

163
2e



UNIVERSIDAD NACIONAL AUTONOMA DE MEXICO

FACULTAD DE CIENCIAS

Descripción morfológica e histológica del aparato reproductor femenino y citología vaginal exfoliativa del murciélago *Artibeus jamaicensis yucatanicus* y la relación con su ciclo reproductivo en Yucatán, México.

T E S I S
QUE PARA OBTENER EL TITULO DE:
B I O L O G A
P R E S E N T A:

GABRIELA STEERS BEDOLLA

Asesora:

ORA. MARIA ELENA CALDERON SEGURA

FACULTAD DE CIENCIAS

MEXICO. D. F. SECCION ESCOLAR

1998



TESIS CON
FOLIO DE CUBIERTA

259258



Universidad Nacional
Autónoma de México



UNAM – Dirección General de Bibliotecas Tesis Digitales Restricciones de uso

DERECHOS RESERVADOS © PROHIBIDA SU REPRODUCCIÓN TOTAL O PARCIAL

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

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



UNIVERSIDAD NACIONAL
AUTÓNOMA DE
MÉXICO

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

Comunicamos a usted que hemos revisado el trabajo de Tesis:
Descripción morfológica e histológica del aparato reproductor femenino
y citología vaginal exfoliativa del murciélago *Artibeus jamaicensis*
yucatanicus y la relación con su ciclo reproductivo.
realizado por Gabriela Steers Bedolla.

con número de cuenta 8832701-3 , pasante de la carrera de Biología.

Dicho trabajo cuenta con nuestro voto aprobatorio.

Atentamente

Director de Tesis

Propietario Dra. María Elena Calderón Segura.

Propietario M. en C. Santiago René Anzaldúa Arce.

Propietario Biól. Marco Antonio González Jiménez.

Suplente MVZ. Luis Miguel Berjón Macías.

Suplente MVZ. Martha Beatriz Trejo Salas.

Colegio Departamental de Biología

M. en C. Alejandro Martínez Mena.



DEPARTAMENTO
DE BIOLOGÍA

Este estudio se realizó en el Departamento de Morfología de la
Facultad de Medicina Veterinaria y Zootecnia, U.N.A.M. y el Laboratorio
de Ecología de Vertebrados terrestres del Instituto de Ecología, U.N.A.M.

Con todo mi cariño, respeto y profundo agradecimiento, dedico este extenuante, complejo y necesario logro de mi vida académica a Ron y Toña, mis padres, a Miguel Angel, Nush, y a Petris, ya que ellos fueron los que soportaron fiel y pacientemente todas mis idas y venidas y todas las histerias y desesperaciones que son siempre parte necesaria de un trabajo como este.

También quiero agradecer la compañía, diversión y apoyo de parte de todos los "Anexos" de la casa Steers: Chava, Fabiola, Diego y Ulián; Mayra, Mariana y Ricardo; Angel, de vez en cuando; Abue Mica; etcéteras.

Del otro lado de la frontera y llegando casi a Canada: I like to say "Thanks", because even when you all couldn't be here, I know you were thinking on me and my work, so, Richard, Sheila and Kathellen; Granma Pat: Thank you Folks.

Profundamente especial: Joél, gracias.

Te busque debajo del colchón
en el polvo de la habitación.
Te busque en los templos de oración
y en los libros que hablan del amor.
Te busque en mi corazón
y ahí estabas, en un rincón.

María Elena: gracias por haberme apoyado en todo y por tu fé en mí: cuando todo parecía perdido y tendría que empezar de nuevo, tú estuviste ahí. De mil amores, gracias.

A Emilio, Karla y Paula kangurito, gracias por el apoyo y las porras, y por aliviarme el peso de idas y venidas con avioncito (¡gracias mil!).

Y finalmente, a la vida: Gracias.

Agradesco gratamente a la Dra. María Elena Calderón Segura, por haber aceptado dirigirme en este largo camino.

Por su ayuda y comentarios sobre el trabajo, así como por formar parte del jurado calificador, agradezco su tiempo y valiosas opiniones a:

M. en C. Santiago René Anzaldúa Arce.
Bíol. Marco Antonio González Jiménez.
MVZ. Luis Miguel Berjón Macías.
MVZ. Martha Beatriz Trejo Salas.

Gracias a la Facultad de Medicina Veterinaria y Zootecnia, U.N.A.M., por el apoyo y las facilidades prestadas, tanto de instalaciones como de asesoría académica y técnica. En especial, gracias al técnico en histopatología Emilio Francisco López López del departamento de Morfología, por los maravillosos cortes histológicos y tinciones.

De igual manera, gracias al Instituto de Ecología, U.N.A.M., en especial al Dr. Héctor T. Arita Watanabe, por el apoyo otorgado para la obtención del material biológico utilizado en este estudio.

Cordialmente agradezco a la Dirección General de Asuntos del Personal Académico (DGAPA) así como a la Fundación UNAM por el apoyo dado a través de las becas otorgadas para tesis de licenciatura.

ÍNDICE	PAG
RESUMEN	1
I. INTRODUCCIÓN	2
Género <i>Artibeus</i>	2
Descripción de la especie	2
Ubicación de las subespecies en México	3
Historia natural	4
Cuevas	5
Fisiología del aparato reproductor	5
Patrones reproductivos	7
Patrón reproductivo general	7
Ciclo reproductivo del murciélago zapotero	8
Desarrollo embrionario retardado	9
Crianza	9
Ciclo reproductivo de <i>Artibeus jamaicensis</i>	10
(gráfica 1)	11
Sitio de estudio	13
(mapa 2)	14
II. HIPÓTESIS	15
III. OBJETIVOS	16
IV. MATERIALES Y MÉTODOS	16
Captura de especímenes	16
Estudio morfológico	17
Citología vaginal exfoliativa	17
Histología del aparato reproductor femenino	17
Métodos externos	18
V. RESULTADOS	19
Medidas morfométricas	19
Tabla 1	19
Descripción morfológica	20
Útero	20
Tubas uterinas	20
Ovario	20
Estudio histológico	21
Histología del útero	21
Histología de las tubas uterinas	21
Histología del ovario	22
Histología del cérvix y de la vagina	23
Histomorfología del aparato genital de una hembra preñada	24
Citología vaginal exfoliativa	24
Tabla 2	25
Métodos externos	26
Tabla 3	26
VI. DISCUSIÓN	27
VII. CONCLUSIONES	36

VIII. MICROFOTOGRAFÍAS

Aparato reproductor femenino	
Figura 1	40
Figura 2	40
Útero	
Figura 3	43
Tubas uterinas	
Figura 4	46
Ovario	
Figura 5	49
Figura 6	51
Vagina	
Figura 7	59
Cérvix	
Figura 8	60
Útero grávido	
Figura 9	62
Cuerpo lúteo	
Figura 10	64
Citología vaginal exfoliativa	
Figura 11	66
Frotis vaginal con espermatozoide	
Figura 12	68
IX. BIBLIOGRAFÍA	69
X. APÉNDICES	73

Resumen

El murciélago zapotero *Artibeus jamaicensis yucatanicus* es una subespecie ubicada en la zona de Tekax y el sitio arqueológico de Chacmultun, en la península de Yucatán, México. Sus hábitos alimenticios entran en el rango de frugivoria aunque también depende de otros recursos como insectos y polen. Se le encuentra en cuevas, edificios y otros sitios.

Este estudio tiene como fin describir histológicamente el aparato reproductor femenino y la citología vaginal exfoliativa del murciélago zapotero *Artibeus jamaicensis yucatanicus*.

Los resultados obtenidos en este estudio mostraron la morfología, histología y citología vaginal exfoliativa del aparato reproductor femenino de hembras sexualmente maduras y gestantes. Morfológicamente, el aparato reproductor femenino está constituido por útero, cérvix, vagina, tubas uterinas largas y muy contorneadas, y un par de ovarios.

A nivel histológico las tubas uterinas presentan un epitelio cúbico monoestratificado ciliado; el útero simple está compuesto por tres capas bien delimitadas, perimetrio, miometrio y endometrio; el cérvix y la vagina presentan un epitelio cúbico monoestratificado y queratinizado de descamación; en los ovarios, la foliculogénesis es similar a la de otros miembros de la clase de los mamíferos.

La citología vaginal exfoliativa reveló que el ciclo estral de este quiróptero presenta las fases típicas de proestro, estro, metaestro y diestro, con los tipos celulares característicos de cada fase, similar a la de algunos roedores.

Al relacionar los resultados histológicos del aparato reproductor de las hembras sexualmente maduras y gestantes con la citología vaginal exfoliativa realizada a más de 100 hembras durante 10 meses continuos en la zona de Tekax y Chacmultun, se demostró que su ciclo sexual es poliéstrico asincrónico monovulatorio no estacional. La histomorfología del útero grávido mostró el desarrollo de embriones en las etapas trilaminar y neurulación; estos datos corroboran que no existe desarrollo embrionario retardado en *Artibeus jamaicensis yucatanicus*.

I. INTRODUCCIÓN

Género *Artibeus* (Leach 1821).

Los murciélagos pertenecientes al género *Artibeus* contienen ocho especies que se distribuyen a lo largo del territorio de América Latina. Se encuentran desde el norte de México, en toda la zona de Centro América hasta Sudamérica, en los países de Argentina, Paraguay, Brasil, entre otros. También se localizan en las islas del Caribe. Se les conoce por los nombres comunes de murciélagos zapoteros o frugívoros (Walker *et al.* 1975). En la República Mexicana se sitúan las siguientes especies de este género: *jamaicensis*, *lituratus*, *hirsutus*, *aztecus*, *toltecus*, *cinereus* y *phaeotis* (Hall 1981).

Descripción de la especie.

El murciélago zapotero *Artibeus jamaicensis* pertenece al orden Quiróptera, familia Phyllostomatidae. Existen cuatro subespecies en México: *A. jamaicensis paulus* (Davis 1970), *A. jamaicensis richardsoni* (Allen 1908), *A. jamaicensis triomylus* (Handley 1966) y *A. jamaicensis yucatanicus* (Allen 1904). El murciélago zapotero es una especie de tamaño grande dentro del orden de los quirópteros (longitud total de 65 a 94 mm, del antebrazo de 54 a 61 mm y de la pata de 10 a 18 mm; peso promedio de 45 gramos), aunque sus medidas morfométricas presentan variación individual y geográfica: en el territorio mexicano son, por lo general, de tamaño menor en el norte y mayor en el sur (Handley 1987). Está provisto de una hoja nasal erecta de 4 a 6 mm de largo y una serie de verrugas con forma de "v" en el labio inferior (Silva-Taboada 1979). Carece de cola y el uropatagio se encuentra escotado formando dos membranas interfemorales. El pelaje se divide en su coloración en: *a*) color café o café pardo oscuro en los miembros torácicos (siendo variable de manera individual); *b*) los miembros pelvianos generalmente son grisáceos y más claros que las partes superiores; *c*) las marcas faciales de color blanco tenue pueden estar presentes o ausentes (difieren dependiendo del grado de desarrollo del individuo) (Hall 1981). El pelaje es denso de 7 a 12 mm en la parte dorsal y de 4 a 11 mm en la parte ventral; el pelo se vuelve escaso en los miembros, uropatagio y antebrazos. Las líneas faciales tenues de color blanco en el rostro marcan la zona que contiene las glándulas odoríferas (Dalquest *et*

al. 1952). Presenta un cráneo corto, ancho, robusto con un rostro aplanado y amplio; el volumen de la cavidad craneana presenta variaciones en los individuos y de la región geográfica; exhibe crestas sagitales moderadamente desarrolladas (Hall 1981); las crestas sagitales y occipitotemporales se muestran conspicuas (Davis 1970, Handley 1987). Fórmula dentaria: I 2/2, C 1/1, P 2/2 y M 2/2 = 28. En la subespecie *A. jamaicensis triomylus* el tercer molar inferior es prominente y evidente, mientras que en el resto de las subespecies esta pieza dental está ausente o muy reducida. El número molar depende de la edad de cada individuo (Davis 1970).

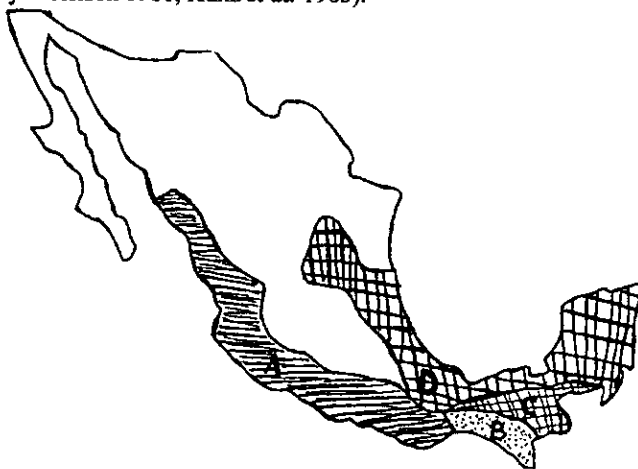


Fotografía de una hembra adulta *Artibeus jamaicensis yucatanicus* en estadio avanzado de gestación.

Ubicación de las subespecies en México.

En la República Mexicana se distribuyen cuatro subespecies del *Artibeus jamaicensis*: *A. jamaicensis paulus* se ubica en el estado de Chiapas; *A. jamaicensis richardsoni* en Tabasco y Chiapas; *A. jamaicensis triomylus* en Sinaloa, Aguascalientes, Durango, Zacatecas, Jalisco, Michoacán, Guerrero, Morelos y Oaxaca; *A. jamaicensis yucatanicus* en Tamaulipas, Tabasco, Oaxaca, Puebla, Veracruz, Querétaro, San Luis Potosí, Campeche, Quintana Roo y Yucatán (Hall 1981) (Mapa 1).

Artibeus jamaicensis se encuentra frecuentemente en las tierras bajas de la costa asociado a los bosques tropical subcaducifolio y espinoso, aunque también puede estar presente en los bosques tropical perennifolio y de niebla. Se ubica entre un rango de altitud desde el nivel del mar hasta los 2,135 metros sobre el nivel del mar (msnm) (Handley 1976). *Artibeus jamaicensis* es una de las especies de murciélago con mayor abundancia en la zona del Neotrópico: se calcula que sus poblaciones pueden llegar a tener un número aproximado de 200 individuos por km², cifra que se calculó para una población de murciélagos zapoteros en la Isla de Barro Colorado (Handley *et al.* 1991). Este murciélago se dispone en unidades sociales del tipo harem estables (un macho con varias hembras) (Morrison y Morrison 1981, Kunz *et al.* 1983).



Mapa 1. Distribución de las subespecies de *A. jamaicensis* en México (Hall 1981). A) *A. j. triomylus*. B) *A. j. paulus*. C) *A. j. richardsoni*. D) *A. j. yucatanicus*.

Historia Natural.

El murciélago zapotero utiliza diversos sitios como refugio y puede perchar en gran variedad de lugares que incluyen cuevas, follaje, agujeros de troncos, edificios abandonados, ruinas, túneles naturales o construidos por el hombre, etc. (Goodwin y Greenhall 1961). Ocasionalmente los machos solitarios forman refugios en las palmas cortando la nervadura central de las hojas, provocando un doblez el cual les sirve de protección (Foster y Timm 1976).

El murciélago zapotero tiene como principales depredadores a las lechuzas (*Tyto alba*), los tlacuaches (*Didelphis virginiana*) y algunas especies de serpientes (Morrison 1978b, Kunz *et al.* 1983, Handley *et al.* 1991).

Esta especie de quiróptero es preferentemente frugívoro y su alimento esencial son los frutos del árbol de higuillos (*Ficus sp.*), aunque también consume frutos de otras plantas como el ramón (*Brosimum alicastrum*), ciruelo (*Spondias purpurea*), zapote (*Manilkara zapota*), y otras especies más (Tuttle 1968, Gardner 1977). Además, complementa su alimentación con insectos, polen, néctar y hojas, dependiendo de la disponibilidad de cada uno de estos recursos en diferentes épocas del año (Fleming *et al.* 1972, Kunz y Díaz 1995).

