



208
22
Universidad Nacional Autónoma
de México

Facultad de Ciencias

ASPECTOS CARIOLÓGICOS, MORFOLÓGICOS Y
DE VIABILIDAD DE POLEN EN VARIAS
ESPECIES DE LA TRIBU CAESALPINIEAE
(LEGUMINOSAE).

T E S I S
Que para obtener el Título de

B I O L O G O

p r e s e n t a
Laura White Olascoaga



FACULTAD DE CIENCIAS
DIRECCIÓN ESCOLAR

México D.F.

TESIS CON
FALLA DE ORIGEN

1996

TESIS CON
FALLA DE ORIGEN



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.



UNIVERSIDAD NACIONAL
AVENIDA DE
MEXICO

M. en C. Virginia Abrín Batule
Jefe de la División de Estudios Profesionales de la
Facultad de Ciencias
Presente

Comunicamos a usted que hemos revisado el trabajo de Tesis:
ASPECTOS CARIOLÓGICOS, MORFOLÓGICOS Y DE VIABILIDAD DE POLEN EN VARIAS ESPECIES
DE LA TRIBU CAESALPINIEAE (LEGUMINOSAE).
realizado por Laura White Olascoaga
con número de cuenta 8331098-2 , pasante de la carrera de Biología
Dicho trabajo cuenta con nuestro voto aprobatorio.

Atentamente

- Director de Tesis Biól. José Luis Regino Contreras
Propietario
- Propietario Biól. Pedro Mercado Ruaro
- Propietario Dra. María Hilda Flores Olvera
- Suplente Biól. Miguel Angel Meneses Pérez
- Suplente M. en C. Ana Raquel Torres Marquez

Consejo Departamental de Biología

 COORDINACION GENERAL
 DE BIOLOGIA

DEDICATORIA

A mis padres: Adolfo y María Elena

A mis hermanas: Ery y Janny

A mis abuelitas: Ana María† y María Elena

AGRADECIMIENTOS

Al Biól. José Luis Contreras y al Biól. Pedro Mercado Ruaro por la dirección de este trabajo, así como por su apoyo y amistad durante el desarrollo de esta.

A la Dra. Hilda Flores Olvera, a la M.en C. Ana Rosa Flores Manriquez y al Biól. Miguel Angel Meneses por las sugerencias hechas en la revisión del manuscrito, así como al Dr. Fernando Chiang Cabrera y al maestro Javier Valdés Gutiérrez por las observaciones para mejorar este trabajo.

A los jefes del Depto. de Botánica en turno: Dra. Patricia Dávila Arana, Dr. Héctor Hernández Macías y al Dr. Alfonso Delgado Salinas, así como a los curadores, en turno el Dr. José Luis Villaseñor y al M.en C. Mario Sousa S.

Al Depto. de Botánica del Instituto de Biología UNAM por permitirme la utilización de sus instalaciones para el desarrollo de este trabajo.

Al Biól. Alfredo Wong León por el apoyo en la parte de computo y por su amistad.

A la Biól. Carmen Loyola Blanco por su ayuda en la elaboración de fotografías y diapositivas, así como por su amistad.

Al Biól. Rafael Torres y al Biól. Pedro Tenorio por su ayuda en la colecta del material usado en la elaboración del trabajo y por su amistad.

A mis tios Jorge y Miguel por incursionarme en el amplio mundo de las computadoras, a mis tías Nines y Maru por su amor y amistad, así como a todos mis amigos, ya que de algun modo hicieron posible esta tesis y a toda mi familia por apoyarme en todos sentidos y momentos.

Y al Dr. Victor F. López Devesa por guiarme y ayudarme en los momentos más difíciles de mi vida.

GRACIAS A TODOS

†

INDICE

★ RESUMEN	V
★ INTRODUCCION	1
★ ANTECEDENTES	
ESTUDIOS EN PLÁNTULAS	3
ESTUDIOS PALINOLÓGICOS	9
ESTUDIOS CITOGÉNÉTICOS	
Mitosis	12
Meiosis	14
Mutaciones	16
Cariotipo	22
Estudios cromosómicos en leguminosas	25
★ OBJETIVOS	31
★ MATERIALES Y MÉTODOS	
Mitosis	32
Meiosis	37
Plántulas	38
Polen	39
★ RESULTADOS Y DISCUSION	40
★ CONCLUSIONES	74
★ BIBLIOGRAFIA	76

RESUMEN

Se determinó el número cromosómico diploide de 4 especies del género *Caesalpinia*: *C. colimensis* F. J. Hermann; *C. gracilis* Benth.; *C. platyloba* S. Wats. y *C. pulcherrima* (L.) Swartz, contando todas ellas con $2n=24$. También el de *Cercidium praecox* (Ruiz & Pavón) Harms con $2n=28$ *Parkinsonia aculeata* L. $2n=28$ y *Peltophorum dubium* (Spreng.) Taub. con $2n=26$; se obtuvo la longitud total de los cromosomas de dichas especies y se presenta el número cromosómico diploide de *Parkinsonia aculeata* x *Cercidium praecox*, que resultó ser $2n=30$.

Se analizaron los números cromosómicos haploides y el porcentaje de viabilidad del polen de *Parkinsonia aculeata*, *Cercidium praecox* y *P. aculeata* x *C. praecox*; los parentales presentaron la formación de 14 bivalentes para cada uno de ellos y un porcentaje de viabilidad de 95.5% para *C. praecox* y de 98.5% para *P. aculeata*; sin embargo, en el híbrido se encontraron numerosas aberraciones, tanto en el tamaño y número de las meiósporas, como en la presencia de cromosomas retardados y malformaciones en el huso acromático.

Por último, se describen las plántulas de *Caesalpinia gracilis*, *C. platyloba*, *C. pringlei*, *C. pulcherrima*, *Parkinsonia aculeata*, *Peltophorum dubium* y *P. aculeata* x *C. praecox*.

INTRODUCCION

El desarrollo científico y tecnológico en nuestros días requiere del conocimiento exacto de los recursos naturales con los que cuenta cada nación; uno de estos recursos es precisamente la flora y, México en este plano, cuenta con una gran diversidad de especies y con un alto número de endemismos. En esta diversidad, las Fabaceae (Leguminosae) son la tercera familia más ampliamente representada en el mundo, después de las Asteraceae y Orchidaceae, contando con 650 géneros y 18,000 especies agrupadas en tres subfamilias: Caesalpinioideae, Mimosoideae y Papilionoideae (Polhill et al. 1981). En México la familia se encuentra representada por 26 tribus, 135 géneros y 1,724 especies; de las cuales 896 son endémicas, incluyendo los géneros *Heteroflorum*, *Conzattia*, *Calliandropsis* y *Hesperothamnus* (Sousa y Delgado, 1993).

La subfamilia Caesalpinioideae cuenta con 150 géneros y aproximadamente 2,800 especies agrupadas en las tribus Caesalpinieae, Cassieae, Cercideae, Detarieae y Amherstieae, las cuales se distribuyen en 3 principales zonas geográficas: América del sur, región tropical de África y sureste de Asia. La tribu Caesalpinieae consta de aproximadamente 47 géneros y está dividida en 8 grupos fenéticos sin asignación taxonómica: *Caesalpinia*, *Gleditsia*, *Acrocarpus*, *Peltophorum*, *Poëppigia*, *Pterogyne*, *Dimorphandra*, y *Sclerolobium* (Contreras, 1991).

El descubrimiento del genoma y del papel que juega en la transmisión de la información genética ha contribuido a definir más claramente el significado de especie y, como apoyo en la clasificación de los organismos en toda la diversidad biológica existente (Bennett, 1984). El conocimiento del número cromosómico ha sido de suma importancia en los estudios biosistemáticos, ya sea para unir o separar especies. Un ejemplo claro de esto se presenta en los géneros *Hauya* Moc. y *Sessé* ex DC. y *Xylonagra* Donn. Smith y Rose (Onagraceae), los cuales se consideraban como un sólo género y al descubrirse que ambos tenían distintos números básicos, $x=10$ y $x=7$ respectivamente, se les pudo separar en dos géneros diferentes con apoyo de caracteres morfológicos.

No obstante lo antes mencionado, el impacto de la citogenética en estudios biosistemáticos ha sido poco explotado, ya que dichos análisis precisan de una considerable cantidad de tiempo por lo que pocos de estos llegan a publicaciones científicas. Stace (1980), menciona que únicamente de un 15 a un 20% de las angiospermas se han analizado citogenéticamente; por otra parte, Goldblatt (1981) señala que de 650 géneros con que cuentan las leguminosas, aproximadamente un 43% carece de información citogenética; sin embargo, dentro de la tribu Caesalpinieae 54% de sus aproximadamente 37 géneros cuenta con al menos una especie con determinación de su número cromosómico.

A N T E C E D E N T E S

ESTUDIOS EN PLÁNTULAS

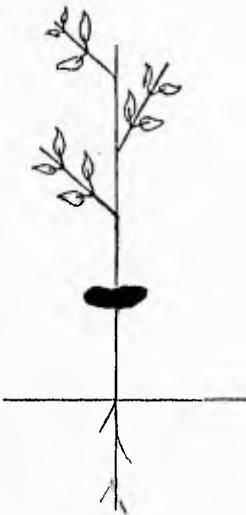
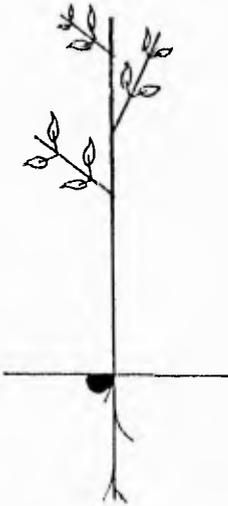
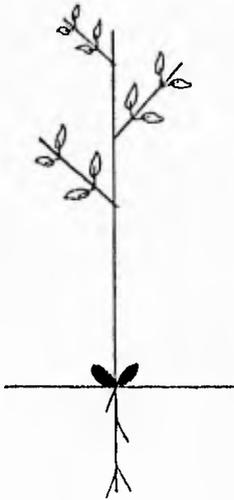
Para tener un conocimiento más completo de una especie, es necesario estudiar no solamente sus características morfológicas, sino también conocer su embriología, citología, anatomía, histología, etc. Vogel (1980) menciona que, en los árboles, el estadio de plántula difiere significativamente del adulto, por lo que es de suma importancia su estudio.

La plántula es una fase crítica en el desarrollo vegetal; su ecología puede ser considerada de relevancia al seleccionar las plantas útiles y en el control de malezas; también nos proporciona datos acerca de la ecología y evolución. Las adaptaciones del adulto son determinadas por los mecanismos de dispersión de las semillas y por los patrones ecológicos de sus plántulas (Duke y Polhill, 1981).

El estudio de las plántulas en leguminosas se remonta a principios del siglo XIX por De Candolle (1825, citado por Duke y Polhill, 1981), quien hace una distinción entre especies con cotiledones foliares (Phyllobées) y cotiledones carnosos (Sarcobées); posteriormente, a finales de siglo XIX, Klebs (1885, citado por Duke y Polhill, 1981), desarrolló una primera clasificación basándose en el tipo de germinación, proponiendo los términos epigea e hipogea.

Uno de los trabajos más importantes de sistemática de plántulas fue elaborado por Léonard (1957, citado por Duke y Polhill, 1981); quien redefine los términos germinación epigea e hipogea y describe 4 tipos básicos de germinación (Tabla 1).

Tabla 1. Tipos de plántulas según Léonard, (1957).

Tipo A Germinación epigea con cotiledones extendidos por encima del nivel del suelo	Tipo B Germinación hipogea con cotiledones que permanecen cubiertos en el suelo	Tipo C Germinación epigea con cotiledones extendidos sobre el nivel del suelo	Tipo D Germinación hipogea* con cotiledones en la superficie del suelo
			

* Léonard cita al tipo de plántula D como hipogea; sin embargo, de acuerdo con el dibujo es de tipo epigea.

Con base en las conclusiones de su estudio Léonard elaboró 4 hipótesis de trabajo:

1) El establecimiento de sinonimias entre los géneros, según los datos morfológicos, puede mostrarse por la similitud de sus plántulas.

2) Los géneros morfológicamente relacionados, los cuales tienen las mismas plántulas, no pueden ser genéricamente distintos.

3) La división de un género heterogéneo en varios géneros, de acuerdo con sus características morfológicas, puede ser posible por la existencia de un tipo particular de plántula para cada uno de ellos.

4) La existencia de varios tipos de plántulas dentro de un género puede indicar una heterogeneidad genérica, que puede ser comprobada con otros datos morfológicos.

Duke (1965), estudiando plántulas del bosque tropical perennifolio en América, concluye que muchas semillas germinan en o sobre la capa de humus del suelo y que aproximadamente en la mitad de éstas los cotiledones no escapan de la testa; con base en esto sugiere los términos: **criptocotilar**; cotiledones que permanecen con la testa después de la germinación. **Faneroctilar**; cotiledones que escapan de la testa durante la germinación ; también agrega los términos: **catafilas**; hojas escamosas café o

hialinas posteriores a los cotiledones. **Eofilas**; primeras hojas de la plántula. **Metáfilas** hojas maduras, posteriores a las formas juveniles.

Ng (1975 y 1976) (citado por Vogel, 1980), trabajando en Malasia con plántulas de árboles de valor económico elaboró su propia terminología para la descripción de una plántula:

- a) Presencia o ausencia del hipocótilo.
- b) Cotiledones que permanecen dentro de la testa. **(Cripto)**
- c) Cotiledones que salen de la testa. **(Fanero)**.
- d) Cotiledones carnosos, semicarnoso o foliares.
- e) Cotiledones que emergen del nivel del suelo o no.
 - * epigea: cotiledones por encima del nivel del suelo.
 - * gea: cotiledones al nivel del suelo.
 - * hipogea: cotiledones por debajo del nivel del suelo.

PLÁNTULAS EN CAESALPINOIDEAE:

Vogel (1980) en su nueva clasificación para las plántulas reconoce 16 tipos y varias subtipos diferentes de plántulas, de las cuales en las leguminosas se presentan 6 tipos y varios subtipos:

- a) *Macaranga*: durante la germinación la semilla eventualmente queda libre de todas las envolturas, cotiledones foliáceos, hipocótilo elongado durante y después del establecimiento de la plántula.

- b) *Sloanea*: durante la germinación la semilla eventualmente queda libre de todas las envolturas, cotiledones carnosos; a) hipocótilo epigeal elongado, los cotiledones nacen sobre el nivel del suelo; b) hipocótilo corto o subterráneo, los cotiledones nacen en o bajo el nivel del suelo.

