



UNIVERSIDAD NACIONAL AUTÓNOMA DE MÉXICO

FACULTAD DE QUÍMICA

DETERMINACION DE CAPSAICINA EN ALGUNAS VARIETADES MEXICANAS DE CAPSICUM

T E S I S
QUE PARA OBTENER EL TITULO DE:
Q U I M I C O
P R E S E N T A
VICTOR CASTRO CID DEL PRADO
MEXICO, D. F. 1979



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.

TESIS 1979.
DE N.º. 66
FECHA _____
PROC. _____
i _____



J U R A D O

Presidente	Prof. Fernando Walls Armijo
Vocal	Profa. Yolanda Caballero Arroyo
Secretario	Prof. Francisco Yuste López
1er. Suplente	Profa. Eloisa Uriarte Navarro
2o. Suplente	Prof. Rubén T. Sánchez Obregón

SITIO DONDE SE DESARROLLO EL TEMA :

INSTITUTO DE QUIMICA DE LA UNAM

Sustentante:

Víctor Castro Cid del Prado _____

Asesor:

M. en C. Francisco Yuste López _____

ESTA TESIS SE DESARROLLO EN EL:

INSTITUTO DE QUIMICA DE LA UNAM

BAJO LA DIRECCION DEL:

M. EN C. FRANCISCO YUSTE LOPEZ

C O N T E N I D O

Introducción	1
Parte teórica	8
Parte experimental	19
Conclusiones	25
Bibliografía	26

I N T R O D U C C I O N

Un condimento a menudo usado en los pueblos de América para la preparación de diversos guisos es el chile. Su cultivo se practicaba desde antes del descubrimiento de América en Brasil, en algunas islas de las Antillas y en particular en México, donde resultaba tan indispensable como la sal para los europeos. Los aztecas lo llamaban "chilli" y no solo lo utilizaban como condimento sino además tenía usos medicinales. Los "axis" como lo llamaban las tribus antillanas, han provocado polémica en cuanto a su origen; algunos botánicos lo consideran procedente de Asia, mientras que otros de América. Hay quienes afirman que es nativo de la India y de África Intertropical de donde fue traído a América por los negros. Sin embargo, hubo algunos botánicos quienes pusieron en duda esta idea. William Roxburg, en su obra "Flora India" señala que al menos determinadas especies no se conocían en la India ya que de ser así los sabios hindúes las habrían citado en sus manuscritos. De Candolle es de la opinión de que son originarios de América, porque en su obra "L'origine des plantes cultivees", publicada en 1833, afirma que los escritos romanos, griegos hebreos y aún los chinos no los mencionan y en apoyo a su hipótesis indica que por la facilidad de su cultivo y sabor tan exquisito, de haber existido en Asia se hubieran extendido por toda Europa¹.

Actualmente en base a los datos proporcionados por De Candolle y de acuerdo a los cronistas del Nuevo Mundo, los botánicos

consideran al Continente Americano como la tierra que dió origen al género *Capsicum*.

DATOS SISTEMATICOS

División	Angiospermae
Clase	Dicotyledoneae
Subclase	Metachlamydeae
Orden	Tubiflorae
Familia	Solanaceae
Género	<i>Capsicum</i>

El género *Capsicum* cuyo nombre significa literalmente "yo muerdo" fue establecido por Tournefort en 1700 y descrito en su obra titulada "Institutiones Rei Herbariae" y más tarde en 1742 ratificado por Linneo en su obra "Genera Plantarum"¹.

Es bien conocido que el cultivo, clima y tipo de suelos permite desarrollar una gran cantidad de variedades del género *Capsicum*, lo cual ha creado confusión con respecto a la clasificación de éstas. Mientras que algunos botánicos consideran más de 60, otros tan solo reconocen las dos especies establecidas por Linneo en 1742.

Los trabajos de Irish en 1896 con respecto a la revisión del género *Capsicum* permitieron encauzar la opinión de los botáni-

cos al considerar como únicas las especies *C. annuum* y *C. frutescens* de Linneo. Actualmente existe la proposición de reducir todas las variedades de *Capsicum* a una sola especie debido a que por ejemplo Bailey y Erwin aseguran que los caracteres morfológicos que se han considerado diferenciables entre ambas especies tienen variaciones tan amplias que en un momento dado pueden pertenecer a las dos.

Desde el punto de vista comercial pueden considerarse tres especies importantes²: *C. minimum* Roxb, *C. frutescens* L. y *C. annuum* L. Las primeras dos especies se consideran plantas tropicales de frutos muy picantes y generalmente perennes conocidos en el comercio como "chiles". La última especie la forman plantas de clima templado, generalmente anuales, cuyo fruto varía en forma, tamaño y color, siendo menos picantes que las otras especies. Algunas variedades se conocen con el nombre de "capsicum", "Cayenne pepper" y "paprrika".

