B = Peso del pesafiltro más muestra secada en estufa.

C = Peso de la muestra.

## 1.2 DETERMINACION DE CENIZAS

Las cenizas incluyen todos los compuestos inorgánicos, tanto los originales como los de contaminación.

### 1.2.1 Procedimiento.

Pesar con precisión 5 g de la muestra en una cápsula de porcelana previamente pesada después de calcinarla 2 h a 600°C. Calcinar la muestra, carbonizándola primero con mechero. Meter a la mufla, cuidando que la temperatura no pase de 550°C, para evitar que los cloruros se volatilicen. Suspender el calentamiento cuando las cenizas estén blancas o grises (si se observan puntos negros, humedecerlas con unas gotas de agua destilada, secar en la estufa a 130°C y volver a calcinar). Enfriar en desecador y pesar.

$$\% \text{ cenizas} = \frac{(\text{peso de cápsula+cenizas}) - (\text{peso cápsula vacía})}{\text{peso de la muestra}} \cdot 100$$

## 1.3 DETERMINACION DE PROTEINA CRUDA

La proteína cruda es un dato obtenido a partir del nitrógeno total de la muestra, suponiendo que las proteínas tienen un contenido invariable de 16% de nitrógeno. El factor que resulta de 100/16 es 6.25. La excepción son las proteínas que provienen de la leche, donde el factor es 6.38 y las del trigo con factor de 5.7.

Las proteínas y demás materia orgánica son oxidadas por el ácido sulfúrico. El nitrógeno que se encuentra en forma orgánica se fija como sulfato de amonio. Al hacer reaccionar esta sal con una base fuerte, se desprende amoniaco que se destila y se recibe en un volumen conocido de ácido valorado. Por titulación del ácido no neutralizado se calcula la cantidad de amoniaco desprendido y así, la cantidad de nitrógeno en la muestra. El porcentaje de nitrógeno multiplicado por el factor 6.25 da el porcentaje de proteína cruda.

#### PROCEDIMIENTO

Se pesan aproximadamente 0.5 g de muestra en un papel delgado. Con todo y papel se introduce en un matraz de Kjeldahl de 800 mL, se agregan de 7 a 8 g de reactivo de selenio y 25 ml de ácido sulfúrico concentrado. Se agregan piedras de ebullición y se coloca el matraz en el digestor para que se destruya la materia orgánica. Una vez que la solución quede completamente clara, enfriar y diluir con 350 ml de agua destilada y enfriar sobre hielo. Añadir 80 ml de una solución concentrada de hidróxido de sodio (50%), haciéndolo resbalar lentamente por las paredes del matraz. Conectar el matraz a la alargadera de Kjeldahl unida al refrigerante, que a su vez está conectado a una alargadera la cual va introducida en 50 ml de ácido clorhídrico 0.1N, contenidos en un matraz Erlenmeyer de 500 ml y adicionados de 5 gotas de indica-



dor rojo de metilo. Una vez conectado el matraz, agitar para mezclar las dos capas e inmediatamente colocar en la parrilla ya caliente del aparato. Regular la ebullición al inicio de ésta agitando ocasionalmente.

Destilar aproximadamente 250 mL y suspender la destilación, retirando primero el matraz con el destilado de manera que la alargadera quede por encima y antes de apagar la parrilla dejar destilar unos minutos, con el objeto de lavar la alargadera por dentro y después lavarla por fuera, recogiendo los lavados en el matraz.

Titular el exceso de ácido con solución valorada de ácido clorhídrico 0.1N, hasta vire amarillo del indicador rojo de metilo.

Corregir mediante una determinación en blanco de los reactivos usados, empleando la misma cantidad de papel.

$$\% \text{ nitrógeno} = \frac{(\text{ml blanco} - \text{ml probl.})(N. \text{ NaOH})(0.014)(100)}{\text{g. de muestra}}$$

$$\% \text{ proteína cruda} = (\% \text{ nitrógeno}) (6.25)$$

#### 1.4 DETERMINACION DE GRASA CRUDA

La grasa cruda se obtiene por extracción con éter etílico por lo que puede denominarse extracto etéreo.