- c) *Heliciopsis*: durante la germinación la semilla no se ve libre de las envolturas (pared del fruto y restos de la testa), hipocótilo corto o subterráneo, los cotiledones están adheridos y nacen en o bajo el nivel del suelo, dependiendo en donde el fruto fue depositado.

- d) *Horsfieldia*: durante la germinación la semilla no se ve libre de todas las envolturas, los restos de la testa persisten rodeando los cotiledones, éstos están adheridos y nacen en o bajo el suelo, dependiendo en donde la semilla fue depositada.
- e) *Endertia*: durante la germinación la semilla no se ve libre de todas las envolturas, los restos de la testa persisten abaxialmente sobre los cotiledones, éstos son carnosos a) hipocótilo epigeal elongado b) hipocótilo pequeño o subterráneo.
- f) *Cynometra ramiflora*: durante la germinación la semilla no se ve libre de todas las envolturas, la pared del fruto y los restos de la testa persisten abaxialmente sobre los cotiledones, éstos son carnosos, hipocótilo pequeño o subterráneo.

De los diferentes tipos de plántulas que se encuentran en la familia, las *Caesalpinaceae* presentan básicamente todos los tipos excepto por *endertia*, la cual únicamente se encuentra con el subtipo criptoepigea.

Vogel (1980) considera que para *Caesalpinia* existen 3 tipos diferentes de plántulas: *Macaranga*, *Sloanea faneroepigeal* y *Horsfieldia criptogea*, a *Parkinsonia* la describe como una plántula del tipo *Sloanea faneroepigea* y para *Peltophorum* como *Macaranga*.

ESTUDIOS PALINOLOGICOS

La palinología es el estudio del polen (producido por angiospermas y gimnospermas) y de las esporas (producidas por pteridofitas, briofitas, algas y hongos). Polen y esporas difieren considerablemente en sus funciones, pero ambos, con excepción de algunas algas y hongos, son el resultado de una división celular que involucra una reducción en el número cromosómico (meiosis), y ambos, polen y esporas, necesitan ser transportados para llevar a cabo sus funciones adecuadamente. La palinología abarca el análisis de la estructura, formación, dispersión y preservación, bajo ciertas condiciones ambientales, del polen y esporas actuales y fósiles (Moore et al. 1991).

En un sentido amplio, la función del polen es llegar al estigma y dar lugar a la formación del tubo polínico, el cual llevará los núcleos espermáticos al óvulo. El transporte del polen de una flor al estigma de otra (fecundación cruzada), puede ser un camino largo o corto; y los mecanismos para este transporte pueden ser abióticos, viento y agua, o bióticos, insectos u otros animales (Faegri e Inversen, 1989).

Los estudios palinológicos tienen un valor muy amplio en diferentes campos, como son por ejemplo los trabajos de calidad de la miel, forenses, alergia, clima, registro histórico de la vegetación, genética, evolución y taxonomía y es en esta última, donde características tales como la pared del polen, aberturas, unidad del polen, polaridad, simetría, forma y tamaño, son de gran importancia. El uso del microscopio electrónico

proporciona al palinólogo información de gran valor, ya sea para reconstruir el ambiente florístico de cierto habitat del pasado o para clasificar a determinadas especies; como por ejemplo en dos especies geocárpicas de los géneros *Kerstingiella* y *Voandzeia* cuyas características polínicas permitieron determinar que éstos son congéneres de *Macrotyloma* y *Vigna* respectivamente (Moore et al. 1991; Guinet, 1981).

PALINOLOGIA EN CAESALPINIOIDEAE:

La morfología de los granos de polen en las Caesalpinoideae ha sido relativamente bien estudiada; sin embargo, la estratificación de la exina se conoce en pocas especies (Ferguson, 1981).

En la tribu Caesalpinieae el polen es frecuentemente tricolporado con un tectum reticulado o perforado, la endexina es delgada pero bien desarrollada y se localiza bajo el colpo. La ectexina posee una membrana basal, columnela y tectum; esta gran variedad morfológica permite clasificar a las especies en tres grupos.

El grupo del género *Caesalpinia*, al que pertenecen por ejemplo *Cordeauxia*, *Hamematoxylon*, *Hoffmannseggia*, etc. poseen una única abertura, que consiste de una membrana granular y la región mesocolpar es reticulada con elementos de la sexina libres en el lumen del retículo (Guinet, 1981).

Un segundo grupo que incluye a *Gymnocladus*, *Wagatea*, *Acrocarpus* etc.g poseen granos con los muri del retículo más ancho que el diámetro del lumen. En el tercer grupo, al que pertenecen *Schizolobium*, *Conzattia*, *Parkinsonia* y *Cercidium*, el polen es oblato, tricolporado y moderadamente reticular, con un diámetro del lumen de aproximadamente 3 μm (Guinet, 1981).

Guinet (1981) menciona que *Cercidium* y *Parkinsonia* poseen el mismo tipo de polen; sin embargo Carter y Rem (1974) encuentran una pequeña diferencia en la forma de los granos, la cual no indican. Algo de suma importancia es el hecho de que, con base en los estudios de viabilidad realizados en los híbridos *C. praecox* x *P. aculeata* y *C. sonorae*, *C. microphyllum* x *C. praecox*, Carter y Rem (1974) concluyen que el bajo porcentaje de viabilidad (21%) y la alta tasa de malformaciones en el híbrido *C. praecox* x *P. aculeata* sugieren que los parentales de dicho híbrido no tiene una relación tan estrecha como en *C. sonorae* donde la viabilidad es de (42 a 76%) y su tasas de malformaciones es muy baja.

ESTUDIOS CITOGENETICOS

Por siglos los taxónomos identificaron y clasificaron taxa usando únicamente características fenotípicas; la existencia e importancia del genoma era ignorada. Es hasta principios de este siglo, cuando la teoría cromosómica de la herencia fue aceptada, que comenzaron a realizarse los primeros estudios citológicos, por lo que el genoma y el cariotipo tuvieron una importancia fundamental en la definición de los taxa y en la comprensión de los procesos a los cuales dan lugar (Bennett, 1984).

Mitosis

El ciclo vital de una célula somática se puede dividir en 2 etapas; la Interfase y la Mitosis o Cariocinesis. Esta última es un modo de división nuclear, siendo una secuencia continua de hechos que para su estudio se dividen en cuatro estadios principales: profase, metafase, anafase y telofase. (Rieger et al., 1982; Ayala, 1984).

Es en la metafase donde se estudia la morfología de los cromosomas, ya que en esta fase los cromosomas han alcanzado su máxima contracción. Los cromosomas presentan 2 regiones claramente diferenciadas; el **centrómero (cinetocoro)** y la **constricción secundaria**, el primero se localiza en una región particular del cromosoma y se define como la región de cada cromosoma que se asocia con las fibras del huso durante la mitosis. De acuerdo con su posición, los cromosomas se clasifican en:

- * **Telocéntricos:** El centrómero se localiza al final del cromosoma, presentándose un sólo brazo claramente distinguible.

- * **Acrocéntricos:** El centrómero se localiza casi al final del cromosoma, presentándose un brazo largo y otro muy corto.

- * **Submetacéntrico:** El centrómero se localiza un poco desfasado del centro del cromosoma, por lo que ambos brazos son diferentes, pero no tanto como en el cromosoma acrocéntrico.

- * **Metacéntrico:** El centrómero divide al cromosoma en dos brazos iguales o casi iguales en longitud (Avers, 1981; Jackson, 1971; Stebbins, 1971).

La **constricción secundaria** está localizada entre el centrómero y la parte final del brazo cromosómico; puede presentarse una o más en cada cromosoma; y en ocasiones cuando se presentan inversiones o translocaciones en las proximidades a la constricción secundaria, ésta puede quedar localizada junto al centrómero. Hay veces que la constricción secundaria es sinónimo de **organizador nucleolar**. Los **satélites** del cromosoma son segmentos separados del cuerpo principal mediante una constricción secundaria. El satélite y la constricción secundaria suelen llamarse *región del organizador nucleolar*.

Meiosis

Los estudios meióticos comenzaron en 1883, cuando por primera vez se observó el desarrollo citológico en *Parascaris equorum* en donde se encontró que los núcleos del óvulo y del espermatozoide sólo contenían 2 cromosomas cada uno y que el huevo fecundado contenía 4. Por lo tanto, esto implicaba que las células germinales deberían formarse por medio de un tipo especial de división nuclear en que la dotación cromosómica queda dividida exactamente en dos; no fue sino hasta principios de 1930 cuando el proceso meiótico quedó completamente esclarecido y entendido (Ayala, 1984; Albert, et al. 1983; Avers, 1981).

Para su mejor comprensión, la meiosis se subdivide en las siguientes fases:

Profase I: Esta es una etapa particularmente compleja que generalmente se subdivide en cinco etapas:

* **Leptóteno:** Se observa la condensación de los cromosomas. Cada cromosoma se ha replicado y en esta fase suelen verse como cromosomas simples.

* **Cigóteno:** Se considera que el leptóteno termina y que empieza el cigóteno cuando se inicia la sinapsis entre los dos cromosomas homólogos, esta puede iniciarse en cualquier punto a lo largo de los cromosomas, y una vez iniciada progresa en forma de cierre hasta dejar los dos cromosomas homólogos en íntima asociación en toda su longitud.

* **Paquíteno:** los cromosomas se presenta visiblemente más gruesos, formando cada par lo que se denomina como bivalentes. El nucléolo alcanza su máximo tamaño y aparece unido a uno de los bivalentes.

* **Diplóteno:** El complejo sinaptonémico se desintegra, permitiendo que cada cromosoma se separe, pero permaneciendo unidos a través de los quiasmas; hay una gran síntesis de ARN.

* **Diacinesis:** Cesa la síntesis de ARN y los cromosomas se engruesan y se separan totalmente de la envoltura nuclear. Se observa claramente que cada bivalente está formado por 4 cromátidas, con cada par de cromátidas hermanas unidas en sus centrómeros.

Metafase I: Los bivalentes se adhieren a las fibras del huso por medio de sus centrómeros y se mueven hacia la placa metafásica, con los dos centrómeros de cada par de homólogos en los lados opuestos de la placa.

Anafase I: Los centrómeros de cada par de cromosomas homólogos se mueven hacia polos opuestos del huso, consistiendo de dos cromátidas cada cromosoma.

Telofase I: Mientras se completa la migración de los cromosomas hacia los polos del huso, se forma, en algunos organismos, una membrana nuclear alrededor de cada conjunto de cromosomas homólogos, y la célula se divide en dos células hijas.

SEGUNDA DIVISION MEIOTICA: La profase II es frecuentemente muy breve; en la metafase II, los cromosomas están unidos a las fibras del huso, y se alinean en una placa metafásica; al principio de la anafase II, cada centrómero se divide, y con eso cada cromátida hermana se traslada a los polos opuestos del huso. La telofase II se completa al formarse la membrana nuclear alrededor de cada núcleo haploide. Finalmente se lleva a cabo la segunda división citoplásmica (citocinesis).

Lo anterior se podría resumir diciendo que al comenzar la primera división meiótica la célula cuenta con $2n$ cromosomas duplicados, terminando con dos células, cada una con n cromosomas duplicados. Sin embargo, al terminar la segunda división meiótica se cuenta con 4 células, cada una con n cromosomas de una sola cromátida.

Mutaciones

No obstante que el rasgo más impresionante de la replicación del ADN es su exactitud, los cromosomas pueden cambiar su arreglo lineal y estructural. Todas estas alteraciones que sufre el material genético se denominan mutaciones y se definen como cualquier cambio detectable y heredable del material genético (Rieger et al., 1982; Jones, 1978; Albert et al., 1983).

Las mutaciones en general pueden dividirse en:

I **Mutaciones génicas:** cualquier cambio heredable dentro de los límites de un solo gen (mutaciones puntuales), y se clasifican en:

1.- Sustituciones de pares de bases:

-**Transiciones:** es la sustitución de una base púrica por otra púrica o de una pirimídica por una pirimídica.

-**Transversiones:** es la sustitución de una base púrica por una pirimídica o viceversa.

2.- Por corrimiento del sistema de lectura.

-**Inserción:** Mutación que implica la inserción de uno o más pares de bases.

-**Delección:** Es la pérdida de uno o más pares de bases.

II **Mutaciones cromosómicas:** (Mutaciones estructurales) cualquier cambio que implique ganancia, pérdida o cambio en la posición de segmentos cromosómicos. La capacidad para detectar las diferentes clases de mutaciones cromosómicas depende del número, estructura y tamaño de los cromosomas en cuestión y la facilidad con que puedan manejarse, junto con la técnica utilizada (Rieger et al. 1982).

Las mutaciones cromosómicas pueden clasificarse en:

1.-Cambios en la estructura de los cromosomas.

-Delección: es la pérdida de un fragmento cromosómico carente de centrómero, por lo que se comporta irregularmente en la segregación, de tal manera que finalmente es eliminado del complemento cromosómico. Este tipo de mutaciones ocasionan modificaciones en la morfología del cromosoma y algunas veces cambios en el número fundamental ($n.f$); esto también se ve reflejado en la cantidad de ADN, la cual se ve disminuida (Moore, 1979).

-Duplicación: bajo ciertas condiciones un complemento cromosómico puede tener partes de cromosomas adicionales. Estas duplicaciones pueden ser localizadas en el mismo cromosoma, en cromosomas diferentes o si incluyen al centrómero, como fragmentos independientes. Las duplicaciones traen consigo algunas veces cambios en el $n.f$. por las modificaciones ocasionadas a los cromosomas y también aumentos en la cantidad de ADN (Moore, 1979).

-Inversión: cuando ocurren dos rupturas en el mismo cromosoma y hay una rotación de 180° , con posterior fusión del fragmento cromosómico entre las rupturas, dando como resultado solo una modificación en la secuencia de los genes, si las rupturas se llevan a cabo entre los genes o alterando la cantidad de estos si la ruptura se lleva a cabo en medio. Si el segmento invertido incluye el centrómero, la inversión se llama

pericéntrica y afecta normalmente a la morfología del cromosoma y al número fundamental, pero sin alterar la cantidad de ADN. Si no incluye al centrómero, la inversión es paracéntrica y solamente habrá modificación en la secuencia (Jackson, 1971).

-Translocación: simultáneamente ocurren dos rupturas en dos cromosomas, llevándose a cabo un intercambio (translocación recíproca), o solo un cambio (translocación sencilla) de los fragmentos. Las translocaciones pueden ocurrir en cromosomas homólogos y no homólogos, y el intercambio de brazos o partes podría ser esencialmente igual (translocación simétrica) o desigual (translocación asimétrica), ocasionando o no cambios en la morfología del cromosoma que llevan consigo alteraciones en el número fundamental y alterando el arreglo de los genes, pero manteniendo constante la cantidad de ADN (Jackson, 1971).

