



UNIVERSIDAD NACIONAL AUTÓNOMA  
DE MÉXICO

---

POSGRADO EN CIENCIAS BIOLÓGICAS  
FACULTAD DE CIENCIAS

BIOLOGÍA DEL DESARROLLO DE *Cladocolea*  
*loniceroides* (VAN TIEGHEM) KUIJT  
(LORANTHACEAE).

**T E S I S**

QUE PARA OBTENER EL GRADO ACADÉMICO DE  
**DOCTORA EN CIENCIAS**  
(BIOLOGÍA)

**P R E S E N T A :**  
**M. en C. ROSA MA. CID VILLAMIL**



DIRECTORA DE TESIS:  
DRA. GUADALUPE JUDITH MÁRQUEZ GUZMÁN

MÉXICO, D.F.

SEPTIEMBRE DEL 2006



Universidad Nacional  
Autónoma de México

Dirección General de Bibliotecas de la UNAM

**Biblioteca Central**



**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.

## **DEDICO ESTA TESIS**

**A la Ciudad de México, esperando que sea este un aporte que contribuya en algo para interpretar la presencia de los " Muérdagos" en el Valle de México.**

**A mi Universidad, la UNAM a la que debo mi formación, desarrollo y sustento.**

## **AGRADECIMIENTOS**

**A mi querida familia que tanto apoyo y cariño me ha brindado.**

**A mi querido Lino por su afán, cariño y apoyo que me ha brindado, durante el desarrollo de esta tesis. Gracias por tu presencia en todas las circunstancias.**

**A Leticia la linda esposa de mi hijo, gracias por tu comprensión, cariño y ejemplo.**

**A mis queridos ausentes mis padres Doña María Villamil de Cid y Don José Antonio Cid.**

**A mis muy queridos amigos y consuegros el Dr. Helio Flores y la Dra. Elvira Santos, por su incondicional amistad y cariño.**

**Al Dr. Robert Arthur Bye Boettler gracias por su apoyo siempre incondicional y por su diligencia de siempre, para salvar cualquier obstáculo, así como por la supervisión y orientación del presente trabajo.**

**Al Dr. Emil Mark Engleman muchas gracias por compartir su sabiduría, por brindarme su tiempo y atención pero sobre todo porque ha sido para mi un ejemplo.**

**A la Dra. Guadalupe Judith Márquez Guzmán por haber dirigido esta tesis, gracias por el apoyo académico, el tiempo, atención y paciencia que le ha dado a esta tesis.**

**A los integrantes del jurado revisor: Dra. Guadalupe Judith Márquez Guzmán, Dr. Guillermo Laguna Hernández, Dr. Robert Arthur Bye Boettler, Dra. Sonia Vázquez Santana, Dr. Emil Mark Engleman, Dra. Helia Reyna Osuna Fernández, Dra. Carmen De la Paz Olvera.**

**A Margarita Ponce Salazar por tu amistad, orientación y desinteresada colaboración en la realización de esta tesis**

**A la Dra. Carmen De la Paz Olvera un agradecimiento muy especial por tu amistad y apoyo académico en el presente trabajo.**

**Al Dr. Guillermo Laguna Hernández y la Dra. Helia Reyna Osuna Fernández, la Dra. Clarita, M. en C. Lourdes López Curto, Dra. Sonia Vázquez, un profundo agradecimiento por su amistad, atención y gentileza que han tenido siempre conmigo.**

**Al Fis. Humberto Olvera gracias mil por tu amistad, apoyo incondicional y por tus contribuciones sobre la información de la estación meteorológica de Coapa.**

**Al Fis. J. Jesús Ortega Piedras una profunda gratitud por tu amistad, apoyo y orientación en la estadística aportada en esta tesis.**

**A mis entrañables compañeros del laboratorio de “Apoyo a la investigación” del Jardín Botánico Exterior, Instituto de Biología UNAM. Lourdes Carmona, Concepción Guzmán, Alejandro Medina, Alejandro Vallejo, Gabriel Olalde, Bárbara de Olalde un profundo agradecimiento, por su amistad, generosidad y apoyo incondicional.**

**A Estelita Sandoval y Alicia Rojas mil gracias por su apoyo académico y moral. Pero sobre todo por compartir los buenos momentos.**

**Al Dr. Hermilo Quero un enorme agradecimiento por tu amistad y darme un lugar en tu laboratorio, para continuar mi tesis en épocas difíciles.**

**A la Dra. Eila Sheinvar muy agradecida por tus gentilezas, amistad y apoyo de siempre.**

**Al Dr. Víctor Chávez muchas gracias por su apoyo académico de siempre.**

**Al Dr. Salvador Arias un profundo agradecimiento por tu amistad, atenciones y buen humor, que siempre has manifestado.**

**A mis apreciables compañeros del laboratorio de Desarrollo en Plantas gracias por su amistad, disposición y atención que me han manifestado siempre.**

## ÍNDICE

I.- Introducción	6
II.- Antecedentes	9
III.- Hipótesis de trabajo	25
IV.- Objetivos	26
V.- Material y Método	27
VI.- Resultados	42
VI. 1.- Desarrollo de la flor estaminada	43
VI. 2.- Desarrollo de la flor pistilada	56
VI. 3.- Desarrollo del embrión, endospermo y fruto	72
VI. 4.- Germinación, desarrollo del haustorio.	93
VI. 5.- Dispersión del fruto	105
VI. 6.- Fenología	111
VI. 7.- Hospedantes de <i>Cladocolea loniceroides</i> en Coapa en la Ciudad de México	129
VIII.- Discusión	154
IX .- Conclusión	161
X .- Bibliografía	163

## RESÚMEN

### **Biología Reproductiva de *Cladocolea Ioniceroides* ( Van Tieghem) Kuijt (Loranthaceae)**

M. en C. Rosa María Cid Villamil

El conocimiento de la familia Loranthaceae se ha basado principalmente en investigaciones realizadas con especies europeas, asiáticas y de Oceanía, son muy escasos los estudios sobre esta familia en especies americanas.

El presente estudio, es el primer reporte a cerca de la Embriología del género ***Cladocolea*** de la familia Loranthaceae y en particular de la especie ***Cladocolea Ioniceroides*** (Van Tieghem) Kuijt , planta hemiparásita endémica de México.

Hasta hace 32 años, no había reportes de ***C. Ioniceroides*** para el Valle de México, hoy es la especie que parasita la mayor cantidad de árboles al sur de la Ciudad de México.

Se estudió el desarrollo desde los botones florales hasta la flor en anthesis, la estructura del fruto, su histoquímica y su dispersión, la germinación del mismo sobre sus hospedantes y la relación que se establece entre los tejidos de esta especie hemiparásita a través del haustorio.

También se hizo un listado florístico de los árboles que parasita en la Ciudad de México y se revisaron las condiciones ambientales en las que se lleva a cabo el parasitismo.

Mediante observaciones periódicas, durante tres años consecutivos, se correlacionaron los principales eventos reproductivos de ***C. Ioniceroides*** con la época del año en que suceden.

Se discute el desarrollo de las estructuras reproductoras de esta especie y se comparan con lo conocido para las familias Loranthaceae y Viscaceae. Se analiza el parasitismo en general y en particular el hemiparasitismo de Loranthaceae.

Se establecen las bases biológicas para el control y manejo de esta especie.

## **Abstract**

### **Biología Reproductiva de *Cladocolea loniceroides* (Van Tieghem) Kuijt (Loranthaceae)**

M. en C. Rosa María Cid Villamil

The Loranthaceae family study has been based mainly on the European, Asian, African, Australian and New Zeland species. There are few reports of similar works on the American Loranthaceae. This study is one of the first embryological report of ***Cladocolea*** genus, belonging to the Loranthaceae family, and it shows the ***Cladocolea loniceroides*** (Van Tieghem) Kuijt species in particular, which is an hemiparasitic endemic plant of Mexico. There has never been a biological development report on ***Cladocolea loniceroides*** for over thirty two years in the Valley of Mexico, but today we can find it among many of the host trees in southern Mexico City.

On behalf of its biological development we can point out that it starts from a floral bud up to its antesis stage, fruit structure, histochemical study, its dispersal and germination which occurred on its hosts trees, until is established and is connected to the tissues of the host, through the haustorium.

In addition, a floristic list was made from the host trees in the urban wooded-area of Mexico City, that correlates its presence with environmental conditions and types of perturbation that were also reviewed.

Finally, is the discussion on the reproductive structures of this species, in comparison to the already known Loranthaceae and Viscaeeae families.

Furthermore, parasitism in general and particular hemiparasitism is also. So this is the way in which we can establish its biological bases for control and management.

## I.- INTRODUCCIÓN

La Familia Loranthaceae comprende 65 géneros en el ámbito mundial con aproximadamente 1000 especies (Calder y Bernhardt,1983; Benzing,1990). Esta familia se caracteriza por presentar plantas hemiparásitas que tienen hojas verdes que fotosintetizan y toman de sus hospederos agua, sales minerales y posiblemente otros nutrientes. Carecen de raíz, pero se fijan mediante haustorios en los troncos y ramas de árboles y arbustos. Los daños que causan llegan a ser graves. Comúnmente se les conoce como muérdagos.

Sobre estas plantas, poco se conoce de su biología reproductora, germinación, crecimiento, fisiología, y las relaciones huésped- parásito (Shannon et. al. 1999)

Los muérdagos tienen cierta especificidad por sus hospedantes, pero se desconocen las causas de tal selectividad, aunque se supone que hay factores fisiológicos y ecológicos que están relacionados con ella, así como factores ambientales que favorecen su área de distribución (Kuijt, 1969, 1975; Cházaro, et. al., 1992; Hawksworth y Johnson, 1993; Ealé et al., 1994; Norton y De Lange, 1999).

Los muérdagos dependen de sus hospedantes, porque obtienen de ellos agua, sales minerales y ocasionalmente carbohidratos y algunas otras sustancias. En consecuencia, alteran las funciones metabólicas del árbol que infestan produciéndoles la muerte (Benzing,1990; Cházaro, et al.,1992; Ealé et al.,1994; Bannister y Strong, 2001)

La proliferación de los muérdagos es más frecuente en donde hay gran actividad humana, como son los paisajes fragmentados, tales como las orillas de los caminos, los potreros, los acahuales, las cercas vivas, etc. (Cházaro et al., 1992; Norton y De Lange, 1999; Bannister y Strong, 2001).

Dentro de esta familia Loranthaceae se encuentra el género **Cladocolea** que es un género propiamente de América (Kuijt, 1975; 1992). Está constituido por 30 especies, de las cuales 21 son endémicas de México, y se distribuyen desde el eje neovolcánico transversal hasta el sur del país. Se le encuentra en los estados de Tlaxcala, Guerrero, Jalisco, México, Michoacán, Morelos, Oaxaca y el Distrito Federal (Kuijt, 1975; Acosta, et al., 1992; Cházaro, et al., 1992). Las otras 9 especies se localizan en la Guyana, Surinam, Centro y Sudamérica (Kuijt, 1975; 1992; 2003, 2003a).

**C. Ioniceroides** (Van Tieghem) es una especie que parasita los órganos aéreos de sus hospedantes y además es hiperparasita, pues parasita a otras Loranthaceae y se autoinfesta. Sus hospedantes incluyen especies de producción frutal, ornamental, forestal, todas potencialmente maderables, pero una vez parasitado el árbol, el sistema endofítico perfora la madera y ésta ya no es útil.

**Cladocolea Ioniceroides** permanece en sus hospederos hasta por 40 años; llegando a matarlos.

En 1976 Calderón y Rzedowsky detectan por primera vez a **Cladocolea Ioniceroides** en el arbolado urbano de la Ciudad de México. En 30 años, esta planta parásita se ha convertido en un gran problema para los árboles no solo de la Ciudad de México sino de toda la cuenca endorreica.

Se decidió realizar la presente investigación dado el problema actual y potencial que ***Cladocolea loniceroides*** representa para el arbolado urbano de la cuenca endorreica de México así como el escaso conocimiento de su Biología reproductiva.

## II.- ANTECEDENTES

### II.1.- El parasitismo en plantas superiores

Las plantas parásitas son aproximadamente el 1% de las especies de angiospermas y están representadas en 22 familias. (Goldwasser 2001). El parasitismo en plantas superiores es un fenómeno biológico que se realiza principalmente por una estructura modificada que funciona como un puente natural, que fisiológicamente es altamente especializado y que es conocido como haustorio, a través del cual se transportan de un organismo a otro agua, sales minerales y otros materiales hidrocarbonados. El haustorio es el principal responsable de la transformación de una planta autótrofa en parásita (Riba, 1963; Kuijt, 1969; Ealé y Frochot 1994; López, 2002).

El xilema es afectado a consecuencia del parasitismo, debido a que es el tejido del hospedante en donde se establece el haustorio del parásito (Kuijt, 1969; Lamont, 1983; Ealé and Frochot , 1994; Bhojwani y Bhatnagar, 1981, 2000).

La vida parásita en las plantas surgió del parasitismo radical y se supone que la transición al parasitismo aéreo fue a causa de la aridez del ambiente, de tal manera que las plantas hemiparásitas sobrevivieron estableciéndose sobre estructuras aéreas de los hospedantes (Kuijt, 1969; Benzing, 1990).

### II.2.- Clasificación.

Entre las plantas fanerógamas hay algunas familias de hábitos parásitos y otras de hemiparásitos, es decir que utilizan total o parcialmente de agua, sales minerales y de materiales orgánicos elaborados por sus hospedantes, por su tipo de hábitos se clasifican en

holoparásitas o hemiparásitas (Riba, 1963; Calder y Bernhardt, 1983; Benzing, 1990; Shannon, et al., 1999).

**A.-** Las holoparásitas o parásitas obligadas son plantas parásitas que dependen totalmente de los hospedantes para su nutrición, ya que no poseen clorofila o son incapaces de asimilar el carbono y/o el nitrógeno inorgánico. Las holoparásitas pueden fijarse en tallos y raíces y se desarrollan como parásitos desde la germinación de sus semillas y se conectan al sistema vascular de su hospedero (Kuijt, 1969; Shanon et. al., 1999, 2001; Goldwasser et al., 2001).

A las holoparásitas pertenecen: Balanophoraceae, Cuscutaceae, Hydnoraceae, Krameriaceae, Lauraceae, Lennoaceae, Orobanchaceae, Rafflesiaceae y Scrophulariaceae.

A las hemiparásitas: Eremolepidaceae, Loranthaceae, Myzodendraceae, Santalaceae y Viscaceae (Kuijt, 1969; Benzing, 1990; Cházaro, et al., 1992).

**B.-** Las hemiparásitas o parásitas facultativas no dependen totalmente del huésped para su nutrición, ya que poseen clorofila y tienen la capacidad de asimilar el carbono, el nitrógeno inorgánico y requieren de agua y sales minerales además de un soporte físico para establecerse. Se fijan en los órganos aéreos de sus hospedantes, por eso se le conoce como parásitas aéreas, generalmente son parásitas de plantas leñosas, estos pueden ser árboles o arbustos (Kuijt, 1969; Shanon, et al., 1999; Goldwasser, et al., 2001; Wilson y Calvin, 2006).

La familia Loranthaceae está conformada por plantas hemiparásitas, pocas son parásitas de radicales (Calder y Bernhardt, 1983; Benzing, 1990) y está incluida en el orden Santalales. Originalmente esta familia comprendía dos subfamilias: Loranthoideae y Viscoideae (Kuijt, 1969; Johri, Ambegaokar, Srivastava, 1992). Actualmente se clasifican como dos familias diferentes: Loranthaceae y

Viscaceae, con diferencias citológicas, embriológicas, morfológicas y fitogeográficas (Barlow, 1983; Cronquist, 1988; Bhojwani et al., 1992; Judd, Campbell, Kellogg, Stevens, Donoghue, 2002). Desde 1964 Maheshwari pugnaba por su actual ubicación taxonómica y Kuijt (1969) lo considera adecuado. Actualmente los datos embriológicos constituyen la base para la taxonomía de estas familias. Las diferencias embriológicas entre las Loranthaceae y Viscaceae están en la estructura floral, en el desarrollo del saco embrionario, en el endospermo, en la embriogénesis y en la localización del sistema vascular con respecto a la viscina en el fruto (Bhojwani y Bhatnagar, 2000).

### **II. 3.- Diferencias entre la familia Viscaceae y Loranthaceae.**

La familia Loranthaceae está constituida por especies altamente especializadas como plantas parásitas y fotosintéticas. Además se establecen en sus hospederos mediante haustorios. Presentan ciertos caracteres muy particulares que las distinguen de las Viscaceae, como: presentan raíces epicorticales, ovario dispuesto en diferentes condiciones tales como: sin lóculo, con lóculo residual, o pueden estar dispuesto el ovario en pequeños lóbulos. Los óvulos no son diferenciados, fruto pegajoso y endospermo compuesto (Narayana, 1954; Johri, et.al.1992; Bhojwani y Bhatnagar, 1981, 2000).

La familia Viscaceae presenta flores unisexuales pequeñas e incospicuas, perianto monoclamídeo, endospermo simple con clorofila, tiene dos óvulos y saco embrionario bispórico, inflorescencias sin cálculo y la placenta en columna (Cronquist, 1988; Spichiger, Svolainen, Figeat, Jeanmonod, 2002).

En la familia Loranthaceae las flores son entomófilas, dioicas. Cuando desarrollan pistilo fértil y estaminodios se denominan flores pistiladas, cuando desarrollan estambres fértiles y pistilodio se denominan flores estaminadas, son hermafroditas morfológicamente pero uno

de los sexos no es fértil, por lo tanto son unisexuales. Tiene inflorescencias cimosas. Son plantas con ciclos de vida cortos, pero la permanencia en su hospedero es perenne y son muy susceptibles a climas extremos (Kuijt, 1969; Calderón, et al., 1979; Narayana, 1954,1955; Barlow, 1983).

Esta familia tiene flores cuya polinización cruzada se hace mediante insectos, aves o murciélagos (Ladley,1997; Franklin, 2000; Tadey, 2001; Murphy, 2001).

La familia Loranthaceae cuenta con 900 especies y 65 géneros, la familia Viscaceae, tiene 400 especies y 7 géneros (Benzing, 1990; Calder y Bernhardt, 1983).

Algunos autores consideran que hay un mayor número de especies en el mundo (de 1000 a 1300 especies y 75 géneros), distribuidas principalmente en zonas tropicales (Press y Graves, 1995; Wilson y Calvin 2006).

La distribución geográfica de la familia Loranthaceae es predominantemente tropical pero actualmente se les encuentra también en climas templados y fríos en el norte y el sur de América. Se localiza principalmente en América, Asia, Africa, Australia, Nueva Zelanda y Nueva Guinea (Barlow, 1983; Calder, et al., 1983; Benzing, 1990 ).

El origen de la familia Loranthaceae tuvo lugar en las placas continentales de la Gondwana, y son predominantemente del sur del globo terrestre, los ancestros se ubican en el Cretácico medio y se propone que surgieron de una familia de angiospermas ya extinta. Estas plantas fueron aisladas y distribuidas durante la separación de las placas continentales, sin embargo aún no está claro cuando evoluciona en ellas el parasitismo (Barlow, 1983; Calder y Bernhardt, 1983; Benzing, 1990).

La familia Viscaceae surge en la Laurasia, cuya divergencia y especialización fue más reciente, ya que se originó en Asia. La familia es predominantemente tropical, aun cuando está presente en el clima templado de Norte América, Asia, Australia, Nueva Zelanda y en

el norte de Canadá. Recientemente, este grupo se ha adaptado al clima frío y su radiación es muy reducida. Algunos de sus hospedantes son coníferas, en particular pináceas, las que se expandieron territorialmente durante el terciario tardío y con ellas la familia Viscaceae (Kuijt, 1969; Barlow, 1983; Calder y Bernhardt, 1983; Benzing, 1990).

En México la familia Loranthaceae está representada por 6 géneros y 106-200 especies (Riba, 1963; Hawksworth, 1983; Cházaro et al. 1992). Los géneros identificados son: *Oryctanthus*, *Phthirusa*, *Psittacanthus*, *Struthanthus*, *Ixocactus*, *Cladocolea* y para la familia Viscaceae: *Arceuthobium*, *Dendrophthora*, *Phoradendron* y *Antidaphne*.

Las Loranthaceae son ornitófilas y tienen un sistema de conducción de tipo endofítico. Son de una gran diversidad en los bosques tropicales húmedos. sus géneros están restringidos a las áreas naturales de relictos, generalmente son endémicas (Kuijt, 1969; Bennetts et al., 1996; Benzing, 1990; Buen 1999).

## **II. 4.- El Género Cladocolea**

*Cladocolea* es un género neotropical, descrito originalmente por Van Tieghem en 1895. Taxonómicamente *Cladocolea* está relacionada con *Struthanthus*, inclusive tienen hábitos y modo de parasitismo muy semejantes (Kuijt, 1975).

Posiblemente las especies de *Cladocolea* en Sudamérica sean un grupo más primitivo que las especies Mexicanas como son : *C. archeri*, *C. clandestina*, *C. harlingii*, y *C. roraimensis* (Kuijt, 1969, 1975 Calderón, et al., 1979). Entre las características botánicas más importantes de este género se encuentra que: son plantas parásitas de árboles y arbustos, colgantes bejucosas, miden de 0.30 a 1.30 m tienen tallos quebradizos, erguidos o volubles, redondos o aplanados, con hojas de forma ovada o lanceoladas dispuestas en pares, opuestas o alternas, bien desarrolladas, laminares subsésiles. Con ápice agudo o acuminado, basinervadas o pinnatinervadas, coriáceas. Las flores están en inflorescencias

determinadas con una flor apical y están dispuestas en racimos, corimbos o en cabezuelas axiales. Las flores son unisexuales, díocicas y aunque se presentan los dos sexos uno de ellos está atrofiado, de tal manera que tienen flores pistiladas con estaminodios y flores estaminadas con pistilodios (Kuijt, 1975).

#### **II. 4.1.- El Género *Cladocolea* estructuras reproductoras:**

Están situadas en un cálculo dentado o continuo. Presentan flores de color verde-amarillento a blanco- amarillento que miden de 2-3 mm. El Perianto es de 6 piezas con un número igual de estambres los que están unidos a cada unidad. El ovario es ínfero, unilocular, con estilo manifiesto y estigma capitado. El fruto es una pseudobaya que mide de 5-7 mm de longitud de forma ovoide, subgloboso que al madurar cambia de color rojo púrpura a rojo oscuro, carece de semilla (Kuijt 1975; Calderón y Rzedowski, 2000; Huerta, 1991; Acosta, et al., 1992).

Sus flores son sencillas y axilares. Fueron descritas como hermafroditas, aunque funcionalmente son unisexuales, tienen inflorescencias determinadas (terminan en una flor) y este es un carácter taxonómico de Loranthaceae. El fruto maduro contiene un endospermo blanquecino y un tejido viscoso llamado viscina (Kuijt 1969).

El polo haustorial del embrión de ***Cladocolea*** es diferente del que presentan ***Struthanthus***, ***Phthirusa***, ***Orycthanthus***, ***C. inconspicua***. Otro carácter taxonómico particular es la presencia de raíces epicorticales que solamente se encuentran en cinco especies: ***C. gracilis***, ***C. inconspicua***, ***C inorna***, ***C. loniceroides*** y ***C. olingatha***. En todas ellas se observa un haustorio. Los tallos maduros se cubren de una callosidad café o negra. Las ramas son de tipo simpodial.

**II. 5.- Cladocolea loniceroides** es una especie endémica de México y se localiza principalmente en Jalisco, Michoacán, Guerrero, Morelos, Estado de México, Tlaxcala y el Distrito Federal. (Kuijt, 1969; Rzedowski, et al., 1985; Acosta et al., 1992; Cházaro et al., 1992).

Presenta inflorescencias en grupos o individuales, es una planta dioica, profusamente ramificada, pubescente, de crecimiento simpodial, tiene hojas alternas, suaves y delgadas, lanceoladas en la base y el ápice agudo. El peciolo muy corto, venación pinada con una vena media que recorre hasta el ápice (Kuijt, 1969; Calderón y Rzedowski 1972; Cházaro et al., 1992; Calderón y Rzedowski 2000).

**II.5.1.- Estructuras reproductoras de *C. loniceroides*:** Las inflorescencias pistiladas están en la misma posición que las estaminadas con un pedúnculo que mide 3 mm ocasionalmente llega a medir hasta 15 mm, presenta una bráctea linear involucral muy variable que mide 4 mm, los órganos foliosos con la bráctea miden más de 10 x 5 mm (Kuijt, 1975; Calderón y Rzedowski, 1979, 2000).

El número de flores es de 6-10 en la inflorescencia pistilada, muy semejante al de la inflorescencia estaminada. Las flores estaminadas son de color amarillo y miden 4 mm de longitud. Tienen de 5-6 pétalos, que miden de 3 mm Los pétalos tienen adnados los estambres, que están situados de manera dorsal mediante un corto filamento dispuesto en la mitad del pétalo. Las anteras miden menos de 1 mm, en el interior de la antera hay dos sacos del polen dispuestos hacia arriba y dos sacos hacia abajo (Kuijt, 1975).

El polen es liso tricolporado, sincolpado, tectado y oblado, de 19.5-20.5 micras vista angular de 29.9-34.4 micras, la sexina es más gruesa que la nexina y superficialmente psilada (Palacios et al., 1986 )

El ovario mide 1 mm y el pistilodio 3 mm En la flor estaminada el pistilodio es ligeramente ondulado, el estigma está ligeramente diferenciado.

Las flores pistiladas son blancas o ligeramente amarillas, miden 3 mm de longitud, el estaminodio es en forma de banda, el ovario mide menos de 1 mm El estilo es muy contorneado a partir de sus dos terceras partes hacia arriba y alcanza la punta de los pétalos, el estigma está bien diferenciado. Abajo del estilo están los nectarios pubescentes. El fruto mide 5x3 mm Es ovoide, glabro en su madurez, además es de color rojizo a morado oscuro, el embrión es verde oscuro en forma de clava, con dos cotiledones lineares (Kuijt 1969, Calderón 1972).

## **II. 6.- Embriología en la familia Loranthaceae**

La familia Loranthaceae ha sido estudiada por Bhatnagar y Johri(1983), comparando la morfología del desarrollo entre las familias Loranthaceae y Viscaceae.

En Loranthaceae las anteras presentan una pared formada por una epidermis, endotecio fibroso, una capa media efímera y el tapete glandular con células binucleadas.

En *Loranthus europeaus* y en *Scurrula* el tapete es amiboideo, los granos del polen son triangulares y ligeramente curvados cóncavo-convexo usualmente son tricolpados, las microsporas son trirradiadas (Bhojwani et al., 1981,2000; Johri, 1992).

El “Complejo Ovular” presenta una morfología muy particular, tiene estructura y disposición de la placenta muy poco común debido a que en algunas Loranthaceae no hay placenta como en *Helixanthera sp.* En otros géneros presentan 4 lóbulos y 4 cámaras como en *Lysiana* (Johri et al., 1992). Haustorio calazal lo presentan algunos miembros de la familia Loranthaceae (Bhojwani et al., 1981,2000; Benzing, 1990; Johri, et al., 1992).

Actualmente, se clasifica al complejo óvulo- ovárico de las Loranthaceae, en seis categorías ellas son: 1.- placenta ausente, 2.- placenta transitoria, 3.- placenta prominente

y unilobulada, 4.- placenta trilobulada, 5.-placenta trilobulada en la base y fusionada con la pared del ovario, 6.- placenta tetralobulada y fusionada con la pared del ovario ( Bhatnagar y Johri, 1983; Johri, et al., 1992).

Entre otros caracteres están: en las Loranthaceae se encuentra la placenta que se considera muy rudimentaria, el desarrollo del saco embrionario es del tipo Poligonum, pueden desarrollar un haustorio de tipo calazal y micropilar, el saco embrionario se extiende a lo largo del canal estilar hacia el estigma, el desarrollo del endospermo es celular y helobial, el cigoto se divide longitudinalmente. No presentan tegumentos seminales y por lo tanto no se forma cubierta seminal, el embrión permanece inmerso en el fruto, el pericarpio presenta una capa de Viscina.

Entre las diferencias embriológicas más contrastantes con la familia Viscaceae es que ésta última presenta el saco embrionario de tipo Alium y la primera división del cigoto es transversal (Kuijt 1969; Hawksworth y Wiens, 1989; Johri et. al., 1992).

En términos generales sobre las plantas parásitas y en particular en la familia Loranthaceae hay bastante información con respecto a sus visitantes, aves dispersoras de frutos, interacciones ecológicas etc. (Larson, 1996; Ladley, 1997; Buen et al.,1999; Robertson, 1999; Amico, 2000; Franklin, 2000; Murphy, 2001; Sessions, 2001).

Avances recientes sobre la biología del desarrollo y germinación de plantas parásitas mediante cultivo de tejidos son los realizados en 23 géneros y 7 familias entre ellas la familia Loranthaceae (Shannon et. al., 1999, 2001)

## **II. 7.- Dispersión de frutos en Loranthaceae**

La relación entre los muérdagos y aves se ha conocido y estudiado desde épocas ancestrales. Para Theophrasto (371-286 A. C.) era común una goma adhesiva, procedente del fruto del muérdago, que al ser picoteada por los pájaros, quedaba en el pico de las aves (birdlime). Tal sustancia fue utilizada en Europa como adhesivo (Kuijt, 1969).

Los pájaros frugívoros, desempeñan un papel muy importante en la dispersión de las formas reproductoras de los muérdagos, que son los frutos y los depositan sobre las estructuras vegetativas de sus posibles hospederos donde germinan.

Las aves son los principales dispersores de los frutos de las Loranthaceae, aunque este tipo de dispersión no es exclusivo. También hay otros animales como los marsupiales, por ejemplo *Dromiciopsis australis* endémico en Sudamérica y las ardillas, que realizan la dispersión (Liddy, 1983; Reid, 1987, 1989; Amico et al. 2000; Murphy, et al., 2001).

La familia Loranthaceae tiene frutos que son descritos como bayas drupáceas, pseudobayas y pseudodrupas, que nunca forman una verdadera semilla. Pueden tener de 1 a 2 embriones. Los frutos están rodeados por 3 capas: exocarpo, mesocarpo y endocarpo. El exocarpo está fuertemente cutinizado y contiene viscina. El mesocarpo tiene viscina y a veces un material celulósico indigestible, que se encuentra en una matriz de pectina que es altamente higroscópica. El endocarpo es delgado y se aloja encima del endospermo que a veces presenta clorofila.

El fruto es muy atractivo a la vista de los pájaros, porque tiene una gran gama de colores que varían desde rojo escarlata hasta el azul-violeta y el morado oscuro, la pulpa es pegajosa.

Pájaros como *Dicaeum celebicum* tiene el tracto digestivo adaptado a la digestión de la pulpa y defecan el endospermo y el embrión listo para la germinación. Además los pájaros son polinizadores de los muérdagos, debido a que estas plantas son productoras de néctar.

Su importancia estriba en que son aves endémicas cuya existencia depende de la presencia de los muérdagos; tal es el caso del pájaro campana *Anthornis melanura* que poliniza particularmente a especies de muérdagos como: *Peraxilla tetrapetala*, *Peraxilla clensoi*, *Alepis flavida*, *Trilepidea adamsii* (Ladley et al., 1997; Tadey et al., 2001; Murphy et al., 2001).

Las aves dispersan los frutos por medio de 4 vías: a.- Ingestión del fruto y defecación. b.- Ingestión los frutos y regurgitación. c.- La eliminación del fruto completo. d.- Adhesión de los frutos al pico y deposición en otras plantas (Kuijt 1969; Benzing 1990; Landley et al., 1996; Buen 1999).

Un tipo de dispersión a corta distancia es cuando los pájaros, al capturar el fruto, lo perforan y sale una goma adhesiva que se adhiere fácilmente a los troncos y ramas de las plantas cercanas (Venturelli et al., 1984; Benzing 1990; Cházaro et al., 1992).

Con fines experimentales se realiza la dispersión manual, que se hace en sitios naturales y permite obtener información sobre el establecimiento de la semilla sobre su hospedero, la germinación, la supervivencia de semillas, el desarrollo del haustorio y los patrones de distribución (Norton et al., 1998; Dzerefos et al., 1998; Lavorel 1999; Reid et al., 2000; Bannister et al., 2001).

Los muérdagos tienen mayor éxito de dispersión y establecimiento en hábitats fragmentados de bosques, selvas y en zonas áridas (Riba 1965; Cházaro 1992; Larson 1996; Lavorel et al., 1999; Portón et al. 1999).

Aun cuando los frutos recolectados y dispersados por los pájaros llegan a sus huéspedes potenciales, no siempre logran germinar o desarrollarse. Esto se debe a una especificidad del muérdago hacia su hospedero, de tal manera que hay especies de Loranthaceae que

crecen sobre gimnospermas pero no sobre angiospermas y viceversa (Cházaro et al., 1992; Acosta et al., 1992).

Los muérdagos interactúan con diferentes animales y constituyen un recurso alimenticio. Las aves son sus principales dispersores de frutos y polen y las plantas también producen néctar para visitantes (insectos y aves). Además las ramas de los muérdagos *Amyema cambagei* aportan materiales para la construcción de los nidos de las aves (Mathiasen, 1996; Geering, 1998).

Las especies de muérdagos (Loranthaceae) de Nueva Zelanda son polinizadas bajo dos condiciones: las especies monoicas son polinizadas por pájaros (*Apeláís fallida*, *Perrilla colegios*, *P. tetrapetala* y *Trilepidea adamsii*); y las especies dioicas, son polinizadas por insectos (*Ileostylus micranthus* y *Tupeia antarctica*) (Landley et al., 1997).

No todos los muérdagos dependen de las aves para su dispersión, como es el caso de *Tristerix tetrandus* cuya dispersión es por marsupiales y rara vez es ornitófila, esto sucede en algunos muérdagos de Australia, Indonesia y el sudeste de Asia (Amico, 2000; Medel, 2000, 2001).

Los patrones de dispersión también corresponden a la abundancia relativa de huéspedes (Norton et al., 1999). Entre las estrategias de reproducción de los muérdagos se han determinado patrones de dispersión de frutos de muérdago por aves por ejemplo: *Phrygilanthus sonorae* en *Phoradendron californicum* en Baja California, México; *Amyema preissii* cuyo dispersor es *Dicaeum hirudinaceum* en Australia (Larson, 1996; Overton, 1996).

Mckey (1975), considera que el modelo de dispersión de los muérdagos es muy especializado ya que la diáspora es depositada en los lugares más accesibles para la germinación y los frutos son de un alto valor nutritivo para sus dispersores.

## II.8.- Germinación

El parasitismo empieza con la penetración del haustorio en la corteza del hospedante, esta estructura consta de un eje central y tejidos vasculares rodeados por células glandulares, progresa hacia el xilema ayudado por la digestión enzimática y una fuerza mecánica. Por lo tanto, el haustorio es un órgano complejo que permite la fijación, penetración y absorción del parásito dentro del hospedero ( Menzies, 1954; Benzing, 1990).

Durante la germinación del embrión crece una radícula corta que sale del fruto, y va directamente hacia el huésped, penetra en la corteza y se forma un disco haustorial, que nunca se separa del hospedero. Con esto se inicia la formación de un sistema endofítico, de un órgano intrusivo que penetra y avanza para establecerse dentro de los tejidos del huésped y posteriormente forma un sistema de conducción del parásito (Benzing, 1990; Decks et al., 1999).

Bajo condiciones controladas en cultivo de tejidos, se ha logrado la germinación y se ha observado al fruto durante este proceso que es muy similar a lo antes descrito. Además, se observó como del embrión emergen los cotiledones y como se liberan las reservas de la semilla, para el desarrollo del hipocótilo. Los géneros de Loranthaceae que se han estudiados "In vitro" son: *Amyema*, *Amylothea*, *Dendrophthia*, *Nuytsia*, *Scurrula*, *Tapinanthus*, *Taxillus* (Shannon et al., 1999).

Los factores que propician la germinación son la humedad y la luz principalmente, además de ciertas condiciones de hidratación de la viscina. En observaciones de campo, los índices más altos de germinación se dan en lugares húmedos y con luz. Sin embargo las especies de zonas áridas, son más tolerantes a la ausencia de humedad y las semillas pueden ser dañadas por ésta. Por el contrario en las especies de muérdagos de los bosques húmedos, el

desarrollo del haustorio solamente se logra con humedad, indispensable para que penetre en la corteza del hospedero (Benzing 1990).

Algunas Loranthaceae requieren de luz para la germinación por ejemplo: en *Amyema preissi* y en *Loranthus europaeus*. En otras especies, la luz no es muy importante, por ejemplo *Phthirusa pyrifolia* la que germina fácilmente en la obscuridad. En los frutos de los muérdagos de zonas templadas, la germinación es muy rápida como es el caso de *Phthirusa* que después de dos semanas de la llegada del fruto al hospedero empieza la germinación sobre el disco terminal y se aprecian sus dos cotiledones separados además del endospermo colapsado. Sin embargo dos años después empieza a florecer y a producir frutos ( Kujit 1969; Benzing 1990).

La viscina forma parte de un tejido viscoso, pegajoso muy característico del fruto de los muérdagos que presentan dos capas de viscina una externa que aparentemente digeriste que es una capa celulósica delgada y una capa interna que contiene pectina. En observaciones de campo, se ha encontrado germinando muérdagos sobre vidrio, piedras, papel y objetos inanimados, de tal manera que lo que estimula la germinación, no procede del hospedero (Benzing 1990, Frochot et al. 1995).

### III.- Planteamiento del problema.

Rzedowski y Calderón (1979) detectaron por primera vez a ***Cladocolea Ioniceroides*** parasitando al arbolado urbano de la Ciudad de México en condiciones de cultivos introducidos. Actualmente, esta planta es muy abundante en todo el Valle de México (Calderón y Rzedowski 1979; Cházaro et al. 1992).

**C. Ioniceroides** ha sido estudiada exclusivamente desde el punto de vista taxonómico (Kuijt, 1975; Calderón y Rzedowski, 1979; Kuijt 1987, 1992; Acosta et al. 1992; Cházaro et al. 1992, 1993). No se sabe qué especies arbóreas infestan en la ciudad de México y no se tiene idea de cual es su fenología.

Respecto a la biología reproductiva no existe información de: la anatomía de la diáspora, como se establece, germina, penetra y hasta dónde llega en el interior del tronco de su hospedante, así como qué daños puede causar. Se desconoce cómo se dispersan los frutos.

Por lo anteriormente expuesto y dada la extensión del problema con el arbolado urbano de la Ciudad de México aunado el escaso conocimiento del proceso biológico, se propuso realizar esta investigación que permitirá sentar las bases para estudios posteriores sobre control y manejo de esta especie parásita y el aprovechamiento de su potencial.

#### **IV.- Objetivos**

La presente investigación se llevó a cabo con los siguientes objetivos.

##### **IV.- Objetivo general.-**

Estudiar el problema del parasitismo de ***C. Ioniceroides*** en la Ciudad de México, así como aspectos de su fenología y ciclo reproductivo.

##### **IV. 1.- Objetivos particulares.-**

Aportar información que permita:

- 1.- Conocer a los hospedantes de ***C. Ioniceroides*** en una área de la Ciudad de México.
- 2.- Conocer y describir el desarrollo del aparato ovular.
- 3.- Conocer y describir el desarrollo de los granos de polen.
- 4.- Describir la anatomía del fruto.
- 5.- Conocer la forma de dispersión de los frutos.
- 6.- Conocer la germinación y el establecimiento del haustorio en el hospedante.
- 7.- Conocer la fenología de estos eventos.

## V.- MATERIALES Y METODO

### V. 1.- Sitio de estudio

El sitio de estudio está localizado en La exhacienda de San Antonio Coapa, al sur del Valle de México a N 19° 18.4201, W 99° 8.0541 (GPS Mod.12CX Germin). El lugar corresponde a una planicie del sur de la Ciudad de México, no tiene relieves cercanos, la temperatura promedio anual baja es de 11.5° C y la alta de 24° C, la temperatura media anual de 17° C, (estación meteorológica local Esc. Nal. Prep. Núm. 5 UNAM). (Figs. 1, 2)

El área es el Campus Universitario del bachillerato, el plantel núm. 5, “José Vasconcelos” que cuenta con una extensión de 95,739 m<sup>2</sup> (Figs 1 y 2). Está dividido de la siguiente manera:

Áreas verdes (no construidas) libres.....	56,220 m <sup>2</sup>
- Superficie de estacionamientos.....	10,664 m <sup>2</sup>
- Superficie de construcciones (azoteas).....	13,900 m <sup>2</sup>
- Superficie de plazas y andadores .....	12,075 m <sup>2</sup>
- Superficie pavimentada.....	2,880 m <sup>2</sup>

Durante la 1° etapa se utilizó el siguiente método para el diagnóstico y la identificación de los árboles hospedantes y no hospedantes.

Para la localización de los árboles, el área se dividió en sectores; cada sector conteniendo 100 árboles; cada árbol marcado con una numeración progresiva. Esto nos permitió localizarlos con precisión durante el muestreo y diagnóstico.

(Según datos oficiales del Depto. de Obras y Mantenimiento de la UNAM, 1995).

La identificación taxonómica del árbol; se hizo en el Instituto de Biología, en el Herbario Nacional (MEXU), además del uso y el apoyo Bibliográfico de la biblioteca del Instituto de Biología y del Jardín Botánico exterior de la UNAM.