Procedimiento: En esta determinación se usa un extractor de Soxhlet que consta de 3 partes: un extractor, un matraz y un refrigerante unidos por juntas esmeriladas. La muestra se pesa en un cartucho especial. Se pesa primero el cartucho, después se coloca la muestra dentro del mismo (2 a 5 g) y se vuelve a pesar. Se coloca el cartucho en el extractor teniendo la precaución de colocar asbesto preparado sobre la muestra o cerrando los extremos del cartucho. Por otra parte, el matraz se lleva a la estufa a 100°C durante 2 hr (se agregan piedras porosas para regular la ebullición durante la extracción, se enfría y se pesa.

Se conecta el matraz al extractor y éste al refrigerante (no poner grasas en las juntas). Se agrega éter etílico por el refrigerante en cantidad de dos cargas y se calienta el matraz en parrilla eléctrica. Generalmente son suficientes 8 h para extraer toda la grasa pero puede hacerse una prueba, dejando caer las últimas gotas de la descarga sobre un vidrio de reloj o sobre un papel filtro, al evaporarse el éter no debe dejar residuo de grasa.

Se saca el cartucho con la muestra desengrasada y se guarda en un frasco. Se sigue calentando hasta la casi eliminación del éter, recuperándolo antes de que descargue. Se quita el matraz y se calienta bajo la campana hasta la total evaporación del éter. Secar el extracto a 100°C por 30 minutos. Enfriar y pesar.

#### 1.5 DETERMINACION DE FIBRA CRUDA

La fibra cruda es la fracción orgánica de la muestra que resiste un tratamiento alternado de ácido sulfúrico y sosa hirvientes (ambos a una concentración de 1.25%). El compuesto más abundante de este residuo es celulosa y, en menores cantidades, hemicelulosa y lignina.

Procedimiento: pesar de 2 a 5 g de muestra desengrasada. Colocar la muestra en el vaso digestor, añadir un g de asbesto preparado y 200 mL de solución de ácido sulfúrico al 1.25% (0.255 N) hirviente. Calentar de inmediato (debe empezar a embullir antes de un minuto), reflujar durante 30 minutos rotando el vaso de vez en cuando para incorporar las partículas que se adhieren a las paredes. Filtrar a través de papel seda especial usando vacío y lavar con agua destilada caliente, hasta que no se dé reacción ácida al rojo de metilo, pasar el residuo que quede en el filtro al vaso digestor ya limpio, usando una espátula y repetir la operación con solución

hirviente de sosa al 1.25% (0.313 N). Después de reflujar 30 minutos se filtra sobre el mismo papel seda, se lava con 25 mL de ácido sulfúrico al 1.25% (hirviente) y con agua destilada caliente hasta que el filtrado no dé reacción alcalina al rojo de metilo.

Pasar cuantitativamente el residuo a un vaso de precipitados lavando con agua destilada y filtrar sobre un crisol Gooch (que lleva una delgada capa de asbesto y que ha sido calcinado durante una h a 600°C+/-15°C. Llevar a la estufa a 130°C+/-15°C durante dos h. Enfriar y pesar. Llevar a la mufla y calcinar a 600°C+/-15°C durante 30 minutos. Enfriar y pesar.

Determinar un blanco, tratando un gramo del asbesto preparado, con ácido y álcali en la misma forma en que se procedió para la muestra.

$$\% \text{ fibra cruda} = \frac{A - B}{M} (100)$$

Donde:

A = Peso del crisol Gooch después de 2 h a 130°C menos peso del crisol después de calcinar media hora a 600°C.

B= Peso perdido en la determinación del blanco.

M= Peso de la muestra.