-Transposición: La transposición es un mecanismo mediante el cual el cromosoma se rompe en 3 posiciones diferentes. Este tipo de mutación puede o no involucrar al centrómero. En el primer caso, el centrómero cambia de posición por un rompimiento a cada lado de éste, más un rompimiento adicional (3 rupturas) en otra posición del cromosoma; dichos cortes deben localizarse lo bastante cerca para que se pueda llevar a cabo la transposición. Usualmente un cambio en la posición del centrómero es atribuido a una inversión pericéntrica; sin embargo la distinción entre una transposición y una inversión pericéntrica puede ocurrir únicamente después de un

análisis meiótico. En este tipo hay un cambio en la morfología del cromosoma y por ende un cambio en el número fundamental. En el otro tipo de transposición, el cual no involucra al centrómero, también hay un cambio en la secuencia de los genes, y el número fundamental permanecerá invariable (Jackson, 1971).

2.- Cambios en el número de los cromosomas.

-Fisión: la fisión es un mecanismo que se da principalmente en cromosomas monocéntricos, en donde una ruptura a nivel centromérico origina, dependiendo del número de microtúbulos que se hallan unidos a ésta, 1 ó 2 cromosomas telocéntricos estables; sin embargo, muchos de estos cromosomas son inestables y esto es probablemente la razón por la que comúnmente vemos que la fisión no es un mecanismo importante en el origen de nuevos cariotipos estables. Una fisión puede llevarse a cabo en la anafase I dando lugar a isocromosomas luego de una fusión; o en la anafase II y dar lugar a cromosomas telocéntricos o acrocéntricos (Jackson, 1971).

-Fusión: la fusión es la unión de dos cromosomas, ya sea telocéntricos o acrocéntricos, siendo estos homólogos o no homólogos; en el primer caso, la unión da como resultado los llamados isocromosomas; que son cromosomas con brazos genéticamente iguales; en este tipo de mutación el número fundamental no varía, pero sí el número de los cromosomas (Jackson, 1971).

-Euploidia: incremento o decremento de todo un complemento cromosómico. La euploidia puede originarse en la meiosis por gametos no reducidos, dando lugar a individuos triploides, los cuales son estériles, o bien por duplicación espontánea en las células somáticas. De acuerdo con el origen de las dotaciones cromosómicas un euploide puede ser:

*Autopoliploide: Es la presencia de más de 2 complementos cromosómicos de la misma especie; (3x triploide, 4x tetraploide, 5x pentaploide, etc.).

Debido a la identidad estructural de los cromosomas, al presentarse la meiosis, ocurre el sobreapareamiento y se forman multivalentes (Rieger et al., 1982; Singh, 1993).

-Fusión: la fusión es la unión de dos cromosomas, ya sea telocéntricos o acrocéntricos, siendo estos homólogos o no homólogos; en el primer caso, la unión da como resultado los llamados isocromosomas; que son cromosomas con brazos genéticamente iguales; en este tipo de mutación el número fundamental no varía, pero sí el número de los cromosomas (Jackson, 1971).

-Euploidia: incremento o decremento de todo un complemento cromosómico. La euploidia puede originarse en la meiosis por gametos no reducidos, dando lugar a individuos triploides, los cuales son estériles, o bien por duplicación espontánea en las células somáticas. De acuerdo con el origen de las dotaciones cromosómicas un euploide puede ser:

*Autopoliploide: Es la presencia de más de 2 complementos cromosómicos de la misma especie; (3x triploide, 4x tetraploide, 5x pentaploide, etc.).

Debido a la identidad estructural de los cromosomas, al presentarse la meiosis, ocurre el sobreapareamiento y se forman multivalentes (Rieger et al., 1982; Singh, 1993).

*Alopoliploide: Un individuo alopoliploide es aquel que se origina de una hibridación interespecífica o intergenérica con posterior duplicación del complemento cromosómica (Singh, 1993).

-Aneuploidia: células, individuos o poblaciones en los que se presenta un incremento o decremento de uno o más cromosomas. La adición de cromosomas en un complemento cromosómico produce individuos hiperploides, mientras que la pérdida de éstos producen individuos hipoploides. Se da lugar en el primer caso a organismos $(2n+1)$ trisómicos, los cuales son comunes en la naturaleza y a organismos $(2n-1)$ monosómicos, los cuales son generalmente letales. También suelen presentarse organismos nulisómicos $(2n-2)$ y organismos doble trisómicos $(2n+1+1)$ (Jackson, 1971; Rieger et al. 1982; Suzuki et al. 1989; Singh, 1993).

Cariotipo

El cariotipo se puede definir como el complemento cromosómico particular de un individuo o de un grupo de individuos relacionados (Rieger et al., 1982), o bien como lo establece Jackson (1971) es la apariencia fenotípica de los cromosomas somáticos durante la metafase y por lo tanto posee características propias, las cuales lo hacen único y son: 1. número cromosómico, 2. tamaño de los brazos, 3. número, tamaño y posición de la constricción secundaria y los satélites, 4. tamaño absoluto de los cromosomas, 5. tamaño relativo de los cromosomas, 6. cantidad total de ADN, 7. diferencias en la distribución y grado de las regiones heterocromáticas. 8. actividad

céntrica, 9. tamaño y localización del centrómero y número de microtúbulos adheridos al centrómero.

Número básico

El número básico (x) representa el número haploide más pequeño de cromosomas de una serie poliploide. Todos los números cromosómicos que sean múltiplos exactos del número básico se llaman euploides y a las desviaciones de x por cromosomas únicos y sus múltiplos se llaman aneuploides.

Número fundamental (n.f.)

Es el número de brazos de los cromosomas de un complemento cromosómico, siendo 2 para cada cromosoma metacéntrico y submetacéntrico y uno para cada cromosoma acrocéntrico y telocéntrico. Los cambios del número fundamental pueden ocurrir por mutaciones estructurales como inversiones pericéntricas, translocaciones o transposiciones (Rieger et al., 1982).

Evolución del cariotipo

En la actualidad el cariotipo no sólo son características especiales y exclusivas aplicadas a definiciones genéricas o a otras unidades sistemáticas; el cariotipo puede ser asociado con un complejo de características circunscritas a familias, tribus, géneros y especies (Jackson, 1971).

Teoria de Levitzky:

Esta teoria propone los términos simétrico contra asimétrico en donde el primero está relacionado con cariotipos con cromosomas metacéntricos y submetacéntricos. Estos cromosomas, mediante cambios en la posición del centrómero, como inversiones pericéntricas, translocaciones, transposiciones o por acumulación de diferencias en el tamaño relativo, van originando cariotipos asimétricos; de acuerdo con sus estudios Stebbins (1971) propone que en el reino vegetal la tendencia evolutiva ha sido de un cariotipo simétrico a uno asimétrico.

Esto se puede apreciar mejor en las Ranunculaceae, en donde cariotipos asimétricos están asociados con la alta especiación de las flores zigomorfas, mientras que los cariotipos más simétricos tienden a poseer flores menos especializadas como las actinomorfas.

La tendencia hacia el incremento y decremento de la simetría y la asimetría en el cariotipo de ninguna manera es irreversible; así lo establece Jones (1977), quien señala que la tendencia del cariotipo hacia la asimetría es reversible, dando origen primero a cromosomas metacéntricos por la fusión de cromosomas acrocéntricos y telocéntricos; mientras que cromosomas acrocéntricos y telocéntricos se originan de la fisión de cromosomas metacéntricos. También propone que, pese a que los cambios Robertsonianos no son eventos esporádicos en poblaciones naturales de plantas, pocos

son los estudios en los que estas mutaciones juegan un papel en la diferenciación de especies y poblaciones.

Dentro de los cariotipos asimétricos existe un tipo muy particular en el que un grupo de cromosomas tienden a ser muy grandes y otros chicos; estos cariotipos llamados bimodales se presentan en géneros como *Aloe*, *Yucca* y *Gasteria*, y existen dos hipótesis para explicar su origen.

La primera nos dice que esta condición se puede formar por la hibridación de cariotipos con cromosomas de distinto tamaño, mientras que la segunda propone ser el resultado de translocaciones desiguales.

Estudios cromosómicos en leguminosas.

Uno de los trabajos más completos sobre la citología en las leguminosas fue presentado por Goldblatt (1981), quien hace un estudio citológico y filogenético de las subfamilias que la componen, así como de los diferentes cambios evolutivos a nivel cromosómico que se han dado en la familia.

Goldblatt, (1981) señala que el número básico (x) para las leguminosas es $x=7$; sin embargo, indica que tempranamente en la evolución de la familia, durante el Cretácico tardío, se dio una poliploidía, resultando en un número básico secundario de

$\underline{x}=14$ para la mayoría de los géneros; subsecuentemente se efectuaron una serie de aneuploidias reduccionales posibilitando el establecimiento de otros números básicos característicos de otras subtribus.

De un total de 650 géneros con los que cuenta la familia, hay cerca de un 43% que se desconoce su número cromosómico; esto no indica que de los géneros trabajados se conozca el número cromosómico de sus respectivas especies; sino que son géneros de los cuales sólo se han estudiado pocas especies (Goldblatt, 1981).

Dentro de las Caesalpinioideae hay dos grupos claramente diferenciados que emergen de los datos citológicos. El primer grupo incluye las tribus que tienen $\underline{x}=7$ y $\underline{x}=14$: Caesalpinieae, Cassieae y Cercideae; y un segundo grupo enteramente aneuploide, con $\underline{x}=12$ en las tribus Detarieae y Amherstieae (Goldblatt, 1981).

Las Caesalpinieae poseen $\underline{x}=14$ que se presenta en 8 de los géneros citológicamente conocidos, sin embargo, la aneuploidia parece haberse presentado en muchas líneas, por ejemplo el grupo *Caesalpinia*, incluyendo *Pterolobium*, *Cordeauxia* y *Hoffmannseggia* tiene $\underline{n}=12$ y $\underline{n}=11$ en pocas especies del género *Caesalpinia*. El grupo *Sclerolobium*, aparentemente tiene $\underline{x}=13$. El grupo *Dimorphandra* tiene dos números básicos, $\underline{x}=14$ y $\underline{x}=12$, mientras que el grupo *Peltophorum* tiene $\underline{n}=14, 13, 12$, y 11 y es por si mismo polibásico con $\underline{n}=14$ y 13 en diferentes especies.

El género *Caesalpinia* posee aproximadamente 100 (Goldblatt, 1981) a 150 especies (Sousa y Delgado, 1993); de las cuales Goldblatt (1981) cita que sólo 24 de ellas tienen registrado su número cromosómico, siendo $n=12$, (Tabla 2) con excepción de *C. japonica* y *C. decapetala*, que han sido consignadas con $n=11$ (Sakai, 1951; Malla et al. 1977; Huang et al. 1986, 1989) y *C. pulcherrima*, la cual posee un registro de $2n=28$, (Choudhary y Choudhary, 1988) números tal vez erróneos, que requieren una revisión.

El primer reporte para el género *Cercidium* está citado por Turner (1956), quien establece el número cromosómico de *C. texanum* con $2n=28$. Posteriormente, Turner y Fearing (1960) añaden las especies *C. floridum*, *C. macrum*, *C. microphyllum* y *C. sonora*, todas con $2n=28$, estableciéndose así que el número básico del género es $x=14$ (Tabla 2).

El género *Parkinsonia* tiene dos especies, *P. africana* y *P. aculeata* (Carter, 1974), sin embargo, Goldblatt (1981), une los géneros *Parkinsonia* y *Cercidium* reportando que el género posee 15 especies, de las cuales sólo a *P. aculeata* se le ha determinado el número cromosómico. Berger et al. (1958); Atchison (1951); Khatoon y Ali (1982), entre otros, concuerdan en que *P. aculeata* posee un número básico de $x=14$; mientras que Gill y Husaini (1982, 1985) obtienen $n=9$ para la misma especie, lo que al parecer sería un registro incorrecto, al igual que $2n=14$ registrado por Robertson y Lee (1976) (Tabla 2).

El género *Peltophorum* posee entre 7 y 9 especies y su número básico oscila entre $n=13$ y $n=14$ (Golblatt, 1981; Sousa y Delgado, 1993). Golblatt (1981) registra únicamente 4 especies con recuento cromosómico; *P. dasyrhachis* $n=14$, *P. pterocarpum* $n=13$ y $n=14$, y *P. africanum* y *P. ferrugineum* $n=13$. Berger et al. (1958) y Atchison (1951) establecen que *P. inerme* tiene $2n=28$, en cambio Gill y Husaini (1982) establecen que tiene $n=7$ al igual que *P. pterocarpum*. Es evidente que las especies registradas con número cromosómico que difiere del básico requieren de una revisión (Tabla 2)

Tabla 2. Números cromosómicos citados en la literatura para los géneros *Caesalpinia*, *Cercidium*, *Parkinsonia*, y *Peltophorum*. (Federov, 1974; Goldblatt, 1981a, 1984, 1985, 1988, 1990, 1991)

ESPECIE	n	2n	REFERENCIA
<i>Caesalpinia bahamensis</i> Lam.		24	Atchison, 1951
<i>C. bonduc</i> Roxb.		24	Atchison, 1951
<i>C. bonducella</i> Flem.	12		Bir y Kumari, 1975
	12	24	Bir y Kumari, 1977
		24	Kumari y Bir, 1989
		24	Pantulu, 1942
<i>C. cacalaco</i> H.B.K.	12		Sarkar et al., 1982
<i>C. coriaria</i> (Jacq.) Will.		24	Atchison, 1951
	12	24	Bir y Kumari, 1979
		24	Ghose, 1952
		24	Kumari y Bir, 1989
<i>C. crista</i> L.		24	Atchison, 1951
		24	Yeh et al., 1986
<i>C. decapetala</i> (Roth) Alston	12		Gill et al., 1984
		22	Huang et al., 1986
		22	Huang et al., 1989
	11		Malla et al., 1977
		24	Peng et al., 1986
	12		Sandhu y Mann, 1988