Cuevas.

Las cuevas son ecosistemas que presentan un ambiente único, ya que se encuentran bajo circunstancias especiales como: ausencia de luz, dificultad para el acceso de nutrientes, baja densidad de biomasa. Presentan condiciones relativamente estables en cuanto a la temperatura. La humedad relativa es alta, en promedio del 80%. Debido a estas condiciones, los animales que viven en las cuevas muestran una serie de adaptaciones biológicas como en el sistema óptico, cambios morfológicos en órganos internos como en el sistema excretor y cambios fisiológicos como la reducción en el metabolismo. Estos cambios traen como consecuencia alta susceptibilidad de los organismos hacia variaciones del ambiente. Muchas especies de murciélagos utilizan las cuevas como refugio de perchado y temporal en el día o en la noche respectivamente (Arita 1992).

Fisiología del aparato reproductor.

Los órganos componentes del aparato reproductor femenino de los murciélagos, presentan gran variedad de adaptaciones anatómicas y funcionales en comparación con otros grupos animales (Rasweiler 1979a, Wimsatt 1975, 1979). Los murciélagos son mamíferos que exhiben grandes modificaciones en la morfología uterina, ya que podemos encontrar la forma primitiva duplex uterina (*útero doble*) (constituído por dos conductos uterinos independientes) hasta la más evolucionada que es la simplex uterina (*útero simple*) (en la cual los conductos uterinos son totalmente fusionados). En los murciélagos

filostomidos, al igual que en los primates antropoides (incluyendo al hombre) los conductos uterinos son cortos y completamente fusionados (que es llamada *útero simple*) formando un cuerpo uterino prominente y largo, limitando al cervix hacia la parte caudal o terminal del útero. La anatomía del útero de los filostomidos es considerada una derivación de la anatomía primitiva (sinapomórfica) dentro de la familia de los Phyllostomidae (Hood y Smith 1983).

La anatomía interna del útero representante de la subfamilia Stenoderminae (a la que pertenece *Artibeus jamaicensis*) se describe como un lumen simple común y las tubas uterinas desembocan directamente a la luz del útero, sin ninguna modificación especial (p.ej. cuernos uterinos) (Hood y Smith 1983). La forma del útero de esta subfamilia se distingue de otros tipos de úteros simples. La pérdida de la entrada uterina intramural (EUI) se sugiere que es el resultado de la fusión uterina con el lumen interno. Este proceso se considera como una sinapomorfis de la subfamilia Stenoderminae. Debido a la ausencia de EUI, la implantación del blastocisto se lleva a cabo en las paredes del lumen común y se ha observado que para *Artibeus jamaicensis* ocurre en la porción final del útero (Hood y Smith 1983).

La placenta en esta especie de murciélago es discoidal y hemocorial al igual que en otros mamíferos (Wislocki y Fawcett 1941)

Debido a la forma del útero simple que presentan los filostomidos la entrada de las tubas uterinas hacia el útero se da directamente en el borde lateral (mesometrio). En la familia Sternodermatidae las tubas uterinas son largas y muy contorneadas (Hood y Smith 1983).

La histomorfología del ovario es típica del grupo de los euterianos: presenta una corteza, la cual contiene folículos primarios y un estroma de tejido conectivo denso; y una médula en la cual se encuentran los folículos maduros, el cuerpo lúteo y numerosos vasos sanguíneos. En muchos filostomidos, los folículos primarios están distribuidos en la corteza. El ovario y la tuba uterina se encuentran generalmente suspendidos en el mesovario y el mesosálpinx (parte más cercana del ligamento ancho del útero) (Geneser 1989), que forman de manera conjunta la bursa ovárica. En la subfamilia Sternodermanae

se ha observado que los ligamentos ováricos se conectan de manera lateral (mesometrial) al borde del útero. Este arreglo es totalmente independiente del mesenterio, del cual se suspenden generalmente los órganos digestivos. Esta modificación se considera sinapomórfica para esta subfamilia y la subfamilia Carollinae (Hood y Smith 1983).

Patrones reproductivos.

Patrón reproductivo general

En los murciélagos, al igual que en otros animales, se puede observar el ciclo reproductivo básico o el ciclo estral ó sexual . Este ciclo se compone de manera general de las siguientes etapas (Bronson 1989):

Proestro: En esta etapa, las células foliculares crecen y el endometrio uterino comienza a desarrollarse y prepararse para alojar a un cigoto o embrión en caso de que haya fecundación.

Estro: Ocurre la ovulación. La hembra es receptiva al macho y ocurre la cópula.

Metaestro: El cigoto viaja por la tuba uterina y se desarrolla el cuerpo lúteo o amarillo.

Diestro: El cuerpo lúteo madura y el endometrio uterino está totalmente preparado para anidar al cigoto, el cual se instala en las paredes del útero y se desarrolla la placenta. Esta etapa termina con el parto o con la descamación del endometrio en caso de no haber fecundación.

Anaestro: En esta etapa, la hembra no está en su periodo reproductivo.

Muchas especies de murciélagos tropicales tienen ciclos reproductivos poliéstricos con dos o más ciclos estrales durante un periodo anual. Este tipo de reproducción depende directamente de la disponibilidad de alimento y factores climáticos. Estos dos fenómenos antes mencionados están menos restringidos en los trópicos que en las regiones templadas, por lo que las condiciones son adecuadas para tener un mayor número de crías por año. Sin embargo, en la mayoría de los murciélagos poliéstricos su ciclo reproductivo es estacional.

Un gran número de murciélagos filostomidos experimentan cuando menos dos ciclos estrales continuos con picos reproductivos antes de la época de lluvias (marzo-abril)

y al final de la época de lluvias (julio-agosto). Las hembras de estas especies permanecen en anestro la porción restante del año. La regulación del ciclo estral en las hembras y la producción de esperma en los machos es controlado por hormonas secretadas por la glándula hipófisis. Dicha glándula es influida por diversos factores externos como la luz, temperatura, lluvias, además del estado nutricional de cada adulto. La relación entre factores externos y el ciclo reproductivo, puede verse claramente en diversas especies de quirópteros que se encuentran en los hemisferios norte y sur, en donde las estaciones están invertidas. Por ejemplo, *Pteronotus parnelli*, tiene un periodo de partos durante abril y junio en México y en Centro América, pero en Perú, ocurre este periodo durante septiembre y octubre (Tamsitt y Valdivieso 1961, Wilson 1979).

Ciclo reproductivo del murciélago zapotero

Los individuos pertenecientes a la clase Chiroptera, se incluyen dentro de los mamíferos placentados (subclase Eutheria). Las principales características que comparten con los mamíferos de esta subclase, son las siguientes: las hembras murciélagos producen por lo general un solo ovocito por ciclo estral y dan a luz una sola cría (como en *Artibeus jamaicensis*). Algunas especies producen dos o más ovocitos por ciclo, como en el caso de *Macrotus californicus*, *Epomops dobsoni* y *Pteropus rufus*, los cuales pueden parir dos crías. Algunos murciélagos noctilionidos pueden dar a luz hasta tres crías por ciclo. La ovulación en los quirópteros es, por lo general, de manera espontánea sin estímulo externo que la provoque. En algunas especies como *Pteropus giganteus* y *Rousettus leschenaulti*, la ovulación es inducida por la cópula, al igual que en ciertas especies del género *Carollia* (Kleiman 1979, Wilson 1979).

El inicio de un nuevo individuo se da a partir de la fertilización del ovocito secundario por el espermatozoide. El huevo o cigoto se implanta en el útero hasta formar un embrión y feto. La gestación intrauterina puede variar desde 40 a 60 días en algunos murciélagos vespertilionidos como *Myotis* y *Pipistrellus*, hasta 8 meses como en el caso del vampiro común (*Desmodus rotundus*). La gestación en murciélagos de talla mediana como *Antrozous pallidus*, *Plecotus townsendii* y *Tadarida brasiliensis* varía de 50 a 120 días. En *Artibeus jamaicensis* es, por lo general, de 100 a 120 días. La culminación de

este desarrollo es el nacimiento o parto de la cría. Se cree que existe una correlación entre la talla del cuerpo del adulto y la duración del periodo de gestación, con algunas excepciones. El mantenimiento nutricional y fisiológico del embrión se lleva a cabo por la placenta conectada al cordón umbilical. Después del parto, la cría es alimentada con la leche secretada por las glándulas mamarias hasta su independencia, etapa en la que podrá desarrollarse como un individuo independiente (Bleier 1979).

Desarrollo embrionario retardado

Este patrón reproductivo fue descubierto recientemente en diversas especies de murciélagos de hoja nasal del Nuevo Mundo pertenecientes a la familia Phyllostomidae. Este patrón presenta la característica principal del retardo en el desarrollo embrionario en alguna fase del ciclo estral. Por lo general, la hembra receptiva copula con el macho y el cigoto se desarrolla hasta la etapa de blastocisto, se implanta en el útero y detiene su desarrollo durante algunos meses para posteriormente, proseguirlo (Wilson 1979, Wilson *et al.* 1991).

El desarrollo embrionario retardado en murciélagos fue reportado por primera vez en 1961 por Bradshaw para la especie *Macrotus californicus*. Bradshaw sugirió que la disminución en la temperatura corporal daba como consecuencia la reducción en la velocidad de segmentación en el cigoto y por lo tanto, retardaba el desarrollo embrionario durante el periodo de “invierno” entre octubre y marzo.

Artibeus jamaicensis es una de las pocas especies de murciélagos de las que se cuenta con una información completa sobre sus hábitos reproductivos, crianza, cuidado de las crías y el ciclo reproductivo, así como de la anatomía e histología del aparato reproductivo de hembras y machos (Wilson 1979).

Crianza

Felten (1956a) sugiere para esta especie que la crianza ocurre en la época de sequías en El Salvador. Tamsitt y Mejía (1962) reportaron que la crianza está restringida a una estación del año en Providencia, en las Islas de Caribe. Por otro lado, Tamsitt (1966)

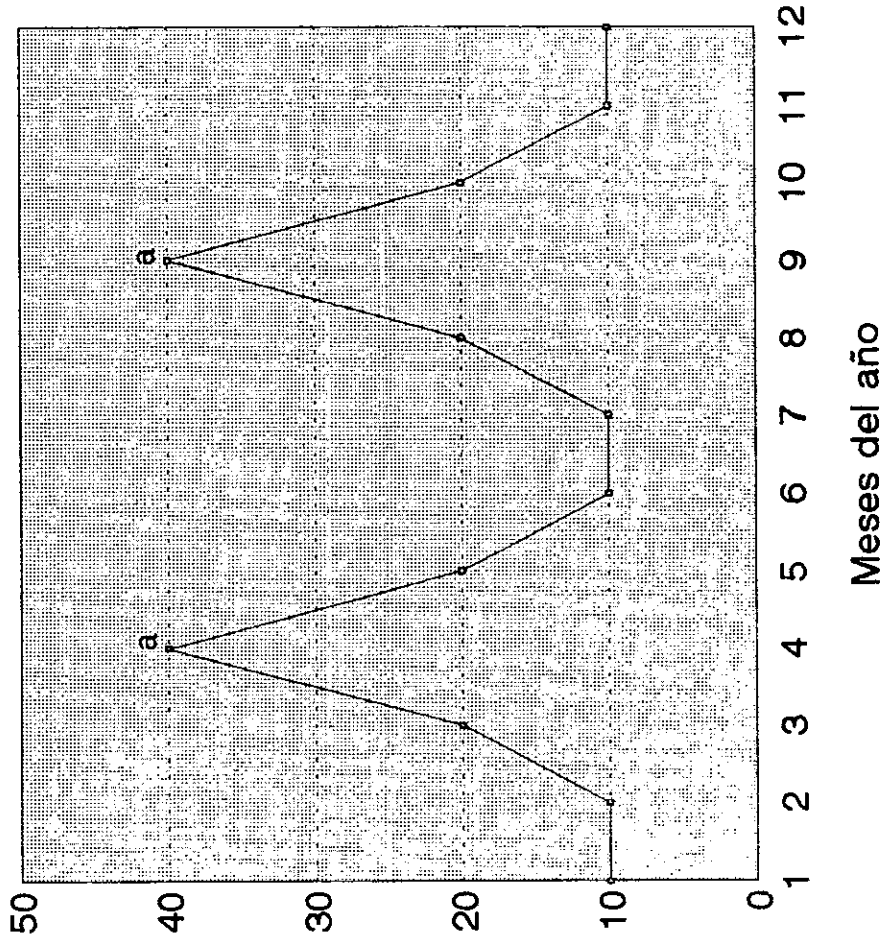
argumentó un comportamiento de crianza continua en Colombia. Goodwin (1970) reportó la crianza sincronizada en Jamaica. Jones *et al.* (1973) hablan de una crianza acíclica en la Península de Yucatán.

Fleming (1972) reporta que para *Artibeus jamaicensis*, por lo general, las crías se vuelven independientes de la madre después del primer mes de vida. Las hembras de esta especie son sexualmente maduras a partir de los ocho u once meses de edad. Keast y Handley (1991) observaron que el periodo de destete ocurre entre 61 a 110 días del nacimiento. Así mismo, las crías pasan del estado juvenil al adulto en un periodo de tres a cuatro meses.

Ciclo reproductivo de *Artibeus jamaicensis*

En un estudio realizado por Fleming (1971) en el Canal de Panamá, clasificó el ciclo anual reproductivo de *A. jamaicensis* dentro de un patrón poliéstrico bimodal, es decir, un ciclo con dos picos reproductivos, los cuales se presentan durante los meses de marzo a abril y de julio a agosto respectivamente, con la presencia de estados estro-postpartum en las hembras que han parido en alguno de estos dos picos o en ambos picos, teniendo por lo general una cría por parto. Así mismo encontró que las hembras que dan a luz entre marzo y abril, entran inmediatamente después en un periodo de estro, y son nuevamente receptivas para los machos, por lo que en los meses de marzo a mayo, pueden encontrarse hembras amamantando y preñadas (Gráfica 1). Los embriones resultantes de esta última cópula se desarrollan de manera precoz hasta blastocisto antes de que ocurra la implantación. Estos embriones son paridos después de cuatro meses de gestación en julio y agosto. Nuevamente, las hembras pasan a la etapa de estro y son receptivas para los machos, los embriones concebidos de este apareamiento se implantan en el útero, se desarrollan hasta blastocisto y detienen su crecimiento por mediados de septiembre hasta mediados de noviembre, para después continuarlo hasta ser paridos después de siete meses, entre marzo y abril del año siguiente. De este modo, se puede observar que los embriones del primer periodo post-partum tienen un desarrollo precoz hasta blastocisto antes de entrar al útero y los embriones del segundo periodo post-partum muestran un desarrollo embrionario retardado (Fleming 1971).

Núm. de crías por mes



Gráfica 1.
Ciclo reproductivo poliéstrico
bimodal de *A. jamaicensis* con dos
picos reproductivos anuales
(a) (Fleming 1971).

Incremento de crías mensual
Series 1

Fleming *et al* (1972) y Fleming (1973) demostraron que esta especie es estacionalmente poliéstrica en Panamá y Costa Rica. También encontraron que durante los meses de marzo a julio había hembras preñadas (las cuales podían ser identificadas por medio del tacto del vientre) y amamantando. Heithaus *et al* (1975) presentaron el caso de poliesteria bimodal para esta especie en Costa Rica, puntualizando que los picos de nacimiento se presentan en las épocas de floración y de alta disponibilidad de frutos. Sobre este punto, Fleming (1971) dice que para *Artibeus jamaicensis* en Panamá, los blastocistos concebidos durante julio y septiembre, tienen un desarrollo directo, lo que resulta en nacimientos entre noviembre y enero del siguiente año, después de un periodo normal de gestación de cuatro meses. Esto significa que las hembras pueden estar preñadas o lactando y los críos jóvenes serán destetados en la época con disponibilidad de alimento relativamente baja. Por lo tanto, el desarrollo embrionario retardado permite que los críos nazcan en la época abundante de alimento y que las hembras tengan una actividad sexual en una estación con alta disponibilidad de frutos.