## 2. DETERMINACION DE TRIPTOFANO

### 2.1 APARATOS

- Espectrofotómetro Pye Unicam SP 30 UV
- Autoclave Labconco
- Centrífuga IEC HIT-Internacional Equipment Co.

### 2.2 REACTIVOS

- L-triptofano anhidro grado sigma USA
- Solución stock de triptofano (30 mg/L)
- Hidróxido de bario heptahidratado
- Acido clorhídrico 6 N
- Solución de sulfato de sodio anhidro (175 g/L)
- Solución estándar de triptofano (1 mg/mL)
- solución alcohólica de fenolftaleína (1%)
- P-dimetil amino benzaldehido (PDAB) disuelto en ácido clorhídrico concentrado (0.5%)
- Solución de nitrito de sodio (0.2% en agua destilada)

### 2.3 PREPARACION DE LA CURVA ESTANDAR DE TRIPTOFANO

De la solución stock de triptofano (30 mg/mL), colocar 16, 33, 50, 66, 83 y 100 mL en matraces volumétricos de 100 mL. Completar el volumen con agua destilada. Tomar una alícuota de 2 mL de cada matraz, colocar en tubos de ensayo y proceder como en el análisis del hidrolizado, exceptuando la filtración.

### 2.4 PREPARACION DE LA MUESTRA

La preparación del hidrolizado se lleva a cabo de la siguiente manera:

Pesar en matraces de polipropileno (Erlenmeyer) de 2 a 3 g de muestra, agregar 15.4 g de hidróxido de bario y 9 mL de agua destilada. Si se trata del estándar interno: 7 mL de agua destilada 2 mL de solución estándar de triptofano.

Llevar los matraces al autoclave por siete h a una presión de 14 lb/pg<sup>2</sup>. Transcurrido este tiempo, enfriar los matraces a temperatura ambiente y neutralizar el hidrolizado con ácido clorhídrico 6N, usando fenolfataleína como indicador. Adicionar 40 mL de solución de sulfato de sodio a cada matraz para eliminar iones de bario y centrifugar a 5000 rpm

durante 10 minutos. Llevar el sobrenadante de cada muestra a un volumen de 100 mL o si se trata del estándar interno llevarlo a 200 mL.

#### 2.4. DETERMINACION

El análisis del hidrolizado se realiza de acuerdo a la siguiente tabla:

MUESTRA	A	A'	A''	B	B'	B''	C	C'	C''
ALICUOTA DEL									
HIDROLIZADO (mL)	2	2	2	2	2	2	2	2	2
ADICION DE PDAB									
(5 mL) AL TIEMPO									
(MINUTOS)	0	1	3	5	7	9	11	13	15
ADICION DE NITRITO									
DE SODIO (0.2 mL)									
AL TIEMPO	20	21	23	25	27	29	31	33	35
FILTRAR AL TIEMPO									
(MINUTOS)	24	25	27	29	31	33	35	37	39
LEER ABSORBANCIA									
(590 nm) AL TIEMPO									
(MINUTOS)	40	41	43	45	47	49	51	53	55

Cada literal denota una muestra diferente  
Literal sin marca indica estándar interno  
Literales con ' o ' ' indican muestra problema

Se prepara contra un blanco preparado con una alícuota de 2 mL de agua desionizada y las misma secuencia de reactivos.

### 3. DETERMINACION DE NIACINA

#### 3.1. APARATOS

- Espectrofotómetro Pye Unicam SP 30 UV.
- Potenciómetro.
- Autoclave LABCONCO.
- Centrífuga IEC HT International Equipment Co.

#### 3.2 REACTIVOS

- Solución "stock" de niacina (100  $\mu\text{g}/\text{ml}$ ). Disolver 50 ml de niacina USP previamente secada y almacenada en la oscuridad en desecador sobre pentóxido de fósforo, en alcohol al 25% para tener un volumen de 500 ml. Mantener a 10°C aproximadamente.