<i>C. ferrera</i> Mart.		24 24	Atchison, 1951 Turner, Irwin, 1961
<i>C. floribunda</i> Tul.		24	Covas y Schnack, 1947
<i>C. gilliesii</i> Wall. ex Hook.		24 24	Covas y Schnack, 1946 Turner, 1956
<i>C. globularum</i> Bak. f. & Koyen		24	Yeh et al., 1986
<i>C. japonica</i> Sieb. & Zucc.		22	Sakai B., 1951
<i>C. mexicana</i> A. Gray		24	Atchison, 1951
<i>C. mimosoides</i> Lam.		24	Gajapathy, 1962
<i>C. nuga</i> (L.) Ait		24	Atchison, 1951
<i>C. pauciflora</i> (Griseb.) C. Wright		24	Atchison, 1951
<i>C. paucijuga</i> Benth.		24	Atchison, 1951
<i>C. pulcherrima</i> Swartz			tabla 2 continua
	12	24	Atchison, 1951
	12	24	Berger et al., 1958
		24	Bir y Kumari, 1979
		24	Bir y Kummari, 1979
		28	Choudhary y Choudhary, 1989
	12		Gill y Husaini, 1982
	12	24	Gill y Husaini, 1985
<i>C. pulcherrima</i> var. <i>pulcherrima</i> var. <i>flava</i> Hort.	12	24	Jacob, 1940
		24	Sarkar et al., 1982
		24	Senn, 1938
		24	Kumari y Bir, 1989
		24	Kumari y Bir, 1989
<i>C. rubicunda</i> (Vog.) Benth.		24	Covas, 1949
<i>C. sappan</i> L.		24 24 24 24	Berger et al., 1958 Bir & Kummari, 1979 Ghose A.K., 1952 Kumari & Bir, 1989
	12	24	Bir y Kumari, 1977
<i>C. separia</i> Roxb.	12	24	Gill et al., 1984
		24	Kumari y Bir, 1989
<i>C. spinosa</i> (Molina) Kuntze		24	Turner y Irwin, 1961
<i>C. tinctoria</i> Benth.		24	Diers, 1961
<i>C. vesicaria</i> L.		24	Atchison, 1951
<i>Cerclidium floridum</i> Benth.		28	Turner y Fearing, 1960
<i>C. macrum</i> I.M. Johnst		28	Turner y Fearing, 1960

<i>C. microphyllum</i> Rose & I.M. Johnst		28	Turner y Fearing, 1960
<i>C. sonorae</i> Rose & I.M. Johnst		28	Turner y Fearing, 1960
<i>C. texanum</i> A. Gray		28	Turner, 1956
<i>Parkinsonia aculeata</i> L.	9 9 14 14	28 28 28 28 28 28 28 28 14	Atchison, 1951 Berger et al., 1958 Bir y Kumari, 1981 Choudhary y Choudhary, 1988 Gill y Husaini, 1982 Gill y Husaini, 1985 Khatoon y Ali, 1982 Kumari y Bir, 1989 Mehra, 1976 Mieger, 1962 Patulu, 1942 Robertson y Lee, 1975
<i>Peltophorum africanum</i> Soud.		26 26 26	tabla 2 continua Bir y Kumari, 1981 Kumari y Bir, 1989 Turner, Fearing, 1959
<i>P. dasyrhachis</i> Miq. Fl.	14		Tixier, 1965
<i>P. dubium</i> (Sprengel) Taub		26	Gibbs y Ingram, 1982
<i>P. ferrugineum</i> Benth.		26	Goldblatt, 1981
<i>P. inerme</i> (Roxb.) Llanos	7 14	28 28	Atchison, 1951 Berger C.A. et al. 1958 Gill y Husaini, 1982 Sanjappa, 1978
<i>P. pterocarpum</i> (DC.) Backer	13 7 13	26 26 26	Bir y Kumari, 1975 Bir y Kumari, 1981 Gill y Husaini, 1982 Kumari y Bir, 1989 Pilz, 1980
<i>P. vogelianum</i> Walp.		26 26 26	Bir y Kumari, 1978 Bir y Kumari, 1981 Kumari y Bir, 1989

OBJETIVO

‡ El objetivo general del presente trabajo es aportar datos cariológicos de desarrollo de plántulas y de viabilidad del polen, para el mejor entendimiento de la taxonomía de las Caesalpinioideae.

OBJETIVOS PARTICULARES

‡ Determinar el número cromosómico diploide ($2n$) de las siguientes especies: *Caesalpinia colimensis*, *C. gracilis*, *C. pulcherrima*, *C. platyloba*, *Peltophorum dubium*, *Cercidium praecox*, *Parkinsonia aculeata* y del híbrido *Cercidium praecox* x *Parkinsonia aculeata*.

‡ Determinar el número cromosómico haploide (n) y el porcentaje de viabilidad de los granos de polen del híbrido *Cercidium praecox* x *Parkinsonia aculeata* y de sus parentales.

‡ Elaborar las descripciones de las plántulas de las siguientes especies: *Caesalpinia colimensis*, *C. pringlei*, *C. gracilis*, *C. pulcherrima*, *C. platyloba*, *Cercidium praecox*, *Parkinsonia aculeata*, *Peltophorum dubium* y del híbrido *Cercidium praecox* x *Parkinsonia aculeata* y comparar los resultados que se obtengan, con la clasificación de plántulas

MATERIALES Y METODOS

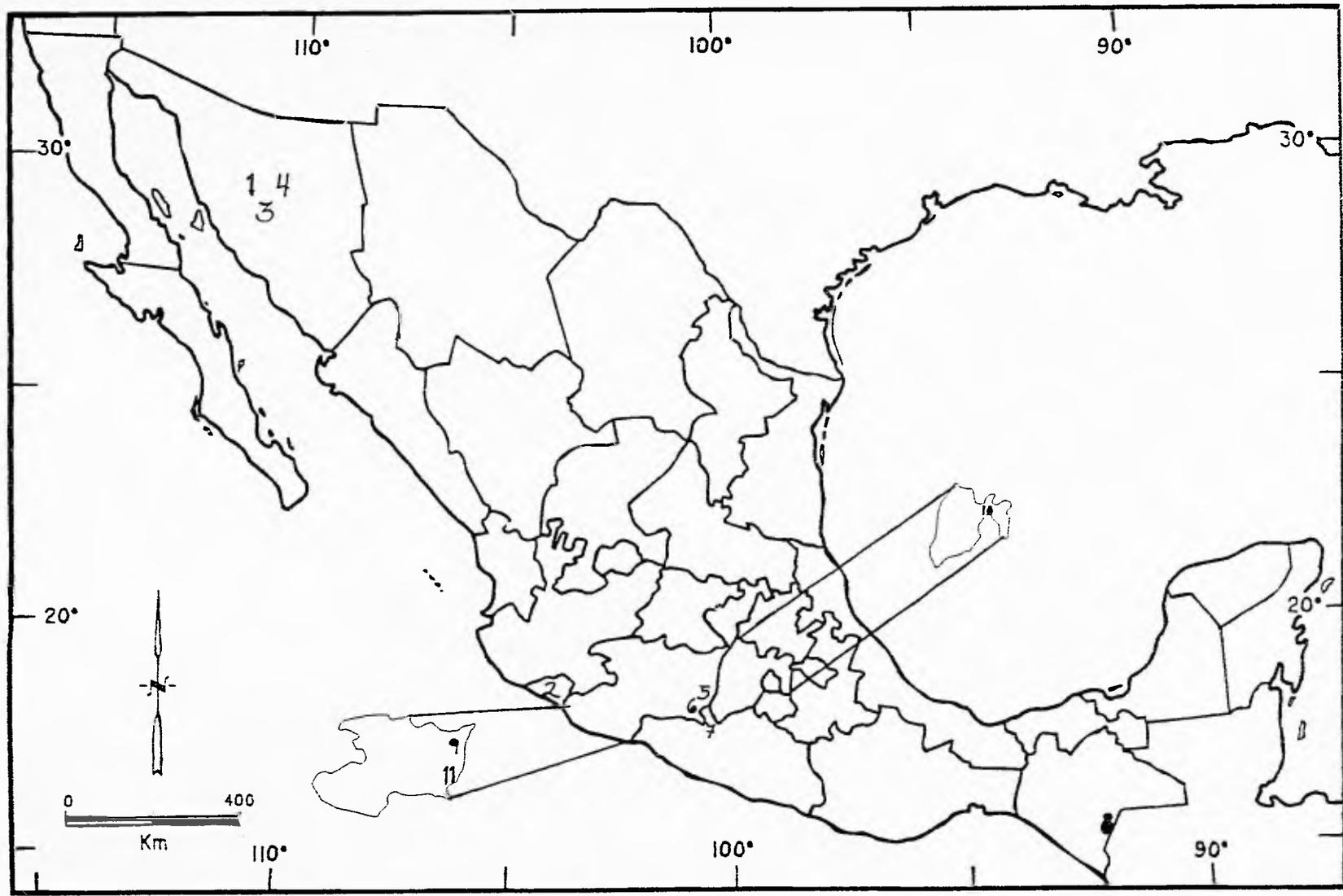
Mitosis

Para el estudio mitótico del presente trabajo se utilizaron semillas provenientes de la colección de semillas Maximino Martínez del Herbario de la Facultad de Ciencias (FCME)(Tabla 3 ; Fig. 1).

Tabla 3. Datos del material de respaldo para cada una de las especies estudiadas mitóticamente.

Espece	Colector	# colect	Localidad
<i>Caesalpinia gracilis</i>	G.P. Lewis	2066	Sonora, 67 Km. al S. de Hermosillo.
<i>Caesalpinia colimensis</i>	J.L. Contreras	3131	Colima, 1 Km. al O de Manzanillo, cerca de la termoeléctrica.
<i>Caesalpinia pulcherrima</i>	J.L. Contreras	3176	Sonora, 0.5Km. al S. de Urique camino a Coapalina.
<i>Caesalpinia platyloba</i>	J.L. Contreras	3177	Sonora, 0.5Km. al S. de Urique camino a Coapalina.
<i>Cercidium praecox</i>	J.A. Hawkins	036	Michoacán, Tacupa, .
<i>Parkinsonia aculeata</i>	J.L. Contreras	S/N	Michoacán, Tacupa, .
<i>Cercidium praecox</i> x <i>Parkinsonia aculeata</i>	J.A. Hawkins	025	Guerrero, Rio Florido, Coyuca.
	J.A. Hawkins	043	Guerrero, Santo Domingo, Coyuca.
<i>Peltophorum dubium</i>	C.E. Hughes	1685	Chiapas, Frontera Comalapa.

Figura 1. Distribución del material utilizado en los estudios mitóticos: 1) *Caesalpinia gracilis*, 2) *C. collimensis*, 3) *C. pulcherrima*, 4) *C. platyloba*, 5) *Cercidium praecox*
6) *Parkinsonia aculeata*, 7) *C. praecox* x *P. aculeata*, 8) *Peltophorum dubium*.
estudios meióticos:
9) *C. praecox*, 10) *P. aculeata*, 11) *C. praecox* x *P. aculeata*.



La determinación del número cromosómico diploide fue llevada a cabo en meristemas radiculares primarios. La obtención de éstos fue de la siguiente manera:

■ De 10 a 15 semillas de cada especie se escarificaron y posteriormente se indujo su germinación colocándolas en cajas petri que contenían una capa de algodón y papel filtro, ambos suficientemente húmedos con agua destilada; las cajas fueron mantenidas en un horno a una temperatura de $30^{\circ}\text{C} \pm 1^{\circ}\text{C}$ en oscuridad.

■ Una vez que las semillas germinaron y la raíz alcanzó una longitud que varió de 1 a 3 cm., se cortó y pretrató con 8-hidroxiquinoleína 0.002M durante 5 Hrs en oscuridad a una temperatura de $18-20^{\circ}\text{C}$. Posteriormente las raíces se lavaron para eliminar restos de mitostático, y se fijaron en solución Farmer (3:1 alcohol etílico absoluto-ácido acético glacial), durante una hora como mínimo.

■ Tinción, las raíces pretratadas y fijadas fueron lavadas con agua destilada e hidrolizadas con HCL 1N a 60°C durante 12 minutos; se introdujeron en solución Feulgen elaborada a base de fucsina básica, según García (1988), en oscuridad por un tiempo que varió de 45 minutos a una hora.

■ Una vez que el meristemo presentó una coloración rosada se elaboraron las preparaciones, colocando en un portaobjetos el meristemo radicular, agregando una gota de aceto-orceína al 1% y poniendo el cubreobjetos. Se aplicó un ligero golpeteo con el

fin de que las células se separaran adecuadamente, para luego observarlas en campo claro y/o contraste de fases para ubicar los cromosomas metafásicos bien contraídos

■ A las preparaciones que presentaron cromosomas metafásicos se les aplicó un aplastamiento (squash) para lograr la máxima separación de éstos y observarlos en un solo plano. Las preparaciones con los mejores campos fueron hechas permanentes utilizando el método del hielo seco de Conger y Fairchild (1953), que consistió en colocar la preparación en hielo seco durante aproximadamente 20 minutos, se separó cuidadosamente el cubreobjetos del portaobjetos y ambos fueron sumergidos varias veces en alcohol etílico absoluto, se dejaron escurrir, se les añadió una gota de bálsamo de Canadá y se colocó nuevamente el cubreobjetos. Las preparaciones secaron en una estufa a 50°C durante 1 o 2 semanas.

■ Finalmente, se revisaron las preparaciones y los mejores campos fueron fotografiados utilizando un microscopio Axioskop Carl Zeiss equipado con una cámara Contax.

■ De las fotografías obtenidas para cada especie se determinó el número de cromosomas, se contó y midió la longitud total de los cromosomas de entre 5 a 7 células provenientes de diferentes preparaciones.

Melosis

■ Para el análisis meiótico de las células madres del polen (CMP) se utilizaron botones florales fijados en Farmer de cada una de las especies. Los datos de colecta correspondientes se presentan en la tabla 4 y figura 1.

Tabla 4. Datos de colecta de los botones florales de las especies analizadas meióticamente.

Espece	Colector	Fecha	Localidad
<i>Cercidium praecox</i>	J.L. Contreras S/N	7 marzo 1993	Michoacán, Tacupa.
<i>Parkinsonia aculeata</i>	R. Torres S/N	23 abril 1995	Edo de México, Jardines de Santa Clara, Mpio. de Ecatepec.
<i>Cercidium praecox</i> x <i>Parkinsonia aculeata</i>	J.L. Contreras S/N	7 marzo 1993	Michoacán, Tacupa.

■ Con ayuda del microscopio de disección se separaron las anteras de los botones florales; una vez separadas se colocaron en un portaobjetos y se rompieron para lograr la salida de las CMP. Se agregó una gota de aceto-carmín al 1% y se le dio un ligero aplastamiento con la finalidad de acabar de romper las anteras y lograr que salieran todas las CMP. Después del aplastamiento se calentó suavemente el portaobjetos para una mejor tinción del material cromosómico.