Los muestreos se planificaron para 1140 árboles pero la información total reunida fué de 960 árboles. Se realizó el trabajo de recolección de ejemplares botánicos procurando contar con la flor, fruto y semilla, para su identificación taxonómica. Durante los muestreos se hicieron las observaciones para determinar que árboles son hospedantes de *Cladocolea loniceroides* y se marcaron.

## **V.2.- Recoleccion de material**

La 2° etapa fué para estudiar el desarrollo embriológico de *Cladocolea loniceroides* se recolectaron inflorescencias de flores pistiladas y estaminadas, en botón y con frutos en diferentes etapas de desarrollo. El periodo de estudio abarcó de 1997 a 2002 y se observó la fenología una vez por mes durante 2 años (2001 y 2002).

### **V.2.1.- Trabajo de campo**

Recolección del material.- El material biológico recolectado para este estudio consistió de botones florales, flores pistiladas y estaminadas en antesis, flores pistiladas en postantesis, frutos en 7 diferentes etapas de desarrollo y frutos geminando en el hospedante de *Cladocolea loniceroides*, durante la primavera y el invierno de 1997 a 2002.

Es común encontrar todas las etapas fenológicas en una sola rama de la planta femenina, sin embargo la planta masculina no siempre está presente, así que la recolección de las flores pistiladas y estaminadas se llevó a cabo durante el pico floral de primavera. Los frutos se recolectaron durante el otoño e invierno.

Fijación.- Los botones florales, flor en antesis, postantesis, frutos maduros, frutos germinando en el hospedero se fijaron en FAA (Formaldehido, ácido acético, etanol al 96% , agua, 1:0.5:5: 3.5 ). Las muestras se trataron de manera diferente.

Los botones florales.- Se encuentran incluidos en grupos de una a dos inflorescencias, aunque lo común es una, cada botón está rodeado por bracteas pubescentes, que se

retiraron para facilitar la penetración del fijador, otros botones permanecieron con las brácteas.

Los frutos maduros .- Se hicieron incisiones en la parte superior e inferior de los frutos, para permitir la entrada del fijador. Considerando que no hay semillas y el embrión se encuentra alojado desnudo en el interior del fruto, al tratar técnicamente al fruto se está tratando al embrión.

Para la germinación.- La muestra corresponde al fruto germinando en el sitio donde se establece, en la rama del árbol, se tomó parte de tallo del hospedero, se cortaron en cubos de 1 cm. por lado y se fijaron

Después de la fijación, se lavaron las muestras en agua de la llave para eliminar el exceso del fijador durante 3 hs.

#### **V.2.2.- Trabajo de laboratorio**

##### **- Inclusión en paraplast**

Parte del material fijado (botones florales, flores en antesis, en postantesis y frutos), se deshidrataron con etanoles graduales (50%, 70%, 85%, 96%, 100%,100%, durante dos horas cada uno); en seguida se colocaron en alcohol 100%- xilol (1:1) durante una hora y en xilol puro por 5 min; xilol-paraplast (1:1) por 24 horas y en paraplast puro 24 horas a 56<sup>0</sup> C. Se obtuvieron los cortes mediante un microtomo de rotación (American Optical 820), de 5, 7, 10 micrómetros de grosor.

Se desparafinaron los cortes en la estufa a 56<sup>0</sup> C durante 1 hora, en seguida se pasaron por tres cambios de xilol, uno en alcohol al 100%, otro al 96% durante tres minutos cada uno.

Los cortes se tiñeron mediante la tinción doble de safranina-metilcelosolve-verde rápido-metilcelosolve (López et al., 1998; Ruzín, 1999).

##### **- Inclusión en L R- White**

El material Fijado en FAA se deshidrató en etanol en concentraciones graduales (50%, 70%, 85%, 96%, 100%, 100%, durante dos horas cada uno), después se pasaron a infiltración en L.R.White y etanol absoluto en una serie graduada de 1:3, 1:1, 3:1 por una hora cada uno. En seguida se pasaron a tres cambios de L R- White al 100% por una hora cada uno. La polimerización se llevó a cabo a 55<sup>0</sup> C en ausencia de oxígeno. La tinción se hizo con azul de toluidina O. (Ruzin, 1999).

Se hicieron cortes semifinos de 1-2 µm en un ultramicrotomo RMC-MT990, con navajas de vidrio.

### **- Microscopía Electrónica de Barrido (MEB)**

En el microscopio electrónico de barrido se observaron estructuras de la flor estaminada y pistilada, de botones florales, flores en antesis y postantesis, fruto joven, maduro y en germinación.

Se deshidrató el material en etanol a concentraciones graduales (30%, 50%, 70%, 85%, 96%, 100%) durante dos horas cada uno. Posteriormente se llevó a punto crítico con CO<sub>2</sub>, después se montaron sobre portamuestras de aluminio con cinta de carbón de doble adhesivo; se cubrieron con oro en una ionizadora modelo 550 Emitech a 15 mA durante un minuto. Las muestras fueron observadas en un microscopio electrónico de barrido Hitachi S-2460N a 10KV.

Todas las fotomicrografías del MEB fueron registradas en película Ilford Pan F ASA 50 con una cámara Pentax Z 10 y en papel térmico.

### **- Histoquímica**

En material fresco se hicieron cortes a temperatura ambiente y por congelación en un Criostato. Algunas pruebas se hicieron con muestra fijadas en FAA ,

incluidas en paraplast y cortadas en microtomo de rotación con cortes de 10 $\mu$  y mantenidas en etanol 70% material para las pruebas histoquímicas.

Las pruebas histoquímicas permitieron determinar la naturaleza química de los tejidos del fruto .

#### **Azul negro de Naftol** (Fisher, 1968)

Tiñe de azul las reservas protéicas.

1.- Material incluido en parafina:

A.- Desparafinar y rehidratar la muestra hasta agua destilada.

B.- Material fresco: hacer cortes a mano

2.- Deshidratar en alcoholes graduales 30, 50%. 3 min. en cada uno.

3.- Agregar azul negro de naftol 1:1 (alcohol al 50%) durante 20 min.

4.- Enjuagar en alcoholes 70, 96 y 100%

5.- Pasar a xileno 3 min.

6.- Montar en resina sintética.

#### **Rojo “O” de aceite** (E.M.Engleman comunicación personal)

Tiñe de rojo los lípidos y cutículas

1.- Material incluido en parafina: Desparafinar y rehidratar la muestra hasta alcohol 50%.

2.- Agregar unas gotas de rojo de aceite “O” durante 25 min.

3.- Agregar agua destilada.

4.- Montar en gelatina glicerizada.

#### **Ácido peryódico+Reactivo de Schiff (APS)** (E.M.Engleman comunicación personal)

Tiñe polisacáridos insolubles en color rosa intenso.

- 1.- Material incluido en parafina: Desparafinar y rehidratar la muestra hasta agua destilada o material fresco: hacer cortes a mano
- 2.- Agregar unas gotas de ácido peryódico 15 min.
- 3.- Agregar agua de la llave durante 10- 20 seg.
- 4- Aplicar reactivo de Schiff durante 15 min.
- 5.- Enjuagar en agua de la llave.
- 6.- Deshidratar en alcoholes graduales 30, 50%. 3 min. en cada uno.
- 7.- Aplicar azul negro de naftol 1:1; durante 1- 15 min.
- 8.- Agregar alcoholes graduales de 70% y 96%
- 9.- Pasar en alcohol butílico, 3 cambios.
- 10.- Poner en xileno 3 min.
- 11.- Montar en resina sintética.

#### **Yodo- Yoduro de Potasio I<sub>2</sub> k I (Lugol) (Johansen, 1940)**

Tiñe de morado a azul oscuro al almidón

- 1.- Material incluido en parafina: Desparafinar y rehidratar la muestra hasta agua destilada o material fresco hacer cortes a mano.
- 2.- Agregar unas gotas de lugol durante 5 min.
- 3.- Colocar un cubre-objetos y observar al microscopio.

#### **Sulfato ferroso**

Tiñe de color azul oscuro a los taninos hidrolizables

- 1.- Material fresco hacer cortes a mano
- 2.- Agregar unas gotas de sulfato ferroso de 1-3 h
- 3.- Colocar un cubre-objetos y observar al microscopio.

**APS + Azul Negro de Naftol** (E.M.Engleman comunicación personal)

Es una tinción doble que hace evidentes a polisacáridos insolubles del endospermo diferenciándose de los cuerpos proteicos

- 1.- Material incluido en parafina: Desparafinar y rehidratar la muestra hasta agua destilada, o material fijado o fresco hacer cortes a mano.
- 2.- Deshidratar en alcoholes graduales 30, 50%. 3 min. en cada uno.
- 3.- Aplicar azul negro de naftol 1:1; durante 20 min. o hasta que las proteínas se tornen azules.
- 4.- Enjuagar en alcoholes graduales de 70%, 96% y 100%
- 5.- Enjuagar en alcohol butílico, 3 cambios.
- 6.- Pasar a xileno durante 3 min.
- 7.- Montar en resina sintética.

#### **Vainillina - Acido clorhídrico**

Tiñe de color rosa- rojo la presencia de taninos condensados

- 1.- Material incluido en parafina desparafinar y rehidratar la muestra hasta agua destilada, o bien para material fijado o fresco hacer cortes a mano.
- 2.- Agregar unas gotas de vainillina y una gota de ácido clorhídrico 6 M .
- 3.- Colocar un cubre-objetos y observar al microscopio.

#### **Fluoroglucina-ácido clorhídrico**

Tiñe paredes celulares lignificadas en color rojizo

- 1.- Material incluido en parafina desparafinar y rehidratar la muestra hasta agua destilada, o bien para material fresco hacer cortes a mano.
- 2.- Agregar unas gotas de fluoroglucina al 1% y flamear
- 3.- Difundir unas gotas de ácido clorhídrico al 25%
- 4.- Colocar un cubre-objetos y observar al microscopio.

## **Rojo de rutenio**

Tiñe a la pectina en color rojo-violeta

- 1.- Material fijado o fresco hacer cortes a mano.
- 2.- Agregar unas gotas de rojo de rutenio
- 3.- Colocar un cubre-objetos y observar al microscopio.

## **Los frutos maduros .-**

En seguida de la fijación, se lavaron las muestras en agua de la llave para eliminar el exceso del fijador durante 3 h

4) Deshidratación:

**- Método para la observación de cortes de tallos del hospedantes con los frutos de *C. loniceroides***

**Frutos durante la germinación .-** Después de la fijación, se lavaron las muestras en agua de la llave para eliminar el exceso del fijador durante 3 hs. En seguida se depositaron en un ablandador de madera GAA ( glicerina, agua, alcohol 96<sup>0</sup>, 1:2:3) durante 4 meses.

1.- Para la infiltración del tallo del hospedero se utilizó TBA alcohol terbutílico (Terbutanol) con parafina a 58° - 60° C , aumentando la proporción de la parafina durante 6 cambios de 60 min. cada uno. Los tejidos premanecieron 48 hs en TBA-Parafina.

2.- Del material incluido en parafina se realizaron cortes seriados en un micrótopo de rotación (American Optical), de un grosor de 25 µ m suspendidos en un baño de flotación a 48<sup>0</sup> C. (Johansen 1940 y Curtis 1986)

Se desparafinaron, hidrataron y tiñeron con safranina- metilcelosolve verde rápido metilcelosolve con aceite de clavo (López et al., 1998; Ruzin, 1999).

## **Observación**

Las observaciones y fotomicrografías se realizaron en un fotomicroscopio Olympus Provis AX70 del Laboratorio de Fotografía de la Facultad de Ciencias UNAM. Además del microscopio Carl Zeiss, Axioscop del laboratorio de Apoyo a la Investigación del Jardín Botánico del Instituto de Biología (JB-IBUNAM). Todas las fotomicrografías fueron registradas en película Velvia ASA 50 y película Ilford Pan F 50.

### **V.2.3.- Metodología para la identificación de los árboles**

Se realizó un inventario para hacer un diagnóstico de la distribución de los árboles hospederos y no hospederos de *C. loniceroides*.

**Para la Localización de los árboles.-** Se dividió el campo de estudio en 12 sectores, cada uno de 100 árboles y uno con 40, Se marcaron en orden con numeración progresiva, esto nos permite localizarlos con precisión, durante

A.- Los muestreos, B.- El diagnóstico y C.- El mantenimiento.

### **Identificación del Material Biológico**

La planta en estudio la identificó el Dr. Robert Bye colecta num. 9401-94960, como *Cladocolea loniceroides* (Van Tieghem) Kuijt de la familia Loranthaceae y cuyo ejemplar se encuentra en el Herbario Nacional (MEXU).

Los muestreos se hicieron mensualmente durante todo el año, con el fin de encontrar todas las estructuras reproductoras y hacer los registros fenológicos.

Durante los meses de diciembre a marzo, que corresponden al fin del invierno y principio de la primavera, los árboles deciduos parasitados por muérdagos se pueden detectar mejor para muestrearlos. Ya que el árbol carece de hojas, pero los muérdagos permanecen. En el caso de los árboles perennifolios su follaje se

confunde con el follaje del muérdago durante todo el año. Sin embargo se hacen los muestreos.

**El modelo experimental se dividió con base a 4 criterios** (Dorney, et al., 1979; 1980; Dorney, 1986) :

- 1.- Etapa fenológica del árbol.
- 2.- Caracteres para la identificación del árbol.
- 3.- Caracterización del espacio
- 4.- Estado de salud del árbol

La metodología aplicada a cada una de las etapas fue la siguiente:

**1.-La biología del árbol** se evaluó por medio de 2 procesos:

A.- Ciclo fenológico

B.- El follaje

La información que se reunió para la evaluación se hace en % y mediante dos posibilidades:

- 1 Si cuando el carácter está presente ó
- 2 No cuando el carácter no está presente

**2.- Caracteres vegetativos del árbol:**

**A.- Tipo de raíz**

La evaluación se hace en % y mediante 2 posibilidades:

- 1 Superficiales (cuando están expuestas a la superficie).
- 2 Profundas (cuando no son visibles).

**B.- El tronco**

Se evaluó en % y mediante 5 posibilidades según el daño en la corteza y/o en el tronco.

0 Sin daño

- 1 Tronco defectuoso
- 2 Daño en la corteza
- 3 Daño por materiales embebidos
- 4 Ramas rotas

### **C.- La copa**

Se evaluó en % a través de 4 posibilidades según el daño que sufre la copa:

- 0 Sin daño
- 1 Copa suprimida
- 2 La punta rota
- 3 Resequedad en la copa

**La tercera etapa** se evaluó la localización de los árboles mediante la siguiente información:

### **3.- Caracterización del sitio:**

La información que se reunió para la evaluación se hizo según el lugar en donde está plantado el árbol y se hace en % y por medio de 5 posibilidades:

#### **A.- Por la ubicación del árbol**

- 1 En las orillas
- 2 En grupos de vegetación
- 3 En espacios con perturbación ambiental
- 4 Cerca de edificios o bardas
- 5 Otros

#### **B.- Tipos de perturbación.**

La evaluación se hizo según el tipo de problema que es más evidente en el lugar y se reporta en % por medio de 6 posibilidades:

- 0 Sin problemas
- 2 Por tránsito peatonal
- 1 Por basura
- 3 Espacios con actividades deportivas
- 4 Espacios abiertos de recreación activa o pasiva
- 5 Otras

**La cuarta etapa** se evaluó a través de observaciones macroscópicas y microscópicas para determinar lo siguiente:

**4.- Estado de salud del árbol:**

Se determinó según el tipo de problema de salud más generalizado se hizo en % mediante de 5 posibilidades:

- 0 Sin problemas
- 1 Plagas por hongos
- 2 Plagas por artrópodos
- 3 Enredaderas
- 4 Plagas por muérdagos o injertos.

Con las observaciones realizadas se efectuó la quinta etapa:

**Para la evaluación de las condiciones de perturbación.-**

- A.- En los árboles parasitados los siguientes criterios:
- B.- Identificación de los árboles hospedantes de *C. loniceroides*
- C.- Evaluación de los daños más frecuentes en raíz, tronco y copa.
- D.- Identificación de las condiciones del sitio donde se desarrollan los árboles hospedantes

Con una ficha con los siguientes datos:

Número de sector, número del árbol, condiciones del sitio, tipo de infraestructura urbana: a.- Cableado de luz, b.- Teléfono, c.-Conductos de drenaje, e.- Gas, f.- Banquetas.

Cuales son las interferencias que se establecen con: A.- la copa, B.- el tronco C.- la raíz

Según el modelo de evaluación de árboles en áreas verdes urbanas por Dorney (1986), modificado por Cid y Bye (1995).

#### **V.2.4.- Identificación de los dispersores.**

Los métodos utilizados para este propósito fueron dos:

**A.-** La grabación de imágenes por video y digitalización de imágenes por computadora para determinar que aves que consumen los frutos de **C. *Ioniceroides***.

**B.-** Captura del ave mediante una red para precisar las características del pájaro observado en el video y su identificación.

## LOCALIZACIÓN DEL ÁREA DE ESTUDIO

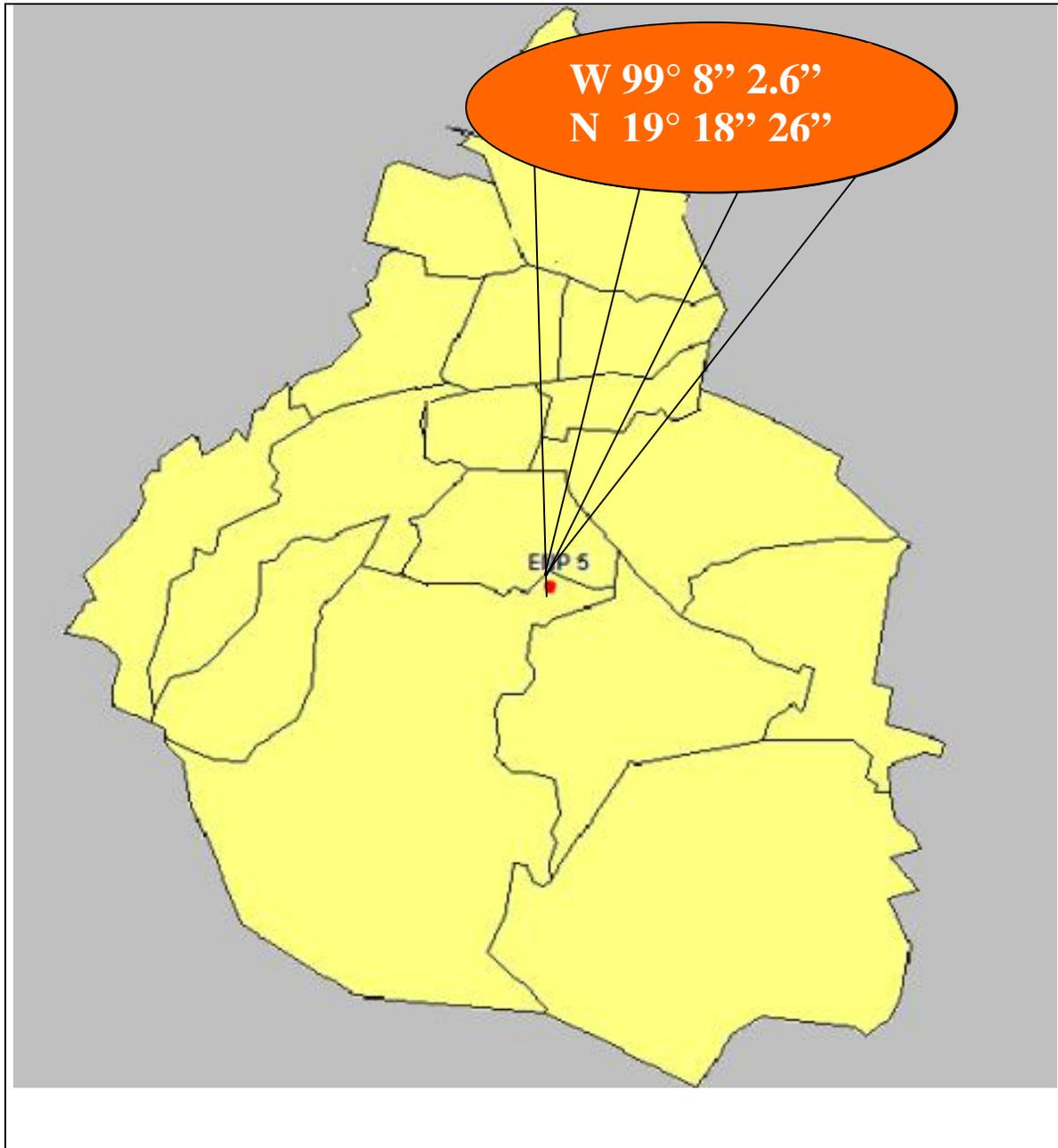


Fig. 1.- Ubicación del área de estudio en la Ciudad de México, el plantel Num. 5

“José Vasconcelos” UNAM (Coordenadas geográficas de Estación Meteorológica).



## VI.-RESULTADOS

### VI.1.- Desarrollo de la Flor Estaminada



Fig. 3.- Planta masculina con inflorescencias estaminadas. Fig. 4.- Flor estaminada en botón y en antesis.

## VI.1.- Desarrollo de la flor estaminada.

### VI.1.1.- Desarrollo de la pared de la antera

*C. Ioniceroides* es una especie dioica. Las flores estaminadas se localiza en plantas diferentes a las plantas femeninas. Éste morfo floral es más abundante durante la floración de marzo a junio y se desarrolla de febrero a octubre (Fig. 3).

La flor presenta de 5-6 anteras de menos de 1 mm de largo, dorsifijadas mediante un corto filamento, adnadas al pétalo a la mitad de la superficie adaxial, con cuatro microsporángios dos abajo y dos arriba (Figs. 1.3, 2.2 y 2.3).

La antera es bitecada, tetrasporangiada, con una columna de tejido estéril conocida como conectivo (Figs. 2.5 y 2.7). En ambos lados del conectivo están los lóbulos (tecas). Cada lóbulo presenta 2 microsporangios separados por un tejido estéril (septo) que al madurar se unirán formando un solo microsporangio por teca debido al rompimiento del septo (Figs. 2.5 y 2.7).

En el centro de la flor se presenta un pistilodio. La flor es funcionalmente unisexual, pues el sexo femenino está atrofiado (Fig. 2.2).

Durante las primeras etapas del desarrollo de la flor estaminada, los primordios florales aparecen como protuberancias con un cálculo y los pétalos cubriendo al resto del meristemo. Externamente existe una bráctea involucral pubescente por cada flor (Figs. 1.2 y 2.1).

Durante el desarrollo de la antera se forman cuatro protuberancias, cada una formada por un meristemo central, rodeadas por la protodermis que consta de un solo estrato de células cúbicas con núcleos esféricos prominentes (Fig. 2.4). Las células subpidérmicas se diferencian en células grandes con núcleos grandes,

esféricos y conspicuos. Esto las hace diferentes a el resto de las células meristemáticas y forman al tejido arquesporial. Al dividirse periclinalmente dan lugar a la capa parietal primaria y al tejido esporógeno (Figs. 2.5 y 2.6).

Las siguientes divisiones son también en sentido periclinal, dando lugar a la capa parietal secundaria externa y la interna. La externa formará al endotecio y la interna se dividirá posteriormente (Figs. 3. 1 y 3.2).

#### **VI.1.2.- Microsporogénesis y Microgametogénesis**

El tejido esporógeno se dispone en el interior del lóculo. Las células esporógenas incrementan de tamaño y se tiñen intensamente y se dividen varias veces por mitosis dando lugar a las células madre de las microsporas que son muy evidentes por su forma poligonal y porque muy pronto se rodean de un polisacárido llamado calosa (Fig. 3.3).

En la siguiente etapa del desarrollo, las anteras adoptan la forma bilobulada y crecen adnadas al pétalo por un pequeño filamento. En una etapa más avanzada, la capa parietal secundaria interna se divide nuevamente dando lugar a la capa media y al tapete (Figs. 3.3 y 3.4).

La formación de la pared de la antera es de tipo monocotiledóneo (Davis 1966). La antera madura consta de una epidermis monoestratificada, endotecio también monoestratificado, una capa de células medias biestratificada y el tapete (Fig. 3.5).

En esta etapa la epidermis tiene células rectangulares y angostas, abajo está situado el endotecio formado por células rectangulares de núcleos esféricos, prominentes y con escaso citoplasma. En seguida está la capa de células medias,

rectangulares y largas, de núcleos conspicuos y en seguida se encuentra el tapete (Figs. 3.5 y 3.6).

**C. *Ioniceroides*** presenta tapete de tipo periplasmoidal (amiboideo). El tapete originalmente está formado por células ovoides grandes y voluminosas, de citoplasma hialino, y con uno o dos núcleos grandes, conspicuos. Se diferencia claramente de las células madre por su morfología y por su afinidad tintórea, el tapete circunda al lóculo donde se encuentran las células madres de las microsporas, que son isodiamétricas de forma poligonal con núcleos evidentes (Figs. 3.3, 3.6).

En la medida que el proceso de microsporogénesis avanza, las células del endotecio crecen y se alargan. En este momento el tapete sufre cambios importantes, sus células rompen las paredes, el protoplasto se introduce hacia el lóculo y envuelve a las células madres (Fig. 3.4). El proceso se lleva a cabo durante el estado premeiótico y permanece en la meiosis, hasta que se desarrollan las tétradas y estas dan lugar al polen (Figs. 3.5 y 3.6). El protoplasma tapetal es difuso presenta movimiento dentro del lóculo. Son evidentes los núcleos del tapete, grandes y conspicuos que sufren divisiones cariocinéticas dentro del plasmodio.

Cuando las microsporas se liberan de la pared de calosa que las envuelve en la tétrada, quedan suspendidas en el lóculo y bañadas por el plasmodio tapetal (Fig. 3.6). En la meiosis se aprecian inmersos los meiocitos en la calosa y posteriormente se observan a veces de 2 a 4 células haploides correspondiendo a la primera (dos) o a la segunda (cuatro) células por la división sucesiva para

formar las tétradas, que son tetrahédricas y decusadas. No se observan las cuatro microsporas en el mismo plano en el interior de la calosa, solamente se llega a ver de dos a tres microsporas en el interior, dependiendo de su arreglo (Figs. 3.5 y 3.6).

En la medida en que se degrada la calosa, se liberan las microsporas haploides y se puede apreciar mejor su forma trirradiada.

Finalmente los restos del tapete quedan en la orilla del lóculo de la antera y se degradan completamente, solo hasta que los granos del polen se han formado.

El endotecio se vuelve más evidente ahora, pues se aprecian las trabéculas de celulosa, que engrosan las paredes tangenciales de las células. Este proceso está asociado a la maduración de los granos del polen, la dehiscencia de la antera y posterior liberación de los granos de polen (Fig. 3.7).

Durante esta etapa de desarrollo, se observa que las células de la capa media, cambian de forma, se hacen fusiformes y adelgazan, al igual que sus núcleos, esta capa está formada por a dos estratos que tienden a obliterarse .

#### **VI.1.3.- Morfología de los granos del polen**

Al terminar el proceso, el plasmodio tapetal se degrada hasta que los granos del polen han formado su pared. El núcleo del grano de polen se divide por mitosis dando lugar al núcleo vegetativo y a la célula generativa, en este caso con poca diferencia de tamaño entre ambas (Fig. 3.7). El núcleo vegetativo permanece igual en tanto continúa creciendo la célula generativa. Así el grano del polen se libera con dos células en su interior (Figs. 3.8 y 4.4)

Los granos del polen son lisos no presentan ornamentaciones en la superficie externa y presentan un botón central que es una leve protuberancia, son tricolporados ( Figs. 4.1, 4.2 y 4.3)

#### **VI.1.4.- Pistilodio**

Esta estructura es estéril, formada por un tejido parenquimatoso y una protodermis que al desarrollarse dá lugar a una epidermis de células rectangulares y un parénquima de células grandes formado por 9 estratos. Tiene además un parénquima diferente de células pequeñas cercano a los haces vasculares. Presenta un grosor total de nueve a doce estratos celulares a partir de la superficie, la disposición de sus células da un forma cilíndrica, aunque es más ancha en la base (Fig. 4.5).

**Cuadro núm 1.- Comparación de características del desarrollo de la antera entre Viscaceae y Loranthaceae** (Bhatnagar y Johri 1983, Johri et al.,1992).

Caracteres	Viscaceae	Loranthaceae
Pared de la antera		
Epidermis	Persistente	Persistente
Endotecio	Fibroso	Fibroso
Células medias	1-2 capas	1-2 capas
Tapete	Glandular	Glandular (binucleado)
Células madre de las microsporas	Meiosis con citocinesis simultanea	Meiosis con citocinesis simultanea
Tétradas	Tetrahédricas y decusadas	Tetrahédricas y decusadas
Granos del polen	Esféricos o trilobados	Triangulares y lisos, tricolpados
Num de células en el estado de dispersión del grano del polen	Dos células	Dos células

**Cuadro núm 2.- Comparación entre la familia Loranthaceae y el género *Cladocolea***

Caracteres	Loranthaceae	Cladocolea
Estambres	Sésiles adnados al pétalo	Sésiles adnados al pétalo
Granos del polen	Triangulares y lisos tricolpados	Triangulares y lisos tricolpados
Num de células en el estado de dispersión	Tres células	Tres células
Endotecio	Fibroso	Fibroso
Células medias	1-2 capas	1-2 capas
Tapete	Glandular	<b>Periplasmodial</b>
Células madre de las microsporas	Meiosis con citocinesis simultanea	Meiosis con citocinesis sucesiva
Tétradas	Tetrahédricas y decusadas	Tetrahédricas y decusadas

### Discusión de flor estaminada

La familia Loranthaceae presenta cuatro microsporangios en cada lóbulo. La pared de la antera presenta una epidermis seguida del endotecio, pero durante el desarrollo de la pared de la antera se reduce y finalmente la epidermis degenera, así el endotecio es la capa más externa de la pared de la antera (Goebel, 1933; Singh, 1952). Por lo tanto la epidermis nunca está presente al final del desarrollo de la antera. (Goebel, 1933; Bhatnagar and Johri 1983 ).

En **C. Ioniceroides** la epidermis permanece como una delgada capa sobre el endotecio maduro con engrosamientos fibrosos. Sin embargo hay algunas especies de Loranthaceae, en las que el endotecio fibroso no se presenta, tal es el caso de **Amylothea dytiophleba**, **Elythranthe capitellata**, **Lepeostegeres gemmiflorus** y **Macrosolen cochinchinesis** (Raj, 1970; grawal, 1954; Dixit, 1958 a ; Maheshwari and Singh, 1952).

Aún cuando en la familia Loranthaceae el tapete más común es de tipo glandular, (Johri et al 1957; Dixit, 1958a; Narayana, 1958b; Prakash, 1960, Bhandariy Nanda, 1968; Raj, 1970; Bhatnagar y Johri 1983), ocasionalmente se ha reportado tapete tipo periplasmodial, como en el caso de **Scurrula parasitica** (Agrawal, 1954). Aunque **Cladocolea** y **Scurrula**, presentan este tipo de tapete no son géneros muy cercanos, según el análisis filogenético con caracteres moleculares y morfológicos realizado recientemente (Wilson and Calvin, 2006). El tipo de tapete periplasmodial también conocido como amiboideo, se caracteriza la microsporogénesis por la formación de una estructura cenocítica al principio del

desarrollo de la antera, los núcleos tapetales se dividen dentro del protoplasto celular y las microsporas se desarrollan en contacto directo con el mismo. Se ha reportado este tipo de tapete como más común en 21 familias de monocotiledoneas y en las dicotiledoneas es menos frecuente, solamente se ha observado en Malvaceae, Rubiaceae, Asteraceae y otras familias (Batygina 2002). No es muy común en la familia Loranthaceae donde prevalece el tipo secretor.

Tres caracteres que no son frecuentes en la familia Loranthaceae y que se presentan en **C. Ioniceroides**. son: un endotecio de tipo fibroso; el tapete de tipo periplasmoidal y la presencia de epidermis al final del desarrollo de la pared de la antera. Por lo demás todos los caracteres que se presentan durante la microsporogénesis y microgametogénesis de esta especie son propios de la familia Loranthaceae.

Estas características que se ha observado en **C. Ioniceroides**, también se presentan en **Struthanthus vulgaris**, **S. flexicaulis** y en **Tripodanthus acutifolius** (Venturelli; 1981, 1983, 1984; Quiroz-García et al., 1986; Johri et al 1957; Dixit, 1958a, Narayana, 1958 b; Prakash, 1960; Bhandari et al., 1968; Raj, 1970; Bhatnagar y Johri, 1983).

En algunas especies de Loranthaceae se ha observado la polisporia, es decir la presencia de cinco a seis microsporas juntas, en lugar de una tétrada por ejemplo en **Lysiana exocarp** (Narayana 1958a). Pero en **C. Ioniceroides**, esto no se observó.

Las microsporas y los granos del polen,-

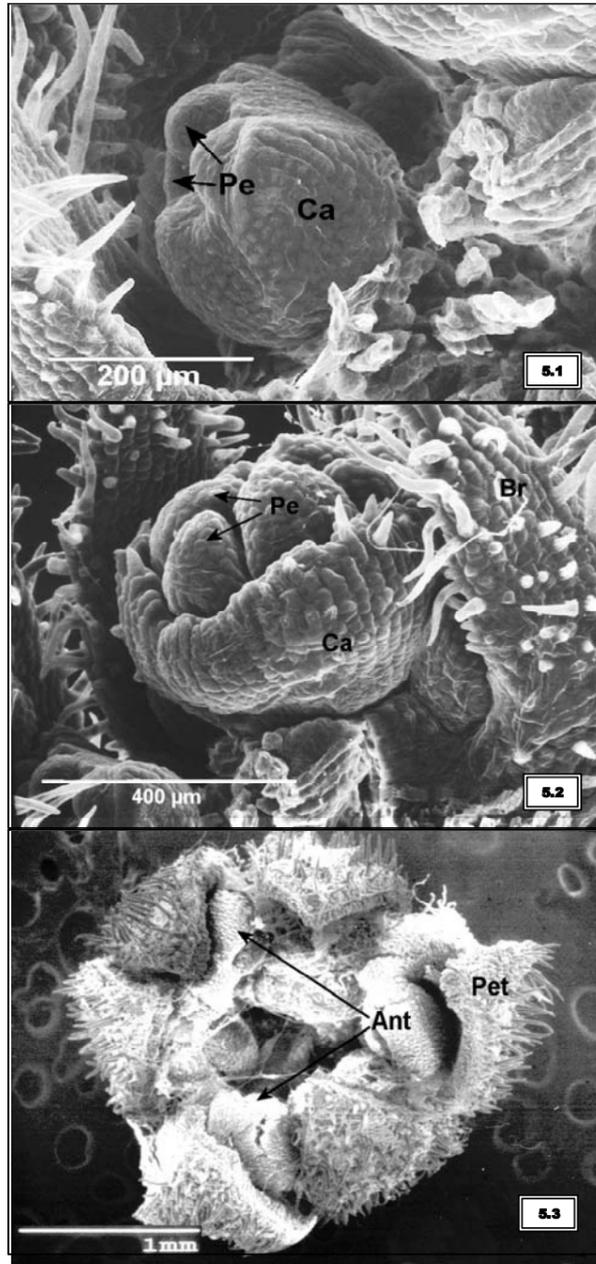
El tipo de tétradas de microsporas, el tipo de granos del polen y la presencia de pistilodio son caracteres que las flores masculinas de **C. Ioniceroides**, que comparten con la familia Loranthaceae.

En **C. Ioniceroides** los granos de polen son triangulares con tres brazos ligeramente curvados cóncavo-convexos, la exina gruesa lisa, comúnmente sin ornamentaciones. Estas características la presentan **Struthanthus vulgaris**, **S. flexicaulis** (Venturelli; 1981, 1983, 1984), que es un género emparentado filogenéticamente con el género **Cladocolea** (Kuijt, 1975; Cházaro et al., 1992; Acosta et al., 1992).

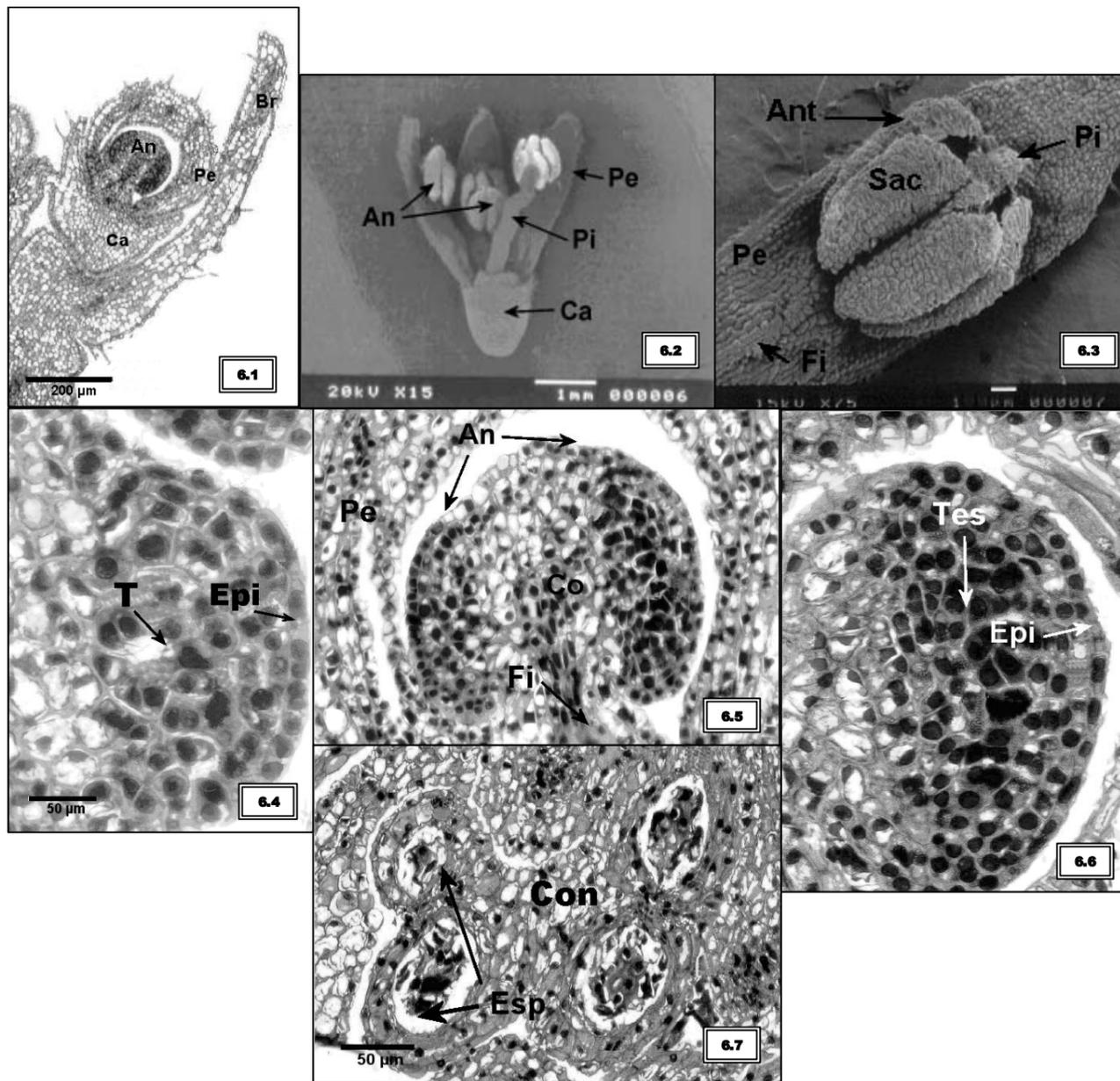
En algunos casos se han observado cuatro brazos como en **Barathranthus axanthus**, **Helicanthes elastica**, **Lepeostegeres gramniflorus**, **Lysiana exocarpi**, **Moquiniella rubra** (Prakash, 1963; Johri, et al., 1957; Dixit; 1958a; Narayana, 1958 a; Johri y Raj 1969; Quiroz-García et al., 1986). Esto no se ha observado en **Cladocolea**.

Excepcionalmente en Loranthaceae los granos del polen son esféricos como en los géneros **Atkinsonia**, **Tupeia**, **Ixocactus** (Prakash, 1961; Kuijt; 1969). Esta forma de granos polen, es un carácter representado ampliamente en la familia Viscaceae, que la diferencia de la familia Loranthaceae (Kuijt 1969, 1975; Johri et al., 1992).

En la familia Loranthaceae generalmente los granos del polen no presentan ornamentaciones, sin embargo hay excepciones como en la estructura fina de los granos de polen del género **Tupeia**.