Muchos murciélagos nectarívoros y frugívoros del Neotrópico presentan este patrón reproductivo con dos picos de reproducción en el año como *Glossophaga soricina* y *Desmodus rotundus* (Wilson 1979). Sin embargo, el patrón de *Artibeus jamaicensis* muestra como peculiaridad dentro de este patrón la implantación del blastocisto con un retardo de 2.5 a 3 meses durante el segundo de los picos reproductivos (Keast y Handley 1991).

Este patrón reproductivo ha sido corroborado por Keast y Handley (1991) en una colonia cautiva en Washington, D.C. (compuesta por murciélagos capturados en la isla de Barro Colorado, Panamá). Además, observaron que los machos copulaban con las hembras 3 a 4 días después del parto, lo que indica periodos de estro post-parto. Wilson *et al.* (1991) estudiaron el patrón reproductivo de esta especie en una colonia libre en la Isla de Barro Colorado, Panamá, y también encontraron hembras evidentemente gestantes y amamantando durante abril, mayo y junio. En ambos casos, los individuos de estas colonias siguen el patrón reproductivo propuesto por Fleming en 1971 para la zona del Canal de Panamá. Sin embargo, Keast y Handley (1991) reportan que durante el primer año de su estudio, el ciclo reproductivo de los grupos de individuos de la colonia cautiva

permaneció sincrónico similar al descrito para las poblaciones de Panamá. Pero en algunos grupos los nacimientos comenzaron a ocurrir antes de los esperados, con diferencias de 1.5 a dos meses de adelanto. Ellos concluyeron que si el retardo embrionario en las hembras de la colonia cautiva ocurriera al mismo tiempo que en las hembras libres, todos los grupos tendrían nacimientos sincronizados entre sí y con la población de Panamá. Estos datos proponen que para las hembras en cautiverio ocurre el desarrollo embrionario retardado, pero éste tiene menor duración. Sugieren que tal vez la falta de un ciclo día-noche en la colonia cautiva, pudiera ser un factor determinante para alterar esta característica del ciclo reproductivo.

Jones *et al.* (1973) realizaron varios estudios sobre el ciclo reproductivo de esta especie durante los meses de julio a agosto en la península de Yucatán y encontraron una asincronía sexual, es decir, que esta especie no sigue un patrón reproductivo como el descrito por Fleming (1971).

Wilson *et al.* (1991) proponen que el patrón reproductivo de *A. jamaicensis* se debe a una adaptación evolutiva para aprovechar los periodos de máxima disponibilidad de recursos. Aún cuando se desconocen los mecanismos ambientales responsables para mantenerlo, se sugiere que existe un control genético similar en ambas poblaciones (libre y cautiva).

Sitio de estudio.

La península de Yucatán se presenta como una proyección del territorio mexicano desde el sureste de México y noreste de Centroamérica hacia el Mar del Caribe. Tiene un área de 38,402 km². Carece de casi cualquier expresión topográfica con excepción de la cadena montañosa de Guatemala y Belice. En el extremo norte, la planicie aumenta su altitud de manera gradual de 0 a 20 m desde la costa norte hacia el sur de Yucatán. El panorama es interrumpido por la Sierrita de Ticul o Cordón Puuc, sistema montañoso que consta de dos cordilleras bajas separadas por un valle bajo, con una altitud máxima de 200 m (Arita 1992). El clima es caluroso semihúmedo con lluvias en verano (Awo). Hay una marcada temporada de sequías (noviembre a abril) y de lluvias (mayo a octubre) (García 1981). La vegetación predominante es con bosques deciduo tropical y semideciduo

(Rzedowski y Huerta 1986). Se puede observar la presencia de la actividad humana en la zona por los campos de cultivo y zonas de pastizal para ganado (Arita 1992).

Debido a la falta de información precisa y detallada sobre la histología, morfología y citología de esta subespecie, surge la inquietud y la necesidad de estudiar más a fondo las características particulares y generales que exhibe este quiróptero en lo referente a la histomorfología propia de su aparato reproductor femenino. Con esta investigación pueden puntualizarse las diferencias y las similitudes con otros miembros de la clase Mammalia, la familia Phyllostomidae y el orden Quiróptera. Así mismo, cabe recordar que aún cuando la especie *Artibeus jamaicensis* comprende una amplia distribución a lo largo del continente Americano, las diferentes condiciones de altitud, latitud, clima, humedad, etc. son factores que pueden influir en los aspectos adaptativos fisiológicos y morfológicos en los miembros de este género.

Este estudio se llevó a cabo en el sitio arqueológico de Chacmultun, en el poblado de Tekax y en las cuevas del sistema de la Sierrita de Ticul, cercanas a las poblaciones de Akil y Ticul, en el estado de Yucatán, durante los meses de mayo a diciembre de 1996 (Mapa 2).



Mapa 2.- Sitio de estudio.

II. HIPÓTESIS

Hipótesis nula:

- I) El aparato reproductor femenino de esta subespecie tendrá las mismas características morfológicas e histológicas que las presentadas por los miembros de la especie *Artibeus jamaicensis*.
- II) La citología vaginal exfoliativa tendrá características de cada etapa del ciclo estral presentes en el género *Artibeus*, con relación a su ciclo reproductivo.
- III) El ciclo reproductivo de esta especie de quiróptero en Yucatán será igual al ya reportado en otros sitios (Fleming 1971, Keast y Handley 1991, Wilson *et al.* 1991), en lo referente a los picos reproductivos y la presencia de los estados estro-postpartum.

Hipótesis alterna:

- I) El aparato reproductor femenino de *A. jamaicensis yucatanicus* presentará modificaciones adaptativas en lo referente a su morfología e histología con respecto a otros murciélagos del género *Artibeus*.
- II) La citología vaginal exfoliativa tendrá diferencias citológicas para cada etapa del ciclo estral.
- III) El ciclo estral de la subespecie de Yucatán presentará diferencias con respecto a lo reportado por otros autores (Fleming 1971, Keast y Handley 1991, Wilson *et al.* 1991). Algunas de las diferencias podrán ser:
 - i) Desplazamiento de los picos reproductivos: Esto significa que los picos reproductivos en Yucatán se manifestarán en meses diferentes a los meses reportados por Fleming 1971, Keast y Handley 1991, Wilson *et al.* 1991.

- ii) Ausencia o incremento de picos reproductivos: Podrá suceder que uno de los picos reproductivos sea suprimido ó por el contrario, que exista un pico reproductivo más durante el año.

III. OBJETIVOS

Objetivo general: Describir histológicamente el aparato reproductor femenino y la citología vaginal exfoliativa del murciélago zapotero *Artibeus jamaicensis yucatanicus*.

Objetivos particulares

- i) Definir la morfología e histología del aparato reproductor femenino.
- ii) Identificar los tipos celulares en los frotis vaginales.
- iii) Relacionar la histología del aparato reproductor femenino descrita con la citología exfoliativa y el ciclo estral descrito para esta especie.

IV. MATERIALES Y MÉTODOS

Captura de especímenes

La captura de especímenes hembra de *Artibeus jamaicensis yucatanicus* se realizó mediante diferentes técnicas: 1) Cuevas: a) trampa de bote: se fabricó con un bote de plástico grande para basura, una bolsa de lona de 70 x 100 cm. y un tubo de aluminio extensible de 2 a 4 metros de largo; b) red de mano: se utilizó una red de mariposa grande (1.50 m de largo con un diámetro de 70 cm); 2) Campo abierto: a) redes de seda de 2.6 m x 2.6 m, 2.6 m x 6 m y 2.6 m x 9 m, las cuales fueron colocadas con tubos de aluminio de 4 metros de largo.

Algunos organismos fueron atrapados en dos cuevas cercanas a la población de Akil y Ticul (Mapa 2). Las redes de seda estuvieron colocadas en el poblado de Tekax y en la

- ii) Ausencia o incremento de picos reproductivos: Podrá suceder que uno de los picos reproductivos sea suprimido ó por el contrario, que exista un pico reproductivo más durante el año.

III. OBJETIVOS

Objetivo general: Describir histológicamente el aparato reproductor femenino y la citología vaginal exfoliativa del murciélago zapotero *Artibeus jamaicensis yucatanicus*.

Objetivos particulares

- i) Definir la morfología e histología del aparato reproductor femenino.
- ii) Identificar los tipos celulares en los frotis vaginales.
- iii) Relacionar la histología del aparato reproductor femenino descrita con la citología exfoliativa y el ciclo estral descrito para esta especie.

IV. MATERIALES Y MÉTODOS

Captura de especímenes

La captura de especímenes hembra de *Artibeus jamaicensis yucatanicus* se realizó mediante diferentes técnicas: 1) Cuevas: a) trampa de bote: se fabricó con un bote de plástico grande para basura, una bolsa de lona de 70 x 100 cm. y un tubo de aluminio extensible de 2 a 4 metros de largo; b) red de mano: se utilizó una red de mariposa grande (1.50 m de largo con un diámetro de 70 cm); 2) Campo abierto: a) redes de seda de 2.6 m x 2.6 m, 2.6 m x 6 m y 2.6 m x 9 m, las cuales fueron colocadas con tubos de aluminio de 4 metros de largo.

Algunos organismos fueron atrapados en dos cuevas cercanas a la población de Akil y Ticul (Mapa 2). Las redes de seda estuvieron colocadas en el poblado de Tekax y en la

- ii) Ausencia o incremento de picos reproductivos: Podrá suceder que uno de los picos reproductivos sea suprimido ó por el contrario, que exista un pico reproductivo más durante el año.

III. OBJETIVOS

Objetivo general: Describir histológicamente el aparato reproductor femenino y la citología vaginal exfoliativa del murciélago zapotero *Artibeus jamaicensis yucatanicus*.

Objetivos particulares

- i) Definir la morfología e histología del aparato reproductor femenino.
- ii) Identificar los tipos celulares en los frotis vaginales.
- iii) Relacionar la histología del aparato reproductor femenino descrita con la citología exfoliativa y el ciclo estral descrito para esta especie.

IV. MATERIALES Y MÉTODOS

Captura de especímenes

La captura de especímenes hembra de *Artibeus jamaicensis yucatanicus* se realizó mediante diferentes técnicas: 1) Cuevas: a) trampa de bote: se fabricó con un bote de plástico grande para basura, una bolsa de lona de 70 x 100 cm. y un tubo de aluminio extensible de 2 a 4 metros de largo; b) red de mano: se utilizó una red de mariposa grande (1.50 m de largo con un diámetro de 70 cm); 2) Campo abierto: a) redes de seda de 2.6 m x 2.6 m, 2.6 m x 6 m y 2.6 m x 9 m, las cuales fueron colocadas con tubos de aluminio de 4 metros de largo.

Algunos organismos fueron atrapados en dos cuevas cercanas a la población de Akil y Ticul (Mapa 2). Las redes de seda estuvieron colocadas en el poblado de Tekax y en la

zona arqueológica de Chacmultun a 9.2 km dirección noroeste de Tekax (Mapa 2) y se buscaban zonas cercanas a diferentes especies de árboles que dispusieran de frutos.

Estudio morfológico

Se tomaron los datos métricos (largo, ancho y grosor) del útero y los ovarios 4 hembras adultas, los cuales son reportados en la tabla 1. Posteriormente cada conjunto de órganos fue fotografiado en posición decúbito ventral, decúbito dorsal y decúbito lateral.

Citología vaginal exfoliativa

- 1) Con puntas romas de micropipeta se realizó un lavado vaginal a cada espécimen, utilizando solución salina (suero fisiológico), bombeada 2 o 3 veces y después recuperada con la punta de micropipeta.
- 2) Con el lavado se hicieron frotis con portaobjetos y se fijó con alcohol del 96°.
- 3) Cada laminilla fue teñida con la técnica de Papanicolau (Apéndice 1).
- 4) La citología vaginal fue comparada con la citología vaginal del ratón común, como lo sugerido por Kleiman *et al.* (1969) para *Nyctalus noctula* (familia Noctillionidae).

Histología del aparato reproductor femenino

- a) Los especímenes fijados en formol amortiguado fueron lavados, deshidratados con alcoholes ascendentes, incluidos en parafina y cortados en el microtomo en cortes seriados de 3 a 7 micras (Apéndice 2).
- b) Los cortes fueron montados en portaobjetos y teñidos con tres técnicas: Masson, PAS y hematoxilina- eosina (H-E) (Apéndice 3, 4 y 5).

Métodos externos.

Palpación de la zona abdominal y determinación del estado de las glándulas mamarias.

Por medio de la palpación de la zona abdominal de la hembra con el dedo pulgar y el índice, puede determinarse la presencia de un feto en las últimas semanas de su desarrollo. De igual manera, al tocar con el dedo pulgar y el índice la glándula mamaria puede definirse si la hembra está amamantando o no. La ausencia de glándulas mamarias desarrolladas y con carencia de pelo en esa zona indica que la hembra ha tenido crías (multípara), o, la ausencia de ésta característica muestra que no ha tenido crías (nulípara). Así mismo, se puede establecer indirectamente un estadio tardío de gestación en una hembra.

Keast y Handley (1991), reportan que se puede detectar la presencia de un embrión por medio de la palpación seis semanas previo al nacimiento (40.8 días en promedio), ya que antes de este tiempo se le puede confundir con un riñón de la hembra.

V. RESULTADOS

Estudio morfológico

Medidas morfométricas.

La siguiente tabla contiene las medidas de útero y ovarios del aparato reproductor de 4 hembras adultas nulíparas, tomadas con un verniere en posición decúbito ventral (las muestras fueron previamente fijadas en formol 10% amortiguado):

Tabla I.- Datos morfométricas del aparato reproductor femenino de *Artibeus jamaicensis yucatanicus* de 4 hembras adultas.

No. de hembra		Medidas(cm):	Útero	Ovarios	
1 ^a				derecho	izquierdo
largo			1.19	0.29	0.28
ancho	máx		0.50	0.28	0.19
	min		0.20		
grosor			0.49	0.19	0.19
2					
largo			0.55	0.35	0.39
ancho	máx		0.20	0.20	0.25
	min		0.19		
grosor			0.20	0.21	0.29
3 ^a					
largo			1.10	0.28	0.37
ancho	máx		0.57	0.19	0.29
	min		0.29		
grosor			0.57	0.19	0.29
4 ^a					
largo			0.82	0.19	0.27
ancho	máx		0.46	0.19	0.19
	min		0.29		
grosor			0.37	0.19	0.28

^a Hembras preñadas.

Descripción morfológica.

Aparato reproductor femenino: Presenta la forma morfológica derivada del útero simple, constituido por:

Útero: Es de color crema/avellana y con gran vascularización (Fig. 2: B, C). El cuerpo uterino es hueco, prominente y con forma de pera, siendo la parte craneal (cuerpo) más ancha que la caudal (cuello). El cuello se vuelve angosto formando la entrada de la cavidad uterina (porción vaginal) y posteriormente la vagina (Fig. 1: b; Fig. 2: B, C). En la parte craneal puede verse claramente la entrada de las tubas uterinas (Fig. 2: A, C). Está rodeado de una gran cantidad de peritoneo, el cual lo une a los riñones (Fig. 1: A). Antes de desembocar en la vagina, el útero sufre una constricción similar al cuello de una botella que es llamada *cérvis* (Fig. 1: A; Fig. 2: A, B, C).

Tubas uterinas (conductos uterinos): Son tubulares, cortas y muy contorneadas (en forma espiral). Son de color blanquecino/crema (Fig. 1: B; Fig. 2: B). Las tubas uterinas se desplazan por fuera del útero, a los lados, desde la parte craneal hasta la parte caudal (fimbrias), donde se contactan con los ovarios (Fig. 1: B; Fig. 2: A). Las tubas uterinas desembocan hacia el útero cerca de la parte craneal sagital del cuerpo uterino (Fig. 2: C; Fig. 3: A). Se encuentran sobrepuestas en la pared externa del útero y a la superficie de los ovarios. Están suspendidas por medio del mesosálpinx, que es la parte más cercana del ligamento ancho del útero y constituye parte de la bursa ovárica. Superficialmente están cubiertas por gran cantidad de vasos sanguíneos de un calibre muy pequeño.