■ Posteriormente se colocó una gota de solución de Hoyer, se mezcló esta con el aceto-carmín, se calentó nuevamente, se colocó el cubreobjetos y se observó al microscopio.

■ Si la preparación presentaba CMP en fases como: diacinesis, metafase I y II, y anafase I y II, se aplicaba una ligera presión para separar y colocar los cromosomas en un solo plano. Se dejó secar de dos a tres días, después se colocaron a ambos lados del portaobjetos pinzas de presión para obtener una máxima separación de los cromosomas. Se dejaron secar una o dos semanas y nuevamente se observaron en el microscopio, seleccionando los mejores campos para fotografiarlos.

Plántulas

Una vez que se obtuvieron las raíces para los estudios mitóticos, se dejó que las plántulas continuaran su desarrollo en las mismas cajas petri, hasta que presentaron los primeros eófilos verdes; en esta etapa, fueron transplantadas a macetas con tierra para su posterior descripción. La descripción se llevó a cabo cuando las plántulas presentaron las primeras o segundas metáfílas y se tomaron como características principales el tipo de germinación, cotiledones, folíolos (arreglo, ápice y base), presencia o ausencia de tricomas, así como estípulas y estipelas, etc. Los mejores ejemplares se prensaron y se depositaron en el Herbario Nacional del Instituto de Biología de la UNAM (MEXU).

Estudios de Viabilidad de Polen

Para realizar los estudios de viabilidad en el polen se revisaron las colecciones de los géneros *Parkinsonia aculeata*, *Cercidium praecox* y del híbrido *Parkinsonia aculeata x Cercidium praecox* de los estados de Guerrero y Michoacán depositadas en el Herbario Nacional de México (MEXU). Las muestras consistentes en botones florales y flores las cuales fueron colocadas en bolsas de papel glacil previamente etiquetadas, cuidando de no contaminar las muestras con polen ajeno. Se obtuvieron dos muestras de diferente localidad para cada especie (Tabla 5).

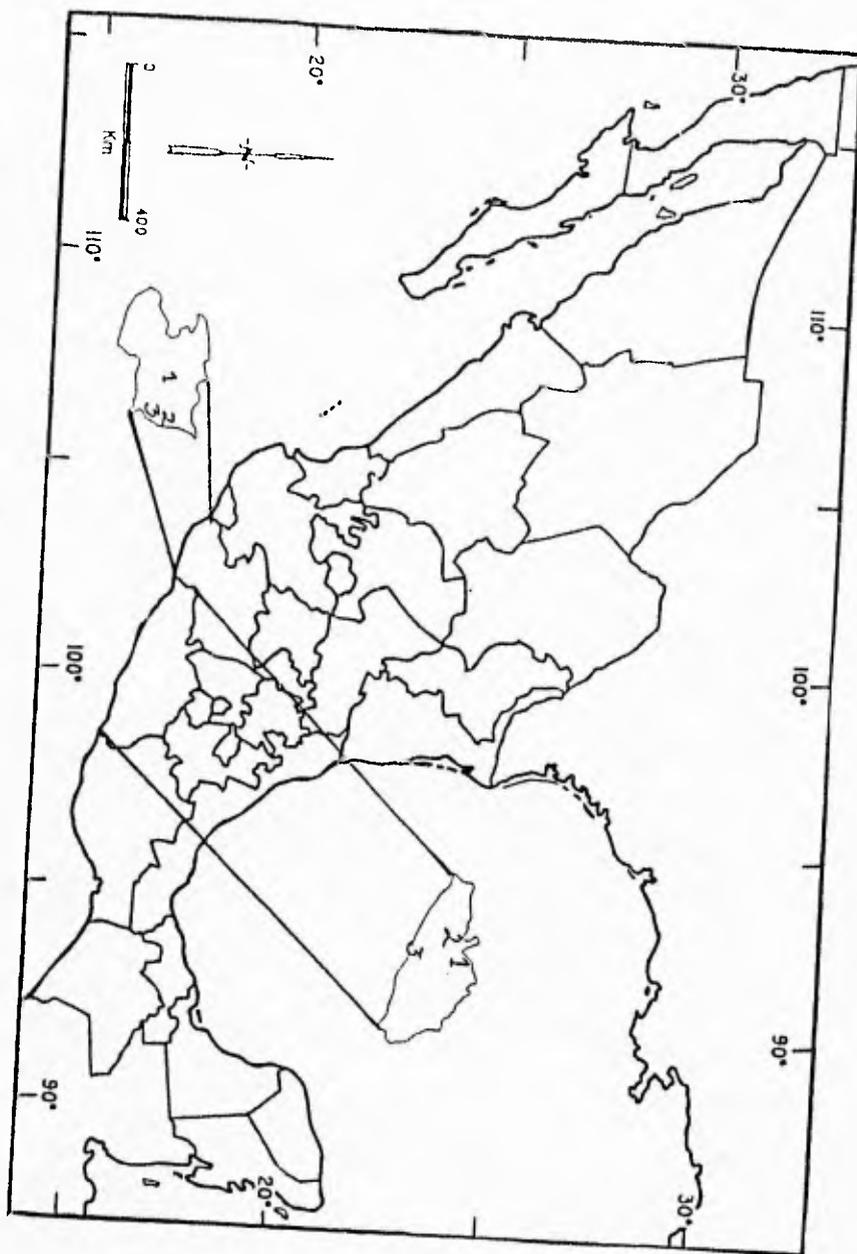
Tabla 5. Datos de colecta se los botones florales de las especies analizadas polínicamente.

Especie	Colector	Fecha	Localidad
<i>Cercidium praecox</i>	R. Torres 1547	18 octubre 1982	Michoacán, "Paso de Yeguas" 17 Km al oeste de 4 caminos carretera a Apatzingan.
	J.A. Hawkin 41	6 marzo 1993	Guerrero, Río Florido
<i>Pakinsonia aculeata</i>	Hughes 906	10 marzo 1987	Michoacán, Tacupa
	W. Boege 1628	20 diciembre 1970	Guerrero, Zihuatanejo
<i>Cercidium praecox x Parkinsonia aculeata</i>	Hughes 1514	14 agosto 1991	Michoacán, Tacupa
	J.A. Hawkins 25	22 febrero 1993	Guerrero, Río Florido

Se separaron las anteras de las flores, se colocaron estas en un portaobjetos y se agregó una gota de anilina-azul lactofenol (Hauser et al. 1964), se maceró el material para lograr la salida de los granos de polen de las anteras, se colocó el cubreobjetos y se dejaron teñir por 24 horas. Posteriormente se contaron 450 granos de cada localidad

Figura 2. Distribución del material utilizado en los estudios polínicos: 1) *C. praecox*, 2) *P. aculeata*, 3) *C. praecox* x *P. aculeata*.

por especie, obteniéndose para cada caso su porcentaje de viabilidad. Se tomaron los granos teñidos por viables y los no teñidos y parcialmente teñidos como no viables.



RESULTADOS Y DISCUSION:

MITOSIS

En la tabla 6 se presentan los números cromosómicos diploides ($2n$) de las especies estudiadas. Para *Caesalpinia pulcherrima* $2n=24$ (Fig. 3), *Parkinsonia aculeata* $2n=28$ (Fig. 4) y *Peltophorum dubium*, $2n=26$ (Fig. 5) se confirman los registros previos (Goldblatt, 1981a, 1984, 1985, 1988, 1991). *Caesalpinia colimensis*, (Fig. 6), *C. gracilis*, (Fig. 7) y *C. platyloba*, (Fig. 8) se reportan por primera vez; las tres presentaron $2n=24$, lo que apoya que el número básico de este género es $x=12$ como anteriormente se había sugerido (Goldblatt, 1981a, 1984, 1985, 1988, 1990). Por su parte, *Cercidium praecox* también reportado por primera vez (Fig. 9), presentó un $2n=28$ número congruente con lo registrado para otras especies del grupo (Federov, 1974) por lo que también se confirma el número básico de $x=14$. Muy interesante fue el número obtenido en el híbrido *Cercidium praecox* x *Parkinsonia aculeata* de $2n=30$ (Fig. 10, Tabla 6), no correspondiendo al $2n=28$ que se esperaba, lo que sugiere 4 posibles vías para explicar su aparición: **a)** que uno o ambos progenitores del híbrido no sean los propuestos; dado el número cromosómico encontrado, una posible teoría es que ambos parentales tuvieran $n=15$ o que uno mantuviera su número cromosómico $n=14$, mientras que el otro tuviera un $n=16$; lo que no es viable ya que no existen géneros o especies afines con $n=15$ o $n=16$. **b)** que uno o ambos progenitores sufrieron una aneuploidia con ganancia de cromosomas.

Tabla 6. Números cromosómicos diploides de las especies estudiadas.

ESPECIE	2n	Intervalo de longitud de los cromosomas (μm)	Diferencia en la longitud de los cromosomas
<i>Caesalpinia colimensis</i>	24	1.13-2.43	1.3
<i>C. gracilis</i>	24	1.10-2.80	1.7
<i>C. platyloba</i>	24	0.97-2.50	1.53
<i>C. pulcherrima</i>	24	0.96-3.17	2.21
<i>Cercidium praecox</i>	28	0.93-1.67	0.74
<i>Parkinsonia aculeata</i>	28	0.58-1.80	1.22
<i>Cercidium praecox</i> x <i>Parkinsonia aculeata</i>	30	0.73-1.63	0.9
<i>Peltophorum dubium</i>	26	0.66-2.37	1.71



Figura 3. Células metafásicas del meristemo radicular primario de *Caesalpinia pulcherrima* con $2n=24$. La escala equivale a $10 \mu\text{m}$.



Figura 4. Células metafásicas del meristemo radicular primario de *Parkinsonia aculeata* con $2n=28$. La escala equivale a 10 μm .



Figura 5. Células metafásicas del meristemo radicular primario de *Peltophorum dubium* con $2n=26$. La escala equivale a 10 μm .



Figura 6. Células metafásicas del meristemo radicular primario de *Caesalpinia colimensis* con $2n=24$. La escala equivale a $10\ \mu\text{m}$.



Figura 7. Células metafásicas del meristemo radicular primario de *Caesalpinia gracilis* con $2n=24$. La escala equivale a $10\ \mu\text{m}$.



Figura 8. Células metafásicas del meristemo radicular primario de *Caesalpinia platyloba* con $2n=24$. La escala equivale a 10 μ m.

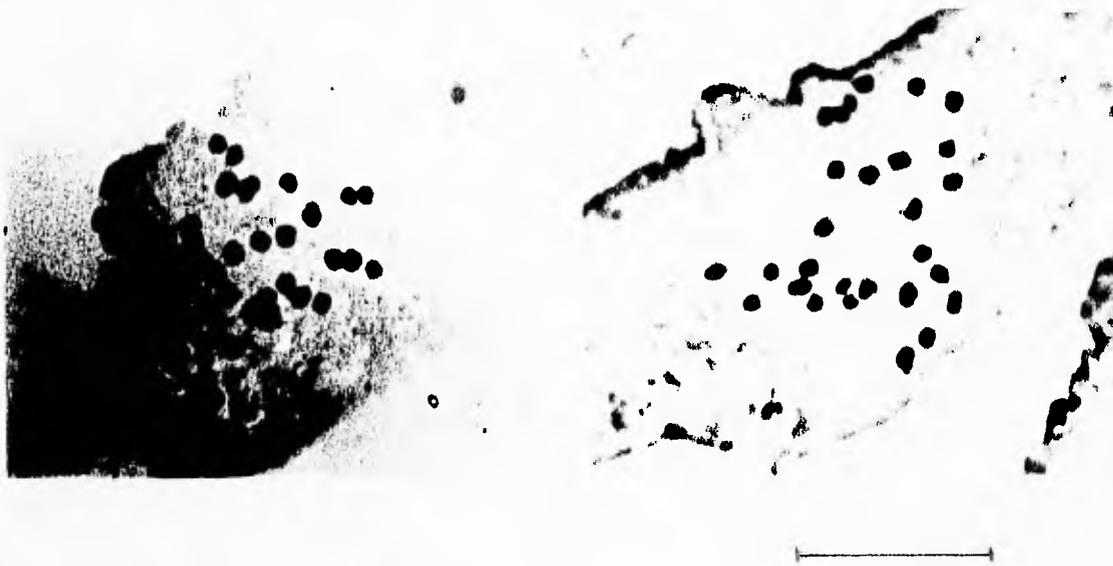


Figura 9. Células metafásicas del meristemo radicular primario de *Cercidium praecox* con $2n=28$. La escala equivale a 10 μ m.



Figura 10. Células metafásicas del meristemo radicular primario de *Cercidium praecox* x *Parkinsonia aculeata*; $2n=30$. La escala equivale a 10 μm .

c) que ya formado el híbrido ocurrió la aneuploidía con ganancia de un par de cromosomas y d) que se traten de dos cromosomas B. La última suposición podría comprobarse estudiando individuos de otras poblaciones, ya que en caso de ser cromosomas B existe la posibilidad de que haya poblaciones que tengan más o que carezcan de ellos. Las aberraciones encontradas impiden su identificación en meiosis.

Longitud total de los cromosomas

Al medir la longitud total de los cromosomas mitóticos (Fig. 11) y comparar los valores obtenidos entre las especies del género *Caesalpinia*, se apreció una diferencia entre ellas; obteniéndose el valor más elevado para *C. pulcherrima* con 45.46 μ m, quien a su vez presentó los cromosomas más grandes (0.96-3.17 μ m tabla 6), mientras que la longitud menor fue de 34.82 μ m para *C. platyloba*, quien después de *C. colimensis* presentó los cromosomas más pequeños, (tabla 6) esta diferencia interespecífica en el género, en la longitud total de los cromosomas esta reflejando diferencias en el contenido de ADN nuclear, que a su vez tiene ventajas adaptativas a distintos ambientes (Bennett, 1976).

Con lo que respecta a los parentales y al híbrido, *Cercidium praecox* presentó una longitud total de los cromosomas de 34.83 μ m, a su vez *Parkinsonia aculeata* presentó una longitud mas baja de 22.79 μ m, mientras que para el híbrido fue de 32.17 μ m, confirmandose lo esperado en el sentido de que *Cercidium praecox* x *Parkinsonia aculeata* se ubica en una posición intermedia entre sus progenitores en lo que a contenido de ADN se refiere.

Relacionando los resultados obtenidos con la hipótesis de Bennett, (1976) que establece que el tamaño de los cromosomas y la cantidad de ADN por cromosoma están estrechamente relacionados y que especies con cromosomas grandes se localizan en

latitudes templadas, y con la de Levin y Funderburg, (1979) quienes también dicen que cromosomas pequeños y medianos se localizan en zonas tropicales y húmedas, y cromosomas grandes en zonas templadas, no corresponde totalmente a lo obtenido.