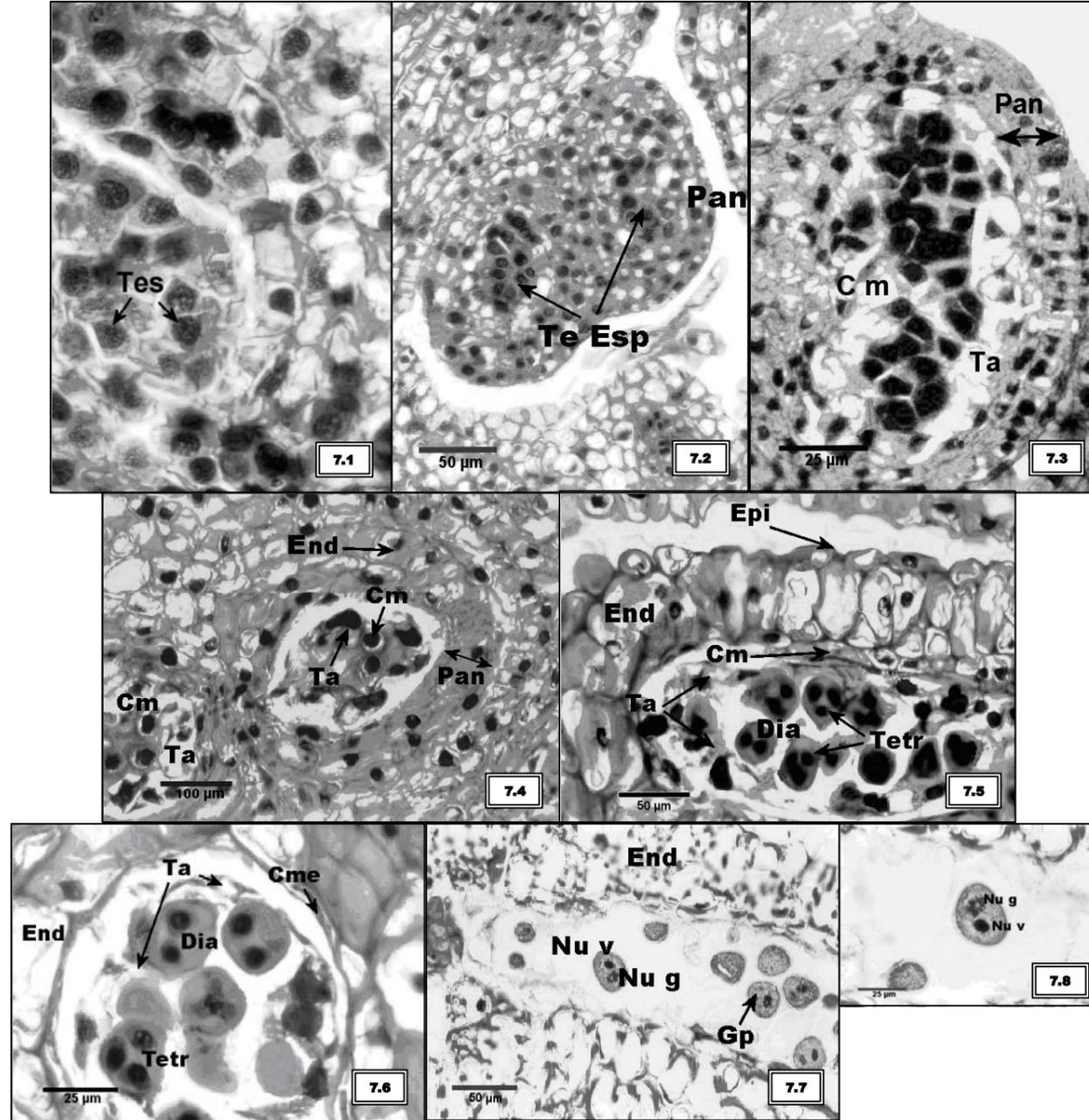


**Lamina 5. Flor estaminada.** 5.1.- Primordio de flor estaminada (MEB). Las flechas señalan los primordios de pétalos y cálculo. 5.2.- Primordio de un botón floral (MEB). Las flechas señalan pétalos cálculo y bráctea. 5.3.- Flor estaminada en antesis. Las flechas indican los pétalos con tricomas y las anteras. Anteras (Ant), bráctea (Br), cálculo (Ca), pétalo (Pe).

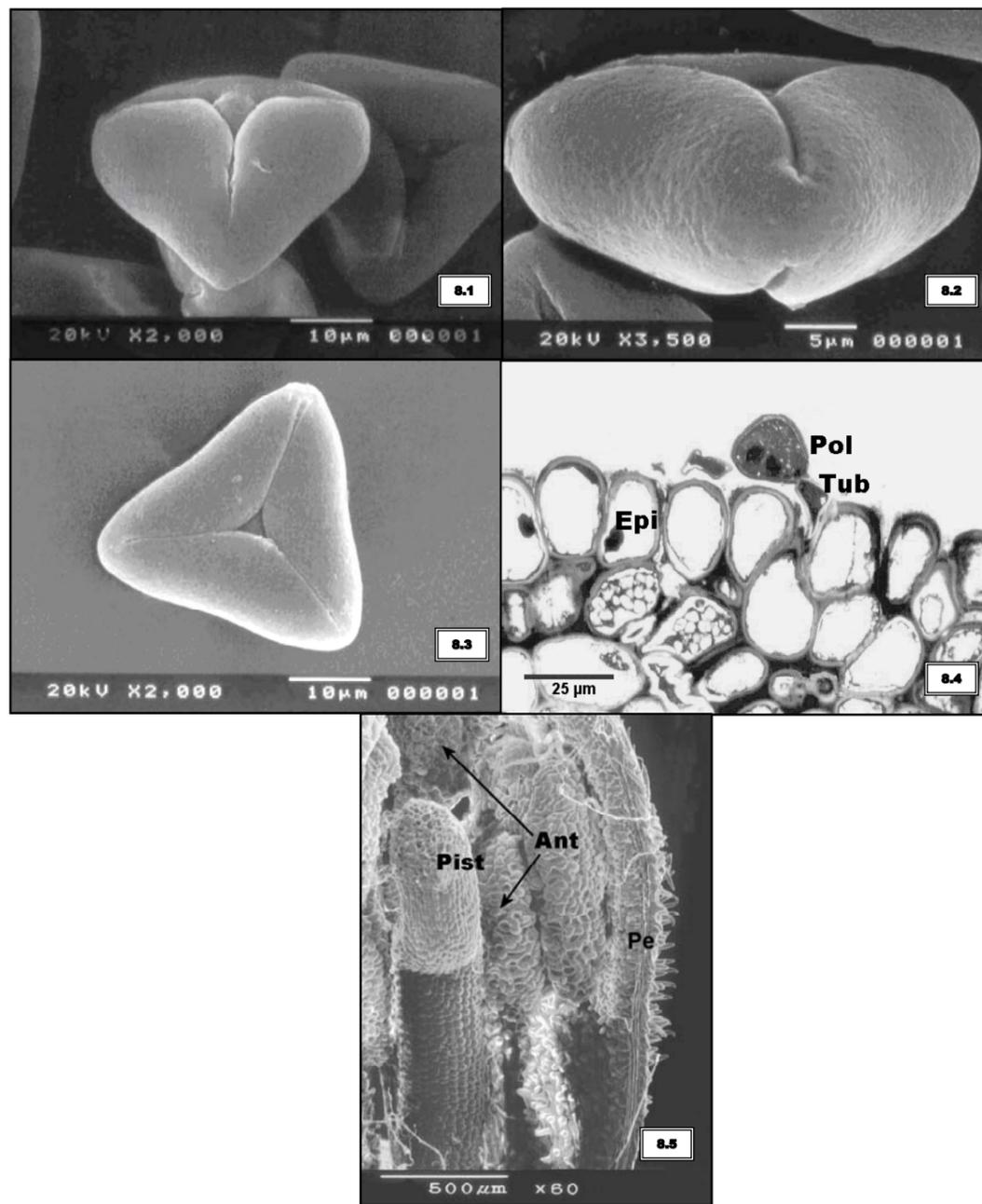


**Lamina 6.. Desarrollo de la pared de la antera.** 6.1.- Corte longitudinal de botón floral estaminado. Presenta: bráctea, pétalos, cálculo y antera. 6.2.- Flor estaminada en anthesis (MEB). Las flechas señalan anteras, pistilodio, pétalos y cálculo. 6.3.- Antera adnada al pétalo (MEB). Las flechas indican pétalo, antera, pistilodio y los sacos polínicos. 6.4.- Corte transversal de la pared de la antera. Las flechas señalan la epidermis, subepidermis y arquesporio. 6.5.- Corte longitudinal de la pared de la antera. Las flechas presentan el pétalo, antera, filamento y conectivo. 6.6.- Corte transversal de la pared de la antera. Las flechas indican la epidermis, el tejido arquesporial y el tejido esporógeno. 6.7.- Corte transversal de la pared de la antera. La flechas muestran a la antera tetrasporangiada, el conectivo y los esporangios.

Antera (An), arquegonio (Arq) bráctea (Br), cálculo (Ca), conectivo (Co), epidermis (Epi), esporangio, (Esp), filamento (Fi), pétalo (Pe), pistilodio (Pi), saco polínico (Sa), tejido arquesporial (T arq), tejido esporógeno (Tes).



**Lamina 7. Microsporogénesis y Microgametogénesis.** 7.1.- Corte transversal del primordio de la antera. Las flechas señalan el tejido arquesporial y el tejido esporógeno. 7.2.- Corte transversal de la antera adnada, bilobulada. Las flechas presentan la epidemias, el tejido arquesporial y el tejido esporógeno. 7.3.- Corte transversal de la antera. Presenta la epidemias, las células madre y el tapete. 7.4.- Corte transversal de la antera. Las flechas indican la pared de la antera, endotecio, células madre y el tapete. 7.5.- Corte transversal de la antera. Las flechas indican la epidemias, las células madre, las diádas, las tetrasporas y el endotecio. 7.6.- Corte transversal de la antera. Presenta el endotecio, las células madre, diádas y microsporas. Las flechas muestran el tapete. 7.7.- Corte transversal de la antera. Se observan trabéculas del endotecio, y maduración de los granos de polen. 7.8.- Corte transversal del grano de polen. Presenta la célula vegetativa y la célula generatriz. Células madre (Cm), célula madre (Cme), diádas (Dia), endotecio (End), epidemias (Epi), granos de polen (Gp), microsporas (Mi), pared de la antera (Pan), núcleo vegetativo (Nu v), núcleo generatriz (Nu g), tejido arquesporial (T arq), tejido esporógeno (T esp), tétradas (Tetr), tapete (Ta).



Lamina 8. **Morfología del Grano de Polen.** 8.1.- Vista lateral del grano de polen (MEB). 8.2.- Vista ecuatorial (MEB). 8.3.- Vista polar (MEB). 8.4.- Grano de polen germinando sobre el estigma. 8.5.- Flor estaminada que presenta los pétalos y el pistilodio, las flechas señalan las anteras. Estigma (Est), epidermis (Epi), grano de polen (Pol), núcleo generatriz (Nu g), pétalo (Pe), pistilodio (Pist), tubo polínico (Tub).

## VI.2.- Desarrollo de la flor pistilada



Fig. 6.- Etapas de desarrollo de la flor pistilada, botón, floral, antesis, post-antesis y frutos.

### VI. 2.1.- Morfología de gineceo

Cuando la flor pistilada entra en antesis se aprecia un estilo geniculado (Fig. 5.1) que en su interior presenta el tejido de transmisión con células ricas en sustancias de reserva, principalmente almidón. Está flanqueado por dos estratos de células parenquimatosas, rectangulares y angostas, en seguida se observan las fibras y los vasos; éstos corren paralelos desde su inicio en el ovario y a todo lo largo del estilo que es sólido (Fig. 5.2).

**VI.2.2.- Desarrollo de una yema floral pistilada.-** Durante el desarrollo de la flor pistilada se observa una gran bráctea pubescente que cubre los verticilos florales, el cálculo en lugar del cáliz es una estructura localizada por debajo del involucreo calicino (Figs. 5.7 y 5.8). Situados en la parte externa están los pétalos con los estaminodios adosados (Figs. 5.9 y 5.1). En el centro del eje mayor del botón floral, se va a desarrollar el gineceo.

En seguida en el estilo se delinea un tejido epidérmico, en su interior se abre un espacio reducido, conforme se desarrolla el saco embrionario, que dará lugar al espacio estilar. **C. Ioniceroides** no presenta una cavidad ovárica, en su lugar se desarrolla un arqueporio multicelular en la base del estilo, en donde se diferencia un tejido esporogénico, con células esporógenas poco conspicuas (Figs. 6.2, 6.3 y 6.5).

Dentro del ovario no se desarrollan primordios nucelares, tejidos tegumentarios, micrópilo, ni funículo; de tal modo que los óvulos son un conjunto de células inconspicuas (óvulos colectivos).

### **VI.2.1.- Megasporogénesis y Megagametogénesis.**

La flor pistilada presenta el ovario ínfero (Fig. 6.1), por su morfología, estructura y disposición tiene un complejo óvulo-ovárico poco conspicuo. debido a que carece de una placenta propiamente formada, no tiene cavidad ovárica, ni óvulos claramente definidos.

Abajo del canal estilar en el centro del ovario se observa la diferenciación de un conjunto de células que forman una estructura ovalada y central, constituida por el tejido esporógeno (Figs. 6.2 y 6.4), este es apenas perceptible, es diferente al resto del parénquima, ésta estructura es conocida con el nombre de mamelón, en el exterior esta delimitada por el arquesporio (Fig. 6.5).

Hacia afuera del arquesporio está un sistema vascular, que corre longitudinalmente y está dispuesto en haces vasculares distribuidos paralelos y afuera del ovario (Fig. 7.2 y 7. 4).

El desarrollo del arquesporio se lleva a cabo a partir del macizo celular que ocupa el centro del ovario, está rodeado y formado por unas células grandes globosas con núcleos de cromatina muy teñida y dos o más nucléolos, todo esto constituye una estructura poco diferenciada (Fig. 6.5).

El arquesporio se va a desarrollar arriba de la hipostasa, que es un cojín colinquematoso, en este caso es más visible cuando la flor está en botón.

Durante la etapa de pre-antesis las células arquesporiales cambian de forma y se hacen globosas, en el centro de esa zona se diferencian las células madre de las megasporas, éstas se caracterizan por ser alargadas, grandes, de forma rectangular, tienen núcleo muy conspicuo de gran afinidad tintórea se disponen

paralelamente el eje central del arquesporio (Figs. 6.6 y 6.7), inmediatamente entran en meiosis. Las dos divisiones meióticas dan lugar a tétradas lineares fusiformes (Fig. 6.8) .

La meiosis se realiza en todas las células que están en el arquesporio, dando lugar a varias megasporas, (dos a cinco o más) (Figs. 6. 6, 6.8).

**Meiosis.-** Se llevan a cabo 2 divisiones meióticas, se observó la interfase 1 en la que destacan los cromosomas delgados y largos, la metafase 1 con los cromosomas gruesos y cortos, dan lugar a las díadas (Fig. 6.8). La segunda división meiótica es demasiado rápida, y de inmediato se observan las tétradas lineares y fusiformes que tiene forma de I (Fig. 6. 8).

La megaspora potencialmente funcional, es la que tiene posición calazal, el resto de las células degeneran así como gran parte del tejido que se dispone en el interior del arquesporio. Los óvulos son atégmicos y de tipo ortótropo.

Es importante destacar que al no desarrollarse tegumentos ováricos ni la nucela, tampoco se desarrolla el micrópilo de tal modo que se sugirió usar el termino de extremo estilar para la región micropilar y extremo antiestilar a la región calazal.

#### **VI.2.4.-Desarrollo del saco embrionario.**

Al finalizar la meiosis se desarrollan las megasporas funcionales en el extremo antiestilar o calazal y dan lugar a varios sacos embrionarios de tipo Polygonum (Figs. 7.2 y 7.4). Durante el desarrollo maduran de uno a cinco sacos embrionarios, lo mas común es que sean dos sacos. Cada uno de ellos transita hacia el estígma, abriendo un espacio esquizógeno en el interior del estilo (Figs. 7.8 y 7.9).

En la medida que crecen los sacos se van abriendo el espacio y están rodeados por el tejido de transmisión o tejido amilífero, que es rico en materiales nutritivos como el almidón y nutren a los sacos durante su desarrollo (Figs. 3.4, 3.7 y 3.8).

El o los sacos embrionarios detienen su trayecto a diferentes niveles del estilo. Lo más común es que alcancen los primeros tercios de la longitud del estilo, quedando un espacio estilar que delimita al saco embrionario. (Figs. 7.7 y 7.8).

El saco embrionario es una célula hexanucleada, presenta en el extremo calazal dos antípodas, que son efímeras; la célula central es extremadamente larga, vacuolada y presenta dos núcleos polares, el núcleo polar 1° localizado en el extremo calazal del saco y el núcleo polar 2° asciende por el extremo estilar (Figs. 8.1, 8.2). El aparato ovular comprende: la ovocélula, la cual es grande y las sinérgidas muy pequeñas (Fig. 8.3).

El aparato ovular se dispone en sentido acrópeto, está situado en el extremo estilar del saco embrionario en un ciego con forma de cuña y consta de: las sinérgidas, la ovocélula y el núcleo secundario. Las sinérgidas son poco perceptibles, largas, delgadas, tienen un núcleo picnótico, de escaso citoplasma, están situadas en el interior de dos divertículos del saco embrionario, que parecen dos apéndices. La ovocélula es grande globosa, tiene dos nucleolos y abundantes inclusiones citoplásmicas, debajo de ella se sitúa el núcleo secundario (Figs. 8.1, 8.2 y 8.4).

La fusión de los núcleos polares se lleva a cabo cuando alcanza su máximo desarrollo el saco embrionario; la célula media puede considerarse como un largo cilindro angosto, por donde asciende en sentido acrópeto el 1° núcleo polar para

más tarde fusionarse con el 2º núcleo polar y dar lugar al núcleo secundario, este se sitúa debajo de la ovocélula y de las sinérgidas (Figs. 8.1- 8.3).

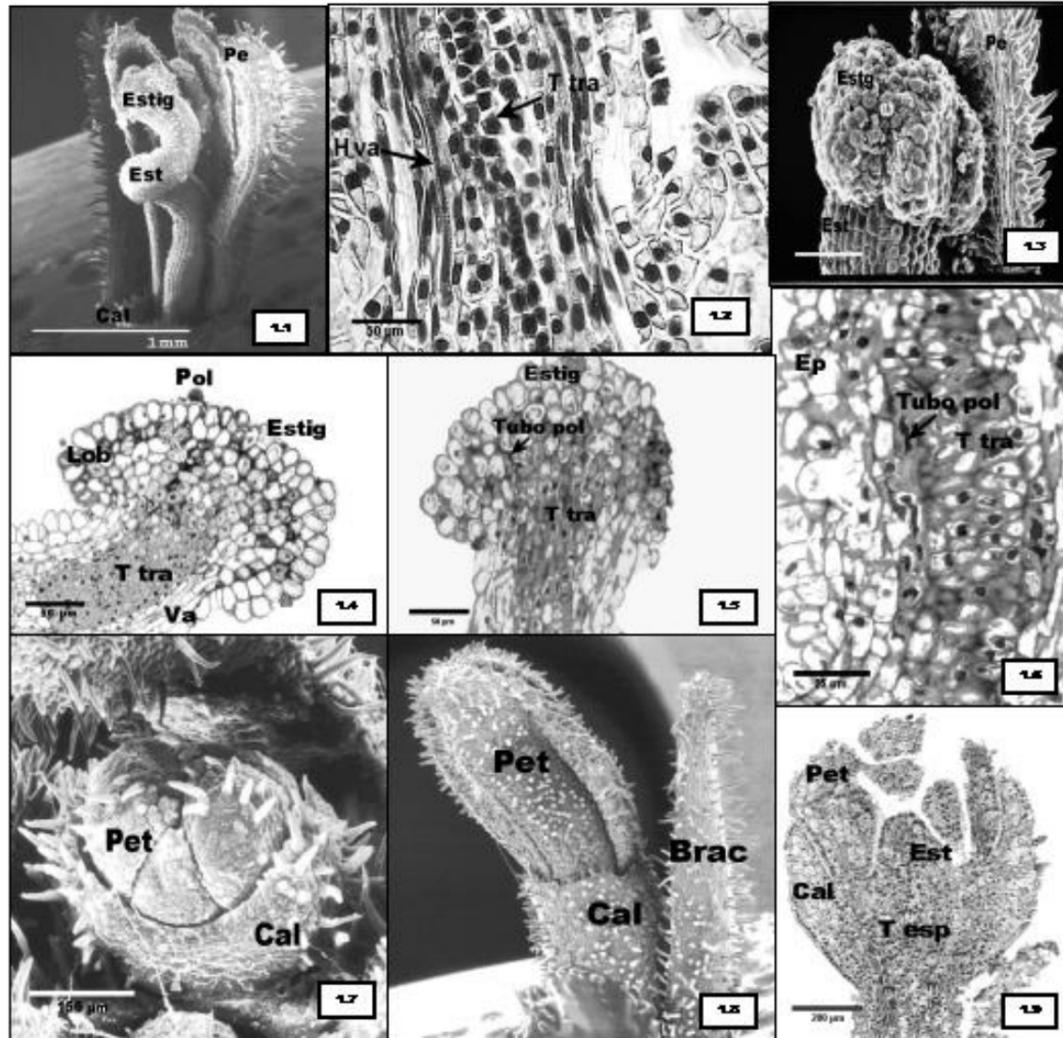
#### **VI.2.5.- Crecimiento intrusivo en el estilo.**

El crecimiento del saco embrionario inicia en el ovario, asciende en sentido acrópeto en dirección del estilo, el crecimiento es intrusivo, dentro del tejido de transmisión (Figs. 7.7, 7.8).

Se va abriendo un espacio en el interior del ovario y continúa a todo lo largo en el interior del estilo, dando lugar a un espacio estilar, por donde se va desarrollando el saco embrionario (Fig..4). Como se desarrollan varios sacos embrionarios, cada uno tiene su propio espacio, solamente uno logra ser fecundado y se desarrolla un embrión, el resto de los sacos embrionarios degeneran (Fig. 8.5).

El espacio por donde transita el saco embrionario está delimitado por el tejido de transmisión, el cual está formado por pequeñas células isodiamétricas grandes, de citoplasma denso, con paredes celulares gruesas; de núcleos muy conspicuos y con abundante almidón (Figs. 8.1 y 8.3).

En el interior las células bordean el espacio estilar y flanquean el trayecto del saco embrionario (Figs. 7.8 y 8.4). El saco embrionario en el espacio estilar se extiende en dirección del estigma, no llega hasta él, detiene su crecimiento hasta la segunda curva de la región geniculada del estilo, así el saco embrionario de **C. loniceroides** es notablemente largo al madurar, alcanza hasta dos tercios de la longitud del estilo (Figs. 7.7 y 8.4).



Lamina 1. Flor pistilada. 1.1.- Flor pistilada (MEB). 1.2.- Corte longitudinal del estilo. Las flechas señalan los haces vasculares y el tejido de transmisión. 1.3.- Estigma y estilo (MEB). 1.4.- Corte longitudinal del estilo y estigma. 1.5.- Corte longitudinal del estigma. 1.6.- Corte longitudinal del estilo, tubos polínicos en el tejido de transmisión. 1.7.- Primordio floral (MEB). 1.8.- Botón floral (MEB). 1.9.- Corte longitudinal de botón floral. Calículo (Ca), bráctea (Brac), estilo (Est), estig (estigma), grano de polen (Pol), haces vasculares (H va), pétalo (Pet), tejido esporógeno (T esp), tejido de transmisión (T tra), tubo polínico (Tubo pol).

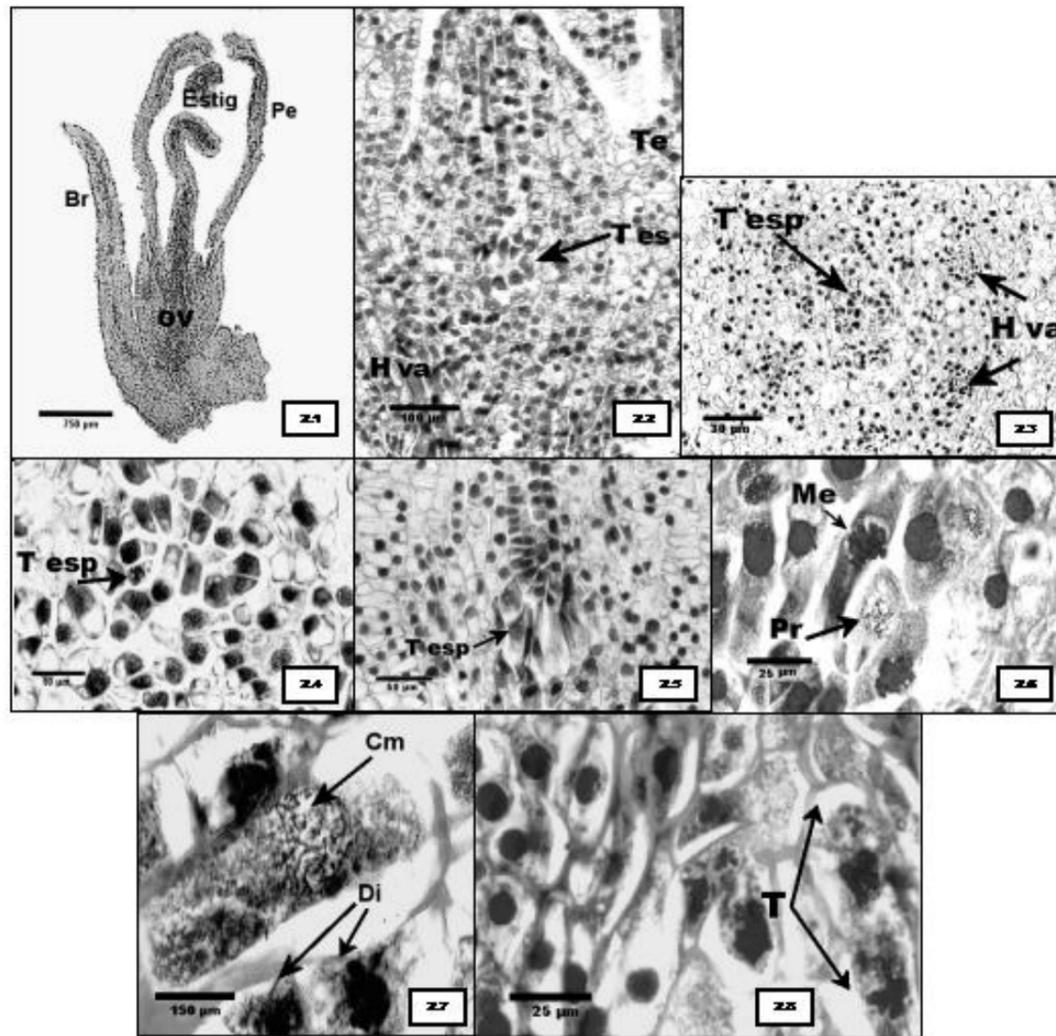


Lámina 2. Megasporogénesis. 2.1.- Corte longitudinal de botón floral. 2.2.- Corte longitudinal de botón floral. La flecha indica el tejido arquesporial. 2.3.- Corte transversal de ovario. Las flechas señalan los haces vasculares y en el centro el tejido esporógeno. 2.4.- Corte transversal de ovario. La flecha señala el tejido esporógeno. 2.5.- Corte longitudinal de ovario. La flecha indica el tejido esporógeno. 2.6.- Corte longitudinal del ovario en meiosis. Las flechas señalan profase 1 y metafase 1. 2.7.- Corte longitudinal del ovario en meiosis. Las flechas indican la célula madre y una díada. 2.8.- Corte longitudinal del ovario en meiosis. Las flechas indican una tétradas.

Arquesporio (Arq), bráctea (Br), célula madre (C m), díadas (Di), estigma (Estig), haces vasculares (H va), metafase (me), pétalo (Pe), profase (Pr), ovario (ov), tétradas (T), tejido esporógeno (T esp).

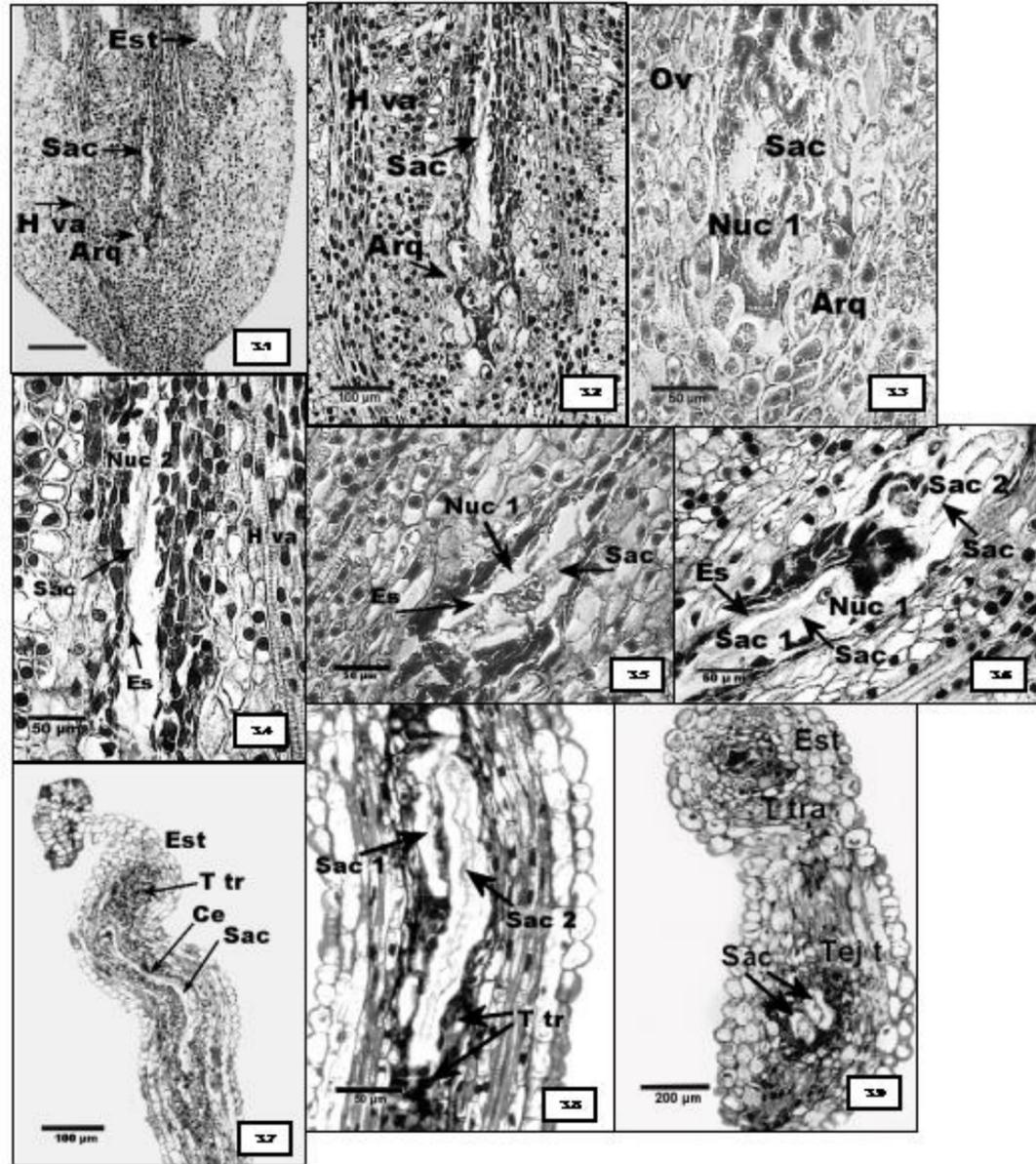


Lámina 3. Desarrollo del saco embrionario. 3.1.- Corte longitudinal de ovario. Las flechas indican los haces vasculares, el arquesporio, el saco embrionario y el estilo. 3.2.- Corte longitudinal de ovario. Las flechas señalan el arquesporio y el saco embrionario. 3.3.- Corte longitudinal de ovario, presenta el arquesporio y el saco embrionario con el 1º núcleo polar. 3.4.- Corte longitudinal de ovario. Las flechas muestran el crecimiento acrópeto del saco embrionario, con el 2º núcleo polar. 3.5.- Corte longitudinal de ovario. Las flechas indican el espacio esquizógeno y el saco embrionario con el 1º núcleo polar. 3.6.- Corte longitudinal de ovario. Las flechas señalan el espacio esquizógeno y dos sacos embrionarios. 3.7.- Corte longitudinal del estilo sigmoideo. Las flechas presentan el tejido de transmisión, el canal estilar, y el crecimiento acrópeto del saco embrionario. 3.8.- Corte longitudinal del estilo. Las flechas indican doble saco embrionario y el tejido de transmisión. 3.9.- Corte oblicuo del estilo. Las flechas presentan el tejido de transmisión y dos sacos embrionarios. Arquesporio (Arq), canal estilar (Ce), estilo (Est), estigma (Estig), espacio esquizógeno (Es), haces vasculares (H va), primer núcleo polar (Nuc 1), segundo núcleo polar (Nuc 2), tejido de transmisión (T tr), saco embrionario (Sac).

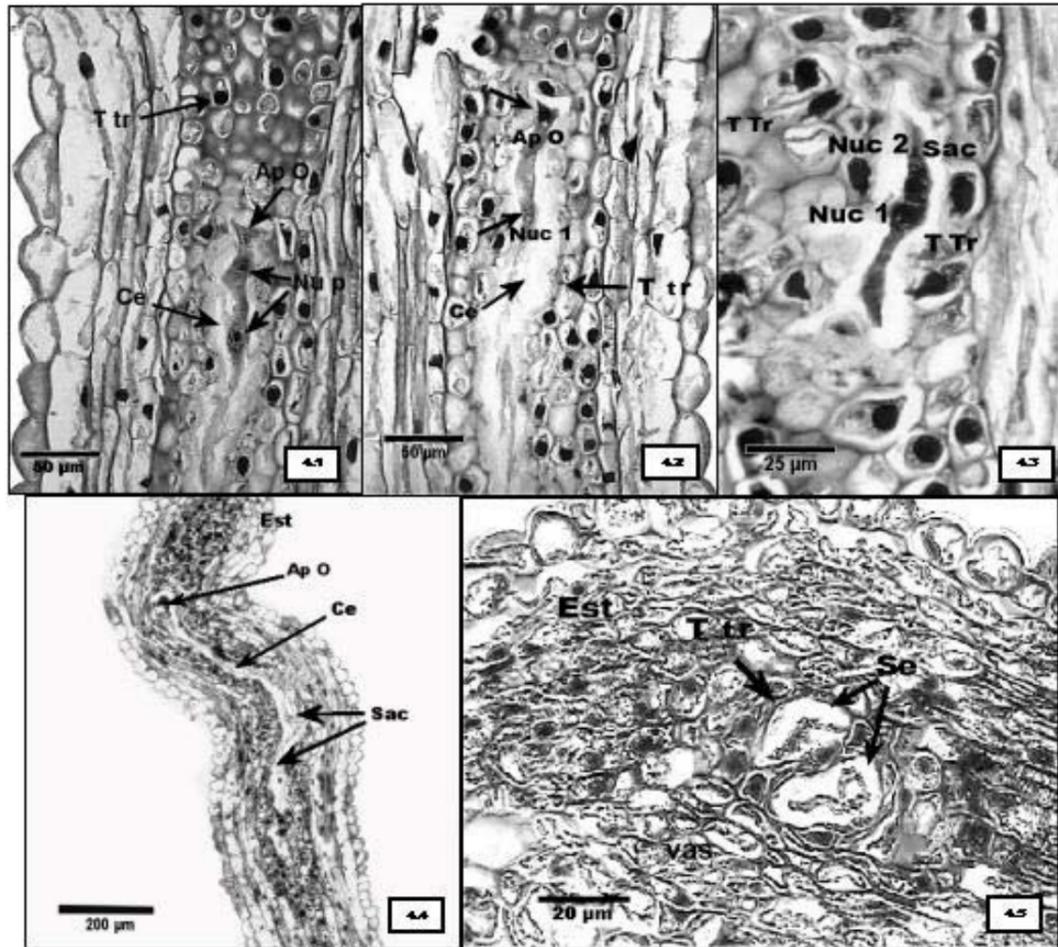


Lámina 4. Desarrollo del saco embrionario. 4.1.- Corte longitudinal del estilo. Las flechas señalan el tejido de transmisión, oosfera, dos núcleos polares y el canal estilar. 4.2.- Corte longitudinal del estilo. Las flechas indican aparato ovular, primer núcleo polar, tejido de transmisión y el canal estilar. 4.3.- Corte longitudinal del estilo. Las flechas presentan la fusión de los dos núcleos polares y el tejido de transmisión. 4.4.- Corte longitudinal del estilo. Las flechas indican la trayectoria del saco embrionario en el canal estilar. 4.5.- Corte transversal del estilo. Las flechas indican doble saco embrionario dentro del canal estilar.  
 Canal estilar (Ce), estilo (Est), oosfera (Ap o), primer núcleo polar (Nuc 1), segundo núcleo polar. (Nuc 2), tejido de transmisión (T tr), saco embrionario (Sac).



## Discusión flor Pistilada

### Caracteres morfológicos de la flor pistilada .-

#### **Tipo de óvulos\_**

**C. Ioniceroides** presenta el ovario ínfero y en el centro del mismo presenta un esbozo de protuberancia mameliforme dentro del arquesporio (mamelón), que surge de la base del ovario y no forma óvulos conspicuos.

El mamelón según la clasificación de Maheshwari y Singh, (1952) es un vestigio de placenta, que también se ha observado en *Helixanthera ligustrina*, *Barathranthus axanthus*, *Dendrophthoe falcata*, *Moquiniella rubra*, *Struthanthus vulgaris*, y en los géneros *Tapinanthus*, *Scurrula* y *Tupeia* (Singh, 1952a; Prakash, 1963; Johri y Raj 1969; Venturelli 1981; Johri et al., 1992). También hay observaciones en Loranthaceae de la ausencia de cavidad ovárica (Kuijt 1969).

Esta base o mamelón fue considerado por Griffith (1843) como una placenta libre central libre y supone que los óvulos son simples. Coincide Treub (1881) en cuanto a que el mamelón es una placenta libre central, pero dice que a veces presenta lóbulos basales y que los óvulos son rudimentarios (Fig.6A). Posteriormente ha quedado demostrado que es una estructura vestigial de la placenta (kuijt, 1969; Johri y Bhatnagar 1972; Benzing, 1990).

Observaciones realizadas por Dixit (1956) revelaron la presencia de traqueidas en la placenta de *Amyema miquelii*, también se encontraron en *Dendrophthoe neelherrensis* y en *Nuytsia floribunda* (Narayana, 1955 ; Narayana, 1958b). La presencia de tejido vascular en el mamelón o placenta parece representar un vestigio de una placenta libre central (Bhatnagar and Johri 1983). Esta característica no se presenta en **C. Ioniceroides**.

#### **Megasporogénesis y megagametogénesis .-**

**C. Ioniceroides** no presenta una placenta propiamente, tiene un arquesporio que es precursor de un tejido esporógeno, conocido como mamelón, situado justamente abajo del canal estilar y arriba de un cojín colinquematoso o hipostasa. Tampoco tiene una cavidad ovárica o cámara, que en algunas Loranthaceae se presenta. De acuerdo a la clasificación hecha por Maheshwari (1957), existen diferencias en cuanto a la morfología, estructura y disposición de la placenta en Loranthaceae. En base a esa clasificación el tipo de placenta que corresponde **C. Ioniceroides** es una placenta extremadamente reducida en la base del estilo (Fig. 6A).

Sin embargo Johri (1992), considera que este tipo de estructura ovárica carece de una placenta verdadera.

En **C. Ioniceroides** la función de las células esporógenas es la de formar directamente a las células madre. Estas células, entran en meiosis inmediatamente y como es usual dan lugar a las tétradas lineares, las que están situadas en contacto con la epidermis de la pared. La megaspora funcional es la más cercana a la zona basal y dará lugar al gametofito femenino. (Narayana,

1955; Venturelli 1981, 1983; Bhatnagar y Johri 1983; Johri et al., 1992). Estas características las presentan los demás miembros de la familia Loranthaceae.

#### **El saco embrionario .-**

La megaspora funcional en **C. Ioniceroides** que da lugar al saco embrionario, presenta un desarrollo poco común en las angiospermas. El saco embrionario se alarga hacia arriba, entre las células del tejido del estilo, su crecimiento es intrusivo en el interior del estilo en sentido acrópeto en dirección del estigma, sin llegar hasta él.

Generalmente en la familia Loranthaceae el saco embrionario es de tipo polygonum, se encuentra en la base del ovario, es pentanucleado porque las antípodas son efímeras. (Dixit, 1956; Prakash, 1961; Kuijt, 1969; Venturelli 1981, 1983; Bhatnagar y Johri, 1983; Johri et al., 1992).

El saco embrionario se queda abajo, (hacia la base del ovario) las tres antípodas y el primer núcleo polar. Los núcleos superiores, ascienden en sentido acrópeto, y quedan dispuestos arriba hacia el estigma, el núcleo polar superior, la ovocélula y las dos sinérgidas. (Dixit, 1956; Prakash, 1961; Kuijt, 1969; Venturelli, 1981, 1983; Bhatnagar y Johri 1983). En **C. Ioniceroides** las antípodas degeneran inmediatamente después de formarse.

El saco embrionario es trinucleado se ha reportado en **Macrosolem cochinchinensis**, **Tapinanthus rubromarginatus**, en **Tapinanthus uhehensis** poseen un saco embrionario hexanucleado (Treub, 1881; Dixit 1956). De tal manera que el desarrollo del saco embrionario en Loranthaceae, necesita mucho más investigación para determinar si en realidad, el desarrollo en la familia es muy

variable, ó que los estudios realizados no son suficientemente finos, para determinar con exactitud el tipo de desarrollo del saco embrionario. Este tipo de estudios en la familia Loranthaceae implica además un nivel de gran dificultad, dada la ausencia de óvulos diferenciados y de tegumentos que delimiten el proceso de megagametogénesis.