- Solución de trabajo I (10  $\mu\text{g}/\text{ml}$ ). Tomar una peque-



ña porción de la solución "Stock" y permitir que alcance la temperatura ambiente. Diluir 10 mL a 100 mL con agua destilada.

- Hidróxido de amonio diluido. Diluir 5 mL de hidróxido de amonio concentrado a 250 mL, con agua destilada.

Solución reguladora de fosfatos (pH=8). Disolver 60 g de fosfato dibásico de sodio heptahidratado y 10 g de fosfato monobásico de potasio en agua destilada tibia y diluir a 200 mL.

- Solución de bromuro de cianógeno (10%). Preparar en la campana de extracción haciendo uso de guantes de plástico y mascarilla. Calentar 370 mL de agua destilada a 40°C en un matraz de cuello largo y adicionar 40 g de bromuro de cianógeno. Agitar hasta disolución completa, enfriar y diluir a 400 mL. Evitar el contacto del bromuro de cianógeno con la piel. Mantener en refrigeración.

- solución de ácido sulfanílico al 55%. Adicionar 27 mL de agua destilada y 27 mL de hidróxido de amonio a 55 g de ácido sulfanílico y agitar hasta disolución completa, calentar si es necesario. Ajustar a pH 7 con unas gotas de hidróxido de amonio o ácido clorhídrico 5N y diluir a 100 mL. Mantener en la oscuridad.

### 3.3 PREPARACION DE LA MUESTRA Y DETERMINACION DE NIACINA

La preparación de la curva patrón y de las muestras se hace simultáneamente. Correr un blaco del reactivo y cinco partes de la solución de trabajo I con las muestras a determinar.

Colocar 1.5 g de hidróxido de bario en cada uno de 6 matraces Erlenmeyer. Con una pipeta adicionar 0, 5, 10, 15, 20 y 25 mL de la solución de trabajo I respectivamente a cada matraz. Pesar exactamente la cantidad suficiente de muestra que contenga aproximadamente 100  $\mu\text{g}$  de niacina en otro matraz Erlenmeyer al que previamente se le han adicionado 1.5 g de hidróxido de calcio. A todos los matraces adicionar agua destilada para tener un volumen de aproximadamente 90 mL. Agitar para mezclar y colocarlos en autoclave durante 2 h a 15 lb/pg<sup>2</sup> de presión.

Enfriar aproximadamente a 40°C y transferir el contenido de los matraces Erlenmeyer a matraces volumétricos de 100 mL y llevar a la marca con agua destilada (cuando sea necesario, la muestra puede ser guardada en refrigeración algunos días).

Transferir aproximadamente 50 mL del sobrenadante de cada matraz a tubos de centrifuga y colocarlos en baño

**ESTA TESIS NO DEBE  
SALIR DE LA BIBLIOTECA**

de hielo durante 15 minutos, o más de 2 h en refrigerador. Centrifugar 15 minutos y tomar 20 mL (con pipeta volumetrica) del sobrenadante de cada tubo, transfiriéndolos a otros tubos de centrífuga que previamente contienen 8 g de sulfato de amonio y 2 mL de solución reguladora de fosfatos. Agitar para disolver y calentar de 55 a 60°C, Centrifugar 5 minutos y filtrar a través de papel Watman No. 12 o equivalente. Refiltrar si es necesario para obtener la solución clara.

En cada uno de dos tubos colocar 5 mL del estándar y en otros dos tubos colocar 5 mL de la solución problema. En un tubo adicional (para ser usado como blanco de reactivo) colocar 5 mL de agua destilada. A otros dos tubos que se usarán como blanco del estándar y del problema, adicionar 10 mL de agua destilada. Colocar todos los tubos en un baño de hielo finamente picado, preferentemente en refrigerador. A los tubos restantes con solución estándar y solución problema y al blanco del reactivo adicionar 10 mL de bromuro de cianógeno frío. En seguida, a los 30 segundos adicionar 1 mL de ácido sulfanílico al 55%. Mezclar inmediatamente después de la adición de cada reactivo y tapar los tubos que contengan bromuro de cianógeno.