Geográficamente, las especies estudiadas se dividen en tres grupos en cuanto a su zona de colecta: el primero, que comprende a las especies *Caesalpinia gracilis*, *C. pulcherrima* y *C. platyloba* esta localizado a los 30° de latitud norte, en zonas cálido-secas (Fig. 2). Esta ubicación nos dejaría ver cromosomas grandes como lo establecen Bennett, (1976) y Levin y Funderburg, (1979). Con base en los resultados obtenidos, estas teorías se cumplen en *Caesalpinia pulcherrima* ya que presentó la mayor longitud total de los cromosomas (45.46 μ m), por ende, cromosomas grandes (0.96-3.17) al igual que *C. gracilis* con 42.29 μ m y cromosomas de 1.10-2.80 μ m; sin embargo *C. platyloba* con 34.82 μ m y cromosomas de 0.97-2.50 μ m presentó la menor longitud total de los cromosomas dentro del género *Caesalpinia*, no concordando con lo propuesto por dichos autores.

El segundo grupo, formado por *Cercidium praecox*, *Caesalpinia colimensis*, *Parkinsonia aculeata* y *Parkinsonia aculeata* x *Cercidium praecox* (Fig. 2) esta localizado en latitudes entre 17 y 18° y en climas cálidos. Presentando *Cercidium praecox* 34.83 μ m y cromosomas de 0.93-1.67 μ m, *Parkinsonia aculeata* x *Cercidium praecox* con 32.17 μ m y un intervalo de 0.73-1.63 μ m, *Parkinsonia aculeata* con 22.79 μ m y un intervalo de 0.58-1.80 μ m y *Caesalpinia colimensis* 44.42 μ m y 1.13-2.43 μ m. Aquí puede observarse que

las tres primeras poseen menor longitud total de los cromosomas mientras que la última posee una longitud total más elevada; lo que permite decir que las tres primeras concuerdan con las hipótesis ya establecidas, mientras que *Caesalpinia colimensis* se sale de este marco propuesto.

El tercer grupo, formado únicamente por *Peltophorum dubium*, localizado en los 14° de latitud norte, en zonas calido-húmedas con $34.35\mu\text{m}$ y un intervalos de $0.66-2.37\mu\text{m}$, corresponde a lo preestablecido anteriormente con Bennett, (1976) y Levin y Fenderburg, (1979).

Al analizar el intervalo de longitud de los cromosomas, *Cercidium praecox* es la que tiene mayor simetría en el tamaño de sus cromosomas con una diferencia de $0.74\mu\text{m}$ (tabla 6), mientras que *Caesalpinia pulcherrima* fue la especie con una mayor asimetría ya que la diferencia de tamaño entre el cromosoma más pequeño con el más grande fue de $2.21\mu\text{m}$ (tabla 6). Al comparar únicamente a las especies del género *Caesalpinia* se aprecia que a mayor longitud total de la cromatina, los cromosomas son más asimétricos (con excepción de *C. platyloba* tabla 6. Inicando que la ganancia o pérdida de la cromatina noes igual en todos los cromosomas. La simetría en el caso del híbrido se ubica en una posición intermedia a la de sus progenitores.

Longitudes totales de los cromosomas

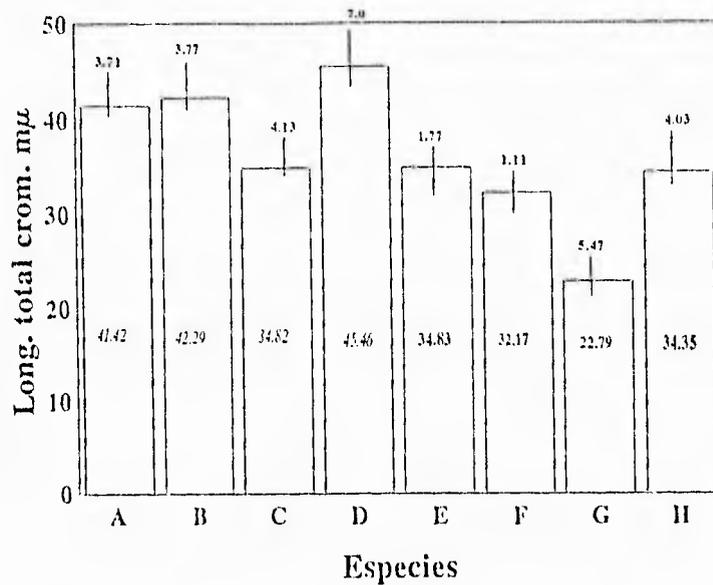


Figura 11 Longitudes totales de los cromosomas de las especies estudiadas. a) *Caesalpinia colimensis*; b) *C. gracilis*; c) *C. platyloba*; d) *C. pulcherrima*; e) *Cercidium praecox*; f) Híbrido; g) *Parkinsonia aculeata*; h) *Peltophorum dubium*.

MEIOSIS

Los estudios meióticos realizados en *Cercidium praecox* y *Parkinsonia aculeata* revelaron un comportamiento normal, observándose la formación de 14 bivalentes y una segregación normal con 14 cromosomas a cada uno de los polos, indicando que no se han presentado rearrreglos cromosómicos como inversiones, translocaciones u otro tipo de mutaciones que alteren el comportamiento de los cromosomas durante su segregación (Fig. 12 y 13).

A diferencia de sus progenitores en el caso del híbrido, el comportamiento del apareamiento de los cromosomas, formación de díadas, tétradas y segregación de los cromosomas a los polos no fue normal. Durante la profase I la mayoría de los cromosomas no se aparearon y hubo una predominancia de univalentes. La falta de apareamiento puede ser debida a dos factores **a)** un reflejo de poca homología cromosómica en el híbrido y por lo tanto las diferencias génicas entre los progenitores que le dieron origen al híbrido y **b)** presencia de genes que inhiben el apareamiento independientemente de la homología cromosómica.

Las malformaciones encontradas en díadas y tétradas durante la formación de los granos de polen fueron de dos tipos principalmente: en el número y en el tamaño de las células.

■ La formación normal de díadas correspondió a un porcentaje del 8% (Fig. 14 y Tabla 7).



Figura 12. Cromosomas meióticos de células madres del polen (C.M.P.) en metafase II de *Cercidium praecox* (14 II). La escala equivale a 10 μ m.



Figura 13. Cromosomas meióticos de C.M.P. y dibujo en cámara lúcida de los mismos cromosomas en metafase II de *Parkinsonia aculeata* (14 II). La escala equivale a 10 μ m.

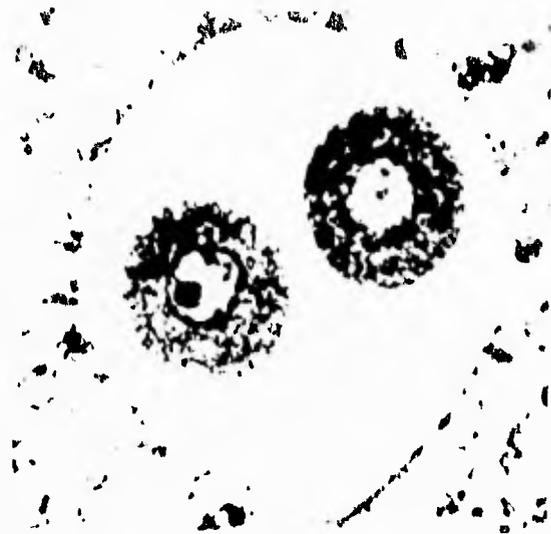


Figura 14. Formación de díadas normales durante la meiosis en C.M.P. del híbrido *Parkinsonia aculeata* x *Cercidium praecox*. La escala equivale a 10 μ m.

■ Díada con un micronúcleo (MN) caracterizadas por 2 núcleos grandes, y un MN
La presencia de este tipo celular puede explicarse durante la anafase I y telofase I, en donde al formarse el huso acromático y migrar los cromosomas a los polos se quedan cromosomas retardados, los cuales forman a éste. El porcentaje encontrado de este tipo celular fue de 0.6% (Fig. 15 y Tabla 7), dato que está indicando que la segregación en la primera división meiótica es altamente normal.



Figura.15. Formación de díadas con un M.C.N. durante la primera división meiótica en C.M.P. en el híbrido *Parkinsonia aculeata* x *Cercidium praecox*. La escala equivale a 10 μ m.

■ Díada con dos micronúcleos: La formación de este tipo celular se podría deberse a una segregación cromosómica diferencial en la primera y segunda división en la que los cromosomas se desplazan numéricamente desbalanceados, resultando con mayor contenido genético una célula que en las otra. Su porcentaje celular fue de 0.4% (Fig. 16 y Tabla 7).

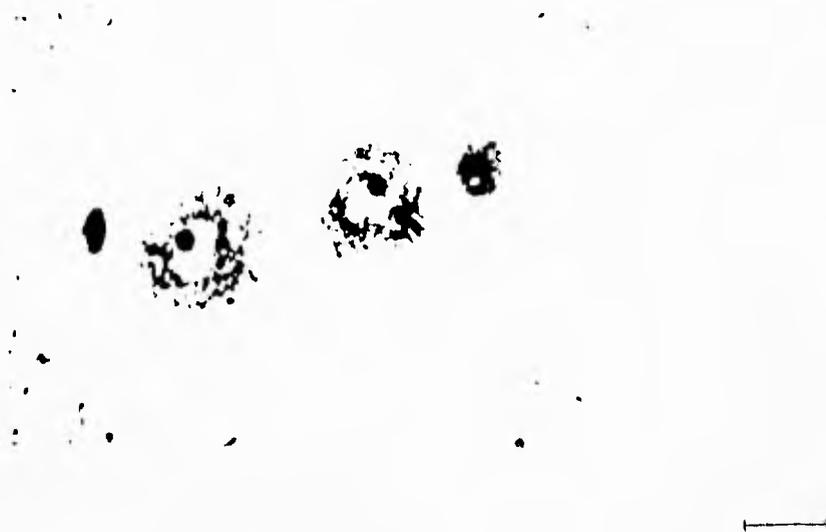


Figura 16. Formación de díada con dos micronúcleos en CMP. La escala equivale a 10 μm .

■ La formación normal de las tétradas correspondió a un porcentaje del 78%; éste no concuerda con lo obtenido en el estudio de viabilidad, como se muestra más adelante, y podría explicarse por la presencia de una esterilidad segregacional, o sea que, pese al alto porcentaje de tétradas "normales" su contenido génico puede estar desbalanceado, teniendo uno o varios cromosomas de más o de menos cada célula de la tétrada originando la inviabilidad del polen (Fig. 17 y Tabla 7).



Figura 17. Formación de tétradas normales en CMP después de la segunda división meiótica del híbrido . La escala equivale a 10 μ m.

En el proceso de formación de tétradas se observaron anomalías en el número de núcleos formados, ya que se presentaron núcleos aparentemente normales y la presencia de MCN que en algunas ocasiones variaron considerablemente de tamaño, indicando esto la mayor o menor cantidad de material genético es éstos (Bennett, 197) (Fig. 18 y 19).



Figura 18. Formación de tétradas con un micronúcleo durante la segunda división meiótica en CMP del híbrido; puede verse la diferencia de tamaño entre los MN de dicha foto con los de la figura 19. La escala equivale a 10 μ m.



Figura 19. Tétrada con un micronúcleo formada en la segunda división meiótica en CMP del híbrido. La escala equivale a 10 μ m.

■ Malformaciones en las cuales se observan tétradas con un micronúcleo. Esto se puede explicar por anomalías durante la anafase II y la telofase II en donde al desplazarse las cromátidas a los polos, los cromosomas retardados forman un micronúcleo. Se presentó un porcentaje de 11.4%, que indica que los cromosomas retardados son más frecuentes en la segunda división meiótica que en la primera (Fig. 18 y 19 y Tabla 7).

■ Tétradas con dos micronúcleos. La presencia de este tipo celular puede ser el resultado de cromosomas retardados (Fig. 21) en los 2 husos de la anafase II y telofase II y/o bien la división del micronúcleo originado en la anafase I, con un porcentaje de aparición de 1.6% (Fig. 20 Tabla 7).

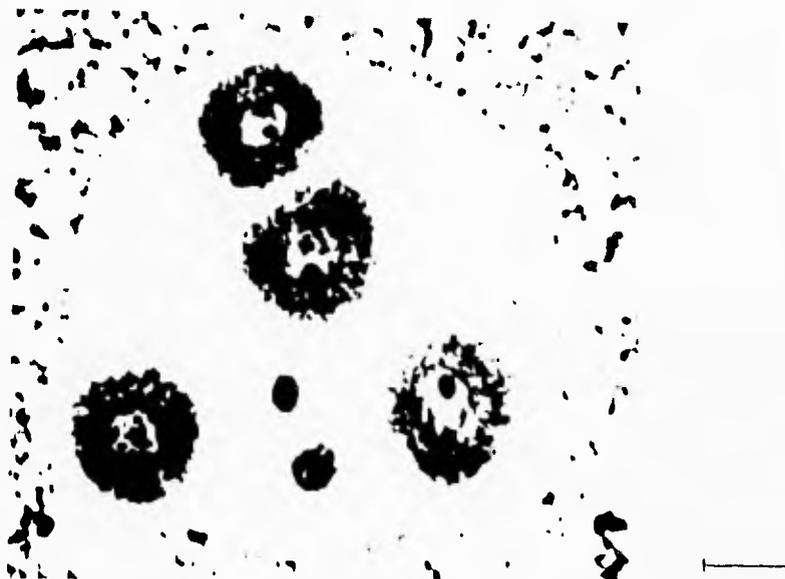


Figura 20. Formación de tétrada con dos MN durante la división meiótica en CMP del híbrido. La escala equivale a 10 μ m.