En **C. Ioniceroides** el saco embrionario en el extremo superior tiene un ciego, que le confiere una forma particular, en la que se aprecian las dos prominencias en forma de pico, en ellas se alojan a las sinérgidas. Esta forma del saco con las sinérgidas también lo reportan en **Amyema, Nuytsia, Atkinsonia** (Dixit, 1958a; Narayana, 1958b; Prakash, 1961). Además hay otro ciego en el extremo basal presente en otros miembros de la familia Loranthaceae, como en **Macrosolem cochinchinensis, Nuytsia** (Maheshwari y Singh, 1952; Narayana, 1958b).

En **C. Ioniceroides** se desarrollan de uno a cinco sacos embrionarios por lo que presenta polisaculación, pero solamente un embrión alcanza el desarrollo completo.

En Loranthaceae es común la poliembriónía, se desarrollan al mismo tiempo varios sacos embrionarios y embriones en el mismo carpelo (Singh 1952; Narayana, 1954; Kuijt 1969; Bhatnagar y Johri, 1983; Venturelli, 1981; Johri et al., 1992; Bhojwani, et al., 1984, 2000). Otras especies se distinguen porque solamente se desarrolla un saco embrionario, tal es el caso de **Phthirusa** y **Struthanthus vulgaris**. (Kuijt 1969; Venturelli 1981, 1983).

El desarrollo del saco embrionario en **C. Ioniceroides** es en dirección acrópeta y de manera intrusiva en el estilo, llegando hasta la última curva muy cerca del

estigma. El estilo es sigmoideo carácter no común en otras especies. Solamente en algunas especies Mexicanas se llega a presentar (Kuijt, 1975).

Las especies del género **Cladocolea** que presentan el estilo sigmoideo son 12, ellas son **C. andrieuxii**, **C. dimorpha**, **C. gluca**, **C. gracilis**, **C. grahami**, **C. hintonii**, **C. Ioniceroides**, **C. mcvaughii**, **C. microphylla**, **C. pedicellata**, **C. pringlei**, **C. tehuacanensis**. Las especies del género **Cladocolea** que no presentan el estilo sigmoideo son 9 ellas son: **C. archeri**, **C. clandestina**, **C. harlingii**, **C. inorna**, **C. incospicua**, **C. oligantha**, **C. roraimensis**, **C. hondurensis**, **C. stricta**. (Kuijt 1975). En **Struthanthus flexicaulis** y **S. vulgaris** el estilo es recto. No se conoce el significado de la presencia del estilo sigmoideo en las 12 especies del género **Cladocolea**.

El desarrollo del saco embrionario en las Loranthaceae es extremadamente interesante, su crecimiento es agresivo en el interior del estilo, en dirección del estigma y según la especie éste alcanza diferentes alturas. En **Tupeia**, **Helixanthera**, **Barathranthus**, **Tapinostemma** se llega a extender muy cerca del estigma. En **Helixanthera ligustrina** el saco embrionario llega hasta las papilas estigmáticas (Maheshwari y Singh 1952; Narayana, 1955; Kuijt, 1969; Benzing 1990, Bhatnagar and Johri, 1983; Venturelli, 1981; Johri et al., 1992; Bhojwani et al., 1984, 2000) (Figs. 6B y 6C).

### **VI.3.- Desarrollo del Embrión, Endospermo y Fruto**

#### **VI.3.1.- Desarrollo del Embrión.**

Después de la fecundación la primera división del cigoto es vertical, esta es de tipo Piperado (Fig. 9.2), la que es muy poco común en las angiospermas, sin embargo es un carácter muy propio en la familia Loranthaceae.

Durante la segmentación, una de las células se comporta como célula apical, ella se divide verticalmente para dar lugar al proembrión, este continúa dividiéndose verticalmente, crece y se dirige en sentido basípeto, es decir, desciende hacia la base del estilo para llegar hasta el interior del ovario.

Las siguientes divisiones serán verticales, periclinales y periféricas que darán lugar a un proembrión de 8 y 16 células (Figs. 9.3), que alcanza la base del ovario, gradualmente se desarrolla un embrión globular junto con el suspensor, hasta dar lugar a un proembrión de 32 células (Fig. 9.4).

El suspensor es extraordinariamente largo se considera que es el más largo de las angiospermas (Johri 1992), es una estructura transitoria que está relacionada con la nutrición del embrión (Fig. 9.5).

Posteriormente el embrión alcanza la forma de corazón y a partir de esta etapa el suspensor se reabsorbe, finalmente es tan inconspicuo que deja de observarse (Fig. 9.6).

El embrión acorazonado continúa creciendo y está rodeado por el endospermo.

Enseguida en el embrión se diferencian los cotiledones, la zona radicular y la plúmula (Fig. 9.6).

Al madurar el embrión, se observan el epicótilo y el hipocótilo y el extremo radicular, sin embargo en este caso no se desarrolla una verdadera radícula, en su lugar se desarrolla un haustorio (Figs. 10.1 y 10.2). El embrión tiene forma de clava, es verde pues presenta clorofila, está rodeado por un amplio endospermo que ocupa tres cuartas partes del fruto, debido a que durante su crecimiento se angostan los tejidos del mesocarpo, sin embargo permanecen. ( Fig. 10.4).

Al madurar el embrión puede presentar de 2 a 4 cotiledones siendo mas frecuentes 3 cotiledones (49%). En donde es común que se encuentre un cotiledón de menor tamaño (Fig. 10.3).

El endospermo en la superficie externa contiene taninos y en el interior abundante almidón (Figs. 12.3, 12.4, 12.5 y 12.6).

En el momento de la fertilización, en el saco embrionario hay pocos materiales nutritivos, de tal manera que cuando se forma el endospermo y avanza el desarrollo, va almacenando substancia nutritivas que aseguren el desarrollo del embrión (Bhojwani, et al., 1981,2000).

En los frutos maduros el endospermo no está delimitado por los tegumentos ya que no se desarrollan, de tal modo que el endospermo forma la mayor parte del fruto, que es muy notable y muy rico en materiales nutritivos. Estos materiales y otros como los taninos dan reacción positiva a Schiff, lugol, vainillina, cloruro férrico y rojo "O" de aceite (Figs. 11.2, 11.4, 11.5, 12.3 - 12.6)

El tubo polínico presenta tres núcleos. Uno de los núcleos espermáticos se une con el núcleo secundario del endospermo (recientemente fusionado) que está situado debajo de la ovocélula, dando lugar al endospermo. Este núcleo diploide viaja descendiendo desde la región anterior del estilo en dirección a la base del ovario; durante su trayecto se divide sucesivamente y se ubica en el centro del fruto, acompañando al embrión.

### **VI.3.2 .- Endospermogénesis.**

El endospermo es de tipo celular durante las primeras etapas de desarrollo, acompaña al proembrión y se hace más evidente en las siguientes etapas de desarrollo, cuando el embrión es de tipo globular y torpedo (Figs. 9.5 y 9.6).

Las divisiones del endospermo celular se incrementan en la región próxima a la base del ovario, presenta células más grandes y laxas, que rodean al proembrión durante una parte de su desarrollo (Fig. 9.4). La función más importante del endospermo es nutrir al embrión durante el desarrollo embrionario. (Bhojwani y Bhatnagar 2000)

En la medida que el embrión crece, también se desarrolla el endospermo, durante este proceso el endospermo cambia del tipo celular a endospermo del tipo compuesto, que es un endospermo que resulta de la unión de varios endospermos correspondientes a diferentes sacos embrionarios que se fusionan para formar una estructura a la cual se le denomina "endospermo compuesto" lo cual es un muy común en los miembros de la familia Loranthaceae (Figs. 9.6, 10.2 y 10.3)

El endospermo compuesto consta de una masa celular compacta grande, bien delimitada que contiene abundantes granos de almidón, estos se evidenciaron en

**C. Ioniceroides** con la tinción APS-Azul negro de naftol y reactivo de Schiff (Figs. 12.5 y 12.6).

En el exterior del endospermo se desarrollan los haces conductores, este es un carácter taxonómico de la familia Loranthaceae.

### **VI.3.3.- Poliembrionía**

En **C. Ioniceroides** se forman de uno a cinco sacos embrionarios que se desarrollan dentro del mismo ovario y crecen a diferentes alturas en el estilo y dentro de su propio espacio estilar. Solamente uno de los sacos embrionarios contiene al embrión. El desarrollo del endospermo compuesto se lleva a cabo en la base del ovario simultáneamente con el desarrollo del embrión (Figs. 10.1 y 10.2).

La fecundación posiblemente se efectúa hasta la etapa de post-antesis, que es el momento cuando el saco embrionario alcanza su completo desarrollo y el estigma permanece más tiempo expuesto a los dispersores del polen. La polinización es entomófila se observaron ejemplares de **Apis mellifera** entre otros insectos.

Los granos de polen germinan en el estigma y los tubos polínicos se destacan entre las papilas del estigma (Figs. 1.4 y 8.4), los tubos polínicos viajan a través del tejido de transmisión en el estilo y descienden hasta encontrarse con el aparato ovular (Figs. 1.5 y 1.6).

El saco embrionario abarca desde la parte basal del ovario hasta el segundo tercio del estilo, en la última curva del estilo, de tal manera que el aparato del huevo se localiza en el extremo anterior del saco y ahí es donde se lleva a cabo la doble fecundación (Fig. 9.1).

#### VI.3.4.- El Fruto.

**C. Ioniceroides** tiene un fruto que es una pseudobaya, presenta una semilla desnuda, pues no desarrolla una testa (Figs. 10.4 y 10.5).

El fruto está formado de afuera hacia adentro por:

A.- **El exocarpo.**- Está formado por una epidermis y subepidermis. En el exterior del fruto, la superficie está cubierta por una **epidermis**, la cual está formada por células cúbicas con abundantes tricomas (Fig. 11.1). Estas tienen paredes celulares que en la medida que se desarrollan, se hacen muy gruesas y presentan una cutícula que se hace más evidente en la medida que crecen. Además contienen ceras y taninos, estos se demostraron mediante pruebas histoquímicas con: rojo "O" de aceite y vainillina (Fig. 11.4).

Estas células se desarrollan y cambian de forma cúbica a rectangular y se aplanan, los tricomas son unicelulares y también contienen taninos. Ellos son más abundantes en la etapa juvenil y se reducen en la medida que madura el fruto .

Subyacente a la epidermis está la **subepidermis** que está formada por células de mayor tamaño que las células epidérmicas, originalmente son cúbicas, crecen mucho y se tornan rectangulares, aumentan notablemente su volumen. Además incrementan un depósito de granulos finos, que desplaza hacia la periferia al núcleo y al citoplasma. Esos depósitos granulosos sufren un proceso de integración, dan lugar a un material denso fibrilar muy abundante que se colorea intensamente, contienen taninos y un carbohidrato de tipo mucílago además tienen aceites. Estos materiales se hicieron evidentes con las siguientes

histoquímicas: vainillina, cloruro férrico, el reactivo de Schiff y aceite rojo "O" (Figs. 11.2, 11.3 y 11.5).

B.- **El mesocarpo.**- Contiene una capa de viscina y un parénquima primario. Un parénquima con taninos y el parénquima secundario con la zona de haces vasculares.

El **Parénquima primario** o **clorofílico** comprende de cinco a seis estratos celulares con abundantes cloroplastos y se continúa con estratos de un tejido formado por células largas que se tiñen intensamente y contienen abundantes depósitos de inclusiones granuladas y finas que se acumulan y distribuyen de manera regular. Presentan abundantes taninos, estas células forman de cinco a siete estratos y por su naturaleza se han realizado pruebas histoquímicas que han resultado positivas a la vainillina, cloruro férrico para demostrar la presencia de taninos. Esta capa es muy semejante a la subepidermis (Fig. 11.2 y 11.3)

**El parénquima secundario** está formado por células muy grandes de forma laxa con núcleos grandes de paredes celulares irregulares que conforman de cinco a seis estratos celulares, pero durante su desarrollo se reducen a dos o tres estratos (Figs. 11.2 y 11.4).

C.- **El endocarpo.**- Comprende un tejido de protección que consiste en unas células en empalizada que limitan a otro tejido de reserva, este último contiene mucílago y está situado muy cerca del endospermo, enseguida el endospermo y en el interior está un embrión verde en forma de clava (Fig. 10.4).

Posee un parénquima de células muy afines al colorante safranina. Son células en empalizada que contienen inclusiones citoplásmicas de fibrillas muy finas y

durante el desarrollo del fruto se engrosan y contienen también abundantes taninos (Figs.12.1, 12.3 y 12.4).

El endospermo está rodeado y delimitado por un tejido en empalizada del endocarpo. Que es un tejido de protección y reserva, este parénquima se desarrolla, crece y se transforma de manera muy peculiar, está formado por células rectangulares y grandes que contienen inclusiones formadas por depósitos granulosos muy finos que se acumulan, formando de uno a dos estratos de células que se tiñen intensamente. Inmediatamente después está un parénquima formado por unas células irregulares en las que se acumulan depósitos granulosos finos que se incorporan y depositan en grumos que aumentan su volumen y dan lugar a inclusiones globosas que desplazan al núcleo hacia la periferia de la célula (Figs. 12.1 y 12.3).

Este tejido está constituido por más de tres estratos, estas células presentan una pared celular notablemente gruesa. Mediante las pruebas histoquímicas de: APS con Azul negro de Naftol y cloruro férrico se demostró que contienen proteínas, taninos, lípidos y carbohidratos (Figs. 12.1,12.2 y 12.3).

El embrión es verde porque contiene clorofila, presenta dos cotiledones (el 47%), tres cotiledones (49%) y cuatro cotiledones (4%).

#### **VI.3.5.- Viscina.**

La viscina constituye un tejido que forma una parte importante del fruto, se localiza en la base del fruto (Figs. 10.1 y 10.2), esta posición contribuye durante la germinación a que el embrión salga del fruto sin lastimarse; además participa para que el fruto se fije en el hospedero. La adhesión se hace mediante la viscina

formando un disco haustorial, que asegura el crecimiento del haustorio en el interior del tronco del huésped. La viscina por su naturaleza química contiene proteínas y celulosa observándose reacción positiva a: Azul negro de naftol, y al reactivo de Schiff (Figs. 13.1,13.2).

El fruto se adhiere en la posición del polo radicular del embrión asegurando así la fijación y la germinación.

La Viscina en la familia Loranthaceae se localiza por fuera de los haces vasculares y su distribución varía de posición. Presenta una distribución particular para cada género y especie y puede llegar a abarcar gran parte del fruto (Kuijt, 1969; Bhojwani y Bhatnagar, 1981, 2000).

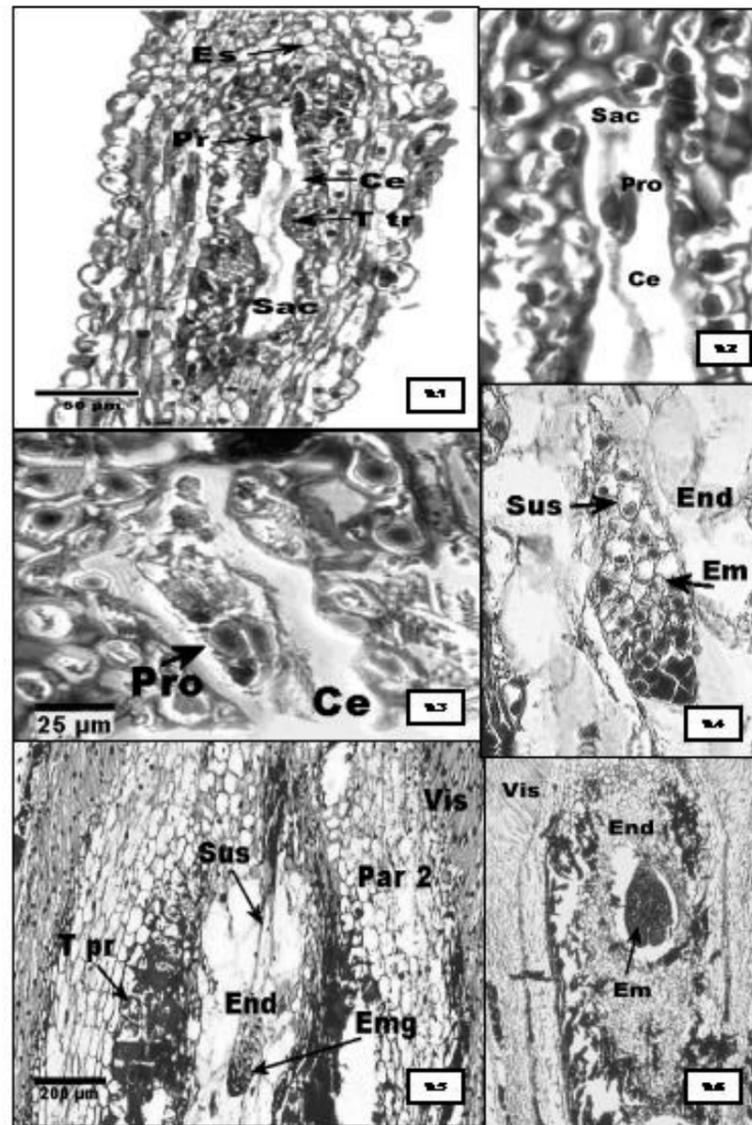


Lámina 9. Embriogénesis. 9.1.- Segmentación embrionaria las flechas señalan el estilo, tejido de transmisión, canal estilar, saco embrionario, proembrión. 9.2.- Corte longitudinal del estilo. Segmentación Tipo Piperado, presenta el tejido de transmisión, canal estilar, proembrión la primera segmentación. 9.3.-Corte longitudinal del estilo. Segmentación del proembrión. Las flechas indican el tejido de transmisión, canal estilar, proembrión con seis células. 9.4.- Corte longitudinal del estilo. Endospermo celular y proembrión. 9.5.- Corte longitudinal del fruto. La flechas presentan, el endospermo celular, embrión de tipo globular, parenquima secundario, suspensor, tejido de protección y viscina. 9. 6.- Corte longitudinal del fruto, las flechas indican el endospermo, embrión acorazonado, parénquima primario, parénquima secundario, tejido de protección y la viscina. Estilo (Es), endospermo celular (End), embrión globular (Em g), canal estilar (Ce), parénquima primario (Par1), parénquima secundario (Par2), proembrión (Pro), saco embrionario (Sac), suspensor (Sus), Tejido de protección (T tr), Tejido de transmisión (T tr), viscina (Vs), embrión (Em).

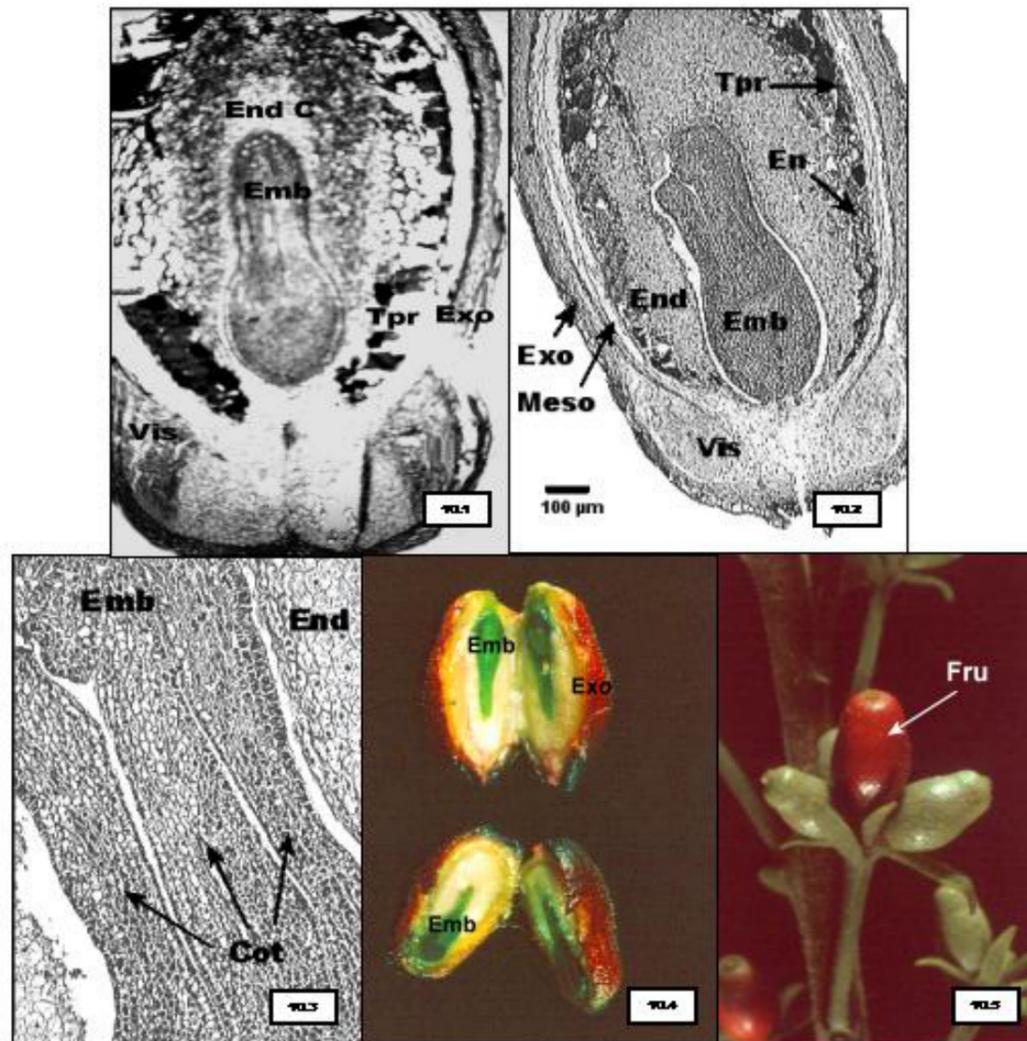


Lámina 10.- Desarrollo del fruto. 10.1.- Fruto joven presenta: Exocarpo, parénquima secundario, tejido de protección, endospermo compuesto, embrión, viscina. 10.2.- Fruto maduro las flechas señalan el exocarpo, mesocarpo, endocarpo, endospermo, embrión, tejido de protección, viscina. 10.3.- Corte longitudinal del embrión. Las flechas indican, endospermo, el embrión, los tres cotiledones. 10.4.- Corte longitudinal del fruto maduro con el embrión. 10.5.- Inflorescencia los frutos en diferentes estados de desarrollo, frutos inmaduros (verdes), un fruto maduro (rojo).  
 Endospermo (end), endocarpo (en), endospermo compuesto (end c), embrión (emb), exocarpo (exo), cotiledones (cot), mesocarpo (mes), parénquima secundario (par2), tejido de protección (t pr), viscina (vis). Fruto (Fru).

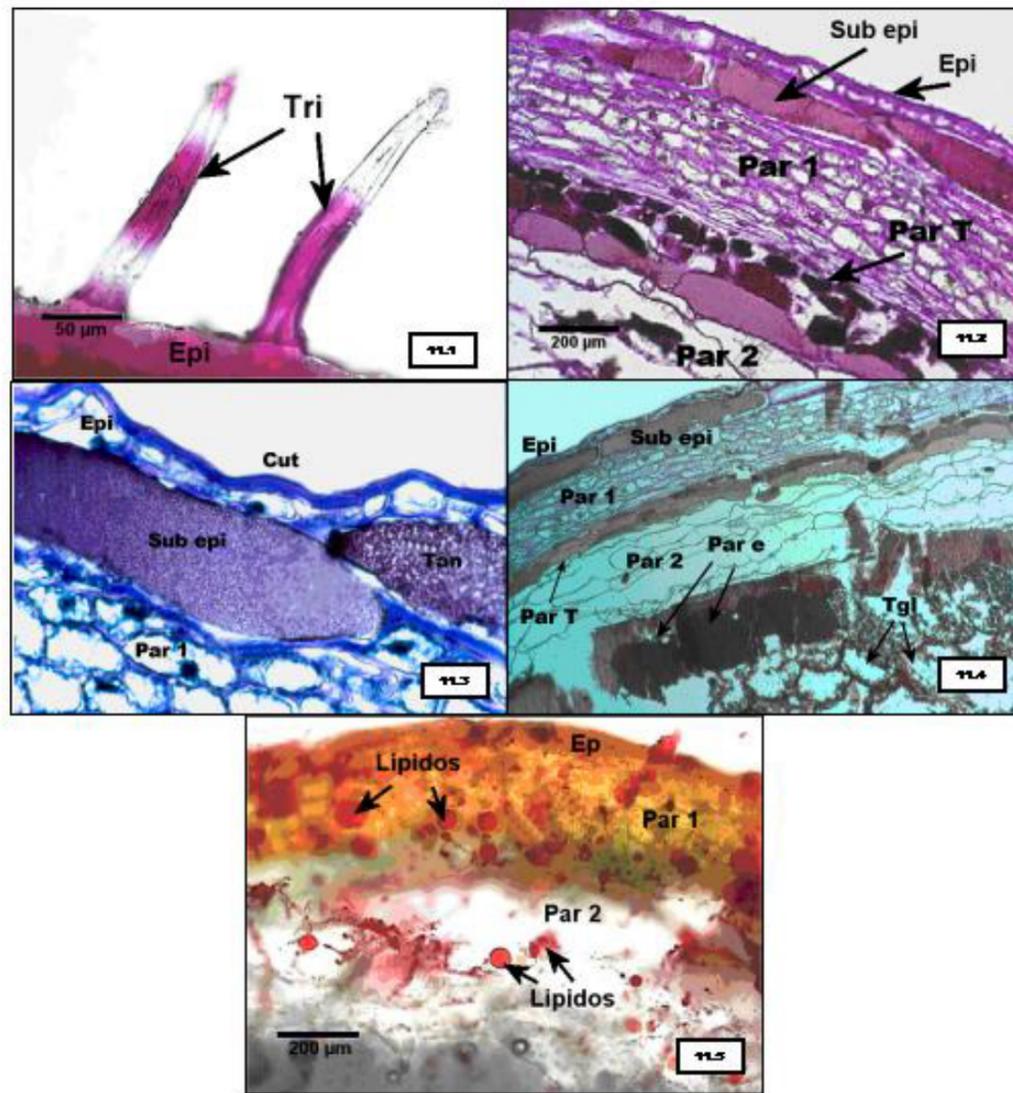
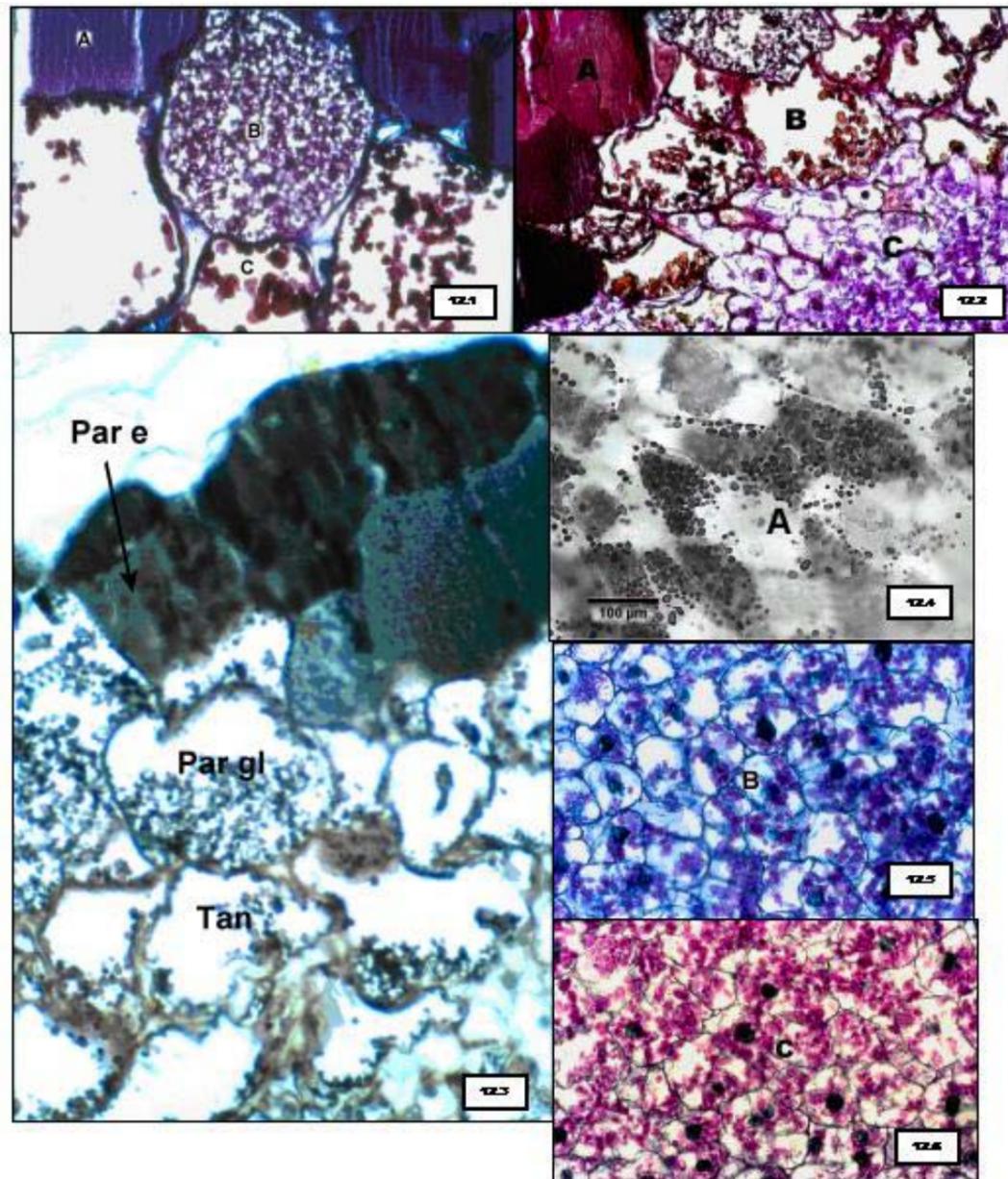


Lámina 11.- Pruebas histoquímicas del fruto de *C. laniceroide*. 11.1.- Tricomas (Rojo de rutenio), 11.2.- Corte longitudinal de fruto. (Ácido periódico- Reactivo de Schiff). Parenquima con taninos (Par T). 11.3.- Corte longitudinal del fruto (APS), y Azul negro de naftol). 11.4.- Polisacáridos insolubles en fruto, corte longitudinal (Ácido periódico-Reactivo de Schiff). 11.5.-Lípidos en corte longitudinal (rojo "o" de aceite).  
 Cutícula (cut) epidermis (epi), subepidermis (sub ep), perénquima 1 (par 1), parénquima 2 (par 2), parénquima con taninos (par t), Tejido en empalizada o de protección (T pro), parénquima con mucílago en el endocarpo (T gl), endocarpo (en), lípidos (lip). Tricoma (tri).



Lamina 12.- Histoquímicas de fruto de *C. loniceroides*. 12.1 Endocarpo (Azul-negro de naffol ), Compuestos protéicos en el parénquima en empalizada (a), Inclusiones fibrilares-taninos (b ), parénquima mucílago-taninos (c). 12.2.- Endocarpo (Ácido periyódico- Reactivo de Schiff). Polisacáridos insolubles en parénquima empalizada (a), parénquima mucílago-taninos (b), endospermo (c ). 12.3.- Endocarpo (Sulfato ferroso). Taninos en parénquima empalizada (a) Indusiones fibrilares-taninos (b ), parénquima mucílago-taninos (c ). 12.4.- Endospermo. Almidón (Iugol) (a). Proteínas (Azul-negro de naffol) (b), Polisacáridos insolubles (Ácido periyódico-Reactivo de Schiff) (c). Parénquima en empalizada (pare), Indusiones fibrilares-taninos (inc), parénquima mucílago-taninos (par gl), taninos (Tan), tejido de protección (T pro), endospermo (end) tejido taninos (T ta), almidón (al).

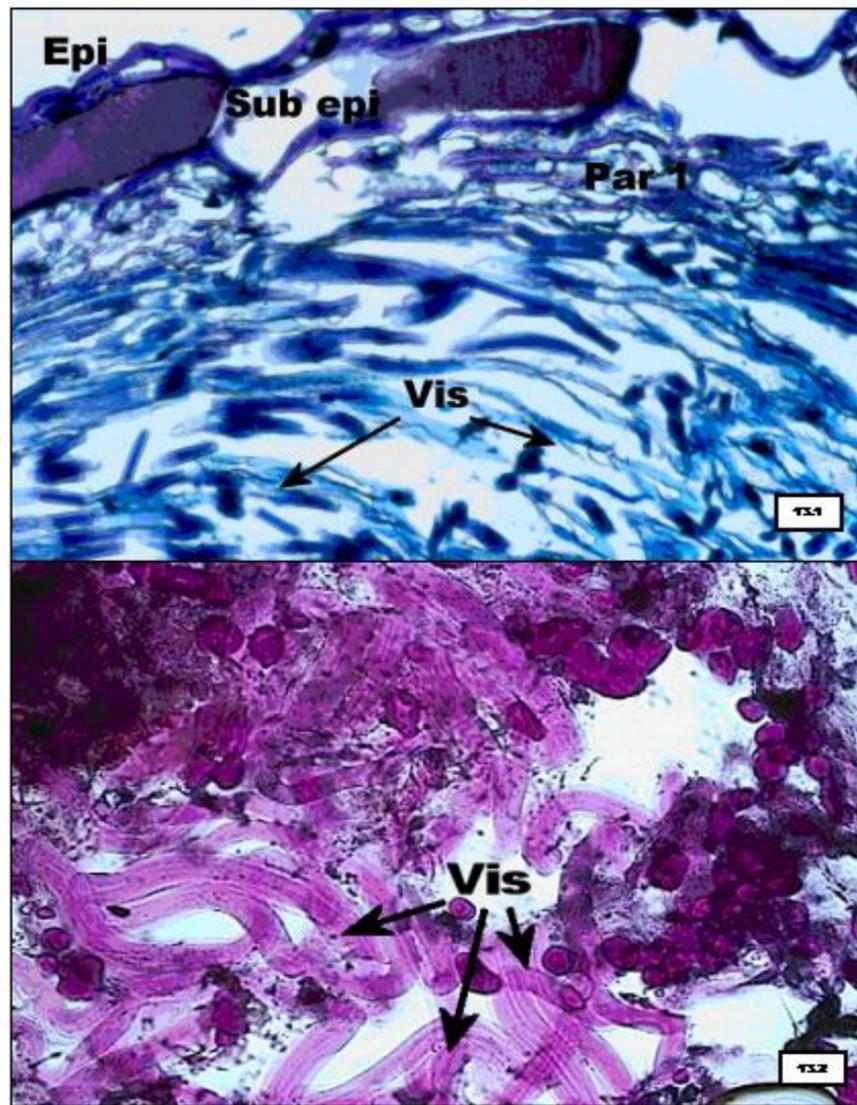


Lámina 13.- Histoquímicas la viscina del fruto. 13.1.- Compuestos proteicos en viscina (Azul-negro de naftol). 13.2.- Polisacáridos insolubles en viscina (Ácido peryódico-Reactivo de Schiff).  
 Epidermis (epi) subepidermis (sub epi), viscina (vis), embrión (em), canal estilar (ce), saco embrionario (sac), proembrión (pr), suspensor (sus), parénquima taninos (P ta), endospermo (end).

## Discusión

### Embriogénesis y Desarrollo del fruto

#### Fertilización.-

En **C. Ioniceroides** no se llegó a observar la fertilización. El conocimiento de la fertilización en Loranthaceae es muy pobre. La singamia y la formación de los primeros núcleos durante la endospermogénesis son demasiado rápidos. La mayoría de los investigadores han observado solamente el saco embrionario después de la fertilización, cuando ya están presentes el cigoto y el núcleo primario del endospermo. No se tienen suficientes detalles de la fertilización. (Maheshwari y Singh, 1952; Narayana, 1955; Kuijt, 1969; Benzing, 1990; Batnagar y Johri, 1983; Venturelli, 1981; Johri et al., 1992).

#### Endospermogénesis

El endospermo de **C. Ioniceroides** en sus primeras etapas es de tipo celular, después será del tipo de endospermo compuesto. En Loranthaceae es común que se encuentran varios sacos embrionarios coexistiendo en un solo ovario y la doble fecundación, en particular la triple fusión, forma el núcleo primario del endospermo, que por múltiples divisiones origina un endospermo celular por cada saco embrionario. Durante el desarrollo, cada endospermo se fusiona con el otro y se forma así el endospermo compuesto de las Loranthaceae (Maheshwari y Singh, 1952; Narayana 1955, 1958a, b; Johri y Raj, 1969; Raj, 1970; Johri y Bhatnagar, 1972; Venturelli, 1981; Johri et al., 1992, 2001). La formación del endospermo

haustorial es rara en Loranthaceae, solamente se ha reportado en *Tapinostemma acaciae* (Johri and Prakash 1965).

#### **Embriogénesis . -**

En **C. Ioniceroides** la primera división del cigoto es vertical de tipo Piperado, lo cual es un carácter de la familia y fue observado por primera vez en *Dendrophthoe falcata*, *Macrosolem cochinchinensis* y *Scurrula parasítica* (Griffith 1843, Treub 1881). Posiblemente las primeras divisiones del endospermo sean al mismo tiempo que en el cigoto, algunos autores así lo han reportado (Maheshwari y Singh, 1952; Narayana, 1955, 1958a, b; Johri y Raj, 1969; Raj, 1970; Johri y Bhatnagar, 1973; Venturelli, 1981, 1983).

En **C. Ioniceroides** la embriogénesis corresponde a la segmentación del proembrión formado por cuatro células, comúnmente forman un embrión biseriado, que crece en sentido basípeto junto con el suspensor biseriado que es extremadamente largo. (Singh, 1952; Narayana, 1955, 1958a, b; Johri y Prakash, 1965; Johri y Raj, 1969; Raj, 1970, Johri y Bhatnagar, 1972; Bhatnagar y Johri 1983; Venturelli, 1981, 1983) .

El suspensor en Loranthaceae, es el más largo entre las angiospermas, crece junto con el embrión hacia la parte inferior del saco embrionario y está inmerso en el joven endospermo celular. Ambos se desarrollan hasta antes de la hipostasa. (Johri y Prakash, 1965; Johri y Bhatnagar 1972; Venturelli, 1981, 1983; Bhatnagar y Johri, 1983; Johri et al 1992).

En *Barathranthus* el suspensor degenera y el embrión se sigue desarrollando hasta el centro del endospermo (Prakash, 1961; Prakash, 1963; Bhatnagar y Johri, 1983; Johri et al., 1992).

En *C. Ioniceroides* varios sacos embrionarios se desarrollan al mismo tiempo hasta alcanzar el estilo, pero solamente uno llega a madurar. Esta es una característica muy común en la familia Loranthaceae. Lo mismo sucede con el suspensor y el embrión, que juntos crecen rodeados por endospermo compuesto. (Johri y Bhatnagar, 1972; Bhatnagar y Johri, 1983; Venturelli, 1981, 1983; Johri et al., 1992).

En Loranthaceae se han observado los cotiledones compactados muy cercanos que dan la apariencia pseudomonocotiledonia y se han reportado así como pseudomonocotiledones (Kuijt, 1969; Bhatnagar y Johri, 1983; Johri, 2001).

También se presenta la policotilia (varios cotiledones), como es el caso de *Psittacanthus schiedenaus*, en el que se han observado siete cotiledones y en *P. robustus*, tres (Kuijt, 1969). Sin embargo en la mayoría de las especies el número de cotiledones es dos (Kuijt (1969).

El embrión del género *Cladocolea* es considerado como dicotiledoneo por Kuijt (1975). Sin embargo en *C. Ioniceroides* el embrión puede ser dicotiledonio, tricotiledoneo y/o tetracotiledoneo, siendo más frecuentes los embriones con tres cotiledones y menos frecuentes con cuatro cotiledones. Cuando el embrión es tricotiledonio uno de los cotiledones es de menor tamaño, sin embargo cuando tiene dos cotiledones ambos son iguales, en el caso de cuatro cotiledones, todos son del mismo tamaño. En otros géneros como *Helicanthes*, *Lysiana*,

**Macrosolen** cuando presentan policotilea, todos los cotiledones son iguales (Bhatnagar y Johri 1983; Johri et al., 1992).

En los muérdagos la policotilea ocurre como un fenómeno anormal que no es estable, con excepción de **Psittacanthus**. Pero Narayana, (1958b), discrepa con ese criterio, ya que opina que aunque no es muy común la tricotilia, este proceso ya se ha observado en otras especies, como en **Nuytsia** en la que es una condición normal, que también es común en **Dendrophthoe** y **Tolypanthus** (Narayana, 1958b; Kuijt 1969).