Ovario: Órgano pare con forma ovoide y ligeramente aplanado, de color crema/avellana (Fig. 1: A, B; Fig. 2: A, B). Están rodeados por las fimbrias de las tubas uterinas y por un ligamento ancho y muy vascularizado (mesovario) el cual forma parte de la bursa ovárica (Fig. 2: A, B). Exhibe gran vascularización representada por numerosos vasos y arterias distribuidas por toda la superficie externa de los ovarios (Fig. 2: A, B).

Estudio histológico.

Útero: Externamente, el útero se encuentra rodeado por un mesotelio de tejido conectivo subseroso llamado *perimetrio* (Fig. 3: A, B). A continuación se observa bien delimitada, la capa de músculo liso de la pared uterina llamado *miometrio* (Fig. 3: A, B). El miometrio está constituido por tres capas bien diferenciadas: las capas superficial y profunda están compuestas por fibras musculares con disposición longitudinal; la capa intermedia contiene fibras de disposición circular, es más gruesa y tiene una gran cantidad de vasos linfáticos y alta vascularización (Fig. 3: B, C).

El *endometrio* está formado por un *estroma* y un *epitelio superficial*, el cual está directamente hacia la luz uterina (Fig. 3: C, D). El estroma contiene un gran número de células fusiformes con grandes núcleos esféricos embebidas en una red de fibras colágenas y puede distinguirse el *estrato basal* y el *estrato funcional*. El estrato basal tiene un gran número de células fusiformes. El estrato funcional está dividido en una zona de *tejido compacto* en donde hay numerosas células muy concentradas y la zona de *tejido esponjoso*, el cual es más laxo. La zona de *tejido esponjoso* contiene gran cantidad de glándulas endometriales espiraladas, arterias y vasos sanguíneos (Fig. 3: C, D). Las glándulas endometriales son muy largas y contorneadas y presentan un epitelio cúbico simple (Fig. 3: D). Las vellosidades uterinas son tortuosas ocupando profundamente la zona del tejido esponjoso (Fig. 3: A, B, C). La pared que da hacia la luz uterina es conocido como *epitelio superficial* y está compuesto por una sola capa de células cúbicas (Fig. 3: B, C, D).

Tubas uterinas: Las trompas uterinas están rodeadas por el *peritoneo*, que está compuesto por tejido conectivo subseroso y mesotelio (Fig. 4: A). Enseguida se encuentra la *lámina propia*, formada por tejido conectivo muy laxo y delgado. Se observan abundantes fibras de colágena (Fig. 4: A). El *epitelio* es monoestratificado y está constituido de células cúbicas alargadas ciliadas con sus núcleos basales (Fig. 4: B, C). Las fimbrias presentan una lámina basal más delgada con vellosidades más prolongadas. Sobre la superficie del epitelio se observa una capa delgada (de uno o dos estratos) de células cornificadas (Fig. 4: B, C).

Ovarios: En una hembra madura sexualmente, se observan diferencias considerables en el tamaño y desarrollo de los dos ovarios (izquierdo y derecho). El ovario izquierdo contiene un gran número de folículos en desarrollo como: folículos primarios, secundarios y de Von Graaf y algunos atrésicos (Fig. 5: A; Fig. 6: G). La capa periférica del ovario está formado primordialmente del exterior por un epitelio plano simple (*mesotelio*) y un epitelio plano junto con tejido conjuntivo (*serosa*), en el cual se localizan los *folículos ováricos* (Fig. 6: A, B). Las células del mesotelio están estrechamente agrupadas por una red de fibras de colágena muy finas y muy abundantes. Debajo del mesotelio se puede observar una capa delgada de tejido conectivo más fibroso llamada *túnica albugínea*. Posterior a la túnica albugínea se observan claramente algunos de folículos *primordiales* compuestos por un ovocito primario (célula de gran tamaño, esférica, con un núcleo grande redondo y céntrico) rodeado por una capa de células planas o foliculares que constituyen la pregranulosa (Fig. 6: A, B, C, D). El ovocito primario se encuentra detenido en Diploteno de la Profase I de la Meiosis. La *foliculogénesis* inicia con folículos primordiales, que se van a desarrollar hacia folículos *primarios*, marcado así, el inicio de la maduración del ovocito. Los folículos primarios pueden identificarse fácilmente, ya que el ovocito aumenta considerablemente su tamaño y las células de la pregranulosa que lo rodean crecen hasta cambiar su forma de aplanadas a cúbicas (Fig. 6: D). Estas células se multiplican rápidamente por división mitótica y dan origen a la *capa granulosa* la cual es imilar a un epitelio estratificado. En algunos de los folículos primarios en crecimiento, se puede apreciar en el ovocito la *zona pelúcida*. Los folículos *secundarios* se ubican más hacia la zona central del ovario y pueden reconocerse fácilmente por estar bien delimitados y por su gran tamaño (Fig. 5: A; Fig. 6: B, C). Los folículos *maduros* y *de Von Graaf* se caracterizan por presentar una cavidad llamada *cavidad folicular* (Fig. 6: A, B). La cavidad folicular está llena de *líquido folicular*, el cual es secretado por la capa de células de la granulosa, la cuales comienzan a crear espacios que se van llenando del líquido secretado hasta formar una cavidad con forma de media luna. En algunos folículos maduros y *de Von Graaf* se advierte claramente la presencia del *cumulus ooforus* pues el ovocito ha adquirido ya su posición excéntrica dentro del folículo. En este grado de desarrollo, el estroma que rodea a los folículos von-grafianos se diferencia en la *teca*

interna, constituida por células epitelioides ahusadas con núcleos esféricos y la *teca externa*, la cual se advierte como una capa de células estromáticas, fibras lisas y una gran cantidad de arterias y venas que se internan hasta la teca interna, viéndose ésta última altamente vascularizada (Fig. 6: A). El folículo de Von Graff o folículo vesicular maduro se distingue de los demás por el tamaño varias veces superior (Fig. 6: A). Se observa al ovocito rodeado por un estrato de células procedentes de la granulosa, denomina *granulosa interna* (Fig. 5: A, B; fig. 6: A, B, C).

Embebidos en el estroma ovárico se encuentran una gran cantidad de vasos sanguíneos y vasos linfáticos (Fig. 6: E, F).

En ambos ovarios se aprecian folículos atrésicos (Fig. 6: H) y poliovulares (Fig. 6: H).

En la zona central del ovario se aprecia una pequeña porción de tejido conectivo rico en fibras de colágeno, lo cual se podría considerar como la *médula* del ovario. En esta especie, la zona medular sufre una regresión, convirtiéndose en la parte más indiferenciada del ovario (Fig.6: E, F).

Cérvix y vagina: Del exterior hacia el interior, el cérvix y la vagina exhiben histologías similares, excepto que el cérvix es más reducido: están constituidos por la *túnica adventicia*, que es una capa de tejido conectivo laxo el cual está altamente vascularizado (Fig. 7: A; Fig. 8: A, B). Después se encuentra la *túnica muscular*, formada por haces musculares longitudinales (Fig. 7: A; Fig. 8: A, B). La *túnica mucosa* exhibe unos *vellosidades* muy largas, que contienen una gran cantidad de fibras de colágeno (Fig. 7: A; Fig. 8: A, B). Estas vellosidades se extienden profundamente hacia la luz de la vagina y al parecer sufren *invaginaciones*, lo que les da el aspecto de estar llenas de cavidades. La túnica mucosa está constituida por la *lámina propia*, compuesta por tejido conectivo laxo y contiene una gran cantidad de capilares y de vasos linfáticos de calibre muy delgado (Fig. 7: A; Fig. 8: A, B). El *epitelio* de la vagina es monoestratificado con células cilíndricas altas con núcleos basales (Fig. 7: C).

Histomorfología del aparato genital de una hembra gestante.

Tres hembras portaban embriones en similares estadios del desarrollo embrionario, en embrión trilaminar (no mostrado) y en neurulación. Pueden apreciarse, en el embrión en neurulación, claramente estructuras como surco neural, placa neural, notocorda, mesodermo somítico o paraxial, intermedio, esplancopleura, somatopleura y el amnios (Fig.9: A, B).

La morfología del aparato genital de las hembras grávidas y no grávida es similar, excepto que en las primeras se aprecia una diferencia de tamaño significativa en el útero, las trompas, los ovarios y en la vagina, como se compara en la tabla 1. Estas estructuras y órganos sufren modificaciones histológicas y fisiológicas para el desarrollo del embrión:

a) en la zona de implantación, los tejidos del endometrio son sustituidos por las vellosidades coriónicas de la placenta en formación (Fig. 9: A, B); b) el *cuerpo lúteo* o *cuerpo amarillo* del embarazo, el cual abarca casi un 75% del volumen total del ovario (Fig. 10: A, B). El cuerpo lúteo está constituido por células luteínicas de forma piramidal, con alta vascularización (Fig. 10: A, B). En ambos ovarios la foliculogénesis es reducida, además de observarse varios folículos primarios, secundarios y folículos atrésicos en distintos grados de involución, los cuales son fácilmente identificados por la degeneración celular (Fig. 10: A, B).

En el cérvix de estas hembras, puede apreciarse claramente un estrato de células mucosas (Fig. 8: A, B).

Citología vaginal exfoliativa.

El análisis de la citología vaginal exfoliativa, determinó los diferentes tipos celulares característicos de cada una de las fases del ciclo sexual o estral, descritas en el siguiente tabla:

Tabla II.- Citología vaginal exfoliativa del murciélago zapotero *Artibeus jamaicensis yucatanicus*.

Fases del ciclo	Citología vaginal exfoliativa	Número de hembras capturadas *	Meses de muestreo**
PROESTRO (fig. 11: A)	Gran cantidad de células nucleadas, algunos leucocitos y muy pocas células queratinizadas.	18	junio,julio,septiembre,octubre, noviembre, diciembre.
ESTRO (fig. 11: B)	Gran cantidad de células queratinizadas sin núcleo. Algunas células nucleadas.	55	junio,julio, agosto,septiembre, octubre, noviembre(2+), diciembre(2+).
METAESTRO (fig. 11: C)	Células queratinizadas y leucocitos (1:1). Muy pocas células nucleadas.	17	junio,julio,agosto, septiembre,octubre, noviembre.
DIESTRO (fig. 10: D)	Abundantes leucocitos. Pocas células queratinizas y nucleadas.	13	junio,julio, agosto.

Total de frotis determinados 102 Total de hembras capturadas 116

* Número de hembras, a las cuales se les realizó el frotis vaginal determinando la fase sexual.

** Durante el muestreo todas las hembras fueron capturadas y liberadas con excepción de 4 hembras sacrificadas en noviembre y diciembre.

(+): hembras sacrificadas para obtener el aparato reproductor.

En algunos frotis con la citología vaginal típica de la fase de estro, correspondientes a diferentes meses de muestreo se encontraron gran cantidad de espermatozoides (en hembras de cada mes) (Fig. 12). Cabe puntualizar que el número total de muestreo es menor que el número de hembras capturadas, ya que, lamentablemente en algunos frotis no se pudo determinar el tipo de citología correspondiente por que las células eran muy escasas.

Métodos externos.

Por medio de la palpación en la zona baja del vientre y la observación del estado de las glándulas mamarias de las hembras capturadas, se estableció lo siguiente:

Tabla III.- Número mensual de hembras en diferentes estados reproductivos (determinado por el método de palpación).

MES	NULÍPARA*	MULTÍPARA*	AMAMANTANDO*	GRÁVIDA**	TOTAL
JUNIO	12	5	0	6	17
JULIO	12	10	0	6	20
AGOSTO	7	15	12	2	22
SEPTIEM	11	6	6	0	17
OCTUBRE	11	6	2	2	17
NOVIEM	11	1	0	2 ^a	12
DICIEM	4	7	0	2 ^a	11
Total de hembras capturadas					116

* Determinado por el estado de las tetas.

** Establecido por palpación del vientre.

^a Definido histológicamente.

Estos datos proporcionaron información útil para discutir el ciclo reproductivo general de esta subespecie, ya que gracias a esta tabla se puede apreciar que durante cada mes de muestreo se encontraron tanto hembras gestantes y amamantando.

VI. DISCUSIÓN

La morfología del aparato reproductor femenino de *Artibeus jamaicensis yucatanicus* exhibe las mismas características generales presentes en otros miembros de la subfamilia Stenoderminae, como *Centurio senex* y *Sturnira lilum*. La morfología de este sistema en los filostomidos ilustra claramente la fusión progresiva de la anatomía externa e interna del útero (Hood y Smith 1983). Para esta subespecie de *A. jamaicensis*, el útero se caracteriza por la forma derivada (sinapomorfis) de útero simple tubular y alargado (Fig. 1: A, B). La morfología altamente fusionada del útero simple es considerada una sinapomorfis única entre los murciélagos y por medio de esta característica se establecen relaciones filogenéticas entre los noctilionidos, mormoopidos y filostomidos (Hood y Smith 1983).

Las tubas uterinas son tubulares, largas y muy contorneadas y entran hacia el útero por la parte craneal sagital (Fig. 2: C). Como resultado de la fusión externa de la entrada y la región uterina intramural, se observa una pequeña porción de tejido entre la entrada de las tubas (Hood y Smith 1983). Los ovarios son pareados y de forma esférica y por lo regular, un ovario es de mayor tamaño que el otro, pudiendo ser el izquierdo o el derecho (Fig. 1: A, B; Fig. 2: A) similar a lo reportado para los filostomidos (Hood y Smith 1983).

La vagina se encuentra diferenciada del útero por una pequeña porción llamada cérvix (Fig. 1: B; Fig. 2: A,B). Caudalmente, el cérvix se proyecta hacia la vagina como un dique redondeado o cónico llamado porción vaginal (Hood y Smith 1983). La región cervicovaginal es muy marcada en la mayoría de los mamíferos, pero varía considerablemente tanto en los primates como en los murciélagos (Graham 1973; Hood y Smith 1983). En los noctilionidos, mormoopidos y filostomidos, el cuerpo uterino es extremadamente largo; la porción del útero destinada a la gestación es la porción mayor del aparato genital, mientras que el cervix está limitado hacia el extremo caudal del útero (Fig.1: A,B). Este arreglo anatómico de útero-cervix es considerado una sinapomorfis entre los filostomidos (Hood y Smith 1983).

Los murciélagos pertenecientes a la familia Phyllostomidae manifiestan un complejo y diverso arreglo de la bursa ovárica (compuesto por el mesovario y el mesosalpinx). En la subfamilia Stenoderminae se observa una bursa completa, la cual recubre al oviducto (Hood y Smith 1983). Por medio de estudios comparativos y ontogénicos se sabe que en los

mamíferos euterianos el ligamento del ovario se extiende desde el ovario para envolver la unión del oviducto y el útero (Mossman 1977). Este arreglo se exhibe en todos los filostomidos, con excepción de los Carolliinae y Stenoderminae. En estas subfamilias el ligamento del ovario envuelve de manera lateral (mesometrial) al borde del útero. Este arreglo es completamente independiente de los mesenterios que sostiene el aparato digestivo. La modificación del sitio en donde se unen los ligamentos parece ser un arreglo único entre los mamíferos, por lo que es considerado una sinapomorfis en estas dos subfamilias de phyllostomidos (Hood y Smith 1983). En *A. j. yucatanicus*, el arreglo de la bursa ovarica es igual al expuesto en la subfamilia Stenoderminae (Fig. 2: B).

Por otro lado, el aparato reproductor femenino exhibe las modificaciones respectivas en cuanto a la diferencia de tamaño, dependiendo del estado reproductivo de las hembras (Tabla I; Fig. 2: A, B, C).

El estudio histológico del aparato genital reveló que este murciélago comparte muchas características histológicas de ovarios, tubas uterinas, útero, cérvix y vagina, con la subfamilia Stenoderminae y otros mamíferos.