En México la clasificación admitida considera dos especies de chiles:

I *C. annuum*, con seis variedades

- 1) *C. annuum* L. var. *conoides* Miller. Llamado vulgarmente "chile de Chiapas" o "pico de paloma", mide de 3 - 5 cm de largo por 2 cm de ancho y es de color rojo obscuro

- 2) *C. annuum L. var. acuminatum Fingerh.* Conocido como chile verde o "chile serrano", producido en las regiones del Centro y Sur del país. Su color es verde oscuro y mide de 3-5 cm de largo, 1 cm de diámetro

Es una variedad muy popular. El "costeño", cuyo fruto es de 5 a 7 cm por 1.5 cm de diámetro es de color rojo claro y también pertenece a esta variedad

- 3) *C. annuum L. var. longum Sendt.* Esta variedad comprende el "pasilla" de 12 a 18 cm de largo por 2 a 4 cm de ancho, de color café oscuro o casi negro que es común en el Norte y Centro del país. A esta misma variedad pertenece el "guajío" o "guajillo" de 7 a 11 cm de largo por 2 a 4 cm de ancho, de color rojizo

- 4) *C. annuum L. var. grossum Sendt.* Se incluyen el "chile ancho" y el "mulato" al que se le denomina "chile poblano" cuando está fresco. El primero es de color rojo oscuro de 8 a 12 cm de largo por 4 a 8 cm de diámetro, cultivable en el estado de Veracruz, Coahuila, Jalisco, Chiapas y en el Valle de México. El segundo se cultiva principalmente en todo el estado de Puebla. La forma del fruto es casi igual que el anterior, a veces más largo. El "valenciano", fruto

de forma cilíndrica, y de color rojo, se localiza en el Norte del país y en el Estado de San Luis Potosí

- 5) *C. annuum* L. var. *abbreviatum* Fingerh. Este es el llamado "morita" o "mora". Mide de 4 a 7 cm de largo por 2 a 3 cm de diámetro y es de color café rojizo. Cuando se seca presenta hendiduras. Existe en el Estado de México y Veracruz llamándose "chilaile" en este último Estado
- 6) *C. annuum* L. var. *ceraciforme* Miller. En esta variedad está el "cascabel" que es cultivable en el Estado de Durango, Coahuila y San Luis Potosí. Es de color rojo oscuro y mide unos 3 cm de largo por 2 cm de diámetro. El chile "bolita" también pertenece a esta variedad. Es de color verdoso o rojizo y casi esférico

II *C. frutescens*

- 1) *C. frutescens* L. var. *baccatum* L. Aquí queda comprendido el "chiltepín" o "chile piquín", fruto pequeño de 6 a 7 mm de color verde que pasa al rojo cuando madura. Común en climas tropicales

Debe aclararse que existen otras variedades aparte de las mencionadas que a la fecha no están bien determinadas.

La pungencia del chile se debe a la capsaicina I y este es el más importante de los principios saborizantes en los frutos de *Capsicum*. En el aspecto culinario estos frutos merecen un lugar único porque dan el sabor característico a los adobos, a las salsas con las que se acompaña un sinnúmero de platillos y a algunos embutidos.

El principio activo de los chiles se emplea con fines farmacéuticos debido a sus propiedades carminativas, tónicas y estimulantes. Cuando se ingiere, crea una sensación de estímulo con ardor en la boca, principalmente en la lengua, irritación en la garganta, sensación de calor en el estómago y una agitación general en todo el cuerpo. En grandes cantidades, provoca una fuerte irritación que puede ser hasta dolorosa.

La tintura y esencia del *Capsicum* se emplea para incrementar la pungencia de tabacos, del jengibre y de algunas bebidas.

La producción mundial de chile se calcula actualmente de cerca de un millón de toneladas anuales. La India es el principal productor. Otros grandes productores son España, África, Japón y México.

Puesto que en la actualidad no se ha realizado ninguna investigación formal para conocer la pungencia de las distintas varie

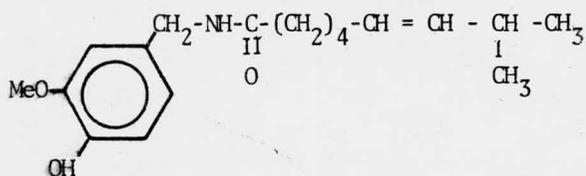
dades de *Capsicum* que crecen en México y de la importancia, que a nivel industrial tiene este hecho, nosotros decidimos avocarnos a su estudio.

P A R T E

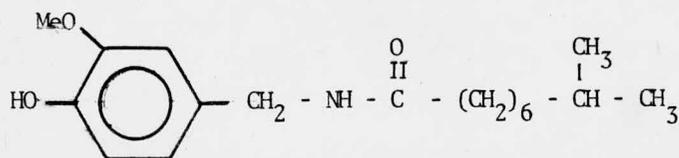
T E O R I C A

Antiguamente se creía que la capsaicina era la única sustancia responsable de la pungencia del *Capsicum*. Esta sustancia fué aislada primeramente por Tresh en 1896³. La naturaleza y estructura química de la capsaicina fué establecida en 1919 por Nelson⁴. En 1923, Nelson y Dawson confirmaron la estructura por síntesis⁵, como la vainillilamida del ácido isodecenónico (I) (N - Vainillil - 8 - metil - 6 - noneamida).