Tabla 7. Muestra el porcentaje celular encontrado para cada tipo de aberraciones en el híbrido *Cercidium praecox* x *Parkinsonia aculeata*

TiPos celulares encontrados	Porcentaje de células
Díadas	8%
Díada con un micronúcleo	0.6%
Díada con dos micronúcleos	0.4%
Tétradas normales	78%
Tétrada con un micronúcleo	11.4%
Tétrada con dos micronúcleos	1.6%

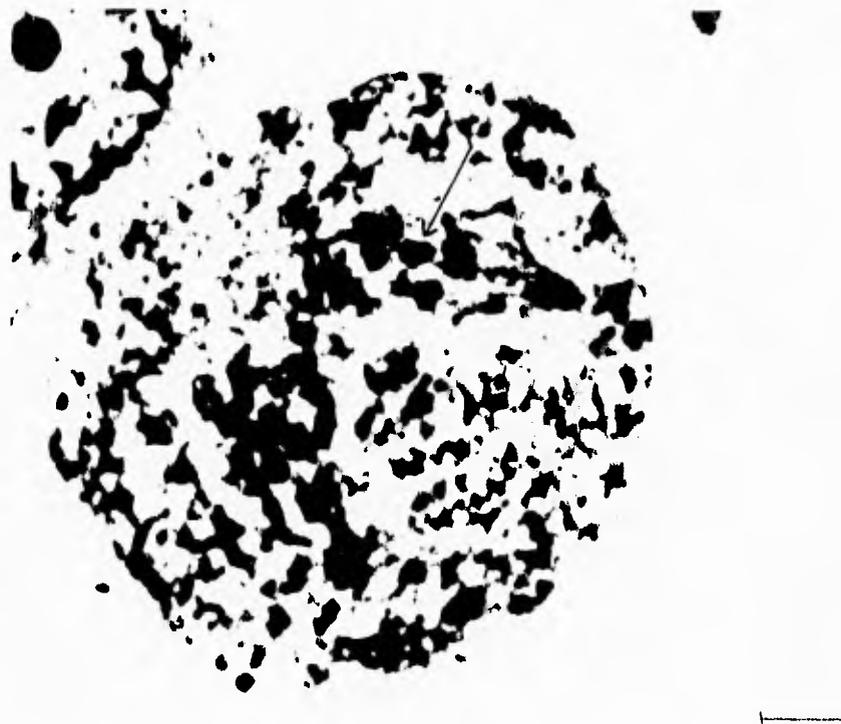


Figura 21. Cromosomas retardados (flechas) durante la migración a los polos. La escala equivale a 10 μ m.

En lo que respecta a la segregación de los cromosomas, como ya se mencionó, se pudo ver cromosomas retardados (Fig. 21 y 22). Al igual que malformaciones en el huso acromático, como por ejemplo la presencia de huso curvo en lugar de lineal y presencia de multipolaridad (Fig. 23). Las anomalías meióticas observadas en el híbrido también pueden ser resultado de la presencia de dos cromosomas extra, cuya presencia puede estar alterando el comportamiento y segregación de los cromosomas durante la meiosis.



Figura 22. Cromosomas retardados (flechas) durante la anafase II. La escala equivale a 10 μm .



Figura 23. Presencia de husos curvos durante Anafase I. La escala equivale a 10 μ m.

POLEN

Los estudios palinológicos realizados en el híbrido y en sus parentales fueron para determinar el porcentaje de viabilidad y los resultados concuerdan con los obtenidos previamente por Carter (1974). En la figura 24 se comparan los resultados de este estudio con los de Carter (1974).

Viabilidad polínica

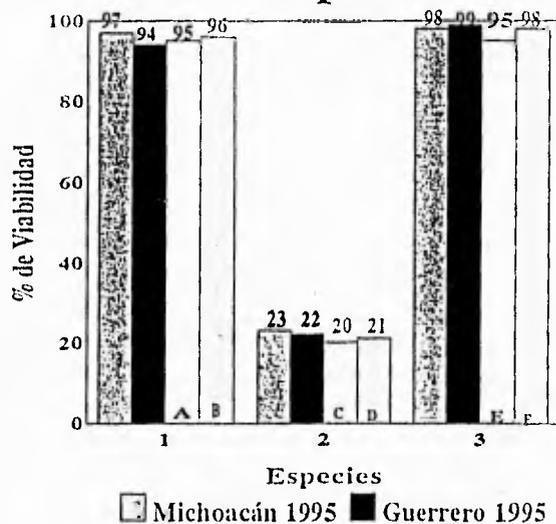


Figura 24. Comparación de porcentajes de viabilidad polínica obtenidos en el presente trabajo y los de Carter, (1974) para *Cercidium praecox*, el Híbrido y *Parkinsonia aculeata*. Las dos primeras columnas en cada taxa corresponden a la poblaciones de Michoacán y Guerrero respectivamente, las dos restantes son los valores obtenidos por Carter.

Como se puede apreciar, las discrepancias en relación con lo obtenido en este trabajo y a lo consignado por Carter (1974) son mínimas y no significativas. El caso del híbrido y de *P. aculeata* las diferencias de viabilidad fueron mayores que las obtenidas por Carter (1974), no así para *C. praecox* donde un porcentaje fue más elevado y el otro más bajo; sin embargo, la autora no registra para el caso del híbrido la presencia de granos de polen semiteñidos, que sí se observó en este estudio en que los granos resultaron no viables.

PLANTULAS

De las observaciones en las plántulas se elaboraron las siguientes descripciones.

Caesalpinia gracilis

Germinación epigea; cotiledones carnosos, oblongos, ápice redondeado; estípulas verdes, raquis terminado en una seta, completamente pubescente, con tricomas simples; primer eófilo alterno, pinnado, folíolos 3-5 pares, opuestos, ovados, ápice redondeado, base ligeramente oblicua; segundo eófilo alterno, bipinnado, pinnas 2 pares, el primero con 3 pares de folíolos, el segundo par unifoliolado; tercer eófilo ausente; metáfilas alternas, bipinnadas, con 3 pares de pinnas, folíolos 2-3 pares, opuestos, ápice redondeado, base oblicua a cuneada.



Figura 25. Plántulas de *Caesalpinia gracilis*.

Caesalpinia platyloba

Germinación epigea; cotiledones carnosos, oblongos, ápice redondeado; estípulas ausentes, peciolo y raquis terminado en una seta, completamente pubescente, tricomas simples; primer eófilo alterno, pinnado, folíolos 3-4 pares, opuestos, ápice redondeado, base oblicua; segundo eófilo alterno, pinnado, folíolos 3 pares, opuestos, ápice redondeado, base oblicua, primer par de folíolos desiguales en tamaño; tercer eófilo ausente; metáfilas alternas, pinnadas, con dos pares de pinnas, opuestas, ápice redondeado, base oblicua.



Figura 26. Plántulas de *Caesalpinia platyloba*

Caesalpinia pringlei

Germinación epigea; cotiledones carnosos, antrorsos, transversalmente ovados, ápice emarginado; estípulas ausentes, peciolo y raquis terminado en una seta, completamente pubescente, tricomas simples; primer eófilo alterno, pinnado, folíolos 4-6 pares, opuestos, ovados, ápice redondeado, base oblicua a redonda; segundo eófilo alterno, bipinnado, pinnas 2 pares, opuestas, folíolos 3-4 pares, los basales de menor tamaño que los restantes, opuestos, ovados, ápice redondeado, base oblicua; tercer eófilo ausente; metáfilas alternas, bipinnadas, con 2 pares de pinnas, folíolos 3-4 pares, opuestos, ovados, ápice redondeado, base oblicua.



Figura 27. Plántulas de *Caesalpinia pringlei*.

Caesalpinia pulcherrima

Germinación epigea; cotiledones carnosos, elípticos, ápice redondeado; primer par de estípulas foliáceas, estípulas y estipelas restantes rojas tornándose amarillas, raquis terminado en una seta, carente de pubescencia; primer eófilo opuesto, pinnado, pinnas 2 pares, folíolos 5-6 pares, elípticos, opuestos, ápice mucronado, base oblicua; segundo eófilo alterno, bipinnado, pinnas 2 pares, folíolos 4-5 pares, elípticos, ápice mucronado, base oblicua; tercer eófilo ausente; metáfílas alternas, bipinnadas, 2 pares de pinnas, folíolos 3-5 pares, opuestos, elípticos, ápice mucronado, base oblicua.



Figura 28. Plántulas de *Caesalpinia pulcherrima*.

Parkinsonia aculeata

Germinación epigea; cotiledones foliáceos, ligeramente deflexos, elípticos, ápice redondeado; estípulas rojas espinescentes, pecíolo terminado en una espina, raquis terminado en una seta, carente de pubescencia; primer eófilo alterno, pinnado, folíolos 4-7 pares, elípticos, ápice redondeado, base redondeada; segundo y tercer eófilo pinnados, folíolos 3-9 pares opuestos, elípticos, ápice redondeado, base redondeada; metáfilas bipinnada, pinnas en un par; folíolos 7-9 pares alternos, ápice redondeado, base redondeada.



Figura 29. Plántulas de *Parkinsonia aculeata*.

Parkinsonia aculeata x *Cercidium praecox*

Germinación epigea; cotiledones foliáceos, elípticos, ápice redondeado; estípulas verdes, raquis terminado en una seta, carente de pubescencia; primer eófilo alterno u opuesto, pinnado, folíolos 3-5 opuestos, folíolos elípticos, ápice mucronado, base oblicua; segundo eófilo alterno, pinnado, folíolos 3-6, opuestos, elípticos, ápice redondeado, base oblicua; tercer eófilo no presente, cuando se presenta es alterno, pinnado, folíolos 4-5 opuestos; en algunos casos se presentó un cuarto eófilo; metáfilas bipinnadas, pinnas 2 pares, folíolos 5-9 pares, alternos, opuestos, elípticos, ápice redondeado, base ligeramente oblicua .



Figura 30. Plántulas de *Parkinsonia aculeata* x *Cercidium praecox*.

Peltophorum dubium

Germinación epigea; cotiledones foliáceos, ápice redondeado; estípulas verdes, raquis terminado en una seta, completamente pubescente, tricomas simples y glandulares; primer eófilo alterno, pinnado, folíolos 4-5 pares opuestos, ovados, ápice mucronado, base oblicua; segundo eófilo alterno, folíolos 4 pares, ovados, opuestos, ápice redondeado, base oblicua; tercer eófilo alterno, folíolos 7-8 opuestos, ápice redondeado, base oblicua; metáfilas alternas, bipinadas, primer par de pinnas unifoliolar, folíolos 2-5 pares, opuestos, ápice mucronado, base oblicua.

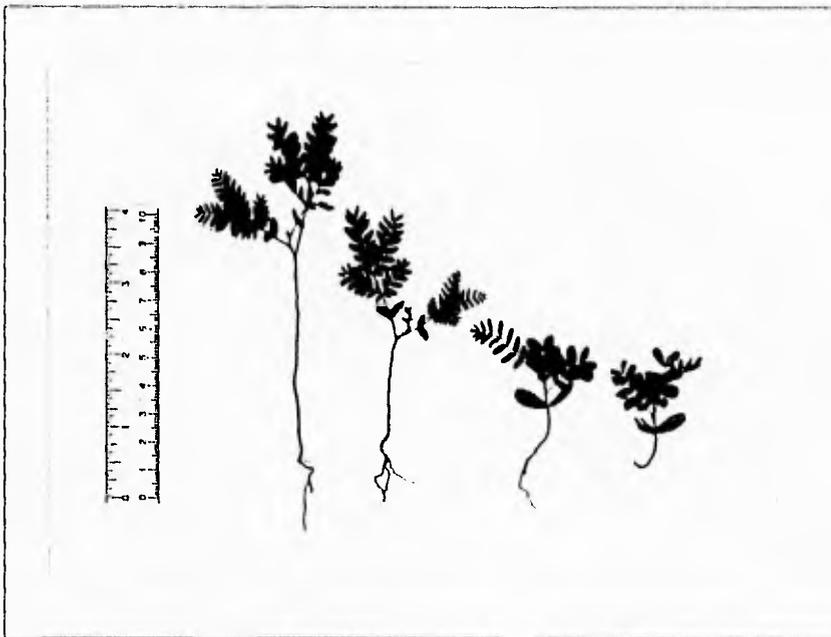


Figura 31. Plántulas de *Peltophorum dubium*.

En todas las especies estudiadas la germinación fue de tipo A (epigea con cotiledones extendidos por encima del nivel del suelo); sin embargo los cotiledones variaron de foliáceos en el híbrido, *Peltophorum dubium* y *Parkinsonia aculeata* a carnosos en *Caesalpinia pringlei*, *C. pulcherrima*, *C. gracilis* y *C. platyloba* (Tabla 8 y 9)

Con base en Vogel (1980), las plántulas descritas fueron de 2 tipos solamente. Tipo Sloanea en *Caesalpinia pringlei*, *C. pulcherrima*, *C. gracilis* y *C. platyloba* y tipo Macaranga en *Peltophorum dubium* y *Parkinsonia aculeata*, cabe aclarar que para *Parkinsonia aculeata* Vogel (1980) la coloca como Sloanea, osea con cotiledones carnosos; con base en las observaciones nuestras se estableció que dicha especie posee cotiledones foliáceos y por lo tanto en del tipo Macaranga (Tabla 8).

Los foliólos en el primer eófilo fueron opuestos en todas las especies con el ápice redondeado en *Caesalpinia gracilis*, *C. platyloba*, *C. pringlei* y *Parkinsonia aculeata* y mucronado en el híbrido, *Peltophorum dubium* y *C. pulcherrima*. Teniendo en cuenta que *Parkinsonia aculeata* es un posible progenitor del híbrido, es de extrañarse que los folíolos en el parental tengan bordes redondeados mientras que el híbrido presenta bordes mucronados. Esto puede deberse tal vez a que los folíolos del otro parental sean mucronados, cosa que no pudo establecerse por carecer del otro posible progenitor (Tabla 10).

Tabla 8 Tipo de germinación de las plantulas descritas

ESPECIE	LEONARD, (1957)	VOGEL, (1980)
<i>Caesalpinia gracilis</i>	Tipo A	Macaranga
<i>C. platyloba</i>	Tipo A	Sloanea
<i>C. pringlei</i>	Tipo A	Sloanea
<i>C. pulcherrima</i>	Tipo A	Sloanea
<i>Parkinsonia aculeata</i>	Tipo A	Macaranga
<i>P. aculeata X Cercidium praecox</i>	Tipo A	Macaranga
<i>Peltophorum dubium</i>	Tipo A	Macaranga

Tabla 9 Tipo de germinación y forma de los cotiledones de las especies estudiadas.

ESPECIE	GERMINACION	COTILEDONES
<i>Caesalpinia gracilis</i>	Epigea	Carnosos
<i>C. platyloba</i>	Epigea	Carnosos
<i>C. pringlei</i>	Epigea	Carnosos
<i>C. pulcherrima</i>	Epigea	Carnosos
<i>Parkinsonia aculeata</i>	Epigea	Foliáceos
<i>P. aculeata X Cercidium praecox</i>	Epigea	Foliáceos
<i>Peltophorum dubium</i>	Epigea	Foliáceos

En lo que respecta a las estípulas, únicamente *Caesalpinia gracilis*, *Peltophorum dubium* y el híbrido presentaron estípulas verdes. *Caesalpinia pulcherrima* presentó el primer par de estípulas foliáceas y las restantes rojas, tornándose amarillas; *Parkinsonia aculeata* también presentó estípulas rojas pero en este caso espinescentes. *Caesalpinia pulcherrima* fue la única especie que presentó estípelas, de color rojo, tornándose amarillas. Todas las especies presentaron un raquis terminando en seta y solamente en *Caesalpinia platyloba* y *C. pringlei* el peciolo terminó en una seta (Tabla 11).