Se ha observado el desarrollo de más de un embrión en **Dendrophthoe**, **Lepeostegeres**, **Nuytsia**, **Tolypanthus**, **Helixanthera** y **Barathranthus**. (Singh, 1952; Narayana, 1954; Dixit, 1956,1958 a; Narayana, 1958b; Johri y Bhatnagar, 1972; Prakash, 1963). En **C. Ioniceroides** se observó siempre él desarrolló de un solo embrión desprovisto de una verdadera raíz; en su lugar se desarrolla un haustorio en el extremo radicular, observado durante la germinación sobre el hospedante. En Loranthaceae el extremo radicular es una extensión hipocotiledonaria que desarrolla un haustorio lo que se ha reportado en **Dendrophthoe**, **Helicanthes**, **Amyema** y **Lysiana**. En **Psittacanthus cuneifolius** el extremo radicular presenta estructuras digitiformes o papilosas (Narayana, 1954,1955; Johri et al., 1957; Dixit, 1958a; Narayana, 1958a; Bhatnagar y Chandras, 1968; Kuijt 1969).

#### **Desarrollo del fruto** .-

En Loranthaceae la pared del fruto al madurar presenta tres zonas distintas: La zona coriacea, la zona de viscina, y la zona parenquimatosa.

### **Exocarpo.**

En **C. Ioniceroides** la zona más externa del fruto cuyas estructuras son características de esta especie, como la epidermis con abundantes tricomas con pectina y taninos, que en la medida que se desarrolla el fruto, disminuyen. Enseguida está la subepidermis formada por células con abundantes taninos, seguida por un parénquima clorofílico que se continúa con la capa de viscina. Esta descripción se contrasta con las realizadas en otras Loranthaceae en las que se describe lo siguiente: la epidermis está compuesta por pequeñas células, enseguida están cuatro a seis capas de células llenas con un material densamente teñido, la siguientes células son la capa de viscina que son alargadas. En **Lysiana** la epidermis varía de grosor y está cutinizada. La delgada capa de células de la región hipodérmica tiene esclereidas y células taniníferas. En **Macrosolem** no hay esclereidas en la pared del fruto. (Maheshwari y Singh, 1952).

### **La capa de viscina.**

En la familia Loranthaceae la principal característica del pericarpo, es la capa de viscina, distribuida de manera particular según la especie. En **Gaiadendron punctatum**, la viscina se distribuye como un tejido continuo alrededor del endospermo; en el caso de **Amylothea**, **Lepeostegeres** y **Peraxilla** está confinada a la base del fruto. La capa de viscina es una prominencia en la región basal y directamente limitada por la zona vascular en **Barathranthus**. En **Lysiana** la capa de viscina cubre la zona parenquimatosa de la región basal.

En **Nuytsia** la capa de la viscina está restringida alrededor de la zona parenquimatosa. En **Helicanthes**, **Tolypanthus**, **Phthirusa piryfolia** y

***Struthanthus quercifolia*** el pericarpo presenta la zona parenquimatosa completamente cubierta por la capa de viscina (Johri et al., 1957; Narayana, 1958b; Dixit, 1958; Prakash, 1960; Dixit, 1961; Prakash, 1963; Kuijt, 1969; Bhatnagar and Johri 1983).

***Struthanthus orbicularis*** presenta la viscina en el polo radicular, dispuesta lateralmente y abajo del endospermo y el embrión (Kuijt, 1969). Esta distribución de la viscina es muy similar a la de **C. Ioniceroides**, ya que localizada en la base del fruto, participa de manera importante en tres eventos del ciclo de vida de esta especie, pues ayuda a emerger al embrión del interior del fruto y contribuye a la adhesión del embrión al hospedero (Kuijt, 1969; Bhatnagar y Johri, 1983; Benzing, 1990).

En general en Loranthaceae las células de la viscina son largas y dispuestas diagonalmente, por su disposición parece que están enrolladas en espiral (Singh, 1952).

### **C.- La zona parenquimatosa**

Las descripciones de la zona parenquimatosa en la familia Loranthaceae se ha hecho de manera general y se describen considerando que la zona parenquimatosa forma la mayor parte del fruto. Se identifican células taniníferas subepidérmicas que presentan un alargamiento horizontal. La zona vascular está situada entre el mamelón y las capas del parenquima del ovario, esta zona delimita el contorno del endospermo (Kuijt, 1969; Bhatnagar y Johri, 1983).

En **C. Ioniceroides**, se observaron subyacente a la epidermis, la subepidermis con las células taniníferas, que desarrollan un proceso de integración de

materiales fibrilares con taninos. Además hay diferentes tipos de parénquimas, el primero es un parénquima clorofílico, seguido de un parénquima taninífero, enseguida un parénquima laxo. Estos parénquimas en la medida que se desarrolla el fruto se angostan.

Cerca del endospermo se desarrollan dos parénquimas que no se han descrito en otras especies de Loranthaceae; Posiblemente son tejidos de protección, el primero presenta un contenido granular y fibroso con taninos, el segundo puede ser un parénquima de tipo glandular, tiene paredes celulares gruesas, de forma irregular, su citoplasma presenta un contenido de materiales de tipo globular que dan lugar a esférulas de naturaleza proteica e hidratos de carbono de tipo mucílago. Por su localización y la presencia de taninos, éste tejido pudiera ser una estructura de protección química para el embrión.

#### **El endospermo.-**

En el endospermo de Loranthaceae se reconocen tres regiones: la capa externa o epidermis, la región media con almidón, taninos, lípidos y la región interna con células aplanas por el crecimiento del embrión. Un embrión maduro ocupa casi dos terceras partes del volumen del fruto, (Bhatnagar y Johri; et al., 1992).

#### **El fruto.-**

Los frutos en la familia Loranthaceae son carnosos y se han descrito como pseudodrupas y pseudobayas (Kuijt, 1976; Lamont and Perry, 1977; Godschalk 1983; Benzing, 1990).

Una pseudobaya es un fruto dehiscente carnosos al madurar, procede de un ovario ínfero. Es un fruto monocárpico o sincárpico, carnosos, jugoso y de forma redonda

o elipsoidal a menudo de colores llamativos. En su interior se distingue un lóculo con una pulpa homogénea (Font. Quer 1982). Esta descripción es la que corresponde al fruto de ***C. loniceroides*** (Kuijt, 1975, 1987, 1992; Calderón, 1979; Acosta, et. al., 1992; Cházaro, et. al., 1992, 1993).

En otras Loranthaceae el fruto es una pseudodrupa. como es el caso de ***Atkinsonia***, pero en otras se presentan como pseudobaya como en ***Gaiadendron.*** (Kuijt, 1969; Bhatnagar y Johri 1983).

#### VI.4.- Germinación y Dispersión del fruto

Los frutos de *Cladoclea Ioniceroides* se dispersan por pájaros frugívoros mediante: A.- Endozoocoria, B.- Exozoocoria, C.- Autocoria.

La germinación descrita en este trabajo, se observó durante la autodispersión de frutos entre enero y febrero de los años 2001, 2002 y 2003. El proceso "in situ" se analizó y muestreo en una área de 56,220 m<sup>2</sup>, ubicada entre Calzada del Hueso en la ex hacienda de Coapa, Delegación Coyoacán, México D. F.

Los frutos inician su desarrollo en el verano durante los meses de junio a octubre, la maduración y fructificación se lleva a cabo de noviembre y termina en mayo. Se observaron frutos germinando en diferentes partes de la copa de árboles en las siguientes especies: *Ligustrum japonicum* y *L. lucidum* (trueno), así como *Fraxinus uhdei* (fresno) y *Prunus serotina* ssp. *capulli* (capulín).

Cuando se observó la germinación la temperatura registrada era de 22°-24°C. La información de la estación meteorológica local fue: temperatura absoluta máxima de 21.9° - 25.8° C, la mínima de 8.9° - 11.4° C, la humedad relativa era de 55.09 y 42.09 (en los meses de febrero a marzo del 2002).

Durante los meses de febrero a marzo cuando los frutos caen de la copa del árbol al suelo estos no llegan a germinar, no así cuando se dispersan dentro de la copa del árbol (Fig. 17.1).

Los frutos que se dispersan dentro de la copa del árbol, germinan en diversos lugares de las ramas. Se llegaron a encontrar de 3-8 semillas sobre la misma rama, pero solamente se establecen de una a dos semillas, de las cuales una plántula logra desarrollarse.

Se observaron semillas dispersadas que empezaron a germinar pero no alcanzaron a desarrollarse, al adherirse sobre materiales tales como concreto, grava, vidrio, etc.

#### **VI.4.1.- Inicio de la germinación.**

Con la salida gradual del embrión del interior del fruto hacia el exterior, se forma una estructura externa denominada "holdfast", que es una proyección bulbosa cubierta por un tejido verde oscuro y brillante (Figs.14.1 y14.2) Los tejidos que forman esta proyección son: la viscina, el endospermo y el embrión (Figs. 14.3 y 14.4).

La viscina en *C. loniceroides* está localizada en el extremo radicular del fruto, cerca del mesocarpo (Figs. 14.3 y 14.4). Ella contribuye a que se establezca el fruto, debido a que contiene un material viscoso y pegajoso que se adhiere sobre la corteza del hospedante. La salida del embrión del interior del fruto durante la germinación se lleva a cabo con la presencia de la viscina, esto se observó durante los muestreos y se comprobó en el análisis de los cortes histológicos observados al microscopio (Figs. 14.3 , 14.4 y 14.5).

Una vez en contacto el fruto con la corteza (Fig. 15.2), se desarrolla una zona de adhesión que dará lugar al disco adhesivo. Cuando se adhiere el fruto al hospedero y emerge el embrión, empieza la germinación (Figs.14.2, 14.3, 15.1 y 15.2).

#### **VI.4.2.- El disco adhesivo.**

El disco adhesivo forma parte del embrión, posteriormente quedará incorporado al punto donde se une la planta hemiparásita con el hospedante; esta es una estructura que formará parte de la rama del árbol hasta la vida adulta del muérdago. Por esta razón se conocen comúnmente a estas plantas como “injerto” ya que tiene esa apariencia.

La superficie del disco adhesivo presenta una superficie con células rectangulares largas que se disponen en la zona de adhesión y que aseguran su establecimiento y penetración (Figs. 16.3 y 16.4).

Las células epiteliales del disco adhesivo que están en contacto con la corteza del hospedante, presentan una acción de oradación, penetración. Se observan restos de la destrucción de células de la corteza y un efecto que permite que se colapsen las células de la corteza (Figs. 16.1–16.4).

#### **VI.4.3.- Desarrollo del haustorio.**

En el interior del disco adhesivo se desarrolla el haustorio y un órgano intrusor; este último es una estructura que consta de un eje central, que penetra y transita a través de la corteza, ejerciendo una presión y oradación, actuando a manera de tirabuzón. Cerca del órgano intrusor hay restos de células destruidas, paredes celulares y restos de materiales en un líquido (Fig. 17.1 y 17.2).

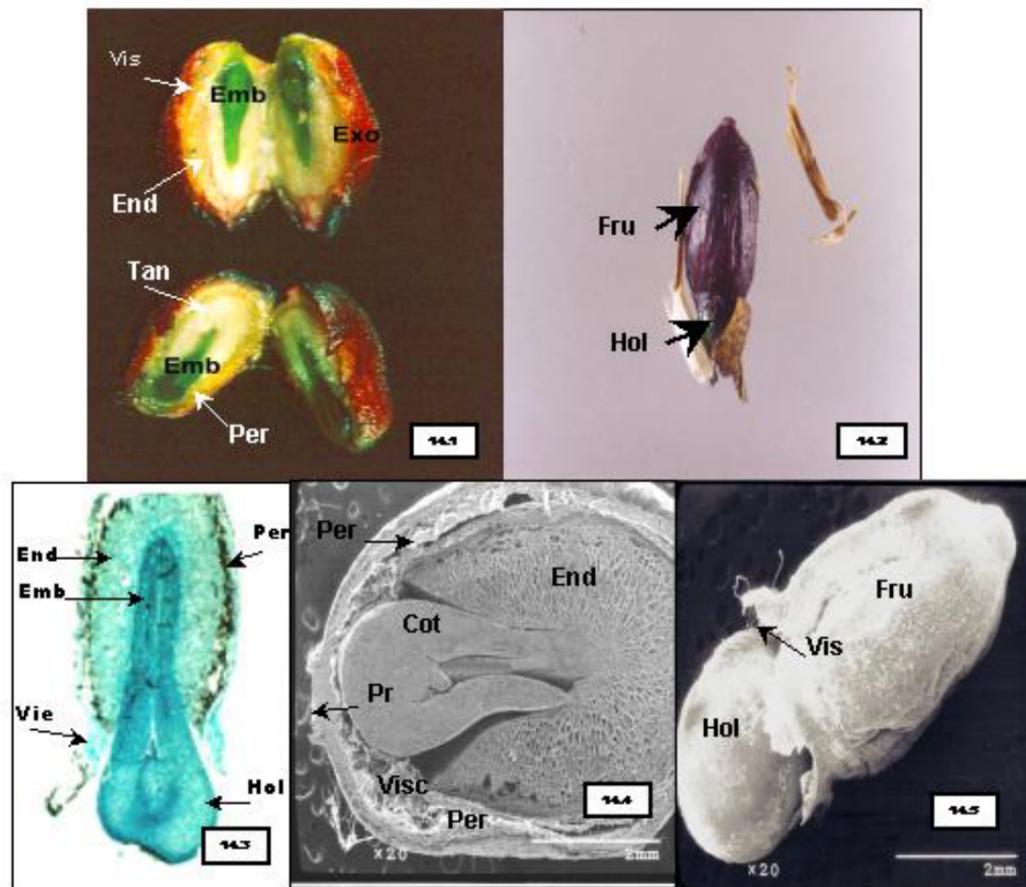
Durante la germinación crece una corta estructura aguda, que sale del embrión y que pronto da lugar al haustorio, este penetra en la corteza del hospedante y forma parte del disco adhesivo (Figs. 17.1-17.2).

El eje de este órgano haustorial primario, ejerce presión por donde va penetrando al hospedante, en seguida se desarrolla un haustorio secundario que crece en ángulo recto arriba del haustorio primario muy cerca de la corteza

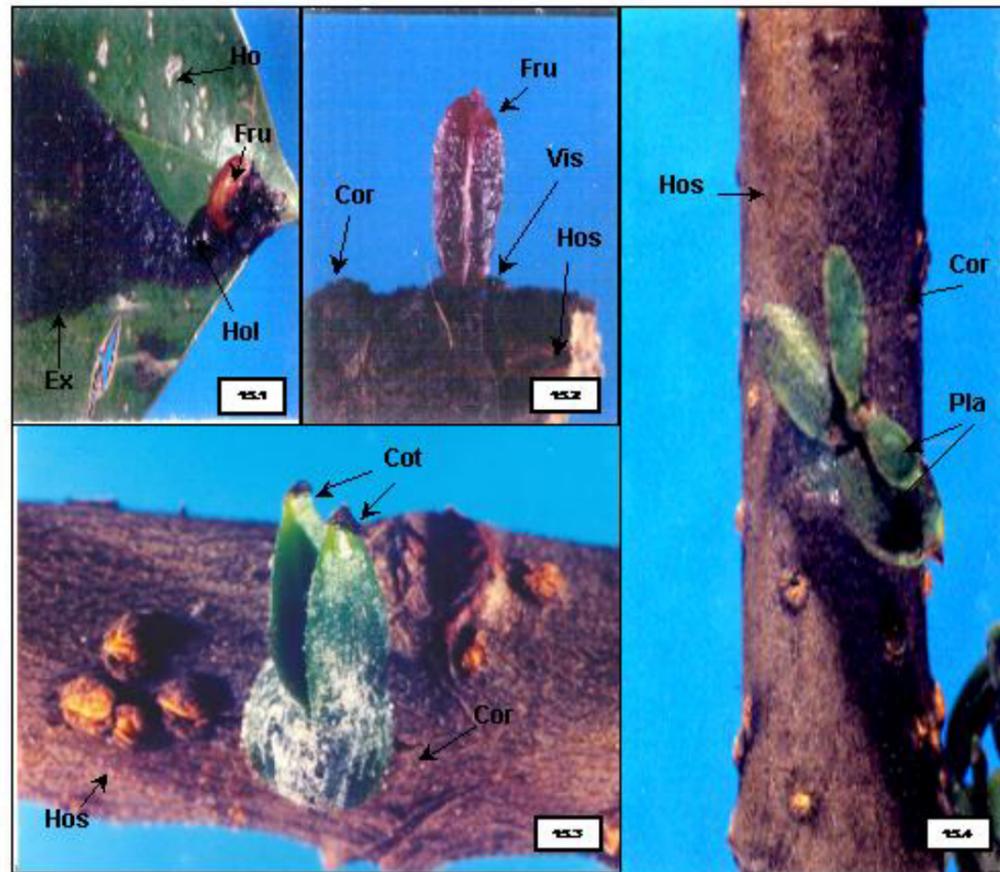
El haustorio primario, avanza y atraviesa hasta que se establece en el xilema que es donde permanecerá (Figs. 17.3 y 17.4).

Mientras tanto en el interior del embrión se desarrolla un sistema provascular que se dirige hacia el hospedante, para establecer su sistema de absorción de agua y sales minerales con el hospedante.

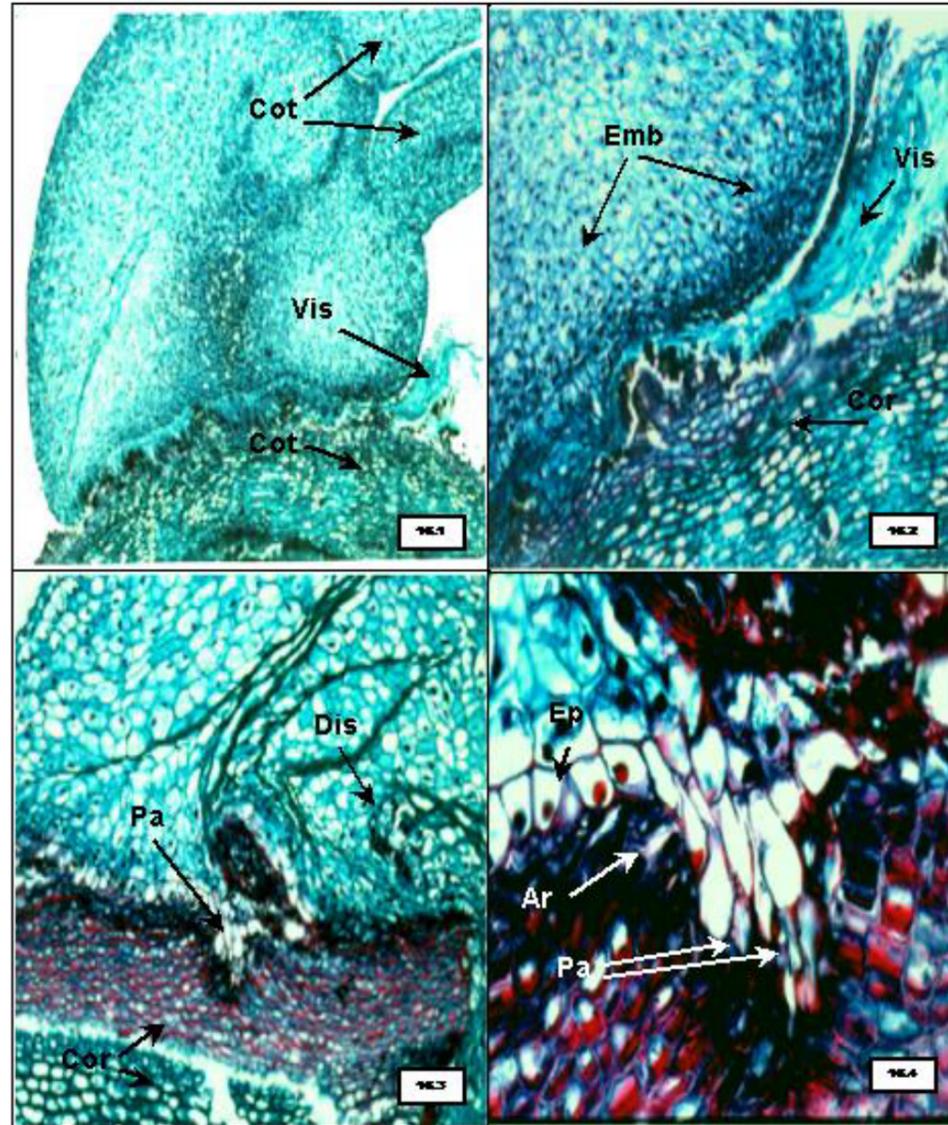
Externamente están los cotiledones, que se separan y emergen. Posteriormente se desarrollarán las primeras estructuras foliares (Figs. 15.3, 15.4 y 16.1).



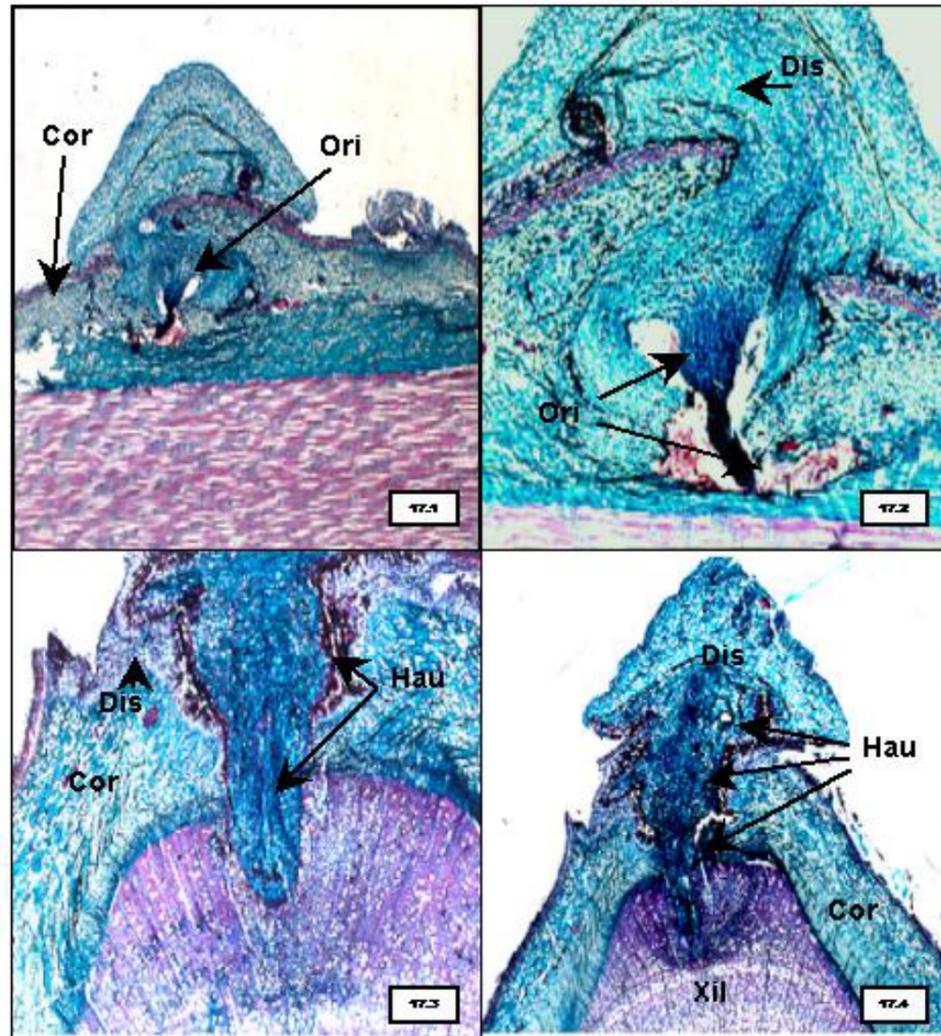
**Lamina 14. Germinación.** Fig.14.1.- Corte longitudinal del fruto. Contiene: exocarpo, viscina, endospermo, embrión, pericarpo y una zona con taninos. Fig.14.2.- Fruto con el embrión que empieza a germinar, forma el "holdfast". Fig.14.3.- Corte longitudinal del fruto con el embrión emergiendo. Presenta: pericarpo, endospermo, embrión, viscina y el holdfast. Fig.14.4.- Fruto con el embrión antes de germinar (MEB), contiene: polv. radicular, cotiledones, endospermo, viscina y pericarpo. Fig.14.5.- Embrión emergiendo del fruto durante la germinación (MEE).  
(Cot) cotiledones, (Emb) embrión, (End) endospermo, (Exo) exocarpo, (Fru) fruto, (Hol) holdfast, (Per) pericarpo, (Pr) polv. radicular, (Tan) parénquima con taninos, (Vis) viscina.



**Lamina 15. Germinación sobre el hospedante.** Fig.15.1.- Excreta de un pájaro sobre una hoja del hospedante. Presenta un fruto con el embrión germinando. Fig.15.2.- Adhesión del fruto sobre la corteza del hospedante. En la base del fruto la viscina. Fig.15.3.- El embrión germina sobre un tallo de la rama del hospedante, se aprecia el epicotilo y dos hojas cotiledonarias. Fig.15.4.- Dos plántulas cercanas.  
 (Cor) corteza, (Cot) cotiledones, (Fru) fruto, (Ex) excreta, (Hol) holdfast, (Hos) hospedante, (Ho) hoja, (Pla) plántula, (Vis) viscina.



**Lamina 16. Germinación y adhesión.** Fig.16.1.- Adhesión del embrión sobre la corteza del hospedante, presenta cotiledones, viscina y la corteza. Fig.16.2.- La zona de adhesión del embrión a la corteza y la viscina. Fig.16.3.- El disco adhesivo del embrión con las papilas de penetración en la corteza del hospedante. Fig.16.4.- Área de contacto del disco con el hospedante, con el epitelio de adhesión y las papilas de penetración.  
 (Ar) área de contacto, (Cot) cotiledones, (Cor) corteza, (Dis) disco adhesivo, (Ep) epitelio, (Emb) embrión, (Pa) papilas, (Vis) viscina.



**Lamina 17. Germinación y penetración.** Fig.17.1.- Desarrollo del disco adhesivo y la penetración en el hospedante por medio del órgano intrusor. Fig.17.2.- El órgano intrusor penetra a través de la corteza del hospedante, el embrión presenta un disco adhesivo. Fig.17.3.- El desarrollo del haustorio penetra a través de la corteza del hospedante y alcanza el xilema. Fig.17.4.- Crecimiento del haustorio, ejerce la hipertrofia en el xilema cuando se establece. Presenta: el disco adhesivo, el haustorio, la corteza y el xilema. (Cor) corteza, (Dis) disco adhesivo, (Hau) haustorio, (Ori) órgano intrusor, (Xil) xilema.

## Discusión germinación.

La viscina desempeña un papel muy importante para lograr la germinación en las especies de la familia Loranthaceae (Menzies 1954, Kuijt 1969, Benzing 1994, Shannon et al. 2001).

En *C. Ioniceroides* la viscina es un tejido viscoso, pegajoso característico del fruto de los muérdagos. Con estos atributos asegura la fijación y establecimiento del hemiparásito a su hospedero, de tal manera que durante la germinación se puede precisar que interviene y por lo menos en cuatro funciones: a) Participa en la salida del embrión del interior del fruto durante la germinación, funcionando como vehículo que envuelve al embrión. b) Contribuye para que se adhiera el fruto a la corteza del hospedante debido a su carácter pegajoso. c) Contribuye a la adherencia del embrión hasta que se desarrolla el disco adhesivo, el haustorio y el órgano intrusivo.

La posición de la viscina en *C. Ioniceroides* ocupando el polo radicular del fruto, dispuesta lateralmente y abajo del endospermo y del embrión, es fundamental para que se pueda desarrollar el disco haustorial y se logre la germinación, la adhesión y el establecimiento del fruto.

Según la cantidad y posición de la viscina en el fruto de Loranthaceae, son las consecuencias directas durante la germinación, porque determina como se adhiere y se establece el fruto al huésped (Menzies, 1954; Kuijt, 1969).

El haustorio de las hemiparásitas es un órgano complejo y gracias a él, es posible la penetración y absorción de agua y sales minerales. Hay que considerar que esta

planta fotosintética se fija en los órganos aéreos del huésped (Menzies, 1954; Bhojwani, et al., 1981; Cházaro, et al., 1992; Benzing, 1993; Shannon et al; 2001).

En **C. Ioniceroides** todo hace pensar que el órgano intrusivo que penetra en el interior de los tejidos del huésped y produce una gran actividad sobre los tejidos del hospedero, realiza además una actividad de compresión sobre las células de la corteza del huésped, de tal manera que en la medida que avanza la germinación con el haustorio, éste se establece y va dejando tejidos destruidos además de líquido, con restos de materiales de la degradación celular. El proceso enzimático que realiza la degradación de los tejidos, no se demostró durante este estudio.

En otros estudios plantean la acción enzimática y catalítica durante la penetración del órgano intrusor, como es el caso de **Viscum album** (Viscaceae) (Lamont, 1983; Eale et al., 1994). En otras especies que no son hemiparásitas ya se ha demostrado esa acción enzimática del haustorio en el caso de las holoparásitas como, **Orobanche ramosa**, **O. aegyptica** y en **Cuscuta jalapensis** (Benzing, 1990.; Eale, et. al., 1994 Goldwasser y Yoder, 2001; Lopez-Curto, 2006).

Durante la geminación de **Loranthus micranthus** (Loranthaceae), el haustorio penetra en el interior del huésped, en parte por presión y en parte por acción enzimática, ya que las células epidérmicas del haustorio en crecimiento presentan características secretoras y son evidentemente responsables de secreción de enzimas (Menzies, 1954)

Es posible que en **Cladocolea Ioniceroides** se presenten los mismos efectos durante la fijación y geminación que en **Loranthus micranthus**. Es el mismo tipo

de desarrollo del órgano intrusivo que se establece en el interior de los tejidos del huésped, por lo que la presión sobre los tejidos del huésped y la destrucción que se ejerce, posiblemente es ayudada por alguna acción catalítica, la cual no se demostró en el presente trabajo, pues no formó parte de los objetivos

Durante la germinación “in vitro” de *Arceuthobium tsungense*, subesp. *Tsungense* (Viscaceae), que es el primer reporte de la germinación de un muérdago bajo condiciones de cultivo “In vitro” (Shannon 2001), la presencia de un fruto con el embrión emergiendo, es muy parecido al observado en *C. loniceroides* “in vivo”.

La germinación de *C. loniceroides* sobre materiales inanimados como: concreto, plástico, grava, hojarazca, se observó cuando empiezan a germinar, formando el “holdfast”, pero el fruto se deseca y muere. Los frutos dispersados por fuera de la copa del árbol no alcanzan a completar el proceso de germinación, necesitan un sistema vivo para lograrlo. También en *Viscum album* (Viscaceae) se ha observado el inicio de la germinación sobre vidrio, piedras, papel y objetos inanimados. (Benzing 1990, Eale, et al., 1994).

Un evento de éste tipo, hace pensar en la capacidad de adaptación de las plantas hemiparásitas, ya que además de ser fotosintéticas, han sido capaces de llevar una vida parásita aérea, porque viven solamente sobre órganos aéreos de árboles y arbustos (Benzing, 1993; Shannon et al., 2001; Wilson y Calvin 2006).

Esto hace suponer que para germinar aún bajo condiciones precarias, como son los materiales inertes, ellas son capaces de iniciar la germinación, emergiendo el embrión (holdfast), protegido y cubierto por la viscina, buscando condiciones de

humedad y de sombra en la copa del árbol, aunque ocasionalmente también comienzan a germinar cuando quedan en un lecho de pasto húmedo. La germinación y el establecimiento del embrión solamente es posible con humedad en la corteza del hospedero (Kuijt 1969, Bernhardt, 1983; Benzing, 1990; Wilson, et al.,2006 ).

La luz para la germinación de algunas especies de Loranthaceae no es importante, por ejemplo en **Phthirusa pyrifolia** hay germinación en ausencia de luz. Otras especies si requieren de luz para la germinación por ejemplo: en **Amyema preissi** y en **Loranthus europaeus**. (Bhojwani et al.,1981, Johri et al., 1992). Por lo tanto no existe en las especies de Loranthaceae un patrón común de los factores ambientales que contribuyen para que la germinación se lleve a cabo.

## VI. 5.- Dispersión de frutos.

Los pájaros frugívoros son los principales dispersores de los frutos de las especies de la familia Loranthaceae ( Kujit 1969; Benzing 1990; Reid y Smith, 2000; Franklin y Noske, 2001).

Los frutos en esta familia son carnosos y se han descrito como pseudodrupas o pseudobayas (Kujit 1975; Benzing 1990).

En **C. Ioniceroides** los frutos son muy atractivos a la vista de los pájaros, porque tienen una gran gama de colores que van del rojo, violeta hasta el morado. (Fig. 14.1). La pulpa es de un alto contenido nutritivo y en la parte externa del pericarpo produce una secreción pegajosa de tipo mucílago.

Las características de los frutos de **C Ioniceroides** contribuyen a su dispersión por medio de los pájaros, estas son: la variedad de colores, el material pegajoso y la viscina, además de un material celulósico no digerible para el tracto digestivo de las aves. También presentan una matriz de pectina que es altamente higroscópica. Esto contribuye a la adhesión tanto en el pico de los pájaros como en la corteza de los árboles.

Siendo una Loranthaceae, no presenta una verdadera semilla, ya que no desarrolla cubiertas seminales. El fruto es el que funciona como una diáspora. (Fig. 14. 1 y 14.2)

De las especies de pájaros observadas se identificó plenamente como uno de sus dispersores a **Passer domesticum** (gorrión inglés) (Fig.18). Se observaron otras aves también frugívoras que consumen el fruto, pero no fueron identificadas. Las aves que dispersan los frutos de **C. Ioniceroides**, los ingieren durante el pastoreo

y los transportan a través del tracto digestivo. Se han encontrado frutos con el embrión empezando a germinar en una excreta de pájaro, depositada sobre una hoja del hospedante (Fig. 15.1).

Los frutos dispersados por los pájaros frugívoros llegan a sus huéspedes potenciales, pero no siempre se establecen, porque no siempre germinan. Esto puede deberse a que hay una gran especificidad por parte de **C. Ioniceroides** para establecerse sobre determinados hospedantes, sus huéspedes preferidos son de angiospermas dicotiledóneas. Nunca se observaron establecidos sobre monocotiledóneas ni gimnospermas.

La dispersión de los frutos por los pájaro debe realizarse en los lugares en donde la germinación es mas segura, como son las ramas y accidentalmente las hojas.

La autodispersión de los frutos de **C. Ioniceroides** se observó durante la época de fructificación y madurez, en sitios donde abundaban los frutos maduros que se quedaban en la copa de los árboles hospedantes. Se ha observado que se adhieren y que de inmediato empiezan a germinar. Comúnmente el proceso de propagación y germinación es muy eficiente.

En el área de Coapa en el Valle de México se identificaron 16 especies de hospedantes, cuatro de ellas son especies endémicas: **Acer negundo** L. var. Mexicanum. **Fraxinus uhdei** (Wenza) Lingel., **Prunus serotina ssp. capuli** (Cav.) Mc Vaugh y **Salix bonplandiana** H.B.K .



**Fig. 8.-** Una de las aves que dispersan los frutos de *C. Ioniceroides*, es *Passer domesticus* (gorrión inglés), que lo ingieren durante el pastoreo. Existen otras aves también frugívoras que consumen el fruto.

### Discusión dispersión de frutos.

Hay una estrecha relación entre las plantas de la familia Loranthaceae y las aves frugívoras, que son sus principales dispersores y a través de la defecación, la regurgitación, etc. (Lamont, 1983b; Lamont y Perry 1977; Godschalk, 1979; Kuijt, 1969; Norton et al., 1989; Benzing, 1990; Ladley et al., 1996, 1997; Buen et al., 1999; Reid 2000).

Los frutos de Loranthaceae tienen ventajas para su dispersión pues contienen un material pegajoso que es la viscina, esto hace que se peguen al pico del pájaro y quedan adheridos donde se depositen.

La viscina, contiene un material celulósico no digestible por las aves y además contiene una matriz de pectina y de taninos.

El endocarpo en el fruto de ***C. Ioniceroides*** presenta una estructura reportada en detalle por primera vez, para un miembro de la familia Loranthaceae, con dos estratos celulares. Un estrato de células en empalizada y otro de células poligonales que contienen mucílago y taninos, que delimita al endospermo y al embrión.

La dispersión de los muérdagos es un proceso muy especializado (Benzing, 1990) debido a que los frutos son de un alto valor nutritivo para sus dispersores y porque son depositado en los lugares más accesibles para la geminación.

Según las observaciones realizadas, los frutos de ***C. Ioniceroides*** son muy atractivos para las aves frugívoras. Su valor nutritivo es alto ya que contienen aceites, carbohidratos, mucopolisacáridos y proteínas.

Las aves dispersan los frutos de Loranthaceae por algunas de estas 4 vías: a) Ingieren el fruto y lo transportan a través del tracto digestivo ahí se pueden escarificar y los defecan. b) Ingieren los frutos y posteriormente lo regurgitan. c) Los eliminan completos. d) Algunos frutos se adhieren al pico de las aves y así los transportan sin pasar por el tracto digestivo (Kuijt, 1969; Liddy; 1983; Benzing, 1990; Ladley et al., 1996; Buen, et al., 1999).

Aves como *Dicaeum celebicum* tienen el tracto digestivo adaptado a la digestión de ese fruto y lo defecan escarificado, listo para la germinación del embrión. Estas aves también trituran el fruto con el pico y se torna pegajoso por la viscina que contiene, de esta manera también es dispersado (Kuijt 1969, 1975; Benzing, 1990; Geering y French, 1998; Amico y Aizen, 2000;).

En el caso de *C. Ioniceroides* que en la Ciudad de México es dispersada entre otras aves por *Passer domesticum*, comúnmente llamado “gorrión inglés”, ingiere los frutos y los defeca, lo que contribuye a su pronta dispersión y germinación. Si en el tracto digestivo del ave, el fruto sufre algún cambio estructural, es algo que no se observó en este estudio.

Los frutos de *C. Ioniceroides* presentan las siguientes ventajas ecológicas: a.- Son un recurso alimenticio, b.- En los sitios de forrajeo, c.- Las aves son los principales dispersores de semillas y polen. Estas características también se atribuyen a otros muérdagos (Mathiasen, 1996; Geering, 1998; Ladley et al., 1997).

Algunas aves viven del néctar de las flores, y pueden polinizarlas (Franklin et al. 2000; Murphy et al. 2001; Tadey et al. 2001); otras aves se alimentan del fruto,

tiene materiales nutritivos, el material pegajoso, adhesivo que propicia su dispersión (Kuijt 1969; Benzing 1990; Murphy et al. 2001).

## VI. 6.- FENOLOGÍA

La fenología se define como la relación entre el clima y los fenómenos biológicos periódicos (Wolstenholme y Whiley 1990). Es el estudio de los cambios estacionales, elaborando un calendario fenológico que permita analizar la cronología de un fenómeno y las interacciones biológicas, tomando en cuenta al tiempo y la duración del proceso (Krebs 1978).

También a través de la fenología se hace el análisis de las fases de la vida de plantas y animales con relación al tiempo y al clima, observando las fechas del inicio de fenómenos vegetativos, por ejemplo: floración de árboles y arbustos a lo largo del año Según la Organización Meteorológica Mundial (OMM).

El término fenología se utilizó por primera vez por el Botánico Belga Charles Morren en (1958). Es una metodología que permite evaluar y correlacionar las etapas de desarrollo vegetal con el clima especialmente temperatura y humedad según la Ley Bioclimática.

### VI. 6.1.- Ciclo fenológico de *C. Ioniceroides*.-

Se observó en el campo durante el año 2002, con base en hicieron registros mensuales. Se pudieron identificar siete etapas: a.- Yema floral, b.- Botones cerrados, c.- Flor en antesis, d.- Flor en post-antesis, e.- Frutos juveniles, f.- Frutos medianos, g.- Frutos maduros (Figs 11,12 y 13).

Las yemas florales son los primordios de flores en las inflorescencias, los botones cerrados son flores previas a la antesis, las flores en antesis son flores abiertas que presentan los pétalos separados exponiendo los órganos sexuales, las flores

en post-antesis son flores cuyos pétalos se han caído y solamente el estilo permanece expuesto.

Los frutos juveniles son frutos pequeños recién formados de color verde con una longitud promedio de 0.18–0.29 mm; los frutos medianos son verdes y con una longitud promedio de 0.30–0.55 mm y los frutos maduros van de color rojo, violeta a morado, con una longitud entre 0.56 y 0.82 mm.

El ciclo de *C. Ioniceroides* fue observado en los siguientes hospedantes; *Ligustrum lucidum* y *Prunus serotina ssp. Capuli*. Cuantificado en *Ligustrum lucidum*.

El ciclo reproductivo inició en marzo y terminó el siguiente año entre abril y mayo, con una duración de entre 14 y 15 meses.

#### **VI.6.2.- Floración.**

Las flores pistiladas se presentan durante todo el año, no así las flores estaminadas que solo se encuentran de marzo a octubre. Es muy claro el inicio del ciclo fenológico, porque sucede con el principio del pico de floración. Que en el caso de la flor pistilada es a fines de febrero e inicio de marzo, aunque puede continuar disminuyendo hasta julio. A menor escala continúa floreciendo durante el resto del año. Durante el pico de floración se contaron entre 50 y 80 flores por rama. De octubre a principio de febrero solamente de 2 a 8 flores por rama.

No todas las flores entran en antesis al mismo tiempo, en la misma inflorescencia unas flores están en botón, otras en antesis y otras más en post-antesis.

Enseguida se observaron sectores de la rama con inflorescencias que solamente tenían flores en post-antesis y otras únicamente con frutos.