La histología del útero corroboró que esta subespecie, al igual que el género *Artibeus*, presentan la misma composición de tejidos: una capa serosa, un miometrio de células musculares lisas, un endometrio constituido de dos porciones similares de tejido compacto y esponjoso con numerosas glándulas de secreción y vasos sanguíneos y un epitelio cúbico monoestratificado no ciliar hacia el lumen, que se manifiestan en la mayoría de los quirópteros (Fig.3: B, C, D). A nivel de familia, tanto los filostomidos como los mormoopidos muestran una anatomía uterina interna caracterizada por un largo lumen común uterino con un endometrio lineal; esta fusión interna es considerada una forma sinapomórfica en estas dos familias (Hood y Smith 1983). En la subfamilia Stenoderminae y en *A. j. yucatanicus* la anatomía interna consiste en un lumen común sencillo (con ausencia de entrada uterina intramural (EUI) (Fig. 3: A). La pérdida de EUI es considerada el resultado de la fusión del lumen uterino y, por lo mismo, como una sinapomorfis (forma derivada) de la subfamilia Stenoderminae. En ausencia de EUI, el blastocisto puede implantarse en el lumen común. Para *Artibeus jamaicensis*, ha sido reportada una

implantación a nivel de la parte superior del lumen común uterino (Wislocki y Fawcett 1941; Fleming 1971; Hood y Smith 1983).

Las tubas uterinas tienen la composición histológica característica para el género *Artibeus*: la serosa, la lámina propia y un epitelio cúbico ciliar monoestratificado, con vellosidades muy prolongadas dirigidas hacia el lumen (Fig. 4: A, B, C). La lámina propia está constituida por una gran cantidad de fibras de colágena y está altamente vascularizada (Fig. 4: B, C). El epitelio de las tubas presentan algunos cambios histomorfológicos durante el ciclo reproductivo, como un ligero aumento de tamaño, la activación de células secretoras y el desarrollo de cilios (Fig. 4: C) (Nilsson y Reinius 1969). Las tubas uterinas en los fillostomidos se exhiben diferentes regiones: infibulo, ampolla e istmo (Hood y Smith 1983); para *A. j. yucatanicus*, no se observa una clara regionalización en las trompas, pero sí se observa claramente la zona de la fimbrias (Fig. 3: A). Los fillostomidos con la forma de útero simple presentan numerosos lugares de entrada de las tubas. En el "grupo de los *Phyllostomus*", las tubas entran en la parte mesometrial del cuerpo uterino, mientras que en las demás formas simples la entrada es en la parte craneal mediasagital (Hood y Smith 1983). La entrada de las trompas varía entre las subfamilias de la familia Phyllostomidae: el sitio de entrada observado en glossophagas, brachyophylas y carollinas es más lateral que en los stenodermines. En el género *Artibeus* y en *A. j. yucatanicus*, la entrada es cercana a la línea media del útero (Fig. 3: A) (Hood y Smith 1983). La porción del oviducto que pasa a través de la pared uterina es denominada como la porción intramural (Nilsson y Reinius 1969; Rasweiler 1979a). En *A. j. yucatanicus*, la porción intramural desemboca directamente hacia la cavidad uterina, con ausencia de EUI. Recientes estudios han descrito detalladamente la histomorfolología de numerosos miembros de la familia Phyllostomidae, en los cuales se sugiere que estos organismos comparten características histomorfológicas a nivel de tubas uterinas con noctilionidos y mormoopidos (Hood y Smith 1983), al igual que con *A. j. yucatanicus*.

La histología del ovario de los murciélagos phyllostomidos sigue el patrón característico de los mamíferos euterianos que comprende dos porciones: la corteza y la médula claramente diferenciados; la corteza contiene una gran cantidad de folículos primordiales embebidos en un estroma de tejido conectivo denso, mientras que la médula

contiene folículos en maduración, cuerpo lúteo y numerosos vasos sanguíneos (Hood y Smith 1983). Las observaciones hechas en los ovarios, izquierdo y derecho de *A. j. yucatanicus*, muestran un proceso de foliculogénesis diferencial (Fig. 5: A, B; Fig. 6: A, B, C, D, E, F). Los folículos primordiales y primarios se encuentran en la zona más externa del ovario (corteza) (Fig. 6: A). Este patrón de distribución de los folículos primordiales es característico para la mayoría de los phyllostomidos y de los mamíferos (Hood y Smith 1983). Es ampliamente conocido que el desarrollo y diferenciación de algunos folículos es para el aporte de estrógenos durante el ciclo reproductivo. En el ovario izquierdo de *A. j. yucatanicus* el proceso de foliculogénesis fue normal, caracterizado por el desarrollo de los folículos primordiales hasta la maduración de un folículo de Von-Graaf y además los folículos poliovulatorios (tetrafoliculares) que se han observado en algunos mamíferos (Mossman y Duke 1973, Harrison y Weir 1977) y hasta en algunos quirópteros como en la especie *Ametria centurio* (Hood y Smith 1983) (Fig. 6: H). Aun y cuando esta subespecie de murciélago es monovulatoria, se puede especular que el desarrollo de folículos poliovulatorios es una reminiscencia evolutiva.

La vagina está constituida por cuatro capas bien definidas: la túnica adventicia, la capa muscular, la lamina propia y el epitelio cúbico monoestratificado no ciliado (Fig. 7: A, B, C, D). El epitelio vaginal sufre una serie de modificaciones por la acción de diferentes hormonas durante el ciclo estral, exhibiendo una citología vaginal característica para cada una de las fases. El cérvix está compuesto de un epitelio mucoso secretor y un estroma de tejido conectivo denso. La histomorfología cervical de los murciélagos phyllostomidos sigue la línea típica de los euterianos; el canal cervical tienen un epitelio mucoso secretor dirigido hacia una prominente plegadura cervical (Hood y Smith 1983).

Los cambios histomorfológicos del aparato genital de *A. j. yucatanicus* son inducidos y regulados por el eje reproductivo durante su ciclo sexual, de manera similar al resto de los mamíferos. En una hembra sexualmente madura, las variaciones cíclicas del ovario, dependen principalmente del control ejercido por hormonas producidas por la **adenhipófisis**; las hormonas gonadotrópicas que actúan sobre el ovario. La hormona que regula el proceso de foliculogénesis es conocida como *hormona foliculoestimulante* o *FSH*. La *hormona luteinizante* o *LH* también producida por la adenhipófisis, promueve la

luteinización del folículo después de la ovulación y quizás también la síntesis de progesterona. De igual manera, es el primer agente de la ovulación (Hamilton 1968). Tamsitt y Valdivieso (1963,1965) reportan que en *Artibeus lituratus* la ovulación puede ocurrir en cualquiera de los dos ovarios, lo cual indica que la foliculogénesis tiene lugar en los dos órganos. En otras especies como *Macrotus californicus* (familia Phyllostomidae), la ovulación es espontánea, monovular y ocurre solamente en el ovario derecho, aunque en ambos ovarios se desarrollan folículos graafianos (Bradshaw 1961). En *Glossophaga soricina* (familia Phyllostomatidae) la ovulación es espontánea y monovulatoria, puede ocurrir en cualquiera de los dos ovarios; es esta especie al parecer los ovarios se alternan en la producción de gametos femeninos (Hamlett 1935, Rasweiler 1972). En base a estos datos, podemos proponer que al igual que en *Artibeus lituratus*, la ovulación en *A. j. yucatanicus* puede ocurrir en cualquiera de los dos ovarios.

La hormona foliculoestimulante induce a las células foliculares a la secreción de estrógenos (*estradiol*), *progesterona* y *relaxina*. Los estrógenos estimulan la movilidad de las fimbrias para que puedan recibir y conducir al ovocito hacia las tubas uterinas. Así mismo, los estrógenos provocan el crecimiento y desarrollo del endometrio, preparándolo para la posible implantación en caso de que haya fecundación (Hildebrand 1982). Después de la ovulación, el folículo roto se transforma en una glándula temporal llamada cuerpo lúteo o cuerpo amarillo, estructura que secreta progesterona; durante la fase luteínica, la progesterona actúa sobre el endometrio, aumentando visiblemente su grosor e induciendo al crecimiento rápido de las glándulas tanto en longitud como en diámetro y alcanzando una gran complejidad biosintética (NalBandov 1969), estado fisiológico ideal del útero para la implantación del blastocisto y desarrollo del embrión en las primeras etapas de la gestación hasta que se desarrolle plenamente la placenta (Hamilton 1968, Hildebrand 1982).

Estos cambios histomorfológicos son evidentes en el útero de 3 hembras grávidas capturadas en los meses de noviembre y diciembre, las cuales mostraron un embrión desarrollado en la parte superior del lumen común uterino, en la etapa de neurulación (Fig. 8: A, B; Fig. 9: A, B). El estudio histomorfológico del aparato genital de estos tres especímenes mostró que solo se libera un ovocito por cada ciclo estral, es decir, que *A. j. yucatanicus* es una especie monovulatoria. Numerosos reportes sugieren que las

hembras de los noctilionidos, mormoopidos y phyllostomidos son por lo general monovulatorias y que desarrollan un solo embrión por gesta (Anderson y Wimsatt 1963, Rasweiler 1977, Bleier 1979, Wilson 1979). En *A. j. yucatanicus* la morfología de útero simple solo puede anidar un solo embrión, lo cual apoya la suposición de que esta especie es monovulatoria (Fig. 8: A, B). Podemos especular que el producir un embrión por camada se debe a una adaptación evolutiva a nivel del orden de los Chirópteros, ya que al ser organismos cavernícolas y voladores trae como consecuencia un alto grado de dificultad para la crianza de más de una cría.

Así mismo, se corrobora que al igual que el género (*Artibeus*), la subespecie (*A. j. yucatanicus*) tiene un tipo de implantación intersticial. El aparato genital aumenta de tamaño considerablemente (Fig. 2: A, B, C) y que sus tejidos sufren diversas modificaciones morfofisiológicas durante la gestación. En los ovarios de las hembras gestantes, la foliculogénesis es reducida, sin folículos maduros y con presencia de atresia folicular; en el ovario derecho, se observa el cuerpo lúteo bien diferenciado, el cual abarca las $\frac{1}{4}$ partes del volumen total del ovario (Fig. 9: A, B); este cuerpo lúteo de la gestación posiblemente realice gran actividad sintética de las hormonas progesterona y estrógenos en baja concentración, las cuales mantienen el embarazo, ya que la placenta no se ha formado completamente (Fig. 8: A, B). En esta etapa se muestra que la placenta en formación presenta las vellosidades coriónicas bañadas de sangre materna, lo cual indica una interrelación útero-placenta para el paso de nutrientes y otras moléculas esenciales para el desarrollo del nuevo organismo (Fig. 8: A, B). Se ha reportado que en *Artibeus jamaicensis* la placenta es hemocorial y discoidal (Wislocki y Fawcett 1941): esto implica que el endotelio de los vasos maternos es destruido por las vellosidades coriónicas de tal modo que la sangre materna está en contacto directo con el corion; al irse desarrollando, la placenta va tomando una forma discoidal (Hildebrand 1982). Para *Macrotus californicus*, Bodley (1974) define que esta especie presenta una placenta hemodicorial compuesta por bloques sinciciales, lámina intrasincicial, sinciciotrofoblasto, lamina basal fetal y endotelio capilar fetal. Hamlett (1935) y Rasweiler (1972) clasifican la placenta de *Glossophaga soricina* como discoidal y hemocorial. En *A. j. yucatanicus* se corroboró que la placenta

discoidal y hemocorial es característica en *A. jamaicensis* y de otras especies de la familia Phyllostomatidae.

Durante la gestación, las tubas uterinas aumentan en calibre y grosor. Además, en el cérvix y en la vagina se observa un incremento en la porción de tejido muscular y una gran actividad de las células mucosecretoras del cérvix (Fig. 8: A, B).

En los quirópteros, los sitios de implantación del blastocisto son muy variados. En muchos taxa, la implantación inicial puede ocurrir en cualquier parte disponible del útero, pero algunos murciélagos tienen restringida la implantación para la zona superior del cuerpo uterino. En el útero simple, la EUI (entrada uterina intramural) es la zona restringida más distante de implantación. En glossofagas, braquiofilas y carolinas, la EUI es una de las primeras zonas de implantación (Hood y Smith 1983). Rasweiler (1972), describe que la implantación en *Glossophaga soricina* (familia Phyllostomidae) ocurre en la zona del lumen uterino cercana a la entrada de la tuba; en esta especie, así como en *Carollia* sp. y *Noctilio albiventris* (familia Noctilionidae) exhiben zonas de implantación predeterminadas bien localizadas, que ocurren generalmente en la zona craneal del útero o en la tuba uterina. Tanto *G. soricina* como *Carollia* sp. presentan un útero simple; *N. albiventris* presenta un útero parcialmente bicorneo (Rasweiler 1977). Para los miembros de la familia Stenoderminae (Hood y Smith 1983), como *A.j. yucatanicus*, al no existir EUI, el blastocisto se implanta en la zona extrema superior del lumen común del útero. En esta subespecie, la implantación es intersticial y citolítica (Flemnig 1971): el blastocisto se ubica totalmente en el espesor del endometrio (Hildebrand 1982). El significado evolutivo de las diferentes zonas de internalización no ha sido definido por completo (Hood y Smith 1983). Podemos aventurarnos y sugerir que las diversas zonas de implantación son una consecuencia evolutiva de las modificaciones sinapomórficas en la morfología del aparato reproductor femenino en las especies pertenecientes al orden Chiroptera.

El análisis citológico de los frotis vaginales de 116 hembras capturadas y liberadas durante el periodo de estudio muestra por primera vez para esta subespecie y para el género *Artibeus*, las células características de cada fase del ciclo estral, con un tipo celular definido al ser comparada con la de algunos mamíferos, encontrándose que es similar a la de los roedores, en especial a la de la rata de laboratorio.

La presencia del tipo celular característico en cada fase (Fig. 11: A, B, C, D) está directamente relacionado con la etapa del ciclo hormonal en que se encuentra la hembra en ese momento. Los cambios fisiológicos y endocrinos están perfectamente coordinados y, es posible seguir las variaciones ováricas en base a ciertas modificaciones que experimenta el epitelio vaginal (NalBandov 1969). Aunque los principales fenómenos fisiológicos del ciclo estral ocurren en los ovarios, se reflejan en las variaciones que experimenta la vagina bajo la influencia de las hormonas ováricas: estrógenos y progesterona (NalBandov 1969); el epitelio vaginal no se mantiene constante durante el ciclo estral: este tejido se desintegra y reconstruye cíclicamente. Según el tipo de células que predominan en el frotis vaginal se puede saber si el epitelio vaginal está siendo estimulado o no por los estrógenos (NalBandov 1969). Si nos basamos en la conexión hipotálamo-hipófisis-gónada que regula y/o controla el ciclo estral de las ratas, podemos hacer varias relaciones. En las ratas, durante el **proestro** se observa una gran concentración de **FSH** en el torrente sanguíneo, los folículos ováricos se encuentran en rápido crecimiento, se observan una gran cantidad de células epiteliales nucleadas (Fig. 11: A); en el **estro**, las dos hormonas de mayor concentración son la **FSH** y la **LH**, sucede la ovulación y puede haber cópula, las células predominantes son epiteliales queratinizadas no nucleadas (Fig. 11: B); en el **metaestro**, la **FSH**, **LH** están a niveles basales, y se incrementa la concentración de **progesterona** y **estrógenos**, puede observarse la formación del cuerpo lúteo, se observan gran cantidad de leucocitos y células queratinizadas (Fig. 11: C); y finalmente, durante el **diestro** no se tiene una concentración apreciativa de ninguna hormona, se observa el cuerpo lúteo en regresión, los leucocitos se aprecian en gran cantidad (Fig. 11: D). Durante el **proestro**, la **FSH** está induciendo a la foliculogénesis en los ovarios para el desarrollo final de un ovocito maduro que pueda ser fecundado. El útero se prepara para recibir al cigoto o embrión para que se implante en el endometrio y posteriormente se desarrolle la placenta. En el **estro**, la hembra está lista para copular con el macho. Los niveles de **FSH** se encuentran elevados, ya que la hormona foliculoestimulante es responsable de la producción de estrógenos y por su intermedio de muchos de los fenómenos del estro, incluyendo el comportamiento de apareamiento de la hembra, la actividad de la musculatura uterina y de las trompas, y de la cornificación de la vagina (Hildebrand 1982). El crecimiento rápido y la cornificación del

epitelio vaginal durante el comienzo y el final del estro se debe a los estrógenos (NalBandov 1969). Durante el estro el cuello uterino o cérvix segrega una gran cantidad de mucus. En algunos animales como roedores y primates el pH vaginal es más alcalina en diestro y se hace más ácido en estro. Tales cambios de pH se deben a los estrógenos secretados por el ovario. Después de la ovulación, la LH induce al folículo roto diferenciarse al cuerpo lúteo y secretar progesterona. En el **metaestro**, la presencia de **estrógenos y progesterona** se debe a la máxima funcionalidad del cuerpo amarillo; el útero está preparado para la fecundación del ovocito e implantación del cigoto o embrión en el endometrio. La citología vaginal vuelve a presentar una proporción 1 a 1 de células nucleadas y queratinizadas y una pequeña cantidad de leucocitos. En el **diestro**, el cuerpo de la hembra está en un "descanso" hormonal temporalmente. Cuando disminuye el nivel de estrógenos después de la ovulación, el epitelio vaginal cornificado comienza a desintegrarse, desaparecen las placas córneas y hay un predominio de leucocitos (NalBandov 1969). Los diferentes niveles hormonales presentes en cada una de las fases del ciclo estral actúan tanto a nivel de ovario, trompas uterinas, útero y vagina. Posiblemente, un mecanismo similar al anteriormente descrito, regula y/o controla el ciclo sexual en *A. j. yucatanicus*, por lo que se sugiere que se haga un posible seguimiento para corroborarlo.