Sin embargo, Kosugi y col⁶ demostraron que la capsaicina esta constituida por una mezcla de sustancias con estructuras químicas muy similares en la cual, la capsaicina I y su dihidroderivado II son las más importantes.

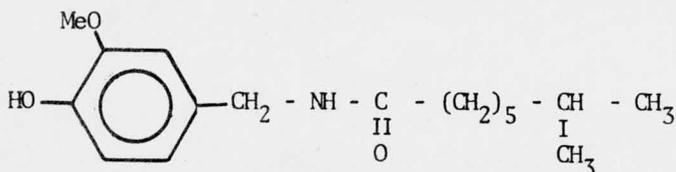


I Capsaicina

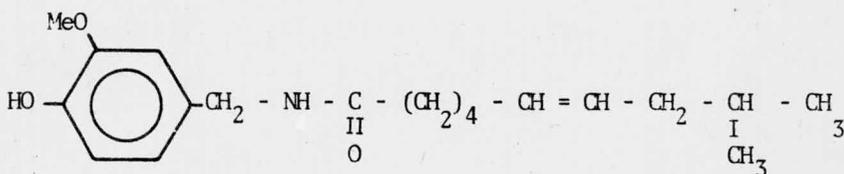


II Dihidrocapsaicina

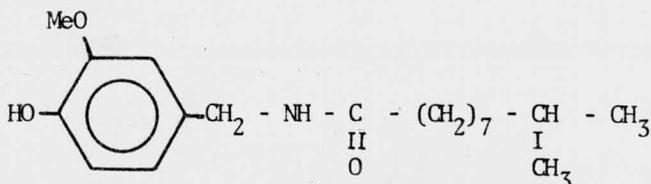
Recientemente Bennett y Kirby⁷ demostraron que los alcaloides de *Capsicum annuum* son: capsaicina I (69%), dihidrocapsaicina (N - vainillil - 8 - metil - nonanamida) II (22%), nordihidrocapsaicina (N - vainillil - 7 metil - octanamida) III (7%), homocapsaicina (N - vainillil - 9 - metil - 6 - decenamida) IV (1%) y homodihidrocapsaicina (N - vainillil - 9 - metil - decanamida) V (1%).



III Nordihidrocapsaicina



IV Homocapsaicina



V Homodihidrocapsaicina

Estos alcaloides no se separan por cristalización fraccionada o por cromatografía en alúmina o en sílice. No obstante, la separación puede lograrse por cromatografía en sílice impregnada con nitrato de plata⁷.

La capsaicina y sus análogos forman cristales (p.f. 64°C) de sabor quemante que despiden vapores muy irritantes. Es soluble en metanol, etanol, acetona, cloroformo, y éter y es insoluble en hexano y en agua. Con base, forma la sal soluble que puede ser recuperada intacta por tratamiento ácido.

La biosíntesis de la capsaicina no ha sido totalmente investigada; sin embargo, se ha encontrado que algunos derivados de vainillilamina, fenil alanina y varios ácidos cinámicos sustituidos se incorporan biosintéticamente para formar la unidad bencílica⁷.

Ninguna incorporación se presenta con el (+) ácido mevalónico, o la (+) leucina o tirosina⁸.

Compuestos sintéticos similares a la capsaicina, como la vainillilamida del ácido nonílico también son pungentes y algunas veces son empleados como adulterantes². La presencia del doble enlace en la capsaicina natural y por consiguiente, su facilidad de oxidación⁹ y diferencia en el espectro de IR¹⁰, han permitido distinguirla de las capsaicinas sintéticas. No obstante, los descubri

mientos recientes de la dihidrocapsaicina y los otros principios pungentes saturados del *Capsicum* hará difícil distinguirlos, mediante estas pruebas.

En el pasado cuando la presencia de análogos de la capsaicina era desconocida, todo el trabajo de aislamiento y determinación se hacía con respecto a la capsaicina I solamente. Ahora debido a la similitud en las propiedades físicas de la capsaicina y sus análogos particularmente con respecto a su solubilidad y comportamiento cromatográfico, muchos de los métodos propuestos para su aislamiento y estimación cuantitativa aún se mantienen vigentes, tomando a todos los derivados pungentes como un grupo.