En el eje central de una rama pueden estar representadas todas las etapas fenológicas, aún en las nuevas ramas. Es común que las ramas jóvenes presenten únicamente inflorescencias con yemas, botones y algunas flores en anthesis.

### **VI.6.3.- Fructificación.**

El desarrollo y la maduración del fruto se inició a partir de mayo y terminó entre abril y mayo del siguiente año.

Comúnmente madura un solo fruto, el que se encuentra en el centro de la infrutescencia; en la época de dehiscencia maduran hasta cinco, enseguida empieza el periodo de germinación.

La época de fecundación es entre mayo y julio, lo que corresponde al periodo con mayor cantidad de flores pistiladas, lo que también coincide con a la época en la que es abundante la presencia de visitantes, uno de los visitantes más comunes es *Apis mellifera*.

El pico de maduración, y liberación de frutos, es de noviembre a marzo, gradualmente disminuye, entre abril y mayo finaliza.

Los muestreos mensuales obtenidos, fueron de diferentes etapas de desarrollo de las estructuras reproductoras de *C. Ioniceroides*, que se observaron en un fragmento de 50- 80 cm del extremo distal de una rama, en la punta de crecimiento siempre de los mismos hospedantes *Ligustrum lucidum* (Cuadro num. 3)

**Cuadro num. 3.-** Muestreos mensuales de las etapas de desarrollo de las estructuras reproductoras de *C. Ioniceroides*.

2002	Cant. De Yemas	Cant. De Botones Cerrado	Cant. De flores en Antesis	Cant. de flores en Post-antesis	Cant. de Frutos juveniles	Cant. De Frutos medianos	Cant. De Frutos maduros
Enero	05	05	03	05	102	103	83
Febrero	08	08	02	04	123	107	88
Marzo	30	16	31	61	94	109	92
Abril	37	25	36	32	20	25	30
Mayo	44	57	45	33	12	23	----
Junio	66	42	57	40	18	----	----
Julio	35	80	41	33	29	----	---
Agosto	12	30	20	22	32	05	---
Septiembre	03	24	18	11	35	17	07
Octubre	----	06	12	10	36	20	22
Noviembre	----	08	07	09	50	30	25
Diciembre	----	03	07	09	62	74	59

#### **VI.6.4.- Descripción mensual de las etapas reproductoras de *C. Ioniceroides*.**

**Enero.-** Es una etapa en la que hay pocas flores la mayoría son frutos en desarrollo, estos maduran gradualmente de 1 a 5 frutos por infrutescencia; en ésta época hay dispersión de frutos.

**Febrero.-** Se lleva acabo la maduración y autodispersión de los frutos en gran escala.

**Marzo.-** Inicia la floración del siguiente ciclo, abundan las flores estaminadas y las pistiladas. Continúa la dispersión de frutos del ciclo anterior.

**Abril.-** Se observa la presencia de un gran número de sus visitantes. Disminuye la cantidad de frutos maduros y predominan las flores en diferentes etapas de desarrollo principalmente en antesis.

**Mayo.-** Hacia la mitad del mes se aprecia la ausencia de frutos. Se desarrollan abundantes inflorescencias con flores tanto pistiladas como estaminadas.

**Junio y Julio.-** Son meses en los que hay abundantes botones florales, principia el desarrollo de los frutos. Se encuentran todas las etapas del ciclo reproductivo

**Agosto.-** Los frutos continúan desarrollándose, además disminuye la cantidad de flores, aunque no desaparecen.

**Septiembre.-** En este mes son pocas las flores estaminadas. Es notable la presencia de frutos en todos los tamaños, ocasionalmente alguno está maduro.

**Octubre.-** Hay todas las etapas reproductoras desde botones florales hasta frutos, sin embargo las cantidades varían, así las flores son pocas en antesis,

predominan los frutos en gran cantidad aunque en proceso de desarrollo y alguno maduro.

**Noviembre y diciembre.-** La maduración de frutos es muy notable y la dispersión empieza.

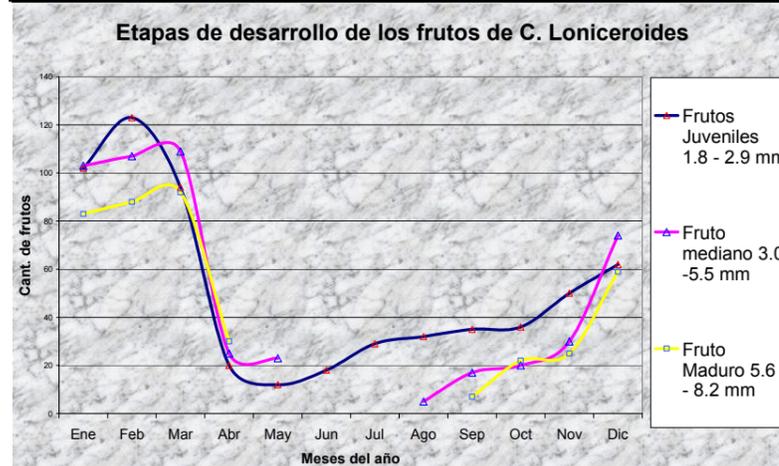


Fig. 11.- Planta estaminada que presenta diferentes etapas de desarrollo, tiene botones florales y flores en antesis.

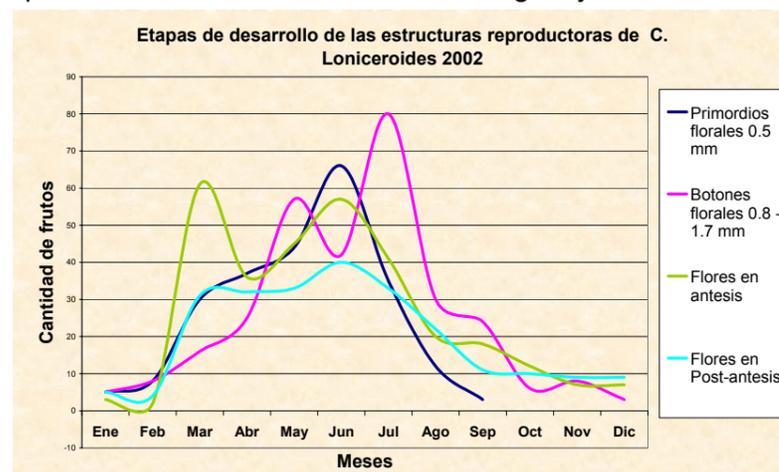


Fig. 12.- Inflorescencia de ***C. Loniceroides***, presenta frutos en distintas etapas de desarrollo y grados de maduración determinado por el cambio tamaño y de coloración.

2002	Primordios florales. 0.4 - 0.5 mm	Botones florales 0.8 - 1.7 mm	Flores en Antesis	Flores en Post-antesis	Frutos juveniles 1.8 - 2.9 mm	Frutos medianos 3.0 - 5.5 mm	Frutos maduros 5.6 - 8.2 mm
Enero	5	5	3	5	102	103	83
Febrero	8	8	2	4	123	107	88
Marzo	30	16	61	31	94	109	92
Abril	37	25	36	32	20	25	30
Mayo	44	57	45	33	12	23	
Junio	66	42	57	40	18		
Julio	35	80	41	33	29		
Agosto	12	30	20	22	32	5	
Septiembre	3	24	18	11	35	17	7
Octubre		6	12	10	36	20	22
Noviembre		8	7	9	50	30	25
Diciembre		3	7	9	62	74	59



Gráfica 1.- Desarrollo del fruto de **C. Loniceroides** a través del año 2002. Representa cuando inicia el ciclo fenológico y cuando termina



Gráfica 2.- Etapas de desarrollo de las flores pistiladas de **C. Loniceroides** durante el año 2002.

### **Discusión Fenología.**

La fenología se define como la relación entre el clima y los fenómenos biológicos periódicos, es una metodología que permite evaluar y correlacionar las etapas de desarrollo de las plantas con el clima, especialmente temperatura y humedad (Wolstenholme y Whiley 1990). Es el estudio de los cambios estacionales, elaborando un calendario fenológico que permita analizar la cronología de un fenómeno y las interacciones biológicas, tomando en cuenta el tiempo y la duración del proceso (krebs 1985).

También a través de la fenología, se hace el análisis de las fases de la vida de plantas con relación al tiempo, observando las fechas del inicio y termino de los fenómenos vegetativos, floración y fructificación de las plantas a lo largo del año.

#### **Ciclo fenológico de *C. Ioniceroides*.**

El ciclo inicia en ***C. Ioniceroides*** entre febrero y marzo durante el pico de floración de primavera, tiene un alto potencial reproductivo, desde el principio de la floración, están presentes todas las etapas de desarrollo de las estructuras reproductivas. El proceso disminuye notablemente durante los meses de noviembre a enero, pero la floración es continua todo el año

**Antesis.** La duración de la antesis en las flores pistiladas es breve, entre dos y cuatro días, pero no se desarrolla completamente el saco embrionario cuando las flores están en antesis, sino hasta que la flor llega a la etapa de post-antesis, que es cuando termina de desarrollarse el saco embrionario y la flor permanece más

tiempo expuesta, dura de 2 a 9 días, así se asegura que la polinización se lleve a cabo.

**El desarrollo de los frutos** Este proceso es más largo pues tarda de seis a ocho meses la postfecundación. Con esto se cierra el ciclo de vida. Es importante señalar que se traslapan los ciclos de vida pues siempre quedan frutos maduros del ciclo anterior, cuando inicia la floración del siguiente ciclo.

El número de frutos es muy abundante y se produce un número suficientemente grande para asegurar la alimentación de las aves que se los comen, la germinación de otros frutos que caen en lugares inadecuados y aun hay algunos que puedan germinar en los lugares propicios y establecerse.

El proceso de floración, fecundación y producción de frutos es de 14 meses.

#### **Visitantes.-**

En *C. loniceroides*, las flores pistiladas y estaminadas tienen nectarios en la base de los pétalos y son muy frecuentadas por visitantes en la época del pico floral. Un visitador frecuente es *Apis mellifera*, sin que se pueda decir que es un polinizador. Esto requiere de estudios específicos.

Para las flores de otras especies de la familia Loranthaceae, es un hecho la visita de aves, como sucede en *Alepis flavida*, *Peraxilla colensoi*, *P. tetrapetala*, *Trilepidea adamsii*, *Ileostylus micranthus*, *Tupeia antarctica*, *Amyema pendulum*, *Amyema linophyllum*, *Amyema pendulum*, *Amyema preissii* (Kuijt 1969; Bernhardt, 1983; Benzing 1990; Cházaro et al. 1992; Ladley et al., 1996, 1997; 1996, Robertson, et al., 1999; Taylor, 1999; Reid y Smith, 2000).

La época de lluvias es una época de gran desarrollo vegetativo para **C. loniceroides**, sus frutos son abundantes y aún permanecen las flores pistiladas y estaminadas, es común la presencia frecuente de visitantes. En éste tiempo es muy notable el desarrollo de muérdagos en los árboles y arbustos de la ciudad de México.

**C. loniceroides** en el Valle de México se desarrolla y florece durante gran parte del año, principalmente durante la época de lluvias.

Factores como la temperatura, la humedad (66.62% y 86.66% ) y la precipitación pluvial, propician el desarrollo vegetativo de esta planta, incrementando el desarrollo foliar. Por otra parte la lluvia está relacionada con el desarrollo de los frutos (Gráficas 3,4 y 5).

La maduración y dispersión de los frutos se lleva a cabo durante la época de secas, cuando la humedad oscila entre 42.09% y 63.89% que corresponde a los meses de diciembre a mayo (Gráfica 3).

En cuanto a la floración, la temperatura es un factor que influye de una manera importante para que se lleve a cabo. La temperatura media asciende a 18<sup>o</sup> – 22<sup>o</sup> C. en los meses de marzo a mayo. Estos fueron los meses en los que se alcanzaron los más altos índices de floración pues interviene en la actividad química de las auxinas (Higuchi, 1999)

Cuando la temperatura media desciende entre 14<sup>o</sup> y 15<sup>o</sup> C el índice de floración disminuyó notablemente y esto ocurrió entre los meses de noviembre a febrero.

La influencia de estos factores ambientales también han sido reportados para otras especies de plantas parásita (Loranthaceae y Viscaceae) por ejemplo en,

***Amyema preissii*, *Phoradendron californicum*, *Phrygilanthus sonora*, *Viscum album*, *Arceuthobium americanum*** (Cházaro, et al., 1992; Hawksworth, 1993; Eale, 1994; Norton y Reed, 1997; Norton et al., 1999; Reed y Smith, 2000).

En la familia Loranthaceae son pocos estudios fenológicos realizados. Algunos de los que se han realizado, se han llevado a cabo en hábitats naturales, otros se han llevado a cabo haciendo la inoculaciones manuales como modelos experimentales en las siguientes especies: ***Psittacanthus* sp.**, ***Ileostylus micranthus***, ***Peraxilla colensoi***, ***Peraxilla tetrapetala***. ***Tupeia antarctica***, ***Amyema preissii***, ***Erianthemum dregei*** (Norton et al 1998, Dzerefos et. al 1998, Reid, 2000).

Estos estudios sobre la fenología de muérdagos están limitadas a la información de especies originarias de Australia, Sudáfrica, Nueva Zelanda y Europa.

En algunos pocos trabajos, se ha estudiado el establecimiento de la semilla sobre su hospedero, la germinación "in situ", la supervivencia de semillas, el desarrollo del haustorio y su distribución. (Norton et. al., 1998; Lavorel, 1999; Reid y Smith, 2000; Bannister y Strong, 2001).

#### **La fenología en otras Loranthaceae de México.-**

En México también hay estudios al respecto. Uno de ellos es sobre ***Psittacanthus calyculatus***, que se hizo mediante la inoculación manual en ***Pinus leiophylla*** y ***P. montezumae***, se logró el ciclo floral completo en el campo, el cual requiere de 5 años para completarse. Después de la inoculación manual (4años) aparecen las yemas florales durante el invierno, la formación del fruto tarda un año y la germinación del fruto 5 meses (Vázquez, 1983).

En el caso de *Psittacanthus calyculatus*, los hospedantes son gimnospermas y las yemas florales se producen en invierno. El proceso fenológico de *Psittacanthus calyculatus*, es extremadamente largo en comparación con el ciclo del de *C. Ioniceroides*.

Otros estudios se han realizado en *Psittacanthus schiedeanus*, (Cham. And Schlecht), *Psittacanthus sp.*, y *Cladocolea microphylla*, (HBK) Kuijt. En estos estudios no se hace un análisis fenológico, se hicieron observaciones directas en campo en el hábitat natural y se describe el ciclo floral de cada una de estas especies.

El análisis fenológico se hizo en *Struthanthus hunnewellii*, siendo sus hospedantes *Prunus pérsica* y *Persea drymifolia* (Reyes, 1992).

La descripción hecha por Reyes (1992), se lleva a cabo en un hábitat natural en Valle de Bravo, municipio de Temascaltepec, Estado de México, en contraste con el presente estudio que está realizado en un hábitat urbano, en la Ciudad de México. Reyes (1992) considera que las variaciones climáticas en el área de estudio ejercen una influencia importante en el ciclo fenológico. Observación que precisamos con la información meteorológica y que constatamos también en el presente estudio.

El estudio de Reyes (1992) permite precisar con trabajo de campo, el tiempo en el que se llevan a cabo los siguientes procesos: fijación y penetración del embrión, la formación del haustorio (aun que no hace la descripción), cuando aparecen las hojas cotiledonarias y cuando se presenta el desarrollo foliar.

También observa la época de liberación de frutos, la dispersión de frutos por medio pájaros silvestres y por el viento (sin precisar que aves). En **C. Ioniceroides** se identificó a **Passer domesticus** como uno de los dispersores del fruto. Además coincidimos en observar que **Apis mellifera** es uno de sus visitantes más frecuentes.

En **C. Ioniceroides** se discriminaron las flores pistiladas y las estaminadas, debido a que el objetivo era identificar las estructuras reproductoras de cada una de ellas y estudiarlas durante su desarrollo. El momento en el que se desarrollaron las flores fue importante para precisar cuando se desarrolla cada estructura y tener los suficientes elementos para la interpretación.

Las diferencias con el estudio de Reyes (1992) están en función de la temporalidad (un mes de diferencia) en la que se hicieron las observaciones de las estructuras reproductoras, pero posiblemente también intervinieron factores como la metodología utilizada y los criterios para hacer los registros.

**Cuadro Num. 4** Etapas fenológicas en un hábitat natural y uno urbano

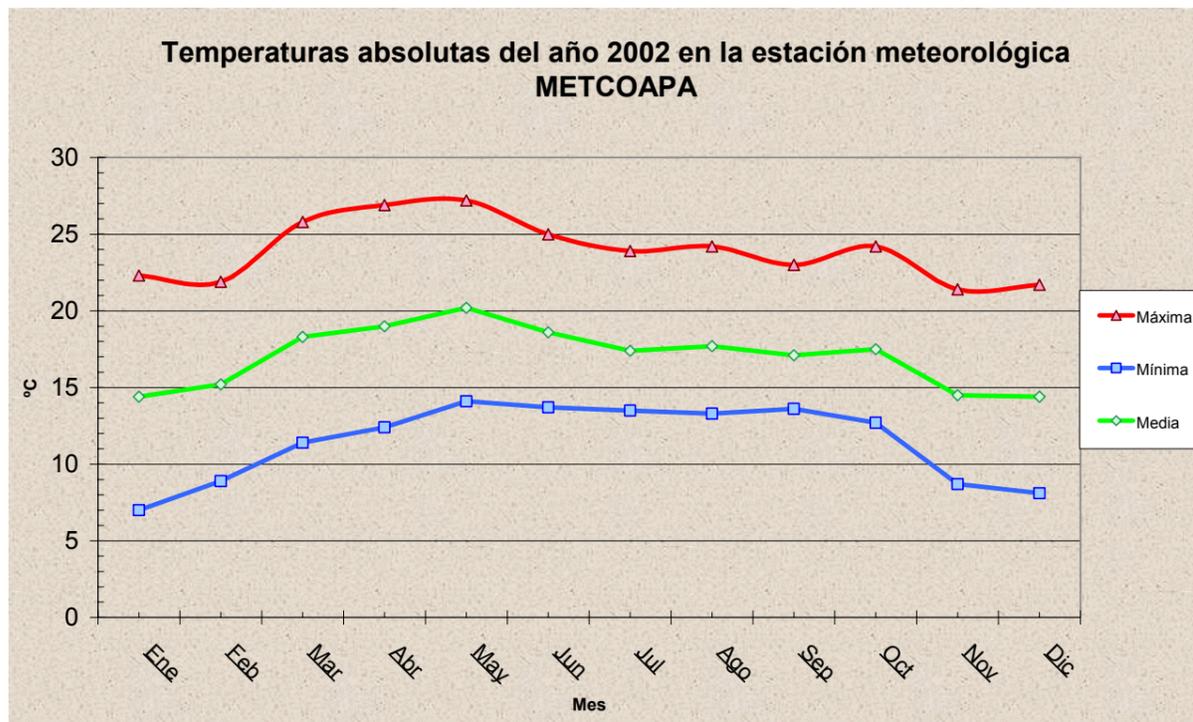
Etapa fenológica	Hábitat natural	Hábitat urbano
Flores	Febrero a junio	Febrero a julio
Visitadores	Febrero a junio	Marzo a julio
Desarrollo de frutos	Abril a octubre	Mayo a mayo
Liberación de frutos	Octubre a abril	Noviembre a mayo
Germinación	Diciembre a marzo	Febrero a abril

La fenología de *C. Ioniceroides*, se hizo con diferentes criterios, uno de ellos es observar el momento en que inicia y finaliza el desarrollo de flores estaminadas y flores pistiladas. En que momento eran frecuentadas por visitantes, cuando inicia el desarrollo del fruto, cuando alcanzan la madurez, la fructificación, cuando y como se lleva a cabo la germinación.

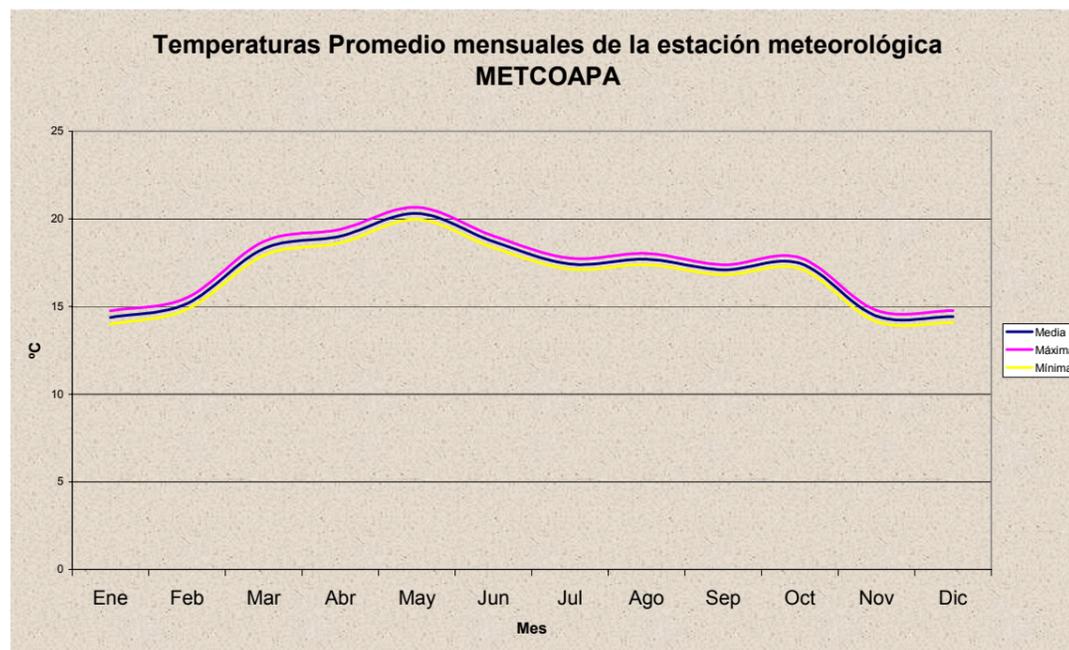
El estudio fenológico de esta especie tiene a diferencia de otros estudios fenológicos en Loranthaceae, la ventaja de hacer el análisis estructural correlacionado con cada una de las etapas de desarrollo.

Temperaturas absolutas del año 2002 en la estación meteorológica METCOAPA				
Mes	Máx	Mín	Med	Precipitación
Ene	22.3	7	14.4	7.6
Feb	21.9	8.9	15.2	4.3
Mar	25.8	11.4	18.3	20.3
Abr	26.9	12.4	19	21.8
May	27.2	14.1	20.2	35.1
Jun	25	13.7	18.6	85
Jul	23.9	13.5	17.4	136.6
Ago	24.2	13.3	17.7	80
Sep	23	13.6	17.1	184.1
Oct	24.2	12.7	17.5	30.4
Nov	21.4	8.7	14.5	25.2
Dic	21.7	8.1	14.4	0.8

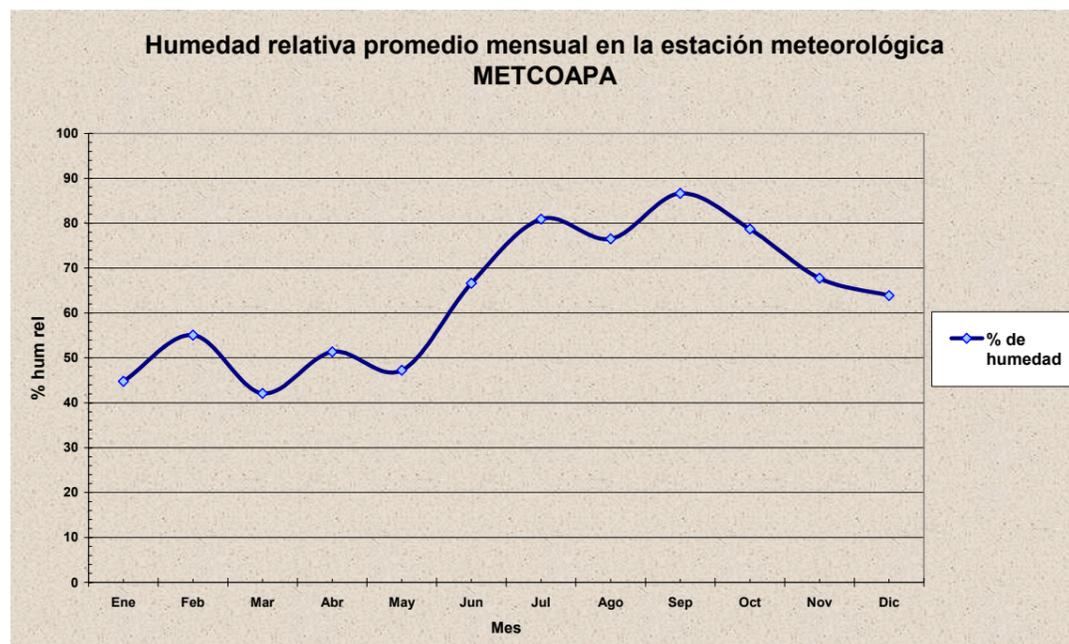
Temperatura y humedad relativa en promedios mensuales, de la estación meteorológica METCOAPA			
Media	Máx	Mín	Humedad
14.37	14.75	13.99	44.77
15.17	15.51	14.84	55.09
18.3	18.7	17.91	42.09
19.01	19.4	18.64	51.35
20.31	20.66	19.96	47.27
18.7	19.02	18.36	66.62
17.43	17.75	17.13	80.92
17.7	18.03	17.39	76.53
17.1	17.39	16.82	86.66
17.46	17.78	17.15	78.69
14.46	14.78	14.14	67.74
14.42	14.76	14.08	63.89



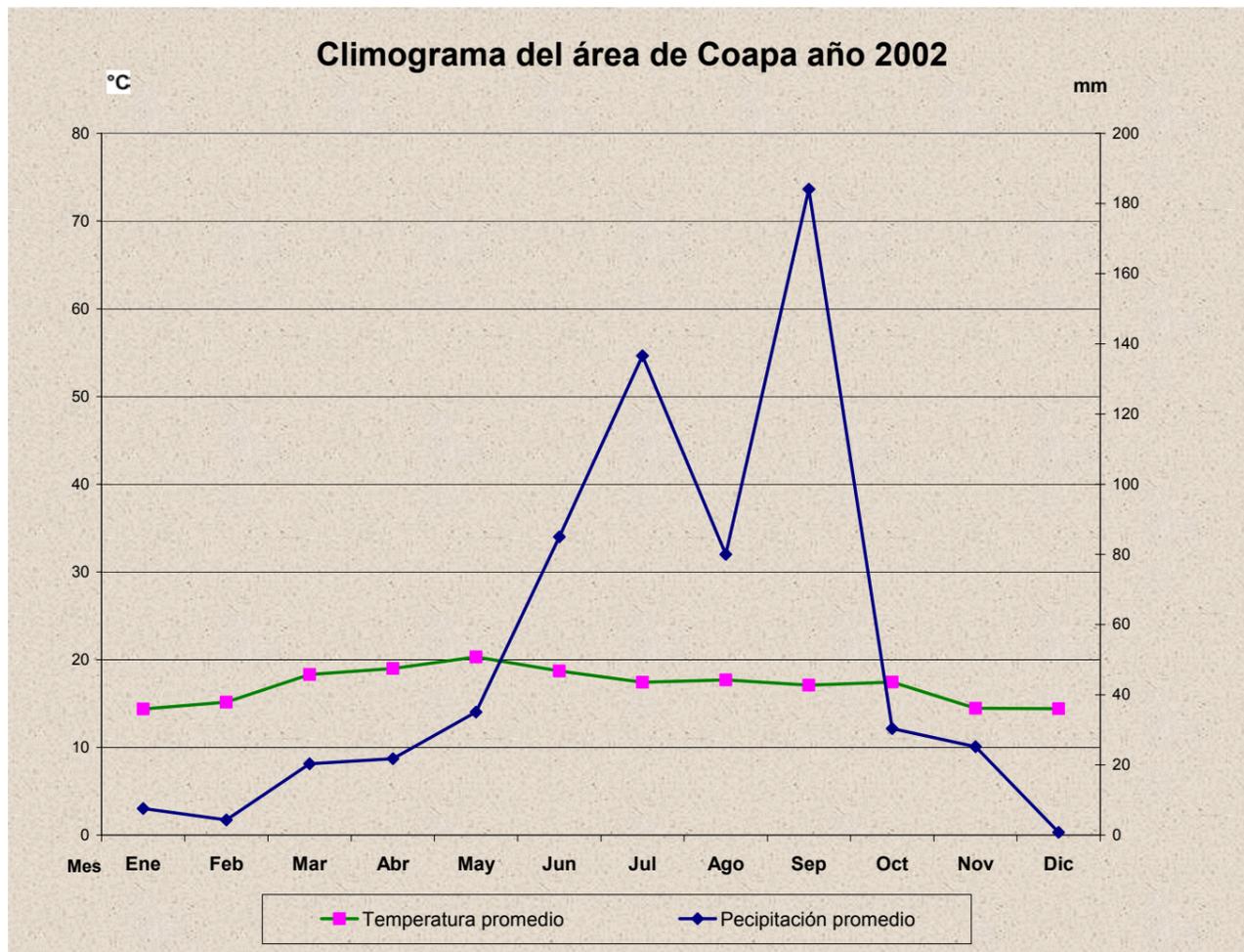
Gráfica 3.- El comportamiento de la temperatura absoluta y media, durante el año 2002, indican como intervienen en el desarrollo vegetativo y de las flores y frutos de *C. Ioniceroides*, incremento el desarrollo foliar y la maduración de los frutos que es en los meses de marzo a octubre



Gráfica 4.- La temperatura promedio mensual oscila entre los 14° y 21°, es un factor ambiental que se puede correlacionar con el desarrollo de las estructuras vegetativas y reproductivas, en este caso en *C. Loniceroides*.



Gráfica 5.- El comportamiento de la humedad durante el año 2002, representó ser un factor significativo para el desarrollo vegetativo del muérdago, que alcanzó su máximo desarrollo en los meses de junio a julio y de septiembre a octubre.



Gráfica 6.- Tanto la temperatura como la humedad y la precipitación pluvial, durante el año 2002, fueron factores que contribuyeron al desarrollo de *C. Ioniceroides*, Porque alcanzan su máximo desarrollo las estructuras reproductoras en los meses de junio y julio y el crecimiento y desarrollo de los frutos en los meses de septiembre a octubre.

**VI. 7.-** Los hospedantes de *Cladocolea loniceroides* en Coapa, Ciudad de México

**VI. 7.1.-** Identificación taxonómica de los Hospedantes.

**Descripción de hospedantes.-**

***Acacia lonigfolia*** Willd. Árbol perennifolio, alcanza hasta 15 m, no presenta hojas sino filodios, que son peciolos aplanados y que hacen las funciones de las hojas son de forma oblongo-lanceolada, miden hasta 15 cm de largo y 1-2 cm de ancho, son de color verde y textura coriácea, con flores en espiga y con aroma, nacen de la base de los filodios, son pequeñas, globosas de color amarillo, florecen durante primavera hasta el verano.

***Acacia melanoxylon*** R. Br. Árbol perennifolio, de 10 a 15 m de altura, no presenta hojas, con filodios de forma elíptico-lanceolados u oblanceolados, miden 6-14 cm de largo y 1-2 cm de ancho, las inflorescencias en racimos que originan cabezuelas con flores amarillas.

***Acer negundo*** L. var. mexicanum Árbol dioico, caducifolio, que mide de 5-20 m, las hojas son pinatocompuestas, opuestas, con 3-5 folíolos, borde irregularmente serrado, ápice agudo o acuminado, base redondeada, de flores pequeñas verdosas, colgantes, las flores masculinas no tienen pétalos, la inflorescencia terminal de tres lóbulos flores aparecen antes de que las hojas cambien de color amarillo verdoso. La inflorescencia masculina en corimbo en pedúnculos, la femenina en pedúnculos racemosos de 1-1.5 cm.

***Fraxinus uhdei*** (Wenzing) Lingelsheim. Árbol dioico, caducifolio, que tiene hasta 30 m de altura de crecimiento rápido, con hojas pinnaticompuestas, opuestas, sueltas. Flores unisexuales, panículadas estaminadas y pistiladas, los racimos estaminados cortos y densos, las flores individuales son pequeñas de verdes a rojas, sin pétalos, cáliz lobulado, 2-3 estambres, las panículas pistiladas de 5 cm de largo, delgadas, cáliz lobulado, estilo con 2 estigmas de color rojo púrpura florecen de abril a mayo.

***Fraxinus americana*** L. Árbol dioico, caducifolio, mide de 20 a 40 m de altura, las flores son unisexuales, con cáliz persistente, la hoja es lanceolada u oblongolanceoladas, de 15 cm de largo, de bordes aserrados, glabro.

***Ligustrum japonicum*** Thumb. Árbol monoico, perennifolio, que mide de 4-8 m alto, hojas de 7 cm de largo glabras, inflorescencias paniculadas, flores de corola larga lobulada en tubo, florecen al final del otoño.

***Ligustrum lucidum*** Ait. Árbol monoico, perennifolio, de 10 m de altura, hojas simples, opuestas, forma oval, acuminadas miden de 4-10 cm de largo, glabras, inflorescencias paículadas de 10-23 cm de largo, corola tubulada y larga, cáliz campanulado: florecen en verano.

***Ligustrum vulgare*** L., Comúnmente arbusto deciduo de 4.5 m, de hojas oblongo-ovadas o lanceoladas, de 6 cm de largo, inflorescencia pedicelada, densos panículos de 2 cm de largo, corola en tubo, tan larga como los estambres, florecen al principio del otoño.

***Populus alba*** L. Árbol caducifolio, dioico, mide 27-30 m, conocido como álamo blanco, hojas simples alternas palmeadas con 3-5 lóbulos, miden de 6-10 cm de

largo, las flores son amentos colgantes laterales, las flores pistiladas miden 5 cm y las estaminadas miden de 4-10 cm.

***Populus deltoides*** Bartr. ex Marsh. Árbol monoico, caducifolio, mide de 25 a 30 m de altura, llega a vivir mas de 60 año. Las hojas son simples, alternas, amplias, ovadas, deltoideas, base truncadas, acorazonadas, glabra, miden de 8-18 cm de largo. Las flores están en amentos pistilados o estaminados. El árbol femenino produce un material algodonoso cuando libera las semillas, tiene una copa amplia, florecen de febrero a mayo.

***Prunus domestica*** L. Árbol caducifolio, mide de 5-8 m, conocido como ciruela común Europea, hoja elíptica u obovada, de 3 a 11 cm de largo, de borde crenado o aserrado, inflorescencias solitarias, la floración es de marzo-abril, con pocas hojas, pubescentes. Fruto oblongo, ovoide, que mide de 3 a 10 cm de largo, color variado, la semilla dentro del endocarpo.

***Prunus persica*** Batsch. Árbol monoico, caducifolio, de 4 a 6 m de altura, hojas simples, conduplicadas en las yemas, perfumadas, el peciolo glandular de 1-2 cm de largo, forma elíptico-lanceoladas a oblongo-lanceoladas, miden de 8-15 cm de largo, flores solitarias o en conjunto de 5 pétalos blancos o rosas, la flor pistiladas con 1-2 óvulos, fruto en drupa, carnoso, florecen de marzo a mayo.

***Prunus serotina*** ssp ***capuli*** (Cav.) McVaugh. Árbol o arbusto monoico, caducifolio, mide de 5-15 m de alto, hojas de 5-10 cm de largo, base aguda, ápice acuminado de forma elíptico-lanceoladas o obovado-lanceoladas, borde serrado. Flores en racimos, de 10-15 cm. de largo, color blanco con una hoja en la base,

ovario glabro, florecen de diciembre a mayo, fruto globoso, de color rojo a negro maduran al final del verano.

**Salix babylonica** L. Árbol dioico perennifolio, mide de 9-12 m de altura, ramas largas y colgantes con hojas simples, alternas, lanceoladas acuminadas angostas, borde dentado miden de 8-12 cm de largo, color verde oscuro en el haz y el envés grisasea, flores en amentos.

**Salix bonplandiana** H.B.K. Árbol monoico, caducifolio, mide de 6-15 m de, hojas simples alternas, lanceoladas a oblongadas, lineares, de ápice largo-acuminado, base cuneada, borde finamente serrulado, miden de 7-15 cm haz de color verde, envés blanco plateado, glabro, las flores en amentos delgados. Habita silvestre en el fondo del Valle de México cerca de corrientes de agua. altura, el cultivado tiene copa columnar estrecha y de rápido crecimiento.

**Ulmus parvifolia** Jacq. Árbol monoico, semidecíduo, de 15 m de altura con ramas delgadas, con hojas simples, alternas, subcoriáceas, elípticas u ovadas ápice agudo a obtuso, borde serrado simple, base redondeada a cuneada, flores en racimos axilares, de corto pedicelo, bisexuales de corola ausente, con cáliz campanulado, florece de agosto a septiembre.

La identificación se hizo con material muestreado en los 12 sectores en los que se dividió el área de estudio. Originalmente se muestrearon 1140 árboles, la información y los datos completos fué de 960 árboles que son los que existen actualmente. De los cuales se detectaron 247 árboles hospedantes de **C. Ioniceroides**.

Los hospedantes corresponden a las siguientes especies (Tabla 1): **Acacia longifolia**, **Acacia melanoxylon**, **Acer negundo**, **Fraxinus uhdei**, **Fraxinus**

Tabla 1.- Árboles hospedantes de **Cladocolea loniceroides**.

<b>Familia</b>	<b>Hospedero</b>	<b>Nombre común</b>	<b>Origen Geográfico</b>
Leguminosae	<b>Acacia longifolia</b>	Acacia	Australia
Leguminosae	<b>Acacia melanoxylon</b>	Acacia	Australia
Aceraceae	<b>Acer negundo</b>	Negundo	México
Oleaceae	<b>Fraxinus uhdei</b>	Fresno blanco	México
Oleaceae	<b>Fraxinus americana</b>	Fresno americano	Hemisferio Norte
Oleaceae	<b>Ligustrum japonicum</b>	Trueno	China, Japon
Oleaceae	<b>Ligustrum lucidum</b>	Trueno	China, Corea
Oleaceae	<b>Ligustrum vulgare</b>	Trueno	Este Europa
Salicaceae	<b>Populus alba</b>	Álamo plateado	Europa
Salicaceae	<b>Populus deltoides</b>	Álamo Canadá	Norteamérica
Rosaceae	<b>Prunus domestica</b>	Ciruelo	China
Rosaceae	<b>Prunus persica</b>	Durazno	China
Rosaceae	<b>Prunus serotina ssp capuli</b>	Capulín	México
Salicaceae	<b>Salix babylonica</b>	Sauce	Norte China
Salicaceae	<b>Salix bonplandiana</b>	Ahuejote	México
Ulmaceae	<b>Ulmus parvifolia</b>	Olmo chino	Sur este de China

*americana*, *Ligustrum japonicum*, *Ligustrum lucidum*, *Ligustrum vulgare*, *Populus alba* (Fig. 14), *Populus deltoides*, *Prunus domestica*, *Prunus persica*, *Prunus serotina* ssp *capuli*, *Salix babylonica*, *Salix bonplandiana* (Fig. 15), *Ulmus parvifolia*.

**VI.7.2.- Evaluación de los daños en raíz, tronco y copa en toda el área estudiada.**

En el área de estudio, el 66.71% del arbolado es perennifolio, el 27.4% es caducifolio, 56 árboles no fueron evaluado lo que representa el 5.9% Estos árboles que no fueron evaluados en esta categoría, no eran hospedantes (Tabla 2).

Tabla 2.- Tipo de follaje del arbolado en toda el área estudiada.

Tipo de follaje	Cantidad de árboles	Porcentaje
Perennifolios	641	66.7%
Caducifolios	263	27.4%
No evaluados	056	05.9%
Total	960	100%

**Evaluación del follaje en los hospedantes.**

La proporción del arbolado caducifolio infestado. corresponde al 25% de los árboles frutales y de ornato como son: **Prunus domestica** **Prunus persica**, **Prunus serotina** ssp. **Capuli** y **Ulmus parvifolia**. El 75% del arbolado perennifolio infestado está formado por los siguientes hospedantes: **Acacia longifolia**, **Acacia melanoxylon**, **Acer negundo**, **Fraxinus uhdei**, **Fraxinus**

*americana* *Ligustrum japonicum*, *Ligustrum lucidum*. *Ligustrum vulgare*,  
*Populus alba*, *Populus deltoides*, *Salix babylonica*, *Salix bonplandiana*.

#### **Evaluación de Tronco en todos los árboles .**

Se evaluaron los daños en la corteza del tronco por el desprendimiento y las fracturas, los que permitieron la penetración de organismos patógenos. Entre otros daños están los producidos por materiales embebidos, como son los alambres y los clavos, también aquellos que son inducidos en ramas mal podadas y las rotas producidas por el vandalismo. El tronco encorvado es un factor que afecta al crecimiento y vigor del árbol.

Los resultados observados por los daños del tronco fueron: 260 árboles (27% ) no tuvieron daños, 240 árboles (25%) con troncos defectuosos, 192 árboles (20%) con ramas rotas, 183 árboles (19%) presentaron daños en la corteza y 86 árboles (9%) presentan daños por materiales embebidos (Tabla 3).

Tabla 3.- Tipo de daños en el tronco, evaluación en la población total de árboles.