Es muy importante recalcar la importancia de la interrelación entre la citología vaginal y las modificaciones morfofisiológicas del aparato reproductor femenino, ya que, al entender los cambios histológicos, hormonales y citológicos, podemos deducir que en esta especie de murciélago, dichos cambios son regidos por el ciclo hormonal característico de quirópteros y otros mamíferos euterianos.

Con el fin de no sacrificar hembras en gestación y/o amamantando se utilizaron los métodos externos de palpación de la zona baja del vientre y observación del estado de las tetas de las hembras capturadas, durante el periodo de muestreo, dichas observaciones reforzaron que se encuentran hembras amamantantes y en gestación a lo largo del año. Además se comprobó que el método de palpación es cuestionable en cuanto a su efectividad, debido a que tres de las cuatro hembras estudiadas (sacrificadas en noviembre y diciembre) presentaron implantación de embriones con un desarrollo precoz demostrado por medio del estudio histológico, sin embargo, es adecuado para determinar a las hembras

con un periodo de gestación más avanzado. Esto apoya la idea de que las hembras son fértiles, están gestantes y paren en cualquier época del año de manera asincrónica.

Los datos obtenidos por medio de la citología vaginal exfoliativa de las hembras capturadas entre los meses de junio a diciembre de 1996, corroboran que esta especie de quiróptero en la zona de los poblados de Tekax, Akil y Ticul, Yucatán, exhibe un **ciclo reproductivo poliéstrico no estacional y monoovulatorio**, con ausencia de picos reproductivos durante el año, esto es: en el periodo de muestreo comprendido entre los meses de junio a diciembre (con excepción de enero a mayo), se capturaron hembras que se encontraban en alguna de las fases del ciclo reproductivo anual. El elevado porcentaje de hembras en estro durante el periodo de muestreo y la presencia de espermatozoides en estos frotis indica que hubo receptividad sexual, cópula, fecundación y gestación durante todos estos meses, lo cual muestra gran actividad reproductora.

VII. CONCLUSIONES.

Con base a los resultados obtenidos en este estudio podemos concluir lo siguiente:

A) A diferencia de lo reportado por Fleming (1971), Keast y Handley (1991) y Wilson *et al.* (1991) sobre el ciclo reproductivo de *Artibeus jamaicensis* para la zona central de América, esto es, que *A. jamaicensis* sigue un patrón reproductivo poliéstrico bimodal con dos picos reproductivos anuales en los meses de marzo-abril y julio-agosto, en la zona de los poblados de Tekax, Akil y Ticul en la península de Yucatán, la subespecie *A. j. yucatanicus* presenta un patrón reproductivo poliéstrico no estacional y monoovulatorio, a nivel poblacional lo cual concuerda con lo sugerido por Jones *et al.* (1973) para la península de Yucatán, sobre una asincronía en la reproducción y la crianza. Este patrón reproductivo general puede ser el resultado de la alta y constante disponibilidad de recursos durante todo el año, la

con un periodo de gestación más avanzado. Esto apoya la idea de que las hembras son fértiles, están gestantes y paren en cualquier época del año de manera asincrónica.

Los datos obtenidos por medio de la citología vaginal exfoliativa de las hembras capturadas entre los meses de junio a diciembre de 1996, corroboran que esta especie de quiróptero en la zona de los poblados de Tekax, Akil y Ticul, Yucatán, exhibe un **ciclo reproductivo poliéstrico no estacional y monoovulatorio**, con ausencia de picos reproductivos durante el año, esto es: en el periodo de muestreo comprendido entre los meses de junio a diciembre (con excepción de enero a mayo), se capturaron hembras que se encontraban en alguna de las fases del ciclo reproductivo anual. El elevado porcentaje de hembras en estro durante el periodo de muestreo y la presencia de espermatozoides en estos frotis indica que hubo receptividad sexual, cópula, fecundación y gestación durante todos estos meses, lo cual muestra gran actividad reproductora.

VII. CONCLUSIONES.

Con base a los resultados obtenidos en este estudio podemos concluir lo siguiente:

A) A diferencia de lo reportado por Fleming (1971), Keast y Handley (1991) y Wilson *et al.* (1991) sobre el ciclo reproductivo de *Artibeus jamaicensis* para la zona central de América, esto es, que *A. jamaicensis* sigue un patrón reproductivo poliéstrico bimodal con dos picos reproductivos anuales en los meses de marzo-abril y julio-agosto, en la zona de los poblados de Tekax, Akil y Ticul en la península de Yucatán, la subespecie *A. j. yucatanicus* presenta un patrón reproductivo poliéstrico no estacional y monoovulatorio, a nivel poblacional lo cual concuerda con lo sugerido por Jones *et al.* (1973) para la península de Yucatán, sobre una asincronía en la reproducción y la crianza. Este patrón reproductivo general puede ser el resultado de la alta y constante disponibilidad de recursos durante todo el año, la

cual estaría constituida principalmente por frutos salvajes y cultivados (huertos de los poblados), polen y en menor grado de insectos.

B) Con base en lo anterior, se sugiere que cada hembra puede tener un promedio de 2 a 3 crías por año. Es necesario un seguimiento individual de las hembras para poder determinar el número de crías por año y si existe o no un retardo embrionario para esta especie en esta zona de la península de Yucatán.

C) La presencia de un solo embrión implantado y de un cuerpo lúteo de la gestación, así como la morfología de útero simple, revela que probablemente esta especie es monoovulatoria.

D) Se sugiere que *A. jamaicensis yucatanicus* no recurre al retardo en el desarrollo embrionario para adaptar su ciclo reproductivo a la disponibilidad de recursos anual. Fleming (1971) reporta la presencia de hembras con embriones macroscópicamente identificables en el mes de diciembre, los cuales son paridos hasta marzo o abril del siguiente año. En este estudio se encontró que en noviembre y diciembre de 1996 hubo hembras con embriones en estadios tempranos de gestación (embrión trilaminar y en neurulación) y hembras a punto de parir o amamantando en el mes de febrero del siguiente año, lo cual quiere decir que, si bien las hembras preñadas con embriones microscópicos en noviembre y diciembre darán a luz en los meses de marzo y abril del siguiente año (después de cuatro meses de gestación) las hembras que paren o están amamantando en febrero fueron preñadas cuatro meses antes, en los meses de septiembre y octubre. Esto a su vez, refuerza el hecho de que existe una reproducción asincrónica en esta especie para esta zona de la península de Yucatán. Se estima que el periodo de gestación promedio es de cuatro meses como lo define Fleming (1971) anteriormente.

E) La foliculogénesis es similar a la del género *Artibeus* y a la de otros mamíferos, con este patrón reproductivo.

F) *A. jamaicensis yucatanicus* presenta características similares con otros miembros del orden Chiroptera en lo referente a la morfología e histología del aparato reproductor femenino.

G) La citología vaginal exfoliativa muestra que durante todo el año, esta especie de quiróptero presenta receptividad sexual y apareamiento de manera no estacional.

H) Por medio del análisis y la comparación de diferentes aspectos morfo-histológicos y fisiológicos se pueden establecer interesantes relaciones filogenéticas entre las diferentes especies del orden Chiroptera, así como también seguir y distinguir los diferentes cambios evolutivos y adaptativos en el aparato reproductor femenino desde el nivel del orden pasando por las familias, subfamilias y llegando hasta las subespecie.

Este estudio es de gran relevancia ya que:

1) Por medio del conocimiento del ciclo sexual de *Artibeus jamaicensis yucatanicus* en Yucatán, podemos deducir que es una especie con alta actividad reproductiva durante todo el año, la cual no se ve afectada por la disponibilidad de recursos. Por la gran frecuencia de captura de individuos tanto masculinos como femeninos durante todos los meses del año, este murciélago puede ser una guía sobre la variabilidad de los recursos de los cuales depende (silvestres o cultivados).

La disminución en el número de individuos o la modificación de su ciclo sexual puede indicarnos alguna alteración en la abundancia de sus recursos alimenticios, cambios climáticos, modificaciones de su habitat, etc.

2) El conocimiento de la citología vaginal exfoliativa y el uso de métodos indirectos es de gran ayuda para evitar el sacrificio de especímenes y poder determinar su ciclo sexual eficazmente.

Cabe recalcar que no hay reportes que describan profunda y detalladamente la histomorfología del aparato genital femenino de *Artibeus jamaicensis* con excepción del artículo de Hood y Smith (1983) quienes muestran de manera general la histomorfología del útero, las trompas y los ovarios; y respecto a la subespecie *A. jamaicensis yucatanicus*, hasta la fecha no se había descrito la histomorfología del aparato genital, la citología vaginal, el embrión y su ciclo reproductivo.

Debido a que esta especie de quiróptero puede manipularse fácilmente y a que tiene una mayor frecuencia de captura en el campo, puede servir como un modelo de estudio para

la reproducción de los quirópteros en cautiverio y su aplicación posterior para reproducir especies de murciélagos en peligro de extinción; también puede ser utilizado para estudiar el desarrollo embrionario de los quirópteros en etapas tempranas, gestación y cuidado maternal, conducta territorial y de apareamiento, etc.

La protección de las especies animales y vegetales de nuestro país y del mundo es una necesidad cada vez más inminente. Lamentablemente, cada día se destruyen ecosistemas y se extinguen diversas formas de vida en todos los rincones de nuestro país. Al conocer la biología de una especie animal más a fondo podemos disponer de eficaces herramientas para su manejo y protección adecuados. Aún y cuando las poblaciones de esta especie de quiróptero son numerosas y abundantes, no debemos esperar a que se encuentre en peligro de extinción para protegerla. Al tener mayor información sobre su reproducción, hábitos alimenticios, ecología y otros, se puede evitar la destrucción de su hábitat, la disminución de sus recursos alimenticios y la introducción de otras especies dañinas que pueden alterar el ecosistema de ésta y otras especies animales.

Finalmente, se sugiere un estudio de seguimiento individual y detallado de las hembras de este murciélago para determinar si existe o no retardo embrionario, cuantas crías tiene cada hembra en un periodo anual y si es monovulatoria.

VIII. MICROFOTOGRAFÍAS

FIGURA 1.

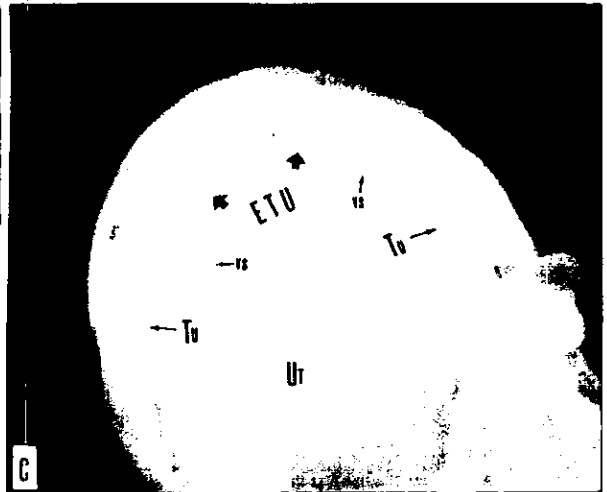
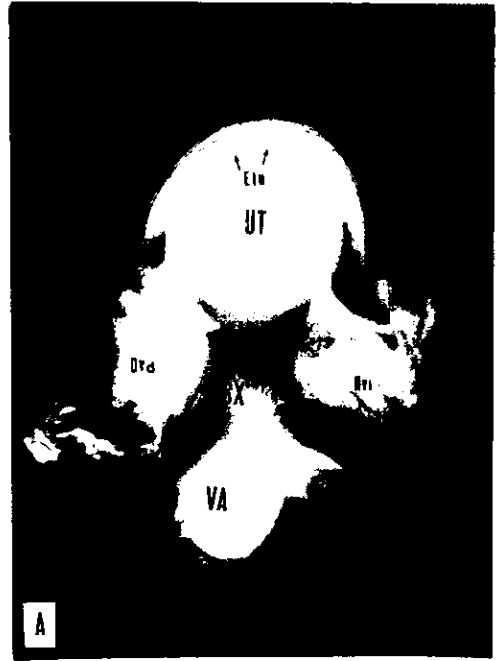


FIGURA 2.

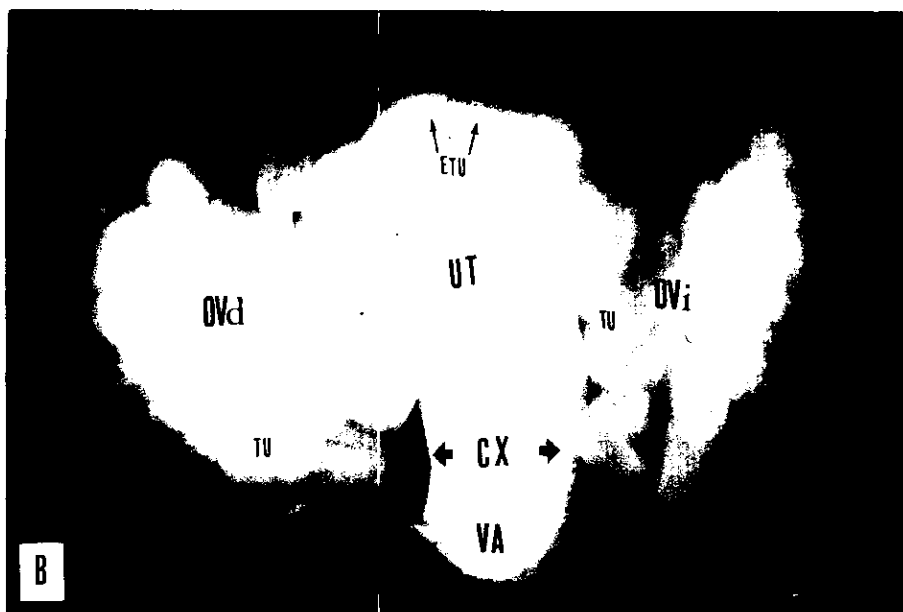
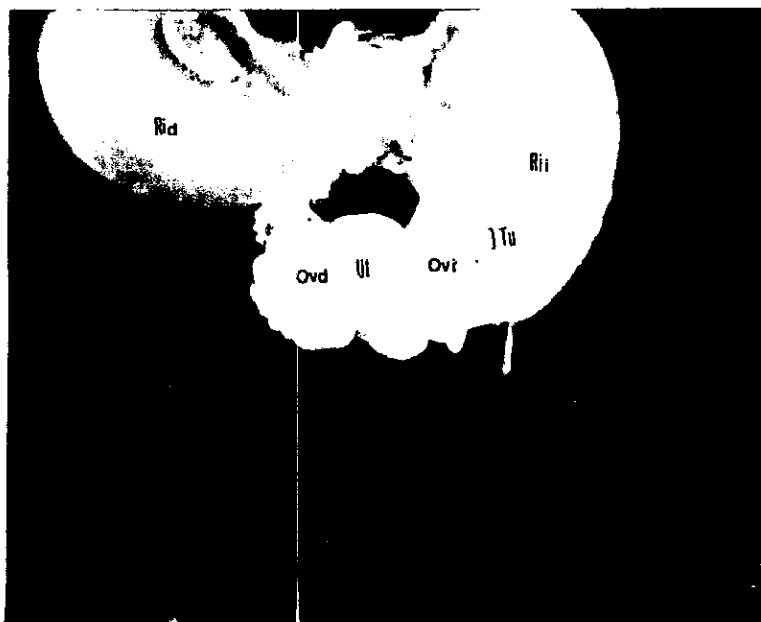


Figura 1.- Aparato reproductor femenino. Hembra adulta sexualmente madura. A) Vista ventral. **Ri.-** Riñones. **Ovi.-** Ovarios izquierdo. **Ovd.-** derecho. **Ut.-** Útero. **Tu.-** Trompas uterinas. **B)** Vista ventral. **Ut.-** Útero. **Cx.-** Cérvix. **Va.-** Vagina. **Etu.-** Entrada trompas uterinas. **Tu.-** Trompas uterinas. **Ov.-** Ovario derecho e izquierdo.