Diferentes disolventes como fracciones del petróleo de bajo punto de ebullición^{11, 12, 13}, se han empleado para el aislamiento de capsaicina. Recristalizaciones de éter¹¹, el empleo de carbón activado y tierra de fuller^{11, 14}, y la saponificación del grupo oxidrilo en el residuo vainillilo^{12, 14} son procedimientos que ha permitido obtener capsaicina pura de una muestra de *Capsicum*. También da buenos resultados emplear disolventes clorados como di- o tricloroetileno en la obtención de capsaicina¹⁴. Schulte y Kruger¹⁵ aislaron la capsaicina en forma de cristales blancos de p.f. 63-64°C por cromatografía en columna de alúmina con carbón usando alcohol como eluyente.

Numerosos métodos colorimétricos han sido descritos para la estimación de capsaicina^{2,16,17}. Estos métodos se basan en la separación de capsaicina de la mezcla en un estado de pureza tal que permita hacer la evaluación por espectrometría o por colorimetría haciendo reaccionar la capsaicina con reactivos cromogénicos como vanadato de amonio^{18,19}, ácido fosfomolibdico - fosfotúngstico (reactivo de Folin - Denis)^{20,21}, ácido diazobencensulfónico²²,^{23, 24}, y 4 - cloroimina - 2,6 - dicloro - p - benzoquinona (reactivo de Gibb)^{25,26}.

La necesidad de purificar la capsaicina del extracto antes de la reacción colorimétrica ha desarrollado varias técnicas que incluyen la fraccionación entre el álcali diluido y disolventes no polares, cromatografía en columna^{15,27,28}, cromatografía en papel²⁸ y cromatografía en placa delgada de sílice²⁹, tierra de diatomeas²² o poliamida³⁰.

La absorción de la capsaicina a 280 nm también se ha empleado para su determinación después de la purificación preliminar en alúmina^{27,28}. La absorción entre 245 y 294 nm es el fundamento de un método de diferencia espectral para la estimación de capsaicina¹⁷.

Recientemente, han sido sugeridos varios métodos basados en la cromatografía en fase de vapor para la determinación de cap-

saicina^{31,32,33}. Usando esta técnica, también se ha distinguido una mezcla de capsaicina y amidas relacionadas³⁴.

La capsaicina demuestra sabor picante a una concentración de 10 ppm y es perceptible aún a concentraciones de 0.1 ppm. De acuerdo con esto, la evaluación organoléptica ha sido empleada para medir la pungencia de los chiles y sus oleorresinas. En el método de Scoville³⁵, una alícuota de una solución diluida de un peso conocido de la oleorresina en alcohol es nuevamente diluida con una solución de azúcar al 5% a diferentes grados. La dilución a la cual se detecta un cierto escozor en la garganta al ingerir 5 ml de la solución, determina el valor calorífico Scoville. Se utiliza un grupo de cinco miembros, tres de ellos deberán encontrar que la solución es picante.

El método Scoville, aunque es sencillo, posee defectos inherentes de variabilidad y fatiga que caracterizan la sensibilidad humana.

Se encuentra descrito que el contenido de capsaicina de algunas variedades de chiles varía entre 0.2 y 1%³⁶. Valores superiores al 1% se han descrito en algunas variedades de la India muy pungentes pero los valores reportados varían notablemente dependiendo del método de estimación.

Cerca del 90% de la capsaicina y más del 99% de la materia colorida presentes en los chiles se encuentran en el pericarpio. Las semillas tienen una concentración muy baja de capsaicina³⁶. Las semillas contienen principalmente un aceite graso. La proporción de aceite graso en el pericarpio es mucho menor. La capsaicina está concentrada en las paredes internas del fruto³⁶.

El principal colorante de los chiles es el pigmento llamado capsantina. Otros colorantes que contienen son caroteno, capsru bina, zeaxantina y criptoxantina. El contenido de pigmentos varía entre 0.2 y 0.5%³⁶.

La gran mayoría de los métodos colorimétricos que se han descrito para el análisis de capsaicina emplean la sustancia pura como estándar. Sin embargo, la preparación de capsaicina pura es difícil y muy laboriosa. Además nosotros encontramos que el rendimiento, a partir de una muestra de chile de árbol seco, es inferior al 0.1%.

Por lo anterior, para llevar a cabo este estudio, decidimos emplear como método de estimación el descrito en 1971 por Mathew y col²¹ con algunas modificaciones. Este método se basa en la purificación preliminar de la capsaicina del extracto oleorresínico por cromatografía en placa delgada de sílice y una reacción posterior con el reactivo de Folin-Denis. El método evita el aisla-

miento de capsaicina pura para usarla como estándar, sustituyéndola por una sustancia de mayor disponibilidad y más fácil manejo, la vainillina. Puesto que el peso molecular de la vainillina es 152 y el de la capsaicina es 305, este último se puede considerar el doble del primero. De esta forma, 5 ml de una solución que contiene 0.5 mg de vainillina son equivalentes a 5 ml de una solución que contiene 1 mg de capsaicina.