Tipo de daño	Cantidad de árboles	Porcentaje
Con daños en la corteza	183	19 %
Daños por materiales embebidos	86	9 %
Con las ramas rotas inducidas	192	20 %
Con el tronco defectuoso curvado	240	25 %
Sin daño	260	27 %
Total	960	100%

#### **La copa en todos los árboles.-**

Característica muy importante para los árboles, debido a que los efectos en la salud se pueden evaluar a través de la copa. Fueron cuatro las características que se evaluaron y que permiten hacer un diagnóstico. Se evaluaron 929 árboles, 31 no se evaluaron (Tabla 4).

**a.- La copa suprimida** se observó en 105 árboles que equivale al 11% del arbolado. La distribución de los árboles con la copa suprimida es en toda el área de estudio.

**b.- La punta rota** se observó en 104 árboles, esto es el 11% del arbolado, es un daño de tipo antropogénico.

**c.- Daños por resequedad** el 24% ( 227 árboles), es un daño generalizado principalmente en las plantas que son hospederas de **C. Ioniceroides**, tales como: **Salix bonplandiana, Prunus domestica, Prunus persica, Prunus serotina ssp capuli, Populus deltoides, Populus alba** etc.

Se manifestaron claramente los daños que produce **C. Ioniceroides** sobre sus hospedantes: a).- Las ramas se secan, el proceso es gradual y progresivo b).- Se llega a observar la muerte parcial de la copa del árbol. c).- Es muy notable el daño en las ramas hasta que finalmente muere el árbol.

También hay proceso de resequedad parcial en la copa del árbol en especies que no son hospedantes de **C. Ioniceroides**, pero esta condición está dada por otras causas como son: el asfalto que delimita a algunos árboles, la falta de riego, el sitio en donde están, estas especies son: **Cupressus sempervirens, Cupressus** sp. (los cedros mexicanos), **Yucca elephantipes, Erythrina coralloides**.

**d.- Sin daños** (copa suprimida, rota o reseca) 493 árboles es decir el 47% de la población; estos árboles no estaban parasitados por muérdago.

Los daños causados por la infestación del muérdago en el árbol, se manifestaron a través de la copa del árbol mediante la resequedad en las ramas en la cima de la copa, los daños físicos severos como la supresión de la copa son también indicadores. La población arbolada por hospedante corresponde a los 247 árboles dañados.

Tabla 4.- Tipo de daño en la copa en el arbolado total del área de estudio

<b>Tipo de daño</b>	<b>Cantidad de árboles</b>	<b>Porcentaje</b>
La copa suprimida	105	11%
La punta rota	104	11%
Resequedad en la copa	227	24%
Sin daño	493	54%
Total evaluados	929	90%
No evaluados	031	2.9%

**La Raíz.-** En el área de estudio el 83.9% del arbolado tiene raíces profundas (739 árboles) y 16.% (141 árboles) tiene raíces superficiales. Esta estructura es muy significativa en nuestro diagnóstico, porque la localización de los árboles cuyas raíces son superficiales son más susceptibles a los efectos de compactación del suelo. La presencia de ambos tipos de árboles con raíces superficiales y profundas, se distribuyen de manera aleatoria

Los árboles con raíces superficiales más evidentes son: **Prunus domestica**, **Prunus persica**, **Prunus serotina ssp capuli**, **Jacaranda mimosifolia**, **Populus alba**, **Populus deltoides**, **Ulmus parvifolia**.

Tabla 5.-Tipo de Raíz, riego y suelo de los hospedantes de **Cladocolea Ioniceroides**.

Nombre científico	Tipo de raiz	Necesidades de riego	Tipo de suelo
<b>Acacia longifolia</b>	Pivotante	Mínimo resiste sequía	Diversos
<b>Acacia melanoxylon</b>	Superficiales	Moderado	Diversos arcilloso
<b>Hacer negundo</b>	Profunda	Abundante	Profundo
<b>Fraxinus uhdei</b>	Profunda	Moderado, tolera sequía	Arcilloso, ácido profundo
<b>Fraxinus americana</b>	Profunda	Moderado	Arcilloso profundo
<b>Ligustrum japonicum</b>	Profunda y superficial	Mínima	Diversos
<b>Ligustrum lucidum</b>	Profunda	Una vez por semana	Diversos
<b>Ligustrum vulgare</b>	Profunda y superficial	Mínima	Diversos
<b>Populus alba</b>	Superficial	Húmedo, resiste sequía	Bien drenado

<b><i>Populus deltoides</i></b>	Poco profunda	Húmedo y fértil	Húmedo, drenado
<b><i>Prunus domestica</i></b>	Poco profundas	Humedad moderada	Arcilloso
<b><i>Prunus persica</i></b>	Superficial	Bien drenado	Pedregoso, calcareo
<b><i>Prunus serotina ssp. Capulli</i></b>	Superficial y Profunda	Poco	Pedregoso Ácido
<b><i>Salix bonplandiana</i></b>	Superficial	Riego alto	Acido, húmedo
<b><i>Salix babilónica</i></b>	Bien drenado	Riego alto	Húmedo arenoso cerca del agua
<b><i>Ulmus parvifolia</i></b>	Superficial	Húmedo no tolera sequía	Húmedo arcilloso

Árboles con raíces profundas son: **Acacia longifolia, Ligustrum japonicum, L. lucidum**, no fueron tan evidentes. Los problemas más frecuentes en la raíz son:

a.- Suelos compactados y con drenaje pobre, con la necesidad de un sistema radicular eficiente. b.- Presentaron un sistema radicular deshidratado en raíces superficiales evidentes. c.- Poco espacio por lo que las raíces crecen superficialmente (Tabla 5).

#### **VI.7.3.- Sitios del arbolado en el área de estudio.-**

El diagnóstico del área de estudio se hizo considerando los siguientes criterios:

- a.- Áreas con suelo compactado.
- b.- Áreas con basura.
- c.- Áreas de actividad humana intensa.

### VI.7.3.- Los factores de perturbación en el medio urbano.-

Estos son muy particulares y diferentes a los del medio natural, algunos de ellos son: a).- La compactación del suelo que causa el tránsito peatonal, b).- La basura que atrae a los dispersores de semillas y de frutos, en este caso las aves como dispersoras del fruto del muérdago. c).- La infraestructura urbana que impide el desarrollo normal de la copa y las raíces del árbol.

Tales factores afectan el desarrollo normal de los árboles y arbustos del área. Además contribuyen a aumentar la susceptibilidad de los árboles a ser parasitados. Estos factores afectan a sitios de suelos poco drenados o compactados impidiendo la penetración de agua, nutrientes y oxígeno a las raíces de los árboles

Otros factores son aquellos que limitan el espacio de crecimiento del árbol como lo son el asfalto y el concreto, que a veces está muy cercano al tronco (Tabla 6).

En las áreas estudiadas con suelos de bajo drenaje, estaban especies de árboles con raíces superficiales como son: **Prunus persica** y **Salix bonplandiana**.

Tabla 6.- Sitios del arbolado total del área de estudio.

Tipo de área	Cantidad de árboles	Porcentaje
Áreas verdes con suelo compactado	316 árboles	32.9%
Áreas verdes con basura	225 árboles	23.4%
Áreas de actividad humana intensa	234 árboles	24.3%
Áreas abiertas	178 árboles	18.5%
Total de árboles	953	99.1%

Árboles no evaluados	07	0.8%
----------------------	----	------

#### VI.7.5.- Sitios de árboles hospederos de *C. Ioniceroides*.-

En términos generales el lugar en donde crecen los árboles constituyen un factor que determina su crecimiento y salud (Dorney 1986). Esta evaluación se llevó a cabo en los lugares donde están distribuidos los 247 árboles hospedantes de *C.*

*Ioniceroides* que se evaluaron considerando los siguientes criterios:

1.- Arbolado en áreas abiertas, 2.- Arbolado de las orillas, 3.- Arbolado en comunidades densamente poblados, 4.- Cerca de edificios y bardas

**1.- Arbolado en áreas abiertas.-** Estos son los sitios arbolados más alejados del área de actividades humanas y de los edificios, son los linderos del lugar, tiene especies nativas y están separados por bardas que delimitan esas áreas. En este lugar se encontraron 47 árboles hospedantes: *Fraxinus uhdei*, *Fraxinus americana*, *Salix bonplandiana*, *Ligustrum lucidum* (Tabla 7).

Tabla 7.- Árboles hospedantes en áreas abiertas

Arboles hospedantes	Cantidad
<i>Fraxinus uhdei</i>	13.4%
<i>Fraxinus americana</i>	15.3%
<i>Salix bonplandiana</i>	9.6%
<i>Ligustrum lucidum</i>	6.7%
<b>Total</b>	<b>45.1%</b>

**2.- Arbolado de las orillas.-** En estos lugares hay mucha actividad y continuo desplazamiento de personas, los árboles están sujetos a un alto grado de

manipulación, basura y compactación del suelo (Fig. 16). En esta área se observaron 20 árboles y arbustos parasitados por *C. Ioniceroides* en: *Acacia longifolia*, *Fraxinus uhdei*, *Ligustrum japonicum*, *Ligustrum lucidum*, *Ligustrum vulgare*. Distribuidos de la siguiente manera (Tabla 8).

Tabla 8.- Arbolado hospedante distribuido en las orillas de las áreas verdes.

<b>Especies hospedantes</b>	<b>Cantidad</b>
<i>Acacia longifolia</i>	5.7%
<i>Fraxinus uhdei</i>	2.8%
<i>Ligustrum japonicum</i>	5.7%
<i>Ligustrum lucidum</i>	3.8%
<i>Ligustrum vulgare</i>	0.9%
<b>Total</b>	19.2%

### 3.- Arbolado en áreas densamente pobladas.-

Tabla 9.- Hospedantes distribuidos en grupos de vegetación densa.

<b>Árboles hospedantes</b>	<b>Cantidad</b>
<i>Acacia longifolia</i>	14.5%
<i>Acacia melanoxylon</i>	14.5 %
<i>Acer negundo</i>	5.8%
<i>Fraxinus uhdei</i>	43.5%
<i>Fraxinus americana</i>	29.0%
<i>Ligustrum japonicum</i>	20.3%
<i>Ligustrum lucidum</i>	14.5 %
<i>Ligustrum vulgare</i>	4.3%

<b>Populus alba</b>	14.5 %
<b>Populus deltoides</b>	14.5 %
<b>Prunus persica</b>	5.8%
<b>Prunus domestica</b>	4.3%
<b>Prunus serotina ssp capulli</b>	14.5%
<b>Salix bonplandiana</b>	11.6 %
<b>Salix babilonica</b>	1.45%
<b>Ulmus parvifolia</b>	11.6%
<b>Total</b>	100 %

Los árboles se distribuyen en grandes grupos muy densos que compiten por el espacio, luz solar, agua y nutrientes, generalmente están muy parasitados por insectos y otras plagas entre ellas por muérdagos (Fig. 17). En esta condición estuvieron 150 árboles y arbustos hospedantes, que corresponden a las siguientes especies: **Acacia longifolia, Acacia melanoxylon, Acer negundo, Fraxinus uhdei, Fraxinus americana, Ligustrum japonicum, Ligustrum lucidum, Ligustrum vulgare, Populus alba, Populus deltoides, Prunus persica, Prunus domestica, Prunus serotina ssp capuli, Salix bonplandiana, Salix babilonica, Ulmus parvifolia.** La frecuencia de cada especie es la siguiente (Tabla 9):

**4.- Arbolado que crece cerca de edificios y bardas.-** El arbolado está delimitado por bardas y edificios que limita el paso de la luz solar y del calor impiden el crecimiento de la copa y de las raíces de los árboles. Los árboles hospedantes en tales circunstancias están muy afectados por la presencia del muérdago (Fig. 18).

Esos 30 árboles pertenecen a las siguientes especies: **Acacia longfolia**, **Fraxinus uhdei**, **Fraxinus americana**, **Ligustrum lucidum**, **Ulmus parvifolia** (Tabla 10).

Tabla 10.- Arbolado hospedante cerca de edificios y bardas.

<b>Especies hospedantes</b>	<b>Cantidad</b>
<b>Acacia longfolia</b>	33.33%
<b>Fraxinus uhdei</b>	20.00%
<b>Fraxinus americana,</b>	13.33%
<b>Ligustrum lucidum</b>	16.66%
<b>Ulmus parvifolia</b>	16.66%
<b>Total</b>	99.98%

Con el fin de validar la hipótesis que supone que el lugar en donde crecen los árboles es un factor que determina su crecimiento y salud. Se aplicó una evaluación estadística, la prueba CHI Cuadrada para los lugares donde están distribuidos los 247 árboles hospedantes de **C. Ioniceroides** bajo los siguientes criterios: 1.- Determinar la densidad de árboles según el área y se evaluaron las siguientes áreas, A.- Área densamente poblada, B.- Áreas abiertas, C.- Áreas de las orillas y D.- El área total. 2.- Se determinó la Densidad Global de dos especies de hospedantes, **Fraxinus uhdei** y **Fraxinus americana**.

**Prueba CHI Cuadrada.-** Con el fin de validar la hipótesis, que supone que un factor determinante del crecimiento y salud de los árboles, es el sitio en donde se desarrollan (Dorney, 1983). Se aplicó la prueba **CHI Cuadrada**, que contrasta la hipótesis y permite conocer el grado de confiabilidad para aceptar o rechazar una hipótesis.

El análisis de esta prueba se llevó a cabo con los datos de los sitios donde están distribuidos los 247 árboles hospedantes de **C. Ioniceroides**, bajo los siguientes criterios: **1.-** Determinar la distribución de una población de árboles hospedantes según el área. De tal manera que se evaluaron las siguientes áreas, A.- Área densamente poblada, B.- Áreas abiertas, C.- Áreas de las orillas y D.- El área total. **2.-** Se determinó la Densidad Global de dos especies de hospedantes, **Fraxinus uhdei** y **Fraxinus americana**.

Esta es una prueba que le da significado estadístico a los resultados reportados cuyo valor alcance  $> 1$ , el análisis de datos en este caso resultó ser  $< 1$ , de tal manera que la hipótesis fue rechazada (pag. 147a)

Otra hipótesis a cerca de la distribución de los hospedantes, supone que es multifactorial su distribución. En este caso **C. Ioniceroides** es muy selectiva para establecerse en determinadas especies de hospedantes de tal modo que presentamos un listado de hospedantes potenciales en este estudio. De tal manera que esto permite presentar estos elementos, para entender en parte, una de las causas de la distribución de esta hemiparásita.



Fig. 15.- *Salix bonplandiana* H.B.K.  
(sauce), hospedante de *C. Ioniceroides*.



Fig. 14.- *Populus alba* L. (álamo blanco),  
hospedante de *C. Ioniceroides* .



Fig. 16.-Arbolado de las orillas con gran actividad humana.

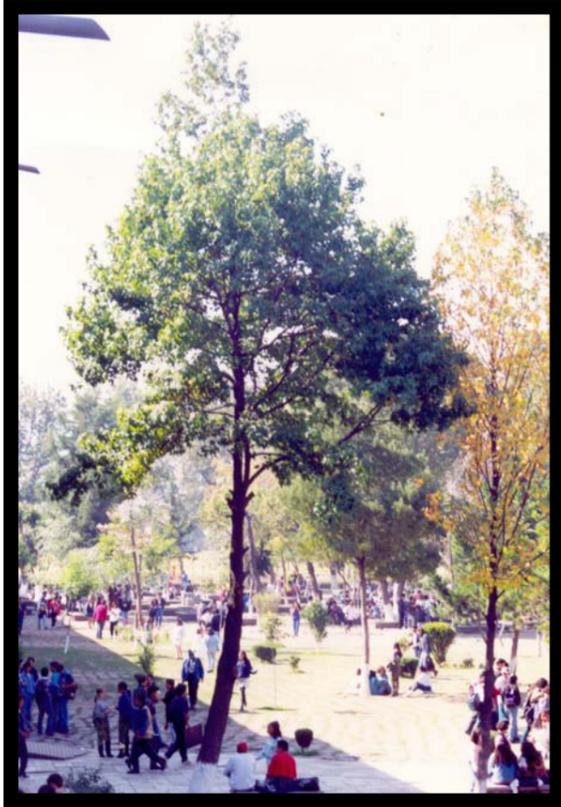


Fig. 18.- Arbolado cerca de edificios y bardas, que limitan el paso de la luz.



Fig. 17.- Arbolado en áreas densamente pobladas, en donde están la mayoría de los hospedantes.



Fig. 19.- La infraestructura urbana, pavimento, banquetas, bardas, conductos de agua etc. interfieren con el desarrollo de la copa y la raíz de los árboles,

### Discusión de Hospedantes

De los resultados obtenidos se observa que *Cladocolea loniceroides* es una especie selectiva pues solamente crece sobre árboles y arbustos. En el área de estudio se establece sobre 16 especies de plantas leñosas, no se encontró creciendo sobre gimnospermas ni monocotiledóneas, sólo sobre angiospermas. Esto concuerda con lo observado para el género de *Cladocolea* por Kuijt (1976) y Cházaro et al., (1992).

Los árboles y arbustos son los hospedantes de las plantas parásitas y hemiparásitas estas últimas son conocidas como muérdagos y particularmente *C. loniceroides* se le conoce comúnmente como injerto.

Hay que considerar que los 16 árboles hospedantes se estudiaron en condiciones urbanas en el Valle de México. En contraste con el medio natural en la selva baja caducifolia *C. loniceroides* se ha observado solamente en 9 especies (Kuijt, 1976; Cházaro, et al.,1992). Posiblemente el aumento en el número de especies parasitadas en la Ciudad de México. Se deba al alto grado de perturbación de las áreas en las cuales viven los árboles y su consiguiente estrés. De tal manera que en el área de estudio se identificaron 7 especies de hospedantes más. El estrés podría hacer que los sistemas de defensa de muchos árboles se vieran disminuidos y los hicieron susceptibles a la invasión de la planta parásita.

También hay especies resistentes a los muérdagos, ya que no se han observado en: *Schinus molle* Li. (pirul), *Buddleia cordata* H. B. K. (tepozán), *Yucca* sp. (Yuca), Bambúes y Palmas ni en gimnospermas como *Thuja orientalis* L. (tulia )

**Cedros** sp., **Juniperus** sp. (Acosta, et al., 1992; Cházaro, et. al.. 1992). Todos estas plantas con crecimiento secundario están presentes en el área que de estudió y conviven con los hospedantes de **C. Ioniceroides**.

En el hábitat natural las especies hospedantes reportadas son: **Crateagus mexicana** Noc. Sosse (tejocote), **Juglans regia** L. (nogal), **Populus alba** L. (álamo plateado), **Prunus serotina** Ehrh. ssp. capulli, **Pyrus communis** L. (peral), **Pyrus sylvestris** (L.) Will. var. domestica (Borkh.) Marst. (manzano), **Acacia angustissima** (Mtl.) Kuntze (Acacia), **Nicotiana glauca** Graham (tabaquillo), **Mimosa galeotti** (Kuijt; 1976; Cházaro; 1992).

Las áreas verdes de la Ciudad de México tienen un arbolado cuyas especies corresponden a tres categorías A.- Nativas, B.- Espontáneas, C.- Cultivadas (López-Moreno, 1990). Algunas de estas especies son más susceptibles a ser invadidas por plantas parásitas.

**C. Ioniceroides** se establece sobre especies tanto nativas como introducidas pero prolifera óptimamente sobre las especies nativas como lo son **Salix bonplandiana**, **Prunus serotina** ssp. capulli, **Acer negundo** , **Fraxinus uhdei**, Las otras 12 especies hospedantes estudiadas son especies exóticas.

Algunos autores consideran que el medio urbano es una buena alternativa para el desarrollo de las especies nativas, porque éstas tienen una gran capacidad de adaptación a medios adversos, algunas son formadoras de suelo y barrenan las áreas difíciles, además soportan bien la actividad antropogénica (Stearns y Montag,1974; Spurr y Barnes,1980; Whitlow y Bassuk, 1987; Turner et al.,1991; Ware, 1994).

Sin embargo de las observaciones realizadas en el presente trabajo se desprende que las especies nativas en el Valle de México son extremadamente susceptibles a ser parasitadas por **C. Ioniceroides** ( injertos). Es importante señalar que sucumben rápidamente ante la invasión de este muérdago y realmente representa un riesgo para especies como **Salix bonplandiana**, **Prunus serotina** ssp. capulli. Otros árboles hospedantes nativos son más resistentes y su deterioro es lento, permanecen años invadidas, tal es el caso de **Acer negundo** .

Los árboles y arbustos parasitados por **C. Ioniceroides** están en serio riesgo, algunas de estas especies son endémicas y son las más expuestas al proceso de cambio de las condiciones ambientales, al deterioro y a la perturbación ambiental. La mayor parte del arbolado del área de estudio corresponde a especies introducidas, exóticas, algunas son especies nativas tal es el caso de **Buddleja cordata** y **Cupressus sp.** que constituyen el arbolado más antiguo observado en el lugar de estudio, cuyo número es de 148 árboles.

Es la primera vez que se hace un estudio en el que se relaciona una evaluación diagnóstica de tipo ambiental y la identificación de los hospedantes de una planta parásita como es **C. Ioniceroides**.

En esta evaluación diagnóstica, la copa del árbol es una de las estructuras que más información aportó, en ella se pudo valorar el estado de salud y desarrollo del árbol y permitió hacer el diagnóstico de una población de 960 árboles.

Los daños provocados por **C. Ioniceroides** en la copa de los árboles hospedantes, consisten en la resequedad que termina con la muerte del árbol. El número de árboles en esas condiciones fueron 227, los que corresponden al 24%

de la población. Las principales especies dañadas son: **Salix bonplandiana**, **Prunus domesticus**, **Prunus persica**, **Prunus serotina** ssp. capulli, **Populus deltoides**, **Populus alba**.

Los **Árboles con raíces superficiales** son más susceptibles a los efectos de perturbación por compactación del suelo, que comúnmente afecta el vigor del árbol y aumentan la susceptibilidad a las plagas y enfermedades (Craul, 1994).

Los árboles encontrados en esas circunstancias fueron: **Prunus persica**, **Prunus serotina** ssp. capulli, **Prunus domestica**, **Mimosifolia jacaranda**, **Populus alba**, **Populus deltoides**, **Ulmus parvifolia**, **Ligustrum japonicum**, **L. lucidum**.

Los **Arbolado que está densamente poblado** tienen serios problemas debido a que en este sitio se observó que la propagación de **C. Ioniceroides**, es muy profusa, de tal modo que el índice más alto de infestación se da en estos lugares.

En este sitio el espacio, luz solar, agua y nutrientes son muy limitados y se observó que los árboles además están parasitados por otras plagas como las de insecto, hongos, bacterias etc., entre otras plagas están los muérdagos, tal es el caso de **C. Ioniceroides**, que se estableció en 145 árboles hospedantes de este lugar.

El **arbolado cercano a edificios y bardas** está delimitado por estas estructuras y tiene problemas de espacio, impiden el paso de la luz solar y del calor, esto afecta el crecimiento normal de la copa y de las raíces por la falta de espacio. En estas circunstancias los árboles están muy afectados por la propagación y desarrollo de **C. Ioniceroides**. Los árboles que están en estas condiciones pertenecen a las

siguientes especies: *Acacia longfolia*, *Fraxinus uhdei*, *Fraxinus americana*, *Ligustrum lucidum*, *Ulmus parvifolia*.

Si consideramos que los árboles mueren por causa del parasitismo de *C. Ioniceroides*, es importante destacar que el proceso es mucho más rápido y frecuente en árboles jóvenes, debido a la amplia dispersión y autodispersión de los frutos.

La propagación de otras plantas hemiparásitas se ha observado también en otros muérdagos como son: *Viscum album*, *Phoradendron* sp. *Arceuthobium* sp. (Viscaceae), *Psittacanthus* sp. *Struthanthus flexicaulis*, (Loranthaceae) (Rodríguez; 1987; Cházaro et. al.. 1992; Ealé, et al., 1994).

**Procesos de perturbación ambiental:** La dispersión de los miembros de la familia Loranthaceae está asociada a procesos de perturbación ambiental. Se dispersan y proliferan en lugares en donde la actividad antropogénica es alta tales como: hábitats fragmentados, lugares en donde se realizan actividades agropecuarias e industriales et. etc. esto permite la diseminación y desarrollo de este tipo de vegetación parásita (Cházaro, et al., 1992; Parker y Riches, 1993; Larson, 1996; Lavorel, 1999; Norton et al., 1999).

**Infraestructura urbana.** El arbolado urbano es altamente susceptible a problemas de desarrollo y de salud, por las condiciones de infraestructura urbana a las que están sometidos. Estas interferencias se manifiestan mediante el cableado de luz, teléfono, conductos de drenaje, agua, gas y las banquetas (Fig. 19). Todas estas condiciones impiden un desarrollo normal de los árboles y los hacen susceptibles

a la invasión por plantas parásitas como **C. loniceroides**. (Dorney y Hopffman, 1979; Dorney, 1986; Chacalo, 1994; Martínez y Chacalo, 1995).

### VIII. Discusión (general)

Los muérdagos tienen mayor éxito de dispersión y establecimiento en hábitats fragmentados. Ellos siguen un patrón de dispersión que corresponde a espacios con efectos de perturbación ambiental, según las observaciones realizadas por Riba (1963), Cházaro et al., (1992), Larson, (1996), Lavorel et. al., (1999), Nortón y De Lange, (1999). Posiblemente esta sea la causa por la que **C. loniceroides** se ha establecido y dispersado en el Valle de México desde hace más de 30 años.

Existen varios trabajos sobre el desarrollo de las estructuras reproductoras en diferentes especies de Loranthaceae, sin embargo las más estudiadas han sido en India, Alemania, Australia y Nueva Zelanda. En general Europa, Asia y Oceanía representan la mayoría. (Calder y Bernhardt, 1983; Benzing, 1990; Norton et al., 1999; Reid y Smith, 2000). En América los estudios se restringen a **Struthanthus vulgaris**, **S. flexicaulus** y **Tripodanthus sp.** (Cocucci y Venturelli 1984; Venturelli, 1981,1983,1984). Ahora con los resultados de esta investigación se agrega el género **Cladocolea**.

“Tales investigaciones están confinadas a las especies del viejo mundo y son muy escasos los reportes de trabajos en el nuevo mundo. La poca información es de alto interés y es muy importante y deseable contar con más estudios de la embriología de Loranthaceae en el nuevo mundo” (Bhatnagar y Johri 1983).

La presente investigación es el primer estudio del desarrollo de las estructuras reproductoras, germinación, estructura e histoquímica, fruto, hospedantes y fenología, de una especie del género ***Cladocolea*** de la familia (Loranthaceae): ***Cladocolea loniceroides*** (Van Tieghem) Kuijt.

La familia Loranthaceae por su condición de vida como hemiparásita, constituye un caso de excepción en la biología reproductora de las angiospermas (Kuijt, 1969; Calder, 1983; Benzing, 1990; Bhojwani y Bhatnagar, 1981, 2000)

Entre las angiospermas parásitas, la familia Loranthaceae presenta en su embriología, características poco comunes. (Maheshwari y Singh 1952; Narayana , 1955; Kuijt, 1969; Benzing, 1990; Bhatnagar y Johri, 1983; Venturelli, 1981; Johri et al., 1992; Bhojwani y Bhatnagar, 1981, 2000) )

Algunas de estas características son: ausencia de tegumentos en el óvulo y por lo tanto ausencia de cubierta seminal, la presencia de un “óvulo” no diferenciado, la ausencia de una verdadera placenta, la presencia de un endospermo compuesto y una embriogénesis tipo Piperado, restringida a esta familia (Johri and Bhatnagar, 1972; Bhojwani y Bhatnagar, 1981, 2000; Venturelli, 1981; Johri et al, 1992; Johri, 2001).

El equivalente de la placenta de las angiospermas, en las Loranthaceae es una estructura denominada mamelón (Griffith, 1843), que es un tejido esporógeno que está representando por un conjunto celular, situado en la base del estilo. Sin embargo algunas especies presentan cavidad ovárica. (Maheshwari y Singh, 1952; Singh, 1952; Narayana, 1954; Narayana, 1955; Narayana, 1958 a, b; Johri

y Raj, 1969; Raj 1970; Johri and Bhatnagar, 1972; Venturelli, 1981; Johri et al., 1992; Bhojwani y Bhatnagar, 1981, 2000).

Es muy común la presencia de un endospermo compuesto, observado por primera vez en *Macrosolem cochinchinensis* (Griffith, 1843). A partir de entonces es considerado como un carácter embrionario propio de la familia Loranthaceae (Maheshwari y Singh, 1952; Narayana, 1955, 1958 a, b; Johri y Raj, 1969; Raj 1970, Johri and Bhatnagar, 1972; Venturelli, 1981; Johri et al., 1992; Johri, 2001).

En *C. Ioniceroides* el desarrollo de las estructuras reproductoras de las flores estaminadas y de las pistiladas presenta los caracteres embriológicos descritos para la familia Loranthaceae, además de estructuras presentes sólo en esta especie. Como es la presencia de tres cotiledones en el embrión, tapete de tipo periplasmodial; al terminar el desarrollo de la antera conserva la epidermis rodeando al endotecio. En la familia Loranthaceae la epidermis nunca está presente al final del desarrollo de la antera pues se degrada durante el desarrollo (Bhatnagar and Johri 1983). El embrión es comúnmente tricotiledoneo (49%), también es dicotiledoneo (47%) menos frecuente tetracotiledoneo (4%).

**Características reproductoras de las plantas parásitas en general y como se comporta *C. Ioniceroides* con respecto a ellas.-**

Existen alrededor de 3000 especies de plantas parásitas con flores, distribuidas en 17 familias (Press et. al., 1990). Estas plantas se caracterizan porque parte de su ciclo de vida dependen de una planta hospedante para obtener alguno o todos los nutrientes. Existen entre estas plantas dos tipos de relaciones parásitas: Las plantas holoparásitas y las hemiparásitas. Las holoparásitas son totalmente

dependientes de sus hospedantes para su nutrición ya que no poseen clorofila, o la capacidad para absorber el carbono y el nitrógeno inorgánico (afectan xilema y floema del hospedante). Las hemiparásitas no dependen totalmente de sus hospedantes porque son fotosintéticas, poseen clorofila, pero requieren de agua y sales minerales, además del soporte físico que le otorga su hospedante (penetran hasta el xilema pero no el floema). Estas plantas pueden parasitar los órganos aéreos de la planta hospedera, como los tallos o bien establecerse en las raíces (Stewart y Press, 1990). Su ciclo de vida es complementado por la producción de flores y semillas.

Otra característica de las plantas parásitas es que desarrollan una estructura conocida como haustorio que se conecta al sistema vascular del hospedante. El haustorio es un puente natural especializado morfológica y fisiológicamente para transportar nutrientes y agua, desde el hospedante al parásito (Kuijt, 1969). El haustorio para funcionar necesita primero adherirse, penetrar y adquirir agua y solutos (Kuijt, 1969; Press et al., 1990; Stewart y Press, 1990).

Además las plantas parásitas con flores, (holoparásitas y hemiparásitas), presentan características reproductoras muy particulares. Desde el punto de vista reproductivo se comportan de manera diferente, ya que en la familia Loranthaceae están presentes óvulos imperfectos, ausencia de tegumentos, además de carencia o modificación de la placenta. Las holoparásitas producen semillas, que germinan en las raíces de sus hospedantes. En Loranthaceae la mayoría de sus miembros son hemiparásitas, no producen una semilla propiamente ya que carecen de cubierta seminal, el fruto participa en la dispersión y germinación, se establece y

desarrollan en los órganos aéreos del árbol (Kuijt, 1969; Lamont, 1977, 1983; Sallé, 1979c, 1983; Johri, et al., 1992 ).

Una característica que tienen en común es el haustorio, que es muy significativo para el parasitismo en las plantas, ya que le permite a la planta parásita estar conectada al hospedero. El orden Santalales tiene cinco familias, tres de las cuales son parásitas aéreas, entre ellas está la familia Loranthaceae conocidas como muérdagos y dos parásitas terrestres, que son parásitas en las raíces de sus hospedantes (Malecot et al., 2004)

**C. *Ioniceroïdes*** es una planta hemiparásita, aérea y desarrolla el haustorio sobre los tallos de su hospedante durante la germinación del embrión y permanece ahí durante toda la vida.

**C. *Ioniceroïdes*** como miembro de la familia Loranthaceae presenta, granos del polen trirradiados, ovario ínfero unilocular, óvulos no desarrollados. Placenta (mamelón), cónico y unilobulado, unido a la pared ovárica. El saco embrionario monospórico, múltiples sacos embrionarios, alcanzan hacia arriba diferentes alturas en donde presentan un ciego apical, pero su base se alarga hasta la hipostasa dando lugar a un ciego basal. Endospermo celular y compuesto. División del cigoto tipo Piperado, embrión biseriado con un largo suspensor. Testa ausente, falta de diferenciación de los tegumentos. Exocarpo seguido por la viscina en el mesocarpo, endocarpo parenquimatoso.

Con respecto a la familia Viscaceae las diferencias son: granos del polen esféricos. Ovario ínfero unilocular. Placenta (mamelón) central cónico, bilobulado, o ausente. Saco embrionario bispórico tipo Allium, Saco embrionario usualmente

recto lo hay en forma de U. Ciego lateral. Endospermo celular, a veces clorofílico. División del cigoto transversal a veces es vertical, no hay suspensor. Testa ausente faltan tegumentos seminales. Pericarpo parenquimatoso, viscina en la zona del mesocarpo, tejido vascular interno en el ovario (Tabla 11), ( Johri y Bhatnagar, 1992).

De acuerdo a las características presentadas **C. Ioniceroideis**, podemos apreciar como queda ubicada en la familia Loranthaceae (tabla 11).

Tabla 11.- Embriología de Santalaceae, Loranthoidea (Loranthaceae ) y Viscoidea (Viscaceae) (Cuadro de Bhandari y Vohra 1983) Según Johri et al.,1992

Estructura	Santalaceae	Loranthaceae	Viscaceae	<b>C. Ioniceroideis</b>
Polen	Esférico, oblongo 3 células	Trirradiado 2 células (excepto en <b>Atkisonia</b> , y <b>Tupeia</b> )	Esférico 2 células	Trirradiado 2 células
Ovario	Superior, semi- inferior o inferior, unilocular, de 2-5 cámaras	Inferior, unilocular, 2-4 cámaras	Inferior, unilocular	Inferior, unilocular
Ovulo	1-5 nacen en placenta central, anátropo o hemianátropo, uni-bi o atégmico, óvulos indiferenciados o diferenciados	No desarrolla óvulos Placenta (mamelón) Unilobulado cónico, 3-4 lóbulos libres o unidos a una pared ovárica.	Placenta (mamelón) cónica (unida basal), Bilobulada o ausente.	No desarrolla óvulos Placenta (mamelón) Unilobulado unido a una pared ovárica.
Saco embrionario	Monospórico, tipo Polygonum, puede quedar confinado el	Tipo Polygonum, monospórico, múltiples saco embrionarios hay excepciones, la punta puede	Tipo Allium, bispórico, saco embrionario recto, pero en forma de U, extremo inferior	Tipo Polygonum, monospórico, múltiples saco embrionarios hay excepciones, la punta puede

	óvulo o puede crecer hacia el canal estilar.	quedar en el ovario o alcanzar diferentes alturas en el estilo y el estigma, la base arriba de la hipostasa.	doblado, se extiende por medio de papilas entre el tejido carpelar	quedar en el ovario o alcanzar diferentes alturas en el estilo y el estigma, la base arriba de la hipostasa
Ciegos	Calazal y micropilar	Calazal, micropilar y lateral.	Lateral.	Apical y basal
Endospermo	Tipo Celular o Helobial desarrolla haustorio calazal y haustorio secundario.	Celular y Compuesto en <b>Tapinostemma</b> tiene haustorio calazal	Celular, lo desarrolla individualmente en cada saco embrionario, no agresivo haustorio calazal, en Phoradendreae es clorofílico.	Celular y Compuesto
Embrión	División del cigoto es transversal y vertical, suspensor masivo y ausente en Osyris.	División del cigoto es vertical, suspensor biseriado, largo y tortuoso.	División del cigoto es transversal y vertical en <b>Eubrachion ambiguum</b> no hay suspensor	División del cigoto es vertical, suspensor biseriado, largo y tortuoso.
Testa	Los tegumentos son muy angostos por el desarrollo del endospermo, no hay testa.	Ausente, falta la diferenciación de óvulos y de tegumentos.	Ausente, óvulos, testa y faltan tegumentos.	Ausente, falta la diferenciación de óvulos y de tegumentos
Pericarpo	Epicarpo, duro y parenquimatoso, persiste el mesocarpo y el endocarpo consumido	Epicarpo con piel seguido por una zona de viscina mesocarpo es externo a la vascularización del ovario, endocarpo	Epicarpo con piel o parenquimatoso, zona de viscina, mesocarpo interno a la vascularización del ovario,	Epicarpo con piel seguido por una zona de viscina, mesocarpo es externo a la vascularización del ovario, endocarpo

	por el endospermo.	parenquimatoso	endocarpo parenquimatoso	parenquimatoso
--	-----------------------	----------------	-----------------------------	----------------

### VIII. Discusión (general)

Los muérdagos tienen mayor éxito de dispersión y establecimiento en hábitats fragmentados. Ellos siguen un patrón de dispersión que corresponde a espacios con efectos de perturbación ambiental, según las observaciones realizadas por Riba (1963), Cházaro et al., (1992), Larson, (1996), Lavorel et. al., (1999), Nortón y De Lange, (1999). Posiblemente esta sea la causa por la que **C. Ioniceroides** se ha establecido y dispersado en el Valle de México desde hace más de 30 años.

Existen varios trabajos sobre el desarrollo de las estructuras reproductoras en diferentes especies de Loranthaceae, sin embargo las más estudiadas han sido en India, Alemania, Australia y Nueva Zelanda. En general Europa, Asia y Oceanía representan la mayoría. (Calder y Bernhardt, 1983; Benzing, 1990; Norton et al., 1999; Reid y Smith, 2000). En América los estudios se restringen a **Struthanthus vulgaris**, **S. flexicaulus** y **Tripodanthus sp.** (Cocucci y Venturelli 1984; Venturelli, 1981,1983,1984). Ahora con los resultados de esta investigación se agrega el género **Cladocolea**.

“Tales investigaciones están confinadas a las especies del viejo mundo y son muy escasos los reportes de trabajos en el nuevo mundo. La poca información es de alto interés y es muy importante y deseable contar con más estudios de la embriología de Loranthaceae en el nuevo mundo” (Bhatnagar y Johri 1983).

La presente investigación es el primer estudio del desarrollo de las estructuras reproductoras, germinación, estructura e histoquímica, fruto, hospedantes y

fenología, de una especie del género ***Cladocolea*** de la familia (Loranthaceae):

***Cladocolea loniceroides*** (Van Tieghem) Kuijt.

La familia Loranthaceae por su condición de vida como hemiparásita, constituye un caso de excepción en la biología reproductora de las angiospermas (Kuijt, 1969; Calder, 1983; Benzing, 1990; Bhowani y Bhatnagar, 1981, 2000)

Entre las angiospermas parásitas, la familia Loranthaceae presenta en su embriología, características poco comunes. (Maheshwari y Singh 1952; Narayana, 1955; Kuijt, 1969; Benzing, 1990; Bhatnagar y Johri, 1983; Venturelli, 1981; Johri et al., 1992; Bhowani y Bhatnagar, 1981, 2000 )

Algunas de estas características son: ausencia de tegumentos en el óvulo y por lo tanto ausencia de cubierta seminal, la presencia de un “óvulo” no diferenciado, la ausencia de una verdadera placenta, la presencia de un endospermo compuesto y una embriogénesis tipo Piperado, restringida a esta familia (Johri and Bhatnagar, 1972; Bhowani y Bhatnagar, 1981, 2000; Venturelli, 1981; Johri et al, 1992; Johri, 2001).

El equivalente de la placenta de las angiospermas, en las Loranthaceae es una estructura denominada mamelón (Griffith, 1843), que es un tejido esporógeno que está representando por un conjunto celular, situado en la base del estilo. Sin embargo algunas especies presentan cavidad ovárica. (Maheshwari y Singh, 1952; Singh, 1952; Narayana, 1954; Narayana, 1955; Narayana, 1958 a, b; Johri y Raj, 1969; Raj 1970; Johri and Bhatnagar, 1972; Venturelli, 1981; Johri et al., 1992; Bhowani y Bhatnagar, 1981, 2000).

Es muy común la presencia de un endospermo compuesto, observado por primera vez en *Macrosolem cochinchinensis* (Griffith, 1843). A partir de entonces es considerado como un carácter embrionario propio de la familia Loranthaceae (Maheshwari y Singh, 1952; Narayana, 1955, 1958 a, b; Johri y Raj, 1969; Raj 1970, Johri and Bhatnagar, 1972; Venturelli, 1981; Johri et al., 1992; Johri, 2001). En *C. Ioniceroides* el desarrollo de las estructuras reproductoras de las flores estaminadas y de las pistiladas presenta los caracteres embriológicos descritos para la familia Loranthaceae, además de estructuras presentes sólo en esta especie. Como es la presencia de tres cotiledones en el embrión, tapete de tipo periplasmoidal; al terminar el desarrollo de la antera conserva la epidermis rodeando al endotecio. En la familia Loranthaceae la epidermis nunca está presente al final del desarrollo de la antera pues se degrada durante el desarrollo (Bhatnagar and Johri 1983). El embrión es comúnmente tricotiledoneo (49%), también es dicotiledoneo (47%) menos frecuente tetracotiledoneo (4%).