Figura 2.- Aparato reproductor femenino. Hembra grávida. A) Vista ventral. **Ut.-** Útero. **Cx.-** Cérvix. **Va.-** Vagina. **Ov.-** Ovarios izquierdo y derecho. **Etu.-** Entrada trompas uterinas al útero. **B)** Vista dorsal. **Ut.-** Útero. **Cx.-** Cérvix. **Va.-** Vagina. **Ov.-** Ovario derecho. **Tu.-** Trompa uterina. **Vs.-** Vasos sanguíneos. **Lg.-** Ligamentos. **Tp.-** Tejido peritoneo. **C)** Vista superior del útero. **Ut.-** Útero. **Tu.-** Trompas uterinas. **Etu.-** Entrada trompas uterinas al útero. **Vs.-** Vasos sanguíneos.

FIGURA 3.

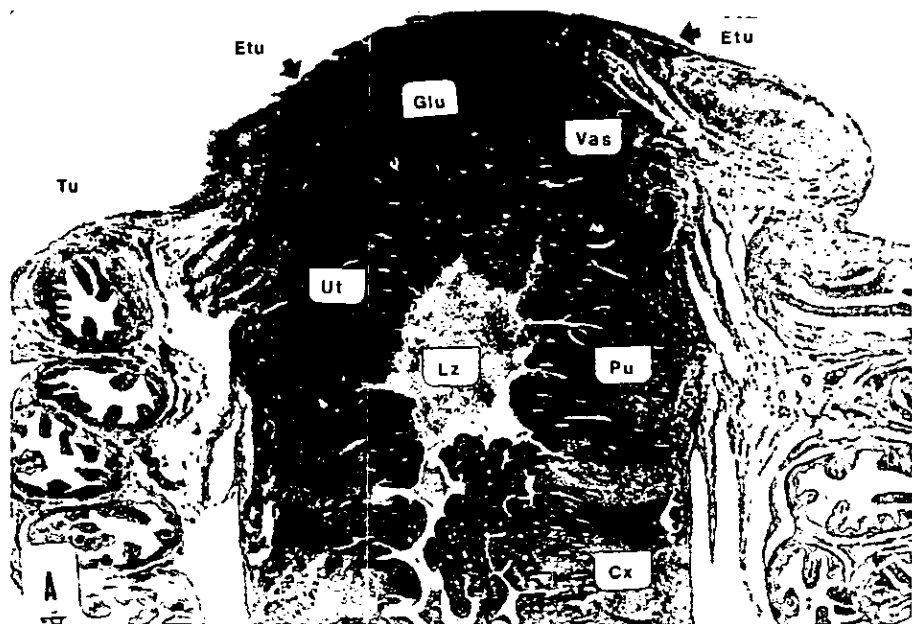


FIGURA 3.
(Continuación)

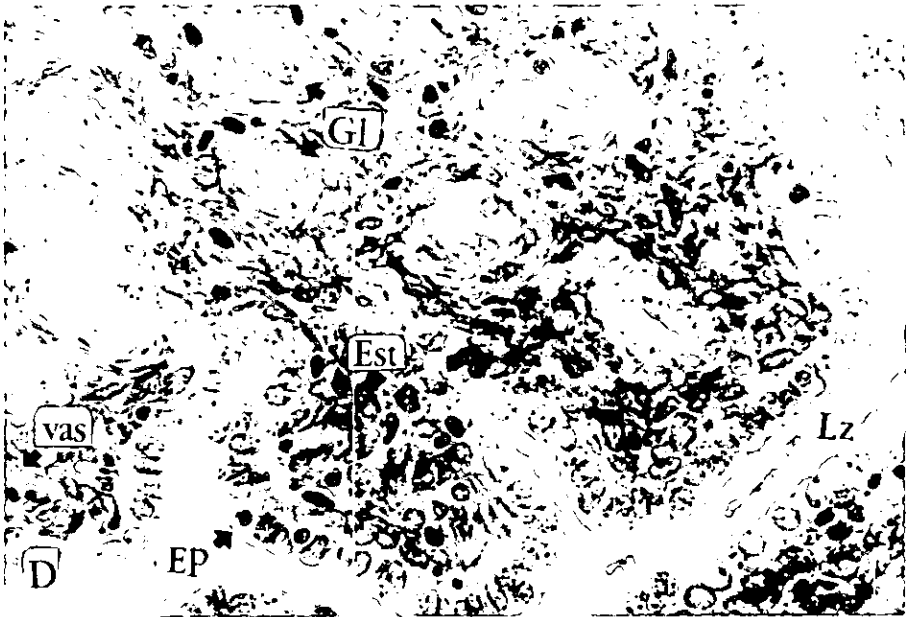
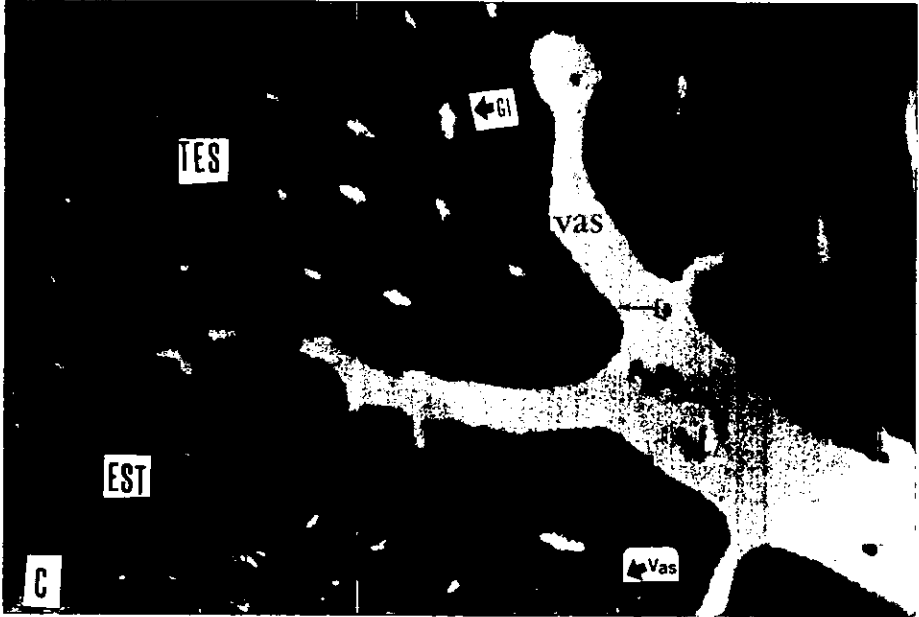


Figura 3.- Útero. A) Microfotografía de útero no grávido. H-E. (2.5x). **Ut.-** Útero. **Cx.-** Cérvix. **Tu.-** Tuba uterina. **Pu.-** Pared del útero. **Etu.-** Entrada tuba uterina. **Lz.-** Luz. **Vas.-** Vaso sanguíneo. **B)** Microfotografía de pared del útero. H-E. (10x). **Pe.-** Perimetrio. **Mi.-** Miometrio. **End.-** Endometrio. **Gl.-** Glándulas endometriales. **Ep.-** Epitelio superficial cúbico monoestratificado. **Vell.-** Vellocidades. **Lz.-** Luz. **C)** Microfotografía de la mucosa endometrial del útero. H-E. (40x). **Tes.-** Tejido esponjoso. **Gl.-** Glándulas endometriales. **Est.-** Estroma. **Ep.-** Epitelio superficial cúbico monoestratificado. **Vas.-** Vaso sanguíneo. **Lz.-** Luz. **D)** Microfotografía de la mucosa endometrial del útero. Masson. (40x). **Ep.-** Epitelio superficial cúbico monoestratificado. **Est.-** Estroma. **Gl.-** Glándulas endometriales. **Vas.-** Vaso sanguíneo. **Lz.-** Luz.

Figura 4.

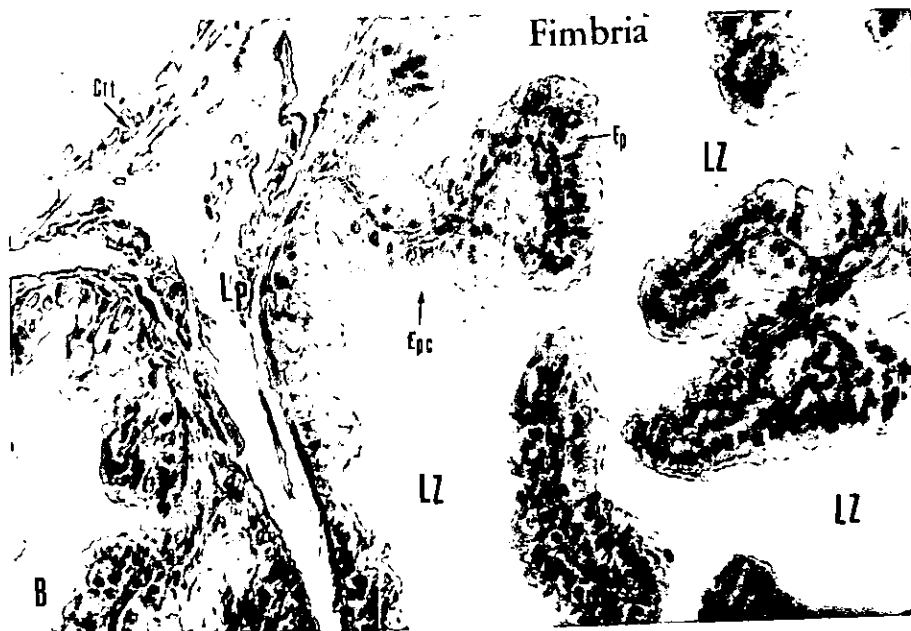
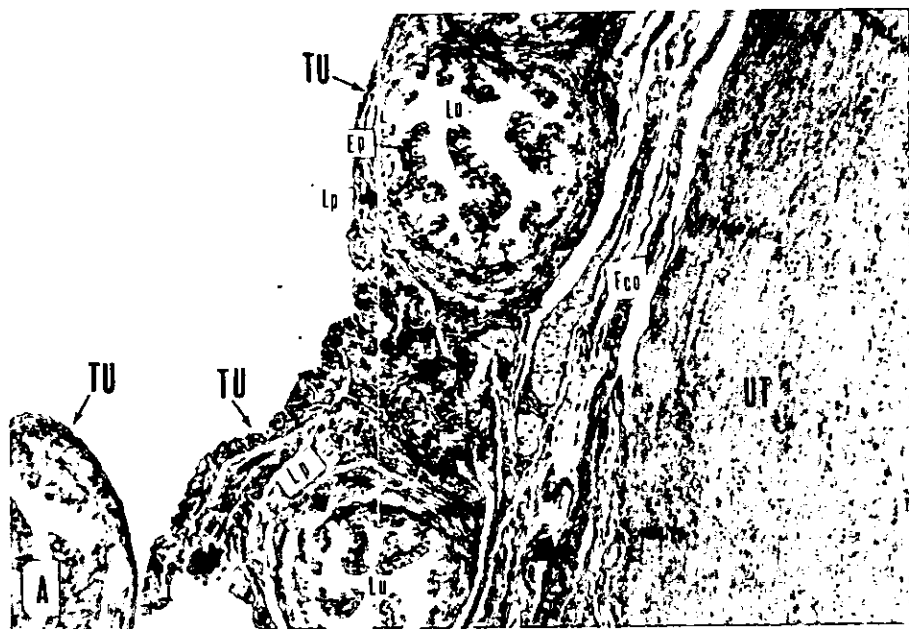


Figura 4.
(Continuación).

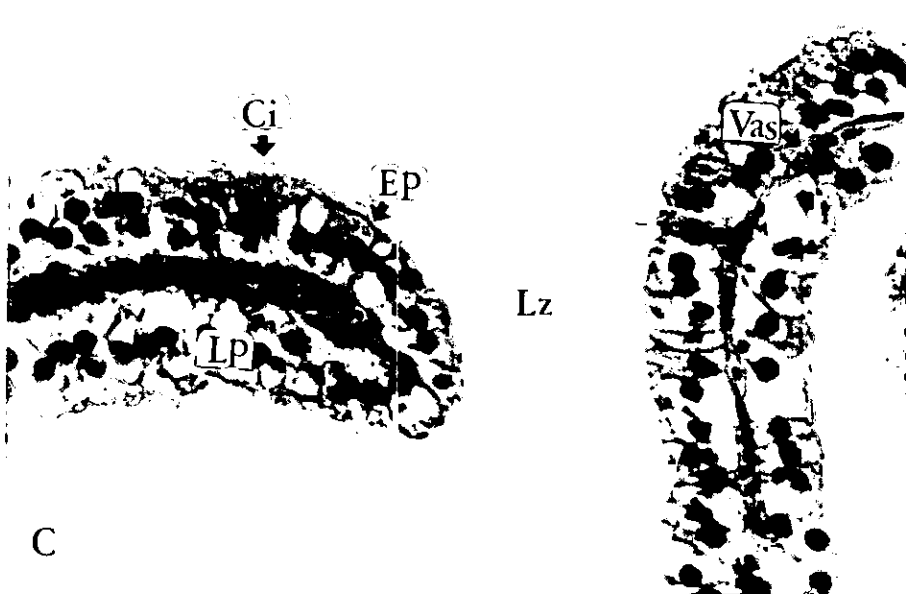


Figura 4.- Tubas uterinas. A) Microfotografía de la sección transversal de la tuba uterina. Masson. (10x). **Ut.-** Útero. **Tu.-** Tuba uterina. **Ep.-** Epitelio cilíndrico monoestratificado. **Lz.-** Luz. **Lp.-** Lámina propia. **Fco.-** Fibras de colágena.

B) Microfotografía de la mucosa de tuba uterina. Masson (40x). **Crt.-** Corteza. **Lp.-** Lámina propia. **Ep.-** Epitelio cilíndrico monoestratificado. **Epc.-** Epitelio de células conificadas. **Lz.-** Luz. **C)** Microfotografía de los cilios de la tuba uterina. PAS. (40x). **Ep.-** Epitelio cilíndrico monoestratificado. **Lp.-** Lámina propia. **Ci.-** Cilios. **Vas.-** Vaso sanguíneo. **Lz.-** Luz.