En el método de Mathew, una solución al 50% de la oleoresina en acetona se aplica sobre una placa de sílice de 20 x 20 cm y 0.15 mm de espesor. Nosotros encontramos que una solución de la oleoresina al 50% resultaba tan concentrada que era materialmente imposible aplicarla sobre una cromatoplaça. La concentración ideal resultó aquella en la que se preparaba una solución al 50% en base al peso del material seco por extraer. Puesto que el mejor disolvente para la extracción de la oleoresina resultó ser el cloroformo (vide infra), decidimos usarlo en lugar de la acetona. En este caso, el uso de cromatoplaças de sílice hechas por Merck de 5 x 10 x 0.025 cm proporcionó resultados satisfactorios. El método de Mathew indica que para un máximo desarrollo del color se deben mezclar los reactantes y mantener la mezcla en reposo durante una hora. Nosotros observamos que era necesario una vigorosa agitación para precipitar completamente el fosfato de sodio. De otra forma, el filtrado se enturbia provocando lecturas erróneas. Es esencial que la solución azul sea perfectamente clara. .

La preparación de los extractos oleorresínicos se efectuó ensayando un gran número de disolventes . Los disolventes polares tales como metanol, etanol, etanol-agua, acetona, etc. Aunque extraen completamente la capsaicina, provocan la formación de un producto semisólido, poco soluble. El hexano es un mal disolvente de la capsaicina. La extracción con cloroformo resultó el mejor método puesto que se obtiene un líquido viscoso de color rojo oscuro , muy soluble, cuyo residuo no contenía cantidades apreciables de capsaicina.

De las seis variedades mexicanas estudiadas, el porcentaje más alto de oleorresina lo da el chile piquín, mientras que en los chiles guajillo, ancho y cascabel el rendimiento del extracto no volátil es relativamente bajo (tabla 1). Es notorio que estas variedades mexicanas producen rendimientos de oleorresinas comparativamente mayores que los descritos para variedades de la India, Africa, Japón y las Bahamas (tabla II)³⁶.

Por lo que respecta al contenido de capsaicina, las especies *C. annuum* son poco pungentes variando entre 0.05 y 0.25%, mientras que los frutos de las especies *C. frutescens* son algo más pungentes (tabla I), Este mismo tipo de relación se observa en las otras variedades (tabla II). Está descrito que en los chiles de la India el contenido de capsaicina de las variedades de *C. annuum* varía entre 0.2 y 0.5%, mientras que el de las variedades de *C. frutescens* es algo mayor³⁶.

TABLA I Análisis de variedades mexicanas de chiles

CHILE	% de oleo rresina	% de capsai cina*	% de capsai na en la oleo rresina
<i>C. annuum grossum</i> (ancho)	13.65	0.048	0.3514
<i>C. annuum ceraciiforme</i> (cascabel)	13.76	0.088	0.6395
<i>C. annuum longum</i> (guajillo)	13.48	0.112	0.8308
<i>C. annuum</i> (catarina)	18.80	0.256	1.3617
<i>C. frutescens baccatum</i> (piquín)	22.16	0.352	1.5884
<i>C. frutescens</i> (árbol)	18.68	0.416	1.2200

* Valores promedio de cinco determinaciones.

TABLA II Análisis de otras variedades de chiles³⁶

CHILE	Origen	% oleo - rresina	% capsai cina	% de capsai cina en oleo rresina
<i>C. annuum</i> (Sannam)	India	16.5	0.33	2.0
<i>C. annuum</i> (Mundu)	India	16.0	0.23	1.4
<i>C. frutescens</i> (Usimulagu)	India	8.7	0.36	4.1
<i>C. frutescens</i> (Mombassa)	Africa	13.1	0.42	3.2
<i>C. frutescens</i> (Bahamian)	Bahamas	12.5	0.51	4.0
<i>C. annuum</i> (Santaka)	Japón	11.5	0.30	2.6
<i>C. annuum</i> (Hontaka)	Japón	-	0.33	-
<i>C. frutescens</i> (Uganda)	Africa	-	0.85	-

P A R T E

E X P E R I M E N T A L

Cromatoplasmas para cromatografía en capa fina.

Se emplearon las fabricadas por Merck, F-254, de gel de sílice de 5 x 10 cm, espesor de capa, 0.25 mm.

Reactivo cromogénico (reactivo de Folin-Denis)²¹

Se preparó calentando a ebullición durante 3 h una mezcla de 100 g de tungstato de sodio, 750 ml de agua, 20 g de ácido fosfomolibdico y 50 ml de ácido fosfórico al 85%. Después de enfriar a temperatura ambiente, la solución se aforó a 1 lt con agua.