#### **Características reproductoras de las plantas parásitas en general y como se comporta *C. Ioniceroides* con respecto a ellas.-**

Existen alrededor de 3000 especies de plantas parásitas con flores, distribuidas en 17 familias (Press et. al., 1990). Estas plantas se caracterizan porque parte de su ciclo de vida dependen de una planta hospedante para obtener alguno o todos los nutrientes. Existen entre estas plantas dos tipos de relaciones parásitas: Las plantas holoparásitas y las hemiparásitas. Las holoparásitas son totalmente dependientes de sus hospedantes para su nutrición ya que no poseen clorofila, o la capacidad para absorber el carbono y el nitrógeno inorgánico (afectan xilema y

floema del hospedante). Las hemiparásitas no dependen totalmente de sus hospedantes porque son fotosintéticas, poseen clorofila, pero requieren de agua y sales minerales, además del soporte físico que le otorga su hospedante (penetran hasta el xilema pero no el floema). Estas plantas pueden parasitar los órganos aéreos de la planta hospedera, como los tallos o bien establecerse en las raíces (Stewart y Press,1990). Su ciclo de vida es complementado por la producción de flores y semillas.

Otra característica de las plantas parásitas es que desarrollan una estructura conocida como haustorio que se conecta al sistema vascular del hospedante. El haustorio es un puente natural especializado morfológica y fisiológicamente para transportar nutrientes y agua, desde el hospedante al parásito (Kuijt, 1969). El haustorio para funcionar necesita primero adherirse, penetrar y adquirir agua y solutos (Kuijt, 1969; Press et al., 1990; Stewart y Press,1990).

Además las plantas parásitas con flores, (holoparásitas y hemiparásitas), presentan características reproductoras muy particulares. Desde el punto de vista reproductivo se comportan de manera diferente, ya que en la familia Loranthaceae están presentes óvulos imperfectos, ausencia de tegumentos, además de carencia o modificación de la placenta. Las holoparásitas producen semillas, que germinan en las raíces de sus hospedantes. En Loranthaceae la mayoría de sus miembros son hemiparásitas, no producen una semilla propiamente ya que carecen de cubierta seminal, el fruto participa en la dispersión y germinación, se establece y desarrollan en los órganos aéreos del árbol (Kuijt, 1969; Lamont, 1977, 1983; Sallé, 1979c, 1983; Johri, et al., 1992 ).

Una característica que tienen en común es el haustorio, que es muy significativo para el parasitismo en las plantas, ya que le permite a la planta parásita estar conectada al hospedero. El orden Santalales tiene cinco familias, tres de las cuales son parásitas aéreas, entre ellas está la familia Loranthaceae conocidas como muérdagos y dos parásitas terrestres, que son parásitas en las raíces de sus hospedantes (Malecot et al., 2004)

**C. *Ioniceroides*** es una planta hemiparásita, aérea y desarrolla el haustorio sobre los tallos de su hospedante durante la germinación del embrión y permanece ahí durante toda la vida.

**C. *Ioniceroides*** como miembro de la familia Loranthaceae presenta, granos del polen trirradiados, ovario ínfero unilocular, óvulos no desarrollados. Placenta (mamelón), cónico y unilobulado, unido a la pared ovárica. El saco embrionario monospórico, múltiples sacos embrionarios, alcanzan hacia arriba diferentes alturas en donde presentan un ciego apical, pero su base se alarga hasta la hipostasa dando lugar a un ciego basal. Endospermo celular y compuesto. División del cigoto tipo Piperado, embrión biseriado con un largo suspensor. Testa ausente, falta de diferenciación de los tegumentos. Exocarpo seguido por la viscina en el mesocarpo, endocarpo parenquimatoso.

Con respecto a la familia Viscaceae las diferencias son: granos del polen esféricos. Ovario ínfero unilocular. Placenta (mamelón) central cónico, bilobulado, o ausente. Saco embrionario bispórico tipo Allium, Saco embrionario usualmente recto lo hay en forma de U. Ciego lateral. Endospermo celular, a veces clorofílico. División del cigoto transversal a veces es vertical, no hay suspensor. Testa

ausente faltan tegumentos seminales. Pericarpo parenquimatoso, viscina en la zona del mesocarpo, tejido vascular interno en el ovario (Tabla 11), ( Johri y Bhatnagar, 1992).

De acuerdo a las características presentadas **C. Ioniceroides**, podemos apreciar como queda ubicada en la familia Loranthaceae (tabla 11).

Tabla 11.- Embriología de Santalaceae, Loranthoidea (Loranthaceae ) y Viscoidea (Viscaceae) (Cuadro de Bhandari y Vohra 1983) Según Johri et al.,1992

Estructura	Santalaceae	Loranthaceae	Viscaceae	<b>C. Ioniceroides</b>
Polen	Esférico, oblongo 3 células	Trirradiado 2 células (excepto en <b>Atkisonia</b> , y <b>Tupeia</b> )	Esférico 2 células	Trirradiado 2 células
Ovario	Superior, semi- inferior o inferior, unilocular, de 2-5 cámaras	Inferior, unilocular, 2-4 cámaras	Inferior, unilocular	Inferior, unilocular
Ovulo	1-5 nacen en placenta central, anátropo o hemianátropo, uni-bi o atégmico, óvulos indiferenciados o diferenciados	No desarrolla óvulos Placenta (mamelón) Unilobulado cónico, 3-4 lóbulos libres o unidos a una pared ovárica.	Placenta (mamelón) cónica (unida basal), Bilobulada o ausente.	No desarrolla óvulos Placenta (mamelón) Unilobulado unido a una pared ovárica.
Saco embrionario	Monospórico, tipo Polygonum, puede quedar confinado el óvulo o puede crecer hacia el canal estilar.	Tipo Polygonum, monospórico, múltiples saco embrionarios hay excepciones, la punta puede quedar en el ovario o alcanzar diferentes alturas en el estilo y el	Tipo Allium, bispórico, saco embrionario recto, pero en forma de U, extremo inferior doblado, se extiende por medio de papilas entre el	Tipo Polygonum, monospórico, múltiples saco embrionarios hay excepciones, la punta puede quedar en el ovario o alcanzar diferentes alturas en el estilo y el

		estigma, la base arriba de la hipostasa.	tejido carpelar	estigma, la base arriba de la hipostasa
Ciegos	Calazal y micropilar	Calazal, micropilar y lateral.	Lateral.	Apical y basal
Endospermo	Tipo Celular o Helobial desarrolla haustorio calazal y haustorio secundario.	Celular y Compuesto en <b>Tapinostemma</b> tiene haustorio calazal	Celular, lo desarrolla individualmente en cada saco embrionario, no agresivo haustorio calazal, en Phoradendreae es clorofílico.	Celular y Compuesto
Embrión	División del cigoto es transversal y vertical, suspensor masivo y ausente en Osyris.	División del cigoto es vertical, suspensor biseriado, largo y tortuoso.	División del cigoto es transversal y vertical en <b>Eubrachion ambiguum</b> no hay suspensor	División del cigoto es vertical, suspensor biseriado, largo y tortuoso.
Testa	Los tegumentos son muy angostos por el desarrollo del endospermo, no hay testa.	Ausente, falta la diferenciación de óvulos y de tegumentos.	Ausente, óvulos, testa y faltan tegumentos.	Ausente, falta la diferenciación de óvulos y de tegumentos
Pericarpo	Epicarpo, duro y parenquimatoso, persiste el mesocarpo y el endocarpo consumido por el endospermo.	Epicarpo con piel seguido por una zona de viscina mesocarpo es externo a la vascularización del ovario, endocarpo parenquimatoso	Epicarpo con piel o parenquimatoso, zona de viscina, mesocarpo interno a la vascularización del ovario, endocarpo parenquimatoso	Epicarpo con piel seguido por una zona de viscina, mesocarpo es externo a la vascularización del ovario, endocarpo parenquimatoso

## X.- CONCLUSIONES

1. - **C. Ioniceroides** se ha establecido desde hace 30 años, como una planta parásita en el arbolado urbano de la Ciudad de México.
2. - La presencia de esta especie, está asociada a fenómenos de perturbación ambiental.
3. - Tiene como hospedantes a árboles y arbustos, algunos son endémicos del Valle de México, los cuales son muy susceptibles al parasitismo de **C. Ioniceroides**.
4. - **C. Ioniceroides** es selectiva, se ha establecido en 16 especies de hospedantes.
5. - **C. Ioniceroides** es una especie dioica con las flores pistiladas que presentan un estilo sigmoideo.
6. - En el ovario no se presenta cavidad ovárica. Las células esporógenas se encuentran inmersas en los tejidos.
7. - No produce óvulos de acuerdo al concepto de que un “óvulo es un megasporangio con cubiertas protectoras”.
8. - Los óvulos son inconspicuos, anátropos y atégmicos.
9. - El saco embrionario es de tipo Poligonum, se desarrolla de manera intrusiva en el estilo, en sentido acrópeto hacia el estigma.
10. - Hay polisaculación sin embargo solamente alcanza su desarrollo un embrión.
11. - Se desarrollan de uno a cinco sacos embrionarios, comunmente son dos.
12. - El tipo de tapete es periplasmodial.

13. - Los granos del polen maduros son tricolporados, bicelulares, la exina es lisa no hay ornamentaciones.
- 14.- No desarrolla micrópilo, el tubo polínico migra a través del tejido de transmisión.
15. - La fecundación se lleva a cabo a nivel del estilo.
16. - La primera segmentación del cigoto es vertical, de tipo Piperado.
17. - El endospermo en su inicio es de tipo celular, después se desarrolla el endospermo compuesto propio de la familia Loranthaceae.
18. - El suspensor es muy largo se desarrolla en dirección basípeta hacia el ovario.
19. - El embrión presenta policotilea, precisamente tricotilea.
20. - La cubierta protectora del embrión es la pared del fruto (pericarpo).
21. - La unidad de dispersión del embrión de **C. Ioniceroides** es el fruto.
22. - La disposición de la viscina es en la base del polo radicular del fruto.
23. - ***Passer domesticus*** es uno de los dispersores de frutos, más frecuentes en el Valle de México.
24. - **C. Ioniceroides**, presenta caracteres embriológicos propios de la familia Loranthaceae y otros muy particulares de la especie.
25. - La época de lluvias es la de mayor desarrollo vegetativo de **C. Ioniceroides** en la Ciudad de México.

## X.- BIBLIOGRAFÍA

- Acosta P.R.; Cházaro B. M., Patiño, B. R. 1992. Los muérdagos (Loranthaceae) del estado de Tlaxcala, México. Jardín Botánico de Tizatlán Edo. de Tlaxcala. Bolletín: 5- 89.
- Agrawal, J. S. 1954. Female gametophyte, endosperm and embryo of *Scurrula* . Linn. Indian Sci. Congr. 41<sup>st</sup>., Proc. (3): 137-138
- Amico, G., Aizen, MA. 2000. Mistletoe seed dispersal by a marsupial. Nature, 408 ( 6815): 929-930
- Bannister, P; Strong, GL., 2001. Carbon and nitrogen isotope ratios, nitrogen content and heterotrophy in New Zealand mistletoes. Oecologia, 126 ( 1 ): 10-20.
- Bannister, P; Strong, GL.; 2001. The distribution and population structure of the temperate mistletoe *Ileostylus micranthus* in the Northern Cemetery, Dunedin, New Zealand. New Zealand Journal of Botany 39 (2): 225-233.
- Barlow, B. A.; Wiens, D. 1971. The cytogeography of the Loranthaceous mistletoes. Taxon 20 (2/3): 291-312.
- Barlow, B.A.; 1983. Biogeography de Loranthaceae y Viscaceae. 19-46 in The biology of mistletoes, Eds. D.M. Clader y P. Brenhardt. New York: Academic Press.
- Batygina, T.B.; 2002. Embryology of Flowring Plants. Science Publishers, USA. pp. 421.
- Benzing D.H., 1990. Vascular epiphytes, General Biology and related Biota. Cambridge University Press. pp. 354.
- Bedinger P.A.; Harddeman K.J. y Loukides C.A.; 1994. Travelling in style: the cell biology of pollen. In Trends Cell Biology 92:1-7.
- Bennetts, RE; White, GC; Hawksworth , FG. 1996. The influence of dwarf mistletoe on bird communities in Colorado ponderosa pine forests. Ecological Applications. 6 (3): 899-909.
- Bernhardt, P.; 1983. The Floral of *Amyema* in South-Eastern Australia. In M. Calder and H. Bernhardt [eds]. The biology of mistetoes, 87-100. Academic Press, Sydney Australia.

- Bhandari, N. N. y K. Nanda; 1968, Studies in Viscaceae – Morphology and embryology of indian dwarf mistletoes *Arceuthobium minutissimum* . Phytomorphology 18: 435 – 450.
- Bhatnagar, S. P. y S. Chandra; 1968. Endosperm in *Psittacanthus*. Current Science 37: 740-746.
- Bhatnagar and Johri 1983. Biology of Mistletoes. Ed Malcolm Calder and Peter Berhardt. 1- 348.
- Bhojwani S.S; Bhatnagar S. P.; 1981. Embryology of Angiosperms. Vikas Publishing House. New Delhi India. pp. 280
- Bhojwani S.S; Bhatnagar S. P.; 2000. Embryology of Angiosperms. Vikas Publishing House. New Delhi, India. pp. 357.
- Buen, LL, D; Ornelas, JF.; 1999. Frugivorous birds, host selection and the mistletoe *Psittacanthus schiedeanus*, in central Veracruz, México. Journal of Tropical Ecology. 15 (3): 329-370.
- Calder M., Bernhardt P.; 1983. The Biology of Mistletoes. Academic Press, Sydney Australia. pp.348.
- Calderón, R. G.; Rzedowski, J.; 1979. Dos Especies Nuevas de la Familia Loranthaceae del Centro de México. Cactac.Suc. Mex. 17 (4): 99-105.
- Calderón, R. G.; Rzedowski, J.; 2001. Flora Fanerogámica del Valle de México. Inst. de Ecología, A.C., Centro Regional del Bajío. Pátzcuaro, Michoacán. pp. 1406.
- Cazetta; Nunes.; 2000. Frugivory and seed dispersal of the mistletoe *Phoradendron rubrum* (Viscaceae) by birds. 3<sup>rd</sup> International-Symposium Workshop on Frugivores and Seed Dispersal, Sao Paulo (Brazil).
- Craul P.J.; 1994. Soil compaction on heavily used sites. Journal of Arboriculture. 20 (2): 69-74.
- Cocucci A. E. ,Venturelli M.; 1984. Sexualidad en Especies con Vacuoma Oosférico de Polaridad Invertida (*Struthanthus*. Loranthaceae). Kurtziana 17: 9-24
- Cronquist, A.; 1988. The evolution and Classification of Flowering Plants. 2° ed. New.
- Curtis, J. 1986. Microtecnia vegetal. Ed. Trillas. México.

- Chacalo A. H.; Aldama A. Grabinsky J.; 1994. Street tree inventory in Mexico City. *Journal of Arboriculture* 20 (4): 222-226.  
Chacalo A. H.; Fernandez R.N.; 1995. Los árboles nativos e introducidos en la reforestación de la Ciudad de México. *Ciencia* 46: 383-393.
- Cházaro, B.M.; Huerta, F, M, M. , Lomelí, M. E. Patiño, Sánchez, F. R.; 1992, Los muérdagos (Loranthaceae) de Jalisco, *Ciencia y Desarrollo*, 17 (102): 70-85.
- Cházaro, B.M.; Huerta, F, M, M. , Lomelí, M. E. Patiño, B. M. , Acevedo, R. R., Negrete A. J. M.; 1993. Conociendo a los Muérdagos. Taller sobre Detección, Evaluación y manejo de Muerdagos en Coníferas. INIFAP. SARH.
- Dafni, A.; Hesse M.; 2000. *Pollen and Pollination*. Ed. Springer-Verlag /Wien, Austria.
- Davis, G. L. 1966. *Systematic embryology of the angiosperms*. I-VII, 1- 528. John Wiley& Sons. New York.
- Del Rio, CM; Silva, A; Medel, R; Hourdequin, M.; 1996. Seed dispersers as disease vectors: Bird transmission of mistletoe seeds to plant host. *Ecology* 77 (3): 912-921.
- Dixit 1956, Morphological and embriological studies in the Loranthaceae- Loranthoidea. Ph. D. Thesis. Univ. Delhi.
- Dixit. S. N. 1958a. Morphological and embryological studies in the family Loranthaceae – IV. *Amyema* Van Tiegem. *Phytomorphology* 8 (3/4): 346 –364.
- Dorney, R. S.; Hoffman D. W.; 1979. Development of Landscape Planning Concepts and Management Strategies fo Urbanizing. *Landscape Plann.* (6): 157-177.
- Dorney, R. S.; Rich, G.; 1980. An Ecosystems Frame for Urban Design. *Urb. Reb. Plann.* Fed. St. Perks and Robinson ed. 300 pp.
- Dorney, R. S.; 1986. Effects of Tree Conservation in the Urbanizing Fringe of Southern, Ontario Cities. *Urb. Ecol.* (9): 289-308.
- Dzerefos, CM; Witkowski, ETF; Shackleton, CM; 1998. Seedling survival, post-harvest recovery and growth rates the Woodrose-producing mistletoe *Erianthemum dregei* (Loranthaceae) on *Sclerocarya birrea*. *South African Journal of Botany* 64 (5): 303-307.
- Ealé G., Frochot. H., Andary C.; 1994, *Viscum album* “el Muerdago”, *Mundo Científico Le Recherche*, Sumario No. 143 (14): 108-114.

- Fisher, D. B.; 1968. Protein staining of ribboned Epon sections for light microscopy. *Histochemie* 16: 92-96.
- Fernandez, M., Wagner L., Varela B. G., Ricco, R. A., Hajos, S.E., Gurni, A.A., Alvarez, E., 1998. Study of an Argentine Mistletoe, the hemiparasite *Ligaria cuneifolia* (R.et P.) Tiegh. (Loranthaceae), *Journal of Ethnopharmacology*, Vol. 62, Issue 1: 25-34.
- Franklin, DC; Noske, RA; 2000. Nectar sources used by birds in monsoonal north-western Australia: a regional survey. *Australian Journal of Botany* 8 (4): 461-474.
- Franklin, D.C; Noske, R.A; 2001. Nectar sources used by birds in monsoonal north-western Australia a regional survey. *Australian Journal of Bvotany*, vol. 48, no. 4: 461-474.
- P. Font. Quer; 1982. *Diccionario Botánica* Ed. Labor.
- Gardner, R. O.; 1975. Vanillin hydrochloric acid as histochemical test for tannin. *Stain Technology* 50: 315-318.
- Genners Lane, Bartley Green. 1998. The distribution of *Berhautia senegalensis* Balle ( Loranthaceae ) in the Gambia. *African Journal of Ecology* 36 (3): 286-289.
- Geering, D; French, K. ; 1998. Breeding Biollogy of the Regent Honeyeaster *Xanthomyza phrygia* in the Capertee Valley, New South Wales. *Emu* 98 (2) : 104-116.
- Godschalk S.K.B. 1983 Mistletoe Dispersal by Birds in South Africa. Ed. M. Calder 348 pp.
- Goldwasser, Y; Yoder, J. I; 2001. Differential induction of orobanche seed germination by *Arabidopsis thaliana*. *Plant Science* 160 (5 ): 951-959.
- Goebel, K. 1933, "Organography of Plants," Pt. 2 Gustaf Fischer, Jena
- Griffith, W. 1836. Notes on the development of the ovula of *Loranthus* and *Viscum* and on the mode of parasitism of these two genera. *Trans. Linn. Soc. Lond. Botany*.18:71 –91.
- Griffith, W. 1843. On the ovulum of *Santalum*, *Osyris*, *Loranthus* and *Viscum* . *Trans. Linn. Soc. Lond. Botany* 19: 171 –214.
- Hawksworth F.G. y Johnson D.W. ;1993. You can save your trees from Dwarf Mistletoe., General Technical report R.M.225, United States departament of Agriculture, Forest Service Rocky Mountain Experiment Station: 1-11.

- Hawksworth F.G.; Wiens D.; 1989. Two New Species. Nomenclatural Changes and range Extensions in Mexican ***Arceuthobium*** (Viscaceae). *Phytologia* 66 (1): 5-11.
- Heads, M; 2001. Regional patterns of biodiversity in New Guinea plants. *Botanical Journal of the Linnean Society* 136 (1): 67-73.
- Higuchi T.; 1997. *Biochemistry and Molecular Biology of Wood*. Springer Series in Wood Science, Germany.
- Jauregui, E.; 1990. Influence of a Large Urban Park on Temperature and Conective Precipitation in a Tropical City. *Energy and Buildings* (15/16): 457-463.
- Johansen, D. A.; 1940. *Plant Microtechnique*. Mc Graw-Hill Book Company. U.S.A.
- Johri, B. M.; Agrawal J. S, Garg S.;1957. Morphological and embryological studies in the family Loranthaceae I. ***Helicanthes elastica*** (Desr) Dans. *Phytomorphology* 7 (3/4): 336 – 354.
- Johri, B. M.; Prakash S.; 1965. Morphological and embryological studies in the family Loranthaceae . XI. ***Tapinostema acaciae*** (Zucc.)Van Tiegh. *Phytomorphology* 15 (2): 150 158.
- Johri, B. M.; Raj B.; 1969. Morphological and embryological studies in the family Loranthaceae . XII. ***Moquiniella rubra*** (Speg. F.) Balle Osterr. *Bot. Zeitschr.* 116 (5): 475 –485.
- Johri, B. M.; Bhatnagar, S. P.; 1972. “Loranthaceae,” *Botanical Monograph* No.8. Council of Scientific and industrial Research, Nueva Delhi.
- Johri B.M.; Ambegaokar K.B., Srivastava, P. S.; 1992. *Comparative and Embriology of Angiosperms Vol. I*, Springer Verlag, Berlin, Heidelberg, Alemania.
- Johri B.M.; 2001. *Angiosperm Embryology in the 21st Century – Reflections*. *Phytomorphology Golden Jubilee Issue 2001*: 217-223.
- Jones, B. L.; Gordon C.C.; 1965. Embryology and development of the endosperm, haustorium of ***Arcuthobium douglasii*** *Am Jour. Bot.* 52 (2): 127-132.
- Judd, W.; Campbell, C.; Kellogg, E.; Stevens, P.; Donoghue, M.; 2002. *Plant Systematics*, 2 edit. , Sinauer Associates. USA. 575 pp.

- Kraus J. E., Arduin M.; 1997. Manual Básico de Métodos em Morfologia Vegetal. Ed. Edur. Brazil.
- Koslowski T.T.; 1985. Tree growth in response to environmental stress. Journal of Arboriculture 11 (4): 97-111.
- Krebs, Ch. J. ; 1978. Ecology. Harper and Row, Publishers, New York.
- Kuijt J.; 1969. The Biology of parasitic flowering plants. Berkeley: University of California Press. pp.246.
- Kuijt J.; 1975. The genus **Cladocolea** (Loranthaceae). Journal of the Arnold Arboretum. 56: 265-335.
- Kuijt J.; 1980. Miscellaneous Mistletoes Notes, 1-9. Brittonia 32 (4): 518-529.
- Kuijt J.; 1987. Novelties in Mesoamerica Mistletoes (Loranthaceae and Viscaceae). Annals of the Missouri Botanical Garden 74 (3): 511-532.
- Kuijt J.; 1992; Two new species of **Cladocolea** (Loranthaceae) from México and Surinam. Novon 2: 351-354.
- Kuijt J.; 2003. Miscellaneous mistletoe notes, 37-47. *Cladocolea nitida* Kuijt , *C. peruviana* Kuijt , *Struthanthus andersonii* Kuijt, *S. longibracteatus* Kuijt, and *S. tortistylus* Kuijt J. Novon, 13 (1) pp. 72-88.
- Kuijt J.; 2003<sup>a</sup>. Two new South American species of *Struthanthus* (Loranthaceae) posing a challenge to circumscription of neotropical genera. Botanical Journal of Linnean Society, 142 (4) pp. 469-474.
- Ladley, JJ; Kelly; D.; 1996. Dispersal, germination and survival of New Zealand mistletoes (Loranthaceae) : Dependence on birds. New Zealand Journal of Ecology, vol. 20, no. 1: 69-79.
- Ladley , J. J; Kelly, D; Robertson AW; 1997. Explosive flowering, nectar production, breeding systems, and pollinators of New Zealand mistletoes (Loranthaceae). New Zealand Journal of Botany, 35 (3): 345-360.
- Lamont, B.; Perry, M.; 1977. Germination of Mistletoes. Ann. Bot. (41): 203-209
- Lamont, B.; 1983. Germination of Mistletoes. Calder and Bernhardt (eds.), The Biology of Mistletoes. Academic press Sydney Australia. 348 pp.
- Lancaster; R.; Guillen; R. A.; 1976. Árboles de Ornamento. Ed. Blume, Barcelona

- Larson, D.L; 1996. Seed dispersal by specialist versus generalist foragers: the plant's perspective. *Oikos* 76 (1 ): 113-120.
- Lavorel,S; Stafford Smith, Reid, N.; 1999. Spread of mistletoes (*Amyema preisii*) in fragmented Australian Woodlands: a simulation study. *Landscape Ecology* (Landscape Ecol.), vol. 14, no. 2: 147-160.
- Lei, SA. ; 2001. Survival and development of *Phoradendron californicum* and *Acacia gregii* during a drought. *Western North American Naturalist*, 61 ( 1 ): 78-84.
- Lekunze, LM; Hassan, MM; 2000. Mistletoe (*Tapinanthus bangwensis* Reichenbach ) infestation of indigenous and no-indigenous trees at Amani Nature Reserve, Tanzania. *African Journal of Ecology* 39 ( 1 ): 93-97.
- Liddy John; 1983, Dispersal of Australian Mistletoes: The Cowiebank Study. Ed. M. Calder. 348 pp.
- Little S.; Noyes L.; 1971. Trees and forest in an Urbanizing environment, *Planning and Resources Development*. No. 17, Univ. of Massachusetts, Amherst. : 1-168.
- López C., M. L.; Márquez G. J.; Murguía S. G.;1998. Técnicas para el estudio del Desarrollo en Angiospermas. Facultad de Ciencias, UNAM, México.
- López-Curto., M. L.; 2002. Desarrollo de la Infestación de **Cuscuta** sp. en Cafetales de Coatepec, Veracruz. Tesis. Facultad de Ciencias UNAM, México.
- López -Curto. M. L. ; Márquez-Guzmán, J.; Díaz-Pontones, D:M.; 2006. Invasion of **Coffea arabica** (Linn.) by **Cuscuta jalapensis** (Schlecht): in situ activity of peroxidase. *Environmental and Experimental Botany*. 56: 127-135.
- López-Moreno. I. R.;1990. Estudio sobre el arbolado de las calles de México. El arbolado urbano de la zona metropolitana, de la Ciudad de México. Ed. UAM,MAB,UNESCO, Inst. de Ecol. Jalapa, Veracruz.
- Mckey, D.; 1975. The ecology of coevolved seed dispersal systems. In *Coevolution of animals and plants*. eds. L. E. Gilbert and P. H, Raven, Austin: University of Texas Press.
- Maheshwari, P.; Singh, B.; 1952. Embryology of *Macrosolem Cochichinensis* . *Bot. Gaz.* 14 (1): 20-32.
- Maheshwari, P.; Johri, B. M.; Dixit, S. N.; 1957. The floral morphology and embryology of the Loranthoideae (Loranthaceae). *Jour. Madras Univ.* 27B (1): 121-136

- Malecot, V. D.; Nickrent, L.; Bass, P.; Van Den Oever L.; Lobreau- Callen, D.; 2004, A Morphological Cladistic analysis of Olacaceae. Systematic Botany. 29: 569-586.
- Martín-Cordero; C; Pedraza, MA; Gil, AM, Ayuso, MJ.; 1997. Bipiperidyl and quinolizidine alkaloids in fruits of *Viscum cruciatum* hemiparasitic on **Retama sphaerocarpa**. Journal of Chemical Ecology 23 ( 8 ): 1913- 1916.
- Martínez-Arroyo, A.; Jaureguí, E.; 2000. On the environmental role of the lakes in México City. Urban Ecosystems (4): 145-166.
- Martinez G.L.; Chacalo L. A.; 1995. Los árboles de la Ciudad de México. UAM, Unidad Atzacapotzalco México D.F.
- Marvier, M. A., 1966. Parasitic plant-host interactions: plant performance and indirect effects on parasite herbivores. Ecology 77: 1398- 1409
- Mathiasen, RL.; 1996. Dwarf mistletoes in forest canopies. Northwest Science 70 (Spec.): 61-71.
- Mathiasen, RL.; Hawksworth F.G.; 1990. Effects of Dwarf mistletoes on growth and mortality of Douglas-firs in the Southwest. Great-Basin 50 (2): 173-179.
- Mathiasen, RL.; Edminster C. B.; 1990. Infection of young Douglas-firs by Dwarf mistletoes in the Southwest. Great-Basin 50 (1): 67-72.
- Menzies B. P. ; 1954. Seedling development and haustorial system of *Loranthus micranthus* Hook. F. Phytomorphology 4 (3-4): 397-409.
- Medel, R; 2000 Assessment of parasite mediated selection in a host parasite system in plants. Ecology 81 (6): 1554-1564.
- Medel, R; 2001. Assessment of correlational selection and tolerance and resistance traits in a host plant-parasitic plant interaction. Evolutionary Ecology 15 ( 1 ) : 37-52.
- Murphy, D.J; Kelly D. ; 2001. Scarce or distracted? Bellbird (*Anthornis melanura*) foraging and diet in an area inadequate for mistletoe pollination. New Zealand Journal of Ecology 25 (1): 69-81.
- Narayana R., 1954. Morphological and embryological studies in family Loranthaceae Phytomorphology (4): 173-179.
- Narayana, R., 1955, Morphological and embryological studies in family Loranthaceae - Loranthoidea. Ph. D. Thesis. Univ. Delhi.

- Narayana, R.; 1958a. Morphological and embryological studies in the Loranthaceae - II *Lysiana exocarpi* (Behr ) Van Tiegh. Phytomorphology 8 (1/2): 146- 168.
- Narayana, R.; 1958b. Morphological and embryological studies in the family Loranthaceae - III *Nuytsia floribunda* (Labill) R. Br. Phytomorphology 8 (3/4): 306 - 323.
- Norton, DA; Reid, N.; 1997. Lessons in ecosystem management from management of threatened and pest Loranthaceous mistletoes in New Zealand and Australia. Conservation Biology 11 (3): 759-769.
- Norton, DA; Carpenter, MA; 1998. Mistletoes as parasites: Host specificity and speciation. Trends in Ecology and Evolution.
- Norton, DA; De Lange, PJ; 1999. Host specificity in parasitic mistletoes (Loranthaceae) in New Zealand. Functional Ecology 13 (4): 552-559.
- O' Brien T.P.; McCully M. E.; 1981. The Study of Plant Structure Principles and Selected Methods. Termarcarphi Pty. LTD., Melbourne Australia.
- Odum E.P.; 1979. Ecología: El Vínculo entre las Ciencias Naturales y las Sociales. Ed. Continental México.
- Odum, E.P.; 1983. Basic Ecology. Saunders College Publishing, Philadelphia,
- Overton, JM. ; 1997. Host specialization and partial reproductive isolation in desert mistletoe **Phoadendron californicum**. Southwestern Naturalist 42 ( 2): 105-110
- Overton, JM; 1996. Spatial autocorrelation and dispersal in mistletoes: Field and simulation results. Vegetation 125 ( 1 ): 83-98.
- Palacios, Ch. R. ; Quiroz-García S. M. L.; Ramos, Z. D.; 1986. Morfología delos granos de Polen de la Familia Loranthaceae del Valle de México. Phytología. (60): 373-382.
- Parker, C.; Riches C. A.; 1993. Parasitics weeds of the world: biology and control. Wallingford: CAB International.
- Prakash, R. 1960. Morphological and embryological studies in the family Loranthaceae - VI. *Peraxilla tetrapetalai* (Linn. F.) Van Tiegh. Phytomorphology (10): 224 - 234.
- Prakash, R. 1961. Morphological and embryological studies in the family Loranthaceae VII, *Atkinsonia ligustrina* (Cunning) F V. Muell., Phytomorphology 11 (4): 325-335

- Prakash, R.; 1963. Morphological and embryological studies in the family Loranthaceae X. *Barathranthus axanthus* (Korth) Miq. Phytomorphology (13): 97-103.
- Press, M. C.; Graves, J.D.; Steward, G. R.; 1990. Physiology of the interacción of angiosperms parasites and their higher plant host. Plant Cell Environ. 13: 91-104.
- Press, M. C., Graves, J.D. 1995. Parasitism plants. London: Chapman and Hall. 350 pp.
- Raj,B.;1970. Morphological and embryological studies in the family Loranthaceae XII. *Amylothea dictyophleba* Van Tiegh. Osterr. Bot. Zeitschr (118): 417- 430.
- Raghavan, V.;1997. Molecular Embriology of Flowering plants.Cambridge University Press.
- Rapoport,E.H. ; 1983. Aspectos de la Ecología Urbana en la Ciudad de México. Ed. Limusa.
- Reid, N.; 1987. The Mistletoes birds and Australian mistletoes: coevolution or coincidence?. EMU 87 (2): 130-131
- Reid, N.; 1989. Dispersal of Mistletoes by Honey eaters and flowerpeckers: seed dispersal quality. Ecology, 70 (1): 137-145.
- Reid, N; Smith, MS; 2000. Population dynamics of an arid zone mistletoe (*Amyema preissii*, Lornathaceae) and its host *Acacia victoriae* (Mimosaceae). Australian Journal of Botany 48 (1): 45-58.
- Reyes C. M. A.; 1992. Contribución al conocimiento de los Muérdagos Verdaderos (Loranthaceae). Presentes en el Municipio y área de Influencia del Valle de Bravo, Estado de México. Tesis Ing. Agrónomo. ENP CUAUTITLAN, UNAM 115 pp.
- Riba, R.; 1963. Notas sobre la familia Loranthaceae y el parasitismo secundario. Bol. de la Soc. Bot. De México. (28): 1-9.
- Robertson, AW; Kelly, D; Ladley, JJ; Sparrow, AD; 1999, Effects of Pollinator Loss on endemic New Zealand Mistletoes (Loranthaceae). Conservation Biology 13: 499-508.
- Robinson, D. E; Puner, D.; 2001. The influence of jack pine tree and tissue age on the establishment of infection by the jack pine dwarf mistletoe, *Arceuthobium americanum*. Canadian Journal of Botany 79 ( 5 ): 521-527.

- Rudall P.; 1994. Anatomy of Flowering plants. Cambridge University Press, Great Britain.
- Ruzin S.E.; 1999. Plant Microtechnique and Microscopy, Oxford University Press. 321 pp.
- Rzedowski, J.; 1978. Vegetación en México. E. Limusa. México, D.F.
- Rzedowski, J. y G. C. De Rzedowski ; 1985. Flora Fanerogámica del Valle de México, CECSA.
- Sal, A; Carey, EV; Callway, RM.; 2001. Dwarf mistletoe affects whole - tree water relations of Douglas fir and western larch primarily through changes in leaf to sapwood ratios. *Oecologia* 126 (1 ): 42-52.
- Salatino, A. ; Kraus J. E., Saltino M. L. F. ; 1993. Contents of Tannins and their Histological Localization in Young and adult Parts of *Struthanthus vulgaris* Mart. (Loranthaceae). *Cell*.
- Sallé G.; 1979c. Proc. 2<sup>nd</sup> Symposium of Parasitic Weed. North Carolina State University, Raleigh. (USA). 115-128 pp.
- Sallé G.; 1983. Germination and Establishment of *Viscum album L.* . Ed Malcolm Calder and Peter Berhardt. 348 pp.
- Samson, P. R.; Johnson, SJ; Valentine, P.S.; 1997. The life history of *Hypochrysops elgneri* Barnardi Waterhouse (Lepidoptera: Lycaenidae). *Australian Entomologist* 24 (4): 159-163.
- Sandoval, Z. E.; Carmona, L. J.; Guzmán, R., C.; León, G. C.; Loyola, B. C.; Medina, A. A.; Ponce, S. R. M.; Rojas, L. A.; Vallejo, Z.M.A.; 2005. Técnicas Aplicadas al Estudio de la Anatomía Vegetal. Cuadernos 38. Instituto de Biología. UNAM. pp 278..
- Scatena V. L. , Bouman F.; 2001. Embryology and Seed Development of *Paepalanthus* sect. *Actinocephalus* (Koern.) Ruhland (Eriocaulaceae). *Plant Biol.* 3: 341-350.
- Sessions, La; Rance, C; Grant, A; Kelly, D.; 2001. Possum (*Trichosorus vulpecula*) control benefits native beech mistletoes (Loranthaceae). *New Zealand Journal of Ecology* 25 (2): 27-33.

- Shannon J. Deeks; Simon F. Shamoun, Samir K, Punja; 1999. Tissue culture of parasitic Flowering plants: Methods and applications in agriculture and forestry. *In vitro cellular & Developmental Biology – Plant* 35 (5): 369-381.
- Shannon J. Deeks; Simon F. Shamoun, Samir K, Punja; 2001. In vitro germination and development of western Hemlock dwarf mistletoe. *Plant Cell, Tissue and Organ Culture* 66: 97-105.
- Shaw, R.W.; 1987. Land use planning, *Topics in Applied Geography*. Longman, London.
- Silva, A; Martinez de Rio, C. ; 1996. Effects of the mistletoe *Tristerix aphyllus* (Loranthaceae) on the reproduction of its cactus host *Echinopsis chilensis*. *Oikos*, Vol 75, no. 3: 437-442.
- Singh, B.; 1952. A contribution to the floral morphology and embryology of **Dendrophthoe falcata** (L. F.) Et. Tingsh. *Jour. Linn. Soc.* ( 53): 449-473.
- Spichiger, Rodolphe-Edouard; Svolainen V.; Figeat M.; Jeanmonod D.; 2002, Science Publishers, USA. *Systematic Botany of Flowering Plants*. 413.
- Sproule, A; 1996. Impact of dwarf mistletoe on some aspects of the reproductive biology of jack pine. *Forestry Chronicle* 72 ( 3 ) : 303-306.
- Spurr S. H. and Barnes B.V.; 1980. *Forest Ecology*. Ed. AGTSA.
- Stearns, F. W. and Montag,T.;1974 *The Human Ecosystem: A Holistic Approach*. Dowdwen, Hutchinson and Ross. Straudsgur.
- Stewart, G.R.;Press, M. C.; 1990. The physiology an Biochemistry of parasitic angiosperm. *Annu. Rev. Plant Physiol., Plant Mol. Biol.* 41: 127-151.
- Tadey, Aizwn, M.A; 2001. Why do flowers of a hummingbird-pollinated mistletoe face down?. *Functional Ecology* 15 (6): 782-790.
- Taylor, GS; 1999. New species of *Acizzia* Heslop Harrison (Hemiptera: Psyllidae ) From Australian mistletoe Loranthaceae. *Australian Journal of Entomology* 38 (2): 66-71.
- Treub, M., 1881. Observations sur les Loranthacees. Développements des sacs embryonnaires das le *Loranthus sphaerocarpus* . B1. II Embryogenie. *Ann. Sci. Nat. Botanique*1(3): 250-282.

- Treub. M., 1883. Observations sur les Loranthacees.IV. *Loranthus petandrus* L. Ann Jard. Bot. Buitenzorg. (3): 184-189
- Turner M. G.; Gadner R. H., O'Neill R.V.; 1991. Potential responses of Landscape Boundaries to global environmental changes. Chapman and Hall.
- Vázquez C. I.; 1993. Contribución al conocimiento del Muérdago Verdadero (*Psittacanthus* spp.), II Taller sobre Detección, Evaluación y manejo de Muérdagos en Coníferas.INIFAP. SARH.
- Venturelli, M.; 1981, Embriología de *Struthanthus vulgaris* (Loranthaceae-Loranthoidea)., Kurtziana 14: 73: 72 –99.
- Venturelli, M.; 1983. Estudios Embriológicos em Loranthaceae: Género *Tripodanthus*. Kurtziana 16: 71-90.
- Venturelli, M.; 1984. Estudios Embriológicos em Loranthaceae: *Struthanthus flexicaulis* Mart., Revta Brasil, Bot. 7(2): 107-119.
- Ware, G. H. ; 1994. Ecological Bases for Selecting Urban trees, Journal of Arboriculture 20 (2): 98-103.
- Wilson C. A. Calvin C. L.. 2006. An origin of Branch i the Mistletoe Family, Loranthaceae. American Journal of Botany 93 (5): 787-796.
- Whitlow, T.H. Bassuk N.L.; 1987. Trees in difficult sites. Journal of Arboriculture 13:10-17.
- Wilcove, D. S.; Mcllellan, C. H. and Dobson, A. P.; 1986. Habitat fragmentation in the temperate zone. In Conservation Biology: The science of scarcity and diversity, ed. by M.E. Soul Sinauer Assoc.
- Wolstenholme, B. N. Y Whiley, A. W.; 1990. Carbohydrate management in avocado trees for increased production. South African Avocado Growers Association. Yearbook (13): 25-27.