Al blanco del estándar y de la muestra adicionar 1 mL de ácido sulfanílico al 55%.

Llevar el espectrofotómetro a cero de absorbancia a una longitud de onda de 470 nm con el blanco del estándar y leer la absorbancia de los demás tubos, de 12 a 15 minutos después de la adición del ácido sulfanílico. Si los tubos presentan humo, sumergirlos en agua caliente.

Trazar la gráfica de la curva estándar en absorbancia de los estándares menos la absorbancia del blanco reactivo contra la concentración de niacina en  $\mu\text{g/mL}$ . De esta curva, leer la absorbancia correspondiente a la muestra problema, corregida por el blanco de la muestra y el blanco del reactivo.

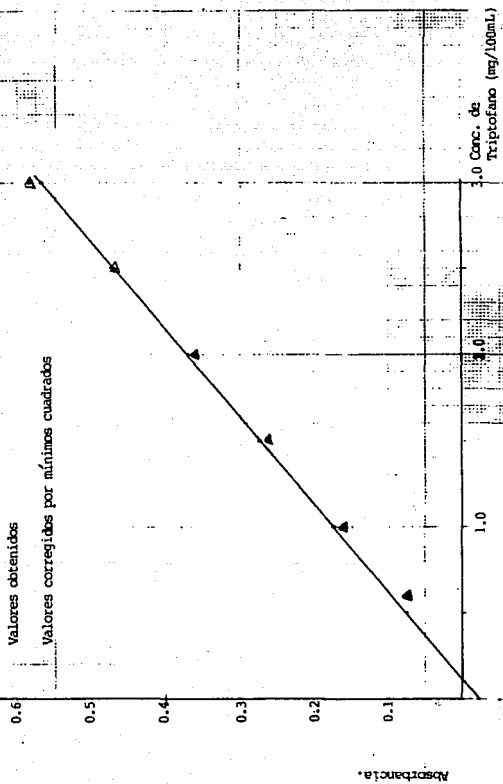


Fig. 8. Curva estándar de triptofano.

Valores obtenidos

Valores corregidos por -  
mínimos cuadrados

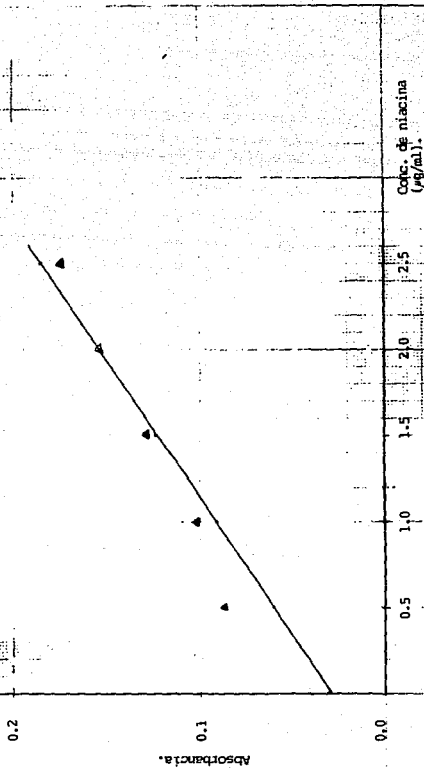


Fig. 9. Curva estándar de niacina.