Aislamiento y purificación de capsaicina

Una muestra de 80 g de chile de árbol seco y finamente pulverizado se extrajo en un soxhlet con 500 ml de etanol al 95% durante 48 h. La evaporación del disolvente a presión reducida produjo 32.3 g (40%) de oleorresina. La fracción de la oleorresina soluble en cloroformo (14.3 g) se cromatografió en 1 kg de alúmina (Alcoa F-20, 80-200 mallas). Encima de la alúmina se colocaron, primero 10 g de carbón activado y encima de éste, 10 g de celita. De las fracciones eluidas con benceno-acetato de etilo 7:1, se obtuvieron 600 mg de la mezcla de sustancias pungentes. Por purificación ulterior en cromatoplasmas preparativas de sílice (Merck, F-254, 20 x 20 cm, 2 mm de espesor) se obtuvieron 220 mg de un aceite

incolore que no se pudo cristalizar, pero que por destilación a 60-65° y 0.05 mm de presión, originó 60 mg de cristales blancos de p.f. de 63-64°.

Preparación de las soluciones de oleorresinas

25 g de chile seco y finamente pulverizado, se extrajeron en un soxhlet con 300 ml de cloroformo durante un periodo de 65 a 75 h. La extracción fue seguida por medio de cromatografía en capa fina. Al extracto, se le eliminó el disolvente primero en rotavapor y luego al alto vacío. Después de pesar el residuo, se colocó en un matraz aforado de 50 ml completándose el volumen con cloroformo.

Método de estimación

Se utilizó el descrito por Mathew²¹ con algunas modificaciones. Se aplicó con ayuda de una micropipeta, 5 μ l de la solución de oleorresina en una cromatoplaque de 5 x 10 cm y 0.25 mm de espesor, se desarrolló en una mezcla de benceno-metanol 9:1. Después de secarla, se roció con el reactivo de Folin-Denis. La zona azul resultante se cortó de la placa incluyendo 2 mm a cada lado de la zona. La sílice contenida en la zona azul se trituró finamente sobre un papel Glassine y se colocó en un tubo de centrífuga, se agregaron 3.5 ml de agua y la mezcla se agitó para homogeneizarla. Se añadieron, por medio de una pipeta, 0.5 ml de reactivo cromogénico

co y se agitó vigorosamente durante 2 min. A continuación, se agregó 1 ml de solución saturada de carbonato de sodio y se agitó vigorosamente durante 30 min, con un Vibro Mischer conectado a una canastilla de alambre en donde se colocó el tubo de centrífuga. A continuación se dejó en reposo durante 20 minutos, se filtró a través de celita y se leyó la absorbancia en un espectrofotómetro Unicam mod. SP-600 a 725 n.m. El blanco se preparó de una manera similar pero usando una placa en la que no se colocó muestra de oleoresina.

La cantidad de capsaicina se determinó de una curva estándar en la que se graficaron concentraciones de vainillina pura contra absorbancia. Para corregir la diferencia en los pesos moleculares de la referencia (vainillina) y la capsaicina, el valor obtenido para la referencia, se multiplicó por 2.

Preparación de la curva estándar

Solución patrón de vainillina, 0.01 g/l. Se disolvieron 50 mg de vainillina en un l de agua, se tomaron 200 ml de esa solución y se diluyó a 1 l.

Diferentes volúmenes de esta solución (0.1-1 ml) se hicieron reaccionar con 0.5 ml de reactivo cromogénico; después de agregar 1 ml de solución saturada de carbonato de sodio, se aforaron

con agua a 5 ml. Se agitó la mezcla durante 30 minutos y se dejó luego en reposo durante 30 minutos, se filtró a través de celita y se leyó la absorbancia a 725 nm.

Cálculos

El cálculo de los porcentajes de capsaicina tanto en el chile como en la oleorresina se efectúa de acuerdo a las siguientes relaciones:

$$\% \text{ de capsaicina en el chile} = \frac{X \times x \times 200}{Y}$$

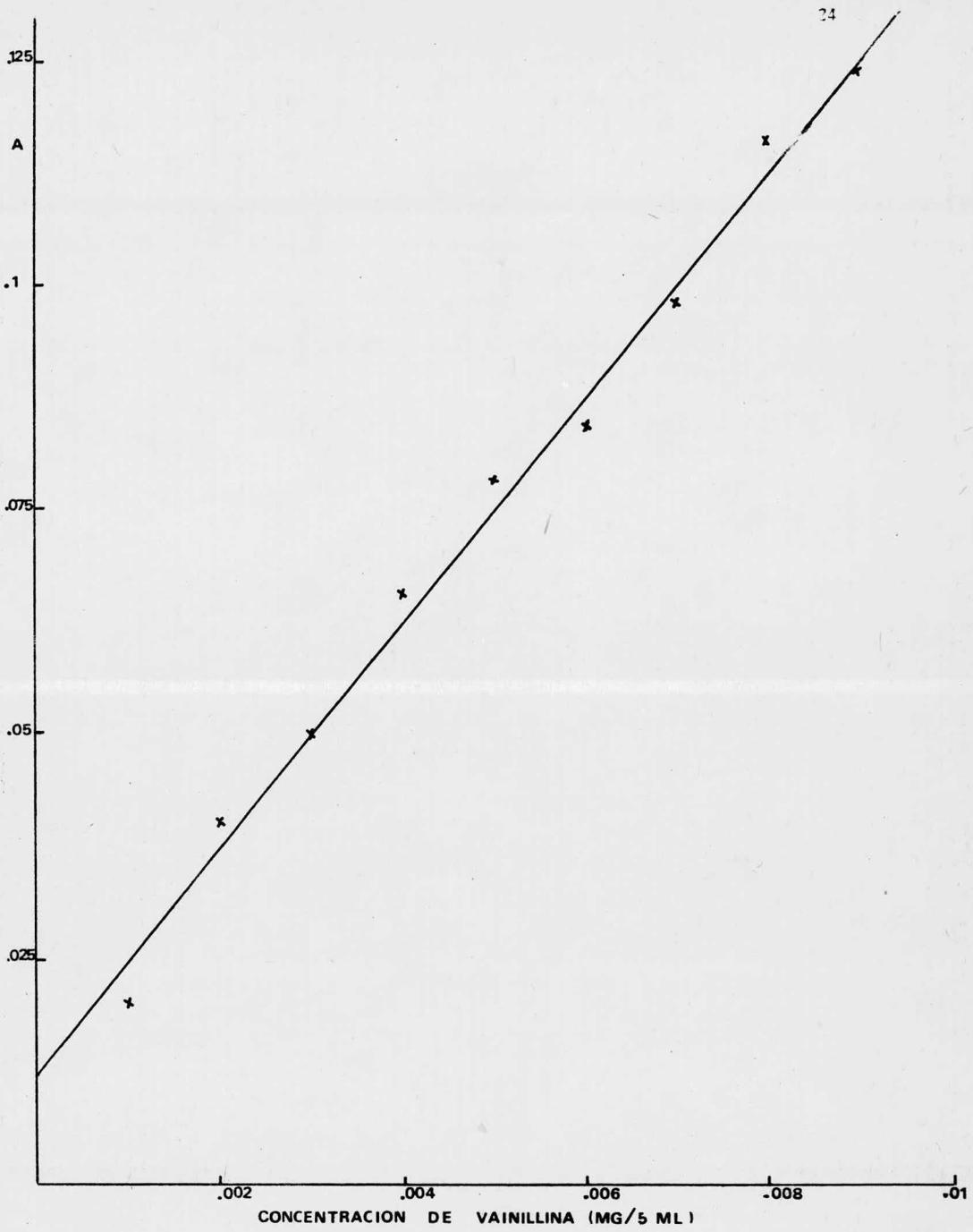
$$\% \text{ de capsaicina en oleorresina} = \frac{X \times x \times 5\,000}{Y \times Z}$$

En donde X es el número de mg de capsaicina (vainillina x 2) Y es el número de μ l de solución de oleorresina aplicada y Z es el peso de la oleorresina en gramos.

CURVA ESTANDAR DE VAINILLINA*

TIPO	Sol. patrón vainillina 0.01 g/1 ml	Reactivo Folin-Denis ml	Sol. acuosa sat. Na ₂ CO ₃ ml	Aforo H ₂ O ml	Concentración vainillina mg/5 ml	Concentración eq. capsaicina mg/5 ml	A
Blanco	0	0.5	1	5	0.00	0.00	0.00
1	0.1	0.5	1	5	0.001	0.002	0.020
2	0.2	0.5	1	5	0.002	0.004	0.040
3	0.3	0.5	1	5	0.003	0.006	0.050
4	0.4	0.5	1	5	0.004	0.008	0.066
5	0.5	0.5	1	5	0.005	0.010	0.078
6	0.6	0.5	1	5	0.006	0.012	0.084
7	0.7	0.5	1	5	0.007	0.014	0.098
8	0.8	0.5	1	5	0.008	0.016	0.116
9	0.9	0.5	1	5	0.009	0.018	0.124
10	1.0	0.5	1	5	0.010	0.020	0.135

* Datos ajustados por regresión lineal, CODE 5, calculadora HP-29C



C O N C L U S I O N E S

Se describe la determinación de capsaicina en seis variedades mexicanas de *Capsicum*. Como método de estimación se empleó el descrito por Mathew con algunas modificaciones. El método está basado en la separación de la capsaicina del extracto oleorresínico por cromatografía en capa fina de sílice. La capsaicina así obtenida, se trata con el reactivo de Folin-Denis y se mide la intensidad del color resultante. La preparación de las oleorresinas se efectuó probando varios disolventes, siendo el cloroformo el mejor de ellos. La extracción de la oleorresina se realizó usando el método de percolación.

De las variedades estudiadas, el porcentaje más alto de oleorresina la da el chile piquín. En general, las variedades mexicanas producen rendimientos de oleorresina más altos que los descritos para variedades de otros países. Con respecto al contenido de capsaicina, las especies *C. annuum* son poco pungentes variando entre 0.05 y 0.25%. Los chiles de árbol y piquín (*C. frutescens*) resultarán ser algo más pungentes con 0.41 y 0.35% de capsaicina respectivamente.