FIGURA 5.

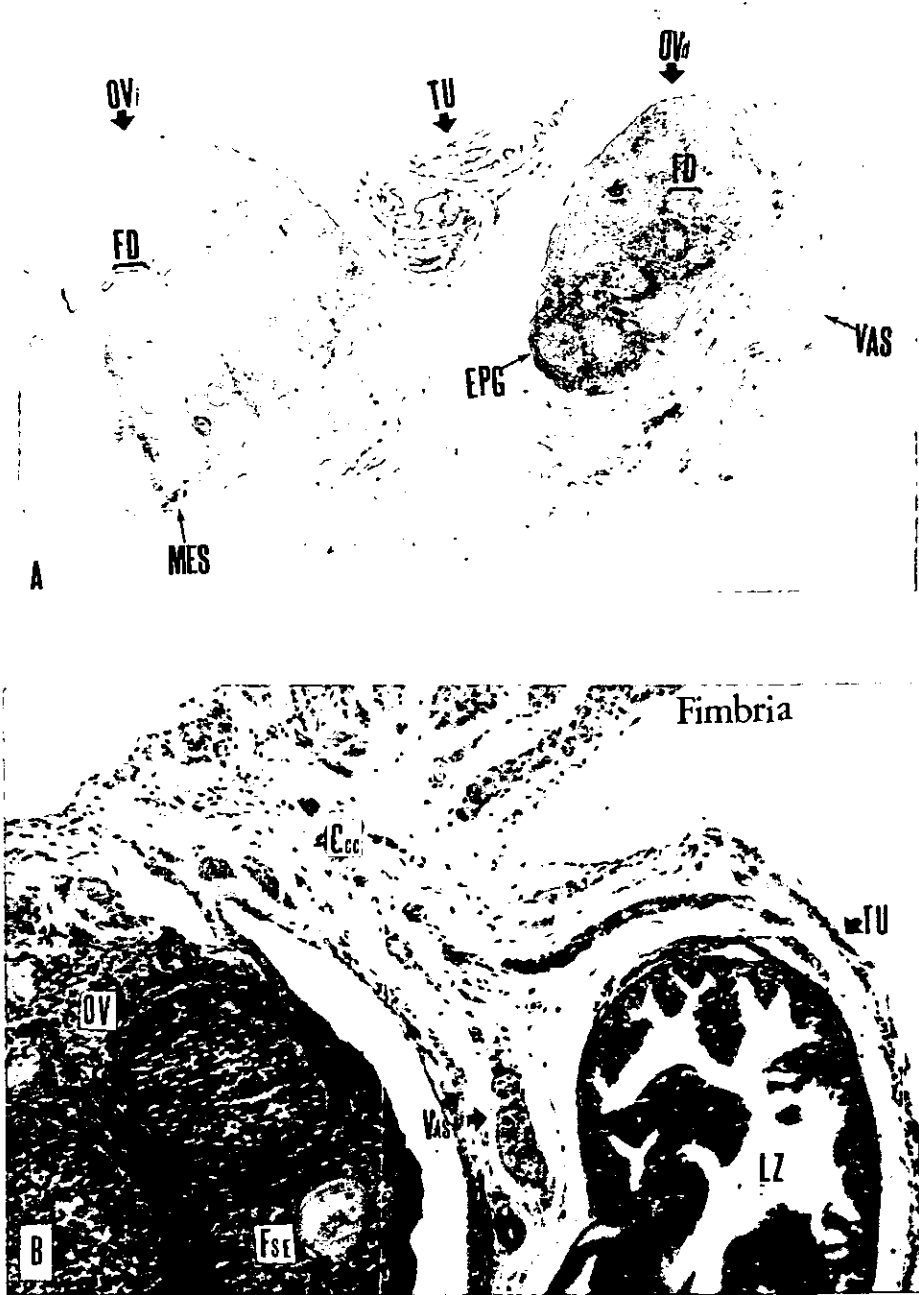


Figura 5.- Ovario. A) Microfotografía de ovarios izquierdo/derecho. H-E. (2.5x). **Ov.-** Ovarios izquierdo/derecho. **Tu.-** Tubas uterinas. **Fd.-** Folículos en desarrollo. **Mes.-** Mesotelio. **Vas.-** Vaso sanguíneo. **B)** Microfotografía de la conexión trompa uterina-ovario. H & E. (10x). **Ov.-** Ovario. **Fse.-** Folículo secundario. **Tu.-** Tuba uterina. **Ccc.-** Conexión tuba uterina-ovario. **Lz.-** Luz. **Vas.-** Vaso sanguíneo.

FIGURA 6.

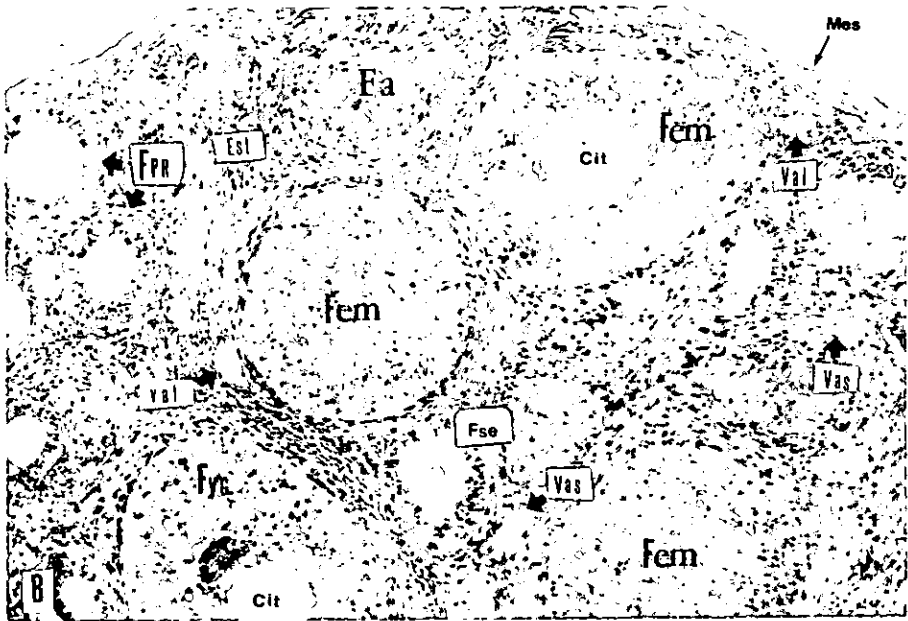
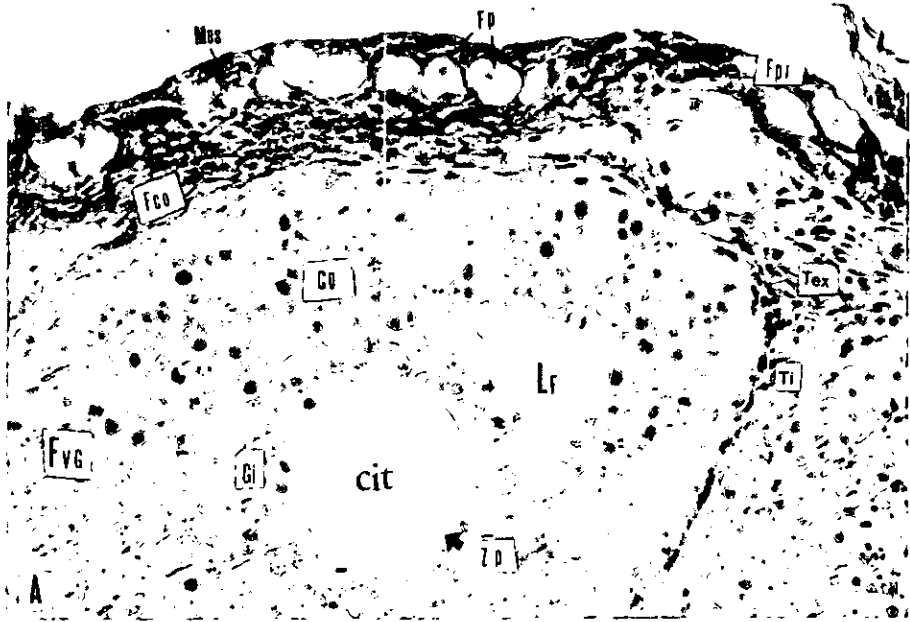


Figura 6.- Ovario. A) Microfotografía de ovario izquierdo. Masson. (40x).
Mes.- Mesotelio. **Fp.-** Folículos primordiales. **Fpr.-** Folículo primario. **Fvg.-** Folículo de Von-Graaf. **Tex.-** Teca externa. **Ti.-** Teca interna. **Fco.-** Fibras de colágeno. **Cg.-** Células foliculares de la granulosa. **Gi.-** Granulosa interna. **Zp.-** Zona pelúcida. **Cit.-** Citoplasma del ovocito. **Lf.-** Líquido folicular. **B)** Microfotografía de ovario. H-E. (10x).
Mes.- Mesotelio. **Fpr.-** Folículo primario. **Fse.-** Folículo secundario. **Fem.-** Folículo en maduración. **Fvg.-** Folículo de Von Graaf. **Lf.-** Líquido folicular. **Cg.-** Células de la granulosa. **Cit.-** Citoplasma del ovocito. **Est.-** Estroma. **Val.-** Vasos linfáticos. **Vas.-** Vasos sanguíneos.

FIGURA 6.
(Continuación)

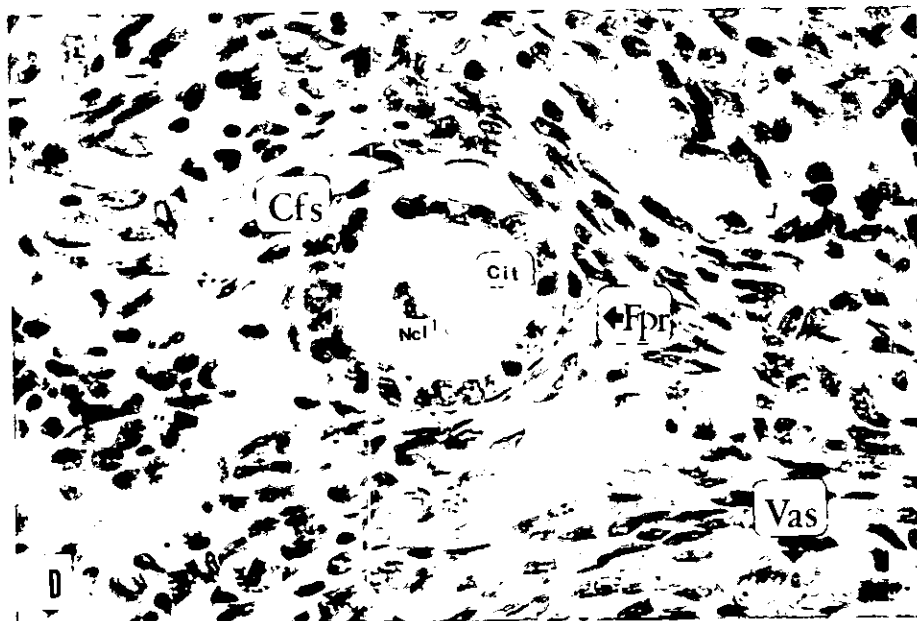
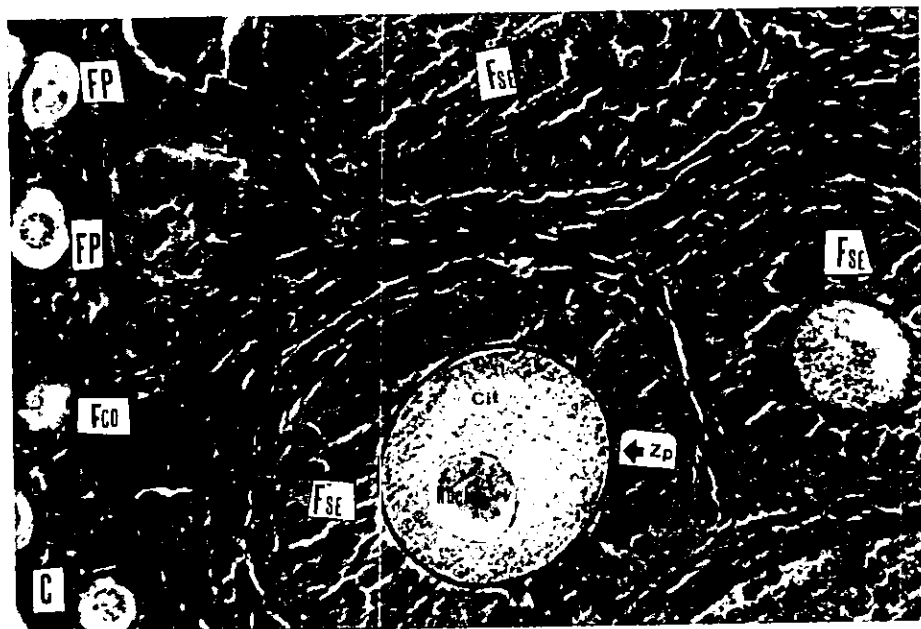


Figura 6 (Continuación).- C) Microfotografía de ovario. Masson. (40x).
Fp.- Folículos primordiales. **Fse.-** Folículos secundarios. **Fco.-** Fibras de colágeno.
Zp.- Zona pelúcida. **Cit.-** Citoplasma del ovocito. **D)** Microfotografía de ovario. PAS.
(40x). **Fpr.-** Folículo primario. **Cfs.-** Células foliculares. **Cit.-** Citoplasma del ovocito.
Ncl.- Núcleo del ovocito. **Vas.-** Vaso sanguíneo.

FIGURA 6.
(Continuación)

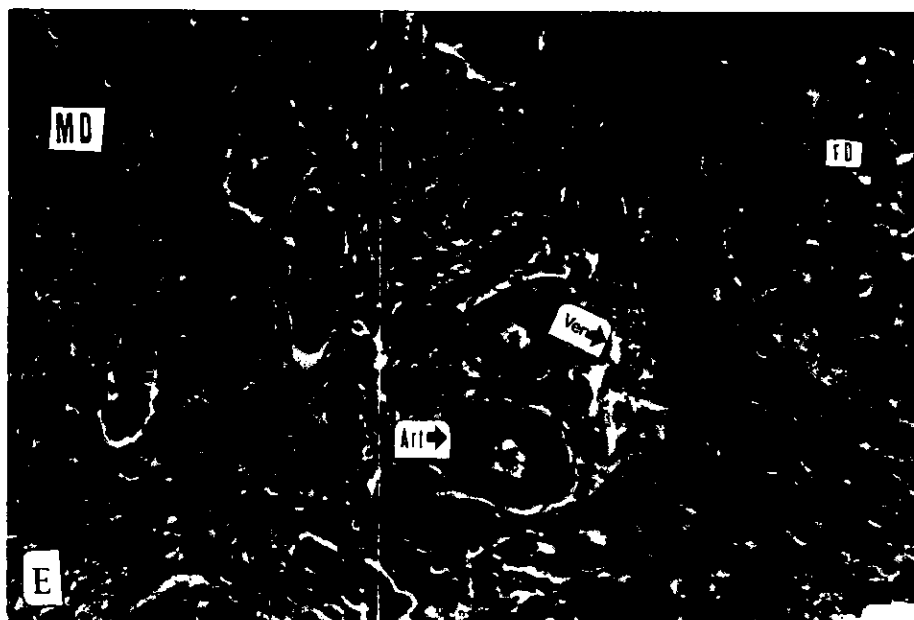


Figura 6 (Continuación).- E) Microfotografía de la zona “medular” del ovario. H & E. (40x). **Fd.-** Folículo en desarrollo. **Md.-** Médula. **Art.-** Arteria. **Ven.-** Vena.

F) Microfotografía de la zona “medular” del ovario. Masson. (40x). **Md.-** Médula. **Art.-** Arteria. **Ven.-** Vena. **Fco.-** Fibras de colágeno.

FIGURA 6.
(Continuación)