## ANALISIS ESTADISTICO

MEZCLAS (mg Trp) muestra:

TRAT	M100	SP100	SC100	SC15-M85	SP15-M85	SC40-M30	SP40-M30	TOTALES
EXTRUD.	775.8	1035.8	776.8	824.4	712.8	851.2	841.9	
	527.7	1937.5	130.8	377.4	833.9	835.7	634.7	11699.7
NIXTAN.	514.7	833.8	170.8	644.6	635.8	712.9	742.1	
	533.8	817.9	707.0	605.6	645.8	707.2	737.0	9588.8
TOTALES	2559.0	3720.8	3395.4	2782.0	2849.1	3027.0	3155.2	21488.5
MEDIA	639.8	930.2	848.9	695.5	712.3	756.8	783.3	

## SUBTOTALES DE MEZCLA POR TRATAMIENTO

EXTRUD.	1510.5	2069.1	1957.6	1531.8	1547.7	1606.9	1676.1
NIXTAN.	1048.5	1651.7	1437.8	1250.2	1301.4	1420.1	1479.1

CF= 16491272.6  
SS<sub>tot</sub>= 466280.2

VALORES	566406.8	1072467.4	954138.2	679635.4	509510.4	641921.4	708795.6
AL.	574412.4	1068122.3	961968.6	500414.8	695389.2	649152.5	695889.6
CUADRO	264916.1	695222.4	534068.6	415509.2	429811.4	508226.4	550712.4
	264942.4	668960.4	499849.0	366751.4	417057.6	509131.8	543169.0

SS<sub>mezcla</sub>= 232848.8  
SS<sub>trat</sub>= 190723.5  
SS<sub>extrat</sub>= 27157.5

SUBTOT.	2281610.3	4281174.8	3832197.8	2346411.2	2395375.3	252127.6	2809311.2
AL. CUAD.	1099352.3	2728112.9	2067268.8	1553000.0	1693642.0	2016584.0	2187736.8

SSE= 15550.3

## ANALISIS DE VARIANZA DEL CONTENIDO DE Trp SUPONIENDO UN MODELO DE EFECTOS FIJOS

FUENTE	GL	SS	MS	relacion F	F <sub>tab</sub> 5%	F <sub>tab</sub> 1%
TOTAL	27	466280.2				
MEZCLAS	6	232848.8	38808.1	34.9	2.85	3.46
TRATAMIENTOS	1	190723.5	190723.5	171.7	1.61	8.86
MEZCLASxTRATAMIENTOS	6	27157.5	4526.3	4.1	2.85	4.46
ERROR	14	15550.3	1110.7			

INTERPRETACION: PUESTO QUE LOS VALORES OBTENIDOS DEL ANALISIS SON MAYORES QUE LOS OBTENIDOS DE LA TABLA DE F A UN NIVEL DE 5%, SE DESCARTA QUE LOS TRATAMIENTOS SON IGUALES Y QUE LAS MEZCLAS SE COMPORTAN DE IGUAL MANERA FRENTE A LOS TRATAMIENTOS.

## ANALISIS DE VARIANZA DEL CONTENIDO DE Trp SUPONIENDO UN MODELO DE EFECTOS ALEATORIOS

FUENTE	GL	SS	MS	relacion F	F <sub>tab</sub> 5%	F <sub>tab</sub> 1%
TOTAL	27	466280.2				
MEZCLAS	6	232848.8	38808.1	8.6	4.28	8.47
TRATAMIENTOS	1	190723.5	190723.5	42.1	5.99	13.74
MEZCLASxTRATAMIENTOS	6	27157.5	4526.3	4.1	2.85	4.46
ERROR	14	15550.3	1110.7			

INTERPRETACION: IGUAL AL ANTERIOR A UN NIVEL DE SIGNIFICANCIA DEL 95%

NOTA: YA QUE AL 1% EL FACTOR DE INTERACCION MEZCLASxTRATAMIENTO ES MENOR QUE EL REPORTADO EN TABLAS, SE PUEDE DECIR QUE LAS DIFERENCIAS SE DEBEN AL ERROR EXPERIMENTAL MAS QUE A DIFERENCIAS POR TRATAMIENTO PARA LAS DIFERENTES MEZCLAS.