B I B L I O G R A F I A

1. H. Bravo Hollis, *An. Inst. Biol. Méx.*, 5, 303 (1934)
2. Recommend Methods of Assay of Crud Drugs. Joint Committee of the Pharmaceutical Society and Society for Analytical Chemistry on Methods of Assay of Crud Drugs, *Analyst*, 84, 603 (1959)
3. J.C. Tresh, *Pharm. J. Trans*, (3), 7, 21, 259, 473 (1876-77); 8, 187 (1877-78)
4. E.K. Nelson, *J. Amer. Chem. Soc.*, 41, 1115 (1919)
5. E.K. Nelson and L.E. Dawson, *J. Am. Chem. Soc.*, 45, 2179 (1923)
6. S. Kosugi, Y. Inagaki and K. Uehara, *Nippon Nogei Kagaku Kaishi*, 32, 548 (1958); cf CA, 54, 12404h
7. D. J. Bennett and G.W. Kirby, *J. Chem. Soc. (C)*, 442 (1968)
8. E. Leete and M.C.L. Loudon, *J. Am. Chem. Soc.*, 90, 6837 (1968)
9. P.H. Todd, *Food Technol.*, 12, 468 (1958); cf CA, 53, 2504i
10. P.R. Datta and H. Susi, *Anal. Chem.*, 33, 148 (1961)
11. I. Gál and G. Gombkoto, *Elemazési Ipar*, 9, 313 (1955); cf CA, 53, 12522b

12. B. Borkowshi, Z. Kowalewski and B. Pasichowa, *Biul Inst. Roslin Lecznicznych*, 3, 212 (1957); cf CA, 53, 2344c
- 13 R. Rangoonwala, *Planta Med*, 13, 490 (1965); cf CA, 64, 1902e
14. E. Tyihak, A. Gulyas and K. Juhasz, *Herb. Hung*, 5, 225 (1966); cf CA, 68, 43125r
15. K.E. Schulte and H.M. Kruger, *Z. Anal. Chem*, 147, 266 (1955); cf CA, 50, 531f
16. J.A. Rogers, *Advances in spice flavour and oleoresin chemistry. Flavour Chemistry* (ed. F.F. Gould). American Chemical Society, Washington, D.C. 1966
17. Joint Committee of Pharmaceutical Society and Society for Analytical Chemistry on Methods of Assay of Crude Drugs, *Analyst*, 87, 377 (1964)
18. G. Schenk, *Farmacognosia*, 17, 3 (1957)
19. J. Jerzy, *Herba Pol*, 13, 120 (1967)
20. H. North, *Anal. Chem*, 21, 934 (1949)
21. A.G. Mathew, E.S. Nambudiri, S.M. Ananthakrishna, N. Krishnamurthy and Y.S. Lewis, *Lab. Practice*, 20, 856 (1971); cf CA, 73, 44058m

22. M.S. Karavya, S.I. Balbaa, A.N. Girgis and N.Z. Youssef, *Analyst*, 92, 581 (1967)
23. R. Adamski and A. Socha, *Farm. Pol*, 23, 603 (1967); cf CA, 68, 16101y
24. V. Zitko, *Chem. Zvesti*, 11, 590 (1957); CA, 52, 7947c
25. K. Jentzsch, W. Kubélka and H. Pock, *Sci. Pharm*, 37, 153 (1969); cf CA, 71, 64106n
26. V.S. Govindarajan and S.M. Ananthakrishna, *J. Food. Sci. Technol*, (India), 7, 212 (1970); cf CA, 75, 18685k
27. J.I. Suzuki, F. Tansing and R.E. Morse, *Food Technol*, 11, 100 (1957)
28. O. Bauer and W.J. Schoen, *Angew. Bot*, 36, 25 (1962); cf CA, 58, 11166a
29. D. Heusser, *Pharm. Tidjschr. Belg*, 42, 263 (1965); cf CA, 64, 17355f
30. R. Rangoonwala, *Dent. Apoth. Ztg*, 109, 273 (1969); cf CA, 71, 46543y
31. J.I. Morrison, *Chem. Ind*, 42, 1785 (1967)

32. J. H611o, E. Kurucz and J. Bodor, *Food. Sci. Technol*, 2, 19 (1969); cf CA, 71, 53624d
33. A. Lifshitz, W.L. Stanley and Y. Stepak, *J. Food. Sci*, 35, 543 (1970); cf CA, 75, 25227r
34. P.H. Todd and C. Parun, *Food Technol*, 15, 270 (1961); cf CA, 55, 21399a
35. W.L. Scoville, *J. Am. Pharm. Assoc*, 1, 453 (1912); cf CA, 6, 1817³
36. A.G. Mathew, Y.S. Lewis, R. Jagadishan, E.S. Nambudiri and N. Krishnamurthy, *Flavour Ind*, 2, 23 (1971)