Tabla 10 Disposición de las eófilas y características de los foliólos

ESPECIE	Eófilo	Folíolos		
		arreglo	ápice	base
<i>Caesalpinia gracilis</i>	alterno	opuestos	redondeado	oblicua
<i>C. platyloba</i>	alterno	opuestos	redondeado	oblicua
<i>C. pringlei</i>	alterno	opuestos	redondeado	oblicua
<i>C. pulcherrima</i>	opuesto	opuestos	mucronado	oblicua
<i>Parkinsonia aculeata</i>	alterno	opuestos	redondeado	oblicua
<i>P. aculeata</i> X <i>Cercidium praecox</i>	alterno	opuestos	mucronado	oblicua
<i>Peltophorum dubium</i>	alterno	opuestos	mucronado	oblicua

Cinco características de *Caesalpinia pulcherrima* se salieron del marco general observado para las 7 especies estudiadas y principalmente para las especies del género *Caesalpinias*, lo que hace pensar que posiblemente su relación con las otras especies del mismo género no sea tan estrecha. Estas son: A) Primer par de eófilos opuestos, B) Plántula de color rojizo, C) Primer par de estípulas foliáceas, D) Estipelas rojas tornándose amarillas, D) carencia de pubescencia (Tabla 10 y 11).

Por otra parte, únicamente las especies *Caesalpinia gracilis*, *C. platyloba*, *C. pringlei* y *Peltophorum dubium* presentaron plántulas completamente pubescentes, teniendo las 3 primeras especies tricomas simples, mientras que *Peltophorum dubium* presentó tricomas simples y glandulares (Tabla 11)

Tabla 11 Pubescencia, características de estípulas, estipelas y setas en las plántulas estudiadas.

ESPECIE	PUBESCENCIA	ESTIPULAS, ESTIPELAS Y SETAS
<i>Caesalpinia gracilis</i>	Tricomas simples	Estípulas verdes, estipelas ausentes, raquis terminado en una seta.
<i>C. platyloba</i>	Tricomas simples	Estípulas y estipelas ausentes, pecíolo y raquis terminados en una seta
<i>C. pringlei</i>	Tricomas simples	Estípulas y estipelas ausentes, pecíolo y raquis terminados en una seta
<i>C. pulcherrima</i>	ausente	Primer par de estípulas foliáceas, estípulas y estipelas restantes rojas tornándose amarillas, raquis terminado en una seta.
<i>Parkinsonia aculeata</i>	ausente	Estípulas rojas espinescentes, estipelas ausentes, pecíolo y raquis terminados en una seta.
<i>P. aculeata x Cercidium praecox</i>	ausente	Estípulas verdes, estipelas ausentes, raquis terminado en una seta.
<i>Peltophorum dubium</i>	Tricomas simples y glandulares	Estípulas verdes, estipelas ausentes, raquis terminado en una seta.

CONCLUSIONES

- Los números cromosómicos diploides obtenidos para las especies de los géneros *Caesalpinia*, *Peltophorum*, *Parkinsonia* y *Cercidium* concuerdan con los números básicos establecidos previamente en la literatura y que son: $\underline{x}=12$, $\underline{x}=14$ y $\underline{x}=16$ respectivamente.
- Las especies localizadas a mayor latitud son las que presentan una mayor longitud total de cromatina.
- El número cromosómico diploide del híbrido *Cercidium praecox* X *Parkinsonia aculeata* fue $2n=30$ y presentó un bajo porcentaje de viabilidad del polen, reforzando la posibilidad de que probablemente se trate de dos especies o géneros distantes los parentales del híbrido estudiado, con un número cromosómico distinto a $2n=28$.
- La división meiótica de *Parkinsonia aculeata* y *Caecidium praecox* fue normal, con la formación de 14 bivalentes y sin aberraciones cromosómicas.
- El híbrido entre *Parkinsonia aculeata* X *Caecidium praecox* presentó durante la división meiótica un alto porcentaje de aberraciones cromosómicas, las cuales pueden ser debidas a la poca homología cromosómica, a la presencia de genes que impiden el apareamiento o bien a la presencia de los 2 cromosomas extra (Cromosomas B).

- Con base en la clasificación de Leonard (1957) todas las plántulas estudiadas pertenecen a un solo tipo (Tipo A); sin embargo de acuerdo con Vogel (1980) las plántulas se dividieron en *Macaranga* y *Sloanea*.

- Los estudios realizados en las plántulas del género *Caesalpinia* permiten distinguir dos grupos, con base a la pubescencia y la presencia de estípulas, estipélas y tricomas, uno compuesto por *C. pulcherrima* y el otro por *C. gracilis*, *C. platyloba* y *C. pringlei*.

- Se requiere realizar otro tipo de estudios para determinar el origen del complemento cromosómico en el híbrido. Igualmente se requiere llevar a cabo una valoración taxonómica de las diferencias encontradas en las plántulas del género *Caesalpinia* para determinar la real posición de *C. pulcherrima* con respecto a las demás.

BIBLIOGRAFIA

- * Albert, B., D. Bray, J. Lewis, M.Raff, K.Roberts y J.D.Watson. 1983. Molecular biology of the cell. Garland, New York. 1145pp.
- * Atchison, E. 1951. Studies in the Leguminosae VI. Chromosome numbers among tropical woody species. Amer. J. Bot. 38 (7): 538-547.
- * Avers, C.J. 1981. Biología celular. Grupo Editorial Iberoamericana, México. 532pp.
- * Ayala, F.J. 1984. Genética Moderna. Fondo Educativo Interamericano, México. 836pp.
- * Bennett, M.D. 1976. DNA amount, latitude, and crop plant distribution. Environm. Exp. Bot. 16: 93-108.
- * Bennett, M.D. 1984. The Genome, the natural karyotype, and biosystematics. En: K. Jones y P.E. Brandham (eds.). Plant biosystematics. Academic Press, Toronto. pp.41-66.
- * Berger, C.A., E.R.Witkus y R.M.McMahon. 1958. Cytotaxonomic studies in the Leguminosae. Bull. Torrey Bot. Club 85 (6): 405-415.
- * Carter, A.M. 1974. The genus *Cercidium* (Leguminosae: Caesalpinioideae) in the Sonoran Desert of Mexico and United States. Proc. Calif. Acad. Sci. 40(2): 17-57.
- * Carter, A.M. y N.C. Rem. 1974. Pollen studies in relation to hybridization in *Cercidium* and *Parkinsonia* (Leguminosae: Caesalpinioideae). Madroño 22(6):303-311.
- * Choudhary, P. y S.S.Choudhary. 1988. Karyotypic studies and trend of speciation in some species of Caesalpiniaceae. J. Cytol. Genet. 23:183-189.

- * Conger, A.D. y L.M. Fairchild. 1953. A quick-freeze method for making smear slides permanent. *Stain Technol.* 28:281-283.

- * Contreras, J.L. 1991. Contribución al conocimiento del género *Caesalpinia* (Leguminosae: Caesalpinioideae) en el estado de Guerrero, México. Tesis de Licenciatura, Facultad de Ciencias UNAM, México. 136pp.

- * Duke, J.A. 1965. Keys for the identifications of seedling of some prominent wody species in eight forest types in Puerto Rico. *Ann. Missouri Bot. Gard.* 52: 311-329.

- * Duke, J.A. y Polhill, R.M. 1981. Seedlings of Leguminosae. En: R.M.Pohlhill and P.H. Raven (eds.). *Advances in legume systematics part 2.* Royal Botanic Gardens, Kew, England. 941-949.

- * Faegri, K. y J.Inversen. 1989. *Tex book of pollen analysis.* 4th edición. Hafner Publishing Co. New York. 328pp.

- * Federov, A.A.1974. *Chromosome numbers in flowering plants.* Leningradi Science Publishing, Koenigstein. 926pp.

- * Ferguson, I.K. 1981. Preliminary survey of the pollen exine stratification in the Caesalpinioideae. En: R.M.Pohlhill and P.H. Raven (eds.). *Advances in legume systematics part 3.* Royal Botanic Gardens, Kew, England. 355-383pp.

- * García, A.V. 1988. *Técnicas y procedimientos de citogenética vegetal* 1er edición. Colegio de Posgraduados de Chapingo. México.196pp.

- * Gill, L.S. y S.W.H. Husaini. 1982. Cytology of some arborescent Leguminosae of Nigeria. *Silvae Genet.* 31: 117-122.

- * Gill, L.S. y S.W.H. Husaini. 1985. Caryological evolution of the southern Nigerian Leguminosae. *Rev. Citol. Biol. Veg. Bot.* 8:3-31.

- * Goldblatt, P. 1981. Cytology and the phylogeny of the Leguminosae. En: R.M.Pohlhill and P.H. Raven (eds.). *Advances in legume systematics part 2*. Royal Botanic Gardens, Kew, England. 427-463pp.

- * Goldblatt, P. (ed). 1981a. Index to plant Chromosome numbers 1975-1978. *Monogr. Syst. Bot. Missouri Bot. Gard.* 5:553.

- * Goldblatt, P. (ed). 1984. Index to plant Chromosome numbers 1979-1981. *Monogr. Syst. Bot. Missouri Bot. Gard.* 8: 427.

- * Goldblatt, P. (ed). 1985. Index to plant Chromosome numbers 1982-1983. *Monogr. Syst. Bot. Missouri Bot. Gard.* 13: 224.

- * Goldblatt, P. (ed) 1988. Index to plant Chromosome numbers 1984-1985. *Monogr. Syst. Bot. Missouri Bot. Gard.* 23: 264.

- * Goldblatt, P. (ed). 1990. Index to plant Chromosome numbers 1986-1987. *Monogr. Syst. Bot. Missouri Bot. Gard.* 30: 243.

- * Goldblatt, P. (ed). 1991. Index to plant Chromosome numbers 1988-1989. *Monogr. Syst. Bot. Missouri Bot. Gard.* 11:238.

- * Guinet, P. 1981. Comparative account of pollen characters in the Leguminosae. En: R.M.Pohlhill and P.H. Raven (eds.). *Advances in legume systematics part 2* . Royal Botanic Gardens, Kew, England. P. 789-797.

ESTA TESIS NO PUEDE
SALIR DE LA BIBLIOTECA

- * Hausery, E.J.P. y J.H. Morrison. 1964. The cytochemical reduction of nitro blue tetrazolium as an index pollen viability. *Amer. Jour. Bot.* 51(71) 748-752.
- * Huang, S.-f., Z.-y.Chen, S.-j.Chen, Q. -y. Qi y X.-h.Shi. 1986. Plant Chromosome counts (2). *Subtrop. Forest. Sci. & Technol.* (3):41-47.
- * Huang, S. -f., Z.-f. Zhao, Z.-y Chen, S.-j. Chen y X.-x. Huang. 1989. Chromosome counts on one hundred species and infraspecific taxa. *Acta Bot. Austro Sin.* 5: 161-176.
- * Jackson, R.C.1971. The karyotype in systematics. *Annual Review of Ecology and Systematics* 2:327-365.
- * Jones, K. 1977. The role of Robertsonian change in karyotype evolution in higher plants. En: *Chromosomes Today*. A. de la Chapelle and M. Sorsa (eds.) Elsevier North-Holland Biomedical Press. Holanda. 6: 121-129.
- * Jones, K. 1978. Aspects of chromosome evolution in higher plants. En: H.W. Woolhouse (ed.). *Advances in botanical research*. 6. Academic Press. London. 120-191.
- * Khatoon, S. y S.I.Ali. 1982. Chromosome numbers of some plants of Pakistan. *Pakistan J. Bot.* 14:117-129.
- * Levin, D.A. y S.W. Fenderburg. 1979. Genome size in angiosperms: temperate versus tropical species. *The American Naturalist*. 114(6):784-795.
- * Malla, S.B., S.Bhattarai., M.Gorkhali., H.Salju y M.Kayastha. 1977. IOPB Chromosome numbers reports LVIII. *Taxon* 26:577-565.

- * Moore, D.M. 1979. Citogenética vegetal. Omega. Barcelona. 88pp.
- * Moore, P.D; J.A.Webb; y M.E.Collinson. 1991. Pollen analysis. Blackwell Scientific. Londres. 261pp.
- * Polhill, R.M; P.H. Raven y C.H.Stirton. 1981. Evolution and Systematics of the leguminosae. En:R.M.Pohllill and P.H. Raven (eds.), Advances in legume systematics part 1. Royal Botanic Gardens, Kew, England. 1-29pp.
- * Rieger, R., A.Michaelis y M.M.Green. 1982. Diccionario de genética y citogenética. Alhambra S.A. Madrid. 530pp.
- * Robertson, K.R. y Yin-Tse Lee. 1976. The genera of Caesalpinioideae. United States. Jour. Arnold. Arbor. 57,1:1-53.
- * Sakai,B. 1951. Karyotype analysis in leguminous plants I. Kromosomo 11:425-429.
- * Singh, R.J. 1993. Plant cytogenetics. CRC Press. London. 391pp.
- * Sousa, M. y A.Delgado. 1993. Mexican Leguminosae: Phytogeography, endemism and origin. En: T.P.Ramamoorthy, Bye, y A. Lut (eds.). Biological diversity of México: Origins and distribution. Oxford University Press, New York. 812pp.
- * Stace, C.A. 1980. Plant Taxonomy and biosystematics. Edwardn Arnold, Pitman Press, Bath Londres 264pp.
- * Stebbins, G.L. 1971. Chromosomal evolution in higher plants. Edward Arnold Publishers, LTD., London. 216pp.

- * Suzuki, D.T., A.J.F. Griffiths, J.H. Miller y R.C.Lewontin. 1989. An introduction to genetic analysis. W.H. Freeman. New York. 768pp.
- * Turner, B.L. 1956. Chromosome numbers in the Leguminosae. *Amer. Jour. Bot.* 43(8): 577-582.
- * Turner, B.L. y Fearing O.S. 1960. Chromosome numbers in the Leguminosae III. Species of the southwestern United States and Mexico. *Amer. Jour. Bot.* 47(7):603-608.
- * Vogel, E.T.de. 1980. Seedling of dicotyledons. Center Agricultural Publishing and Documentation. Wageningen. 465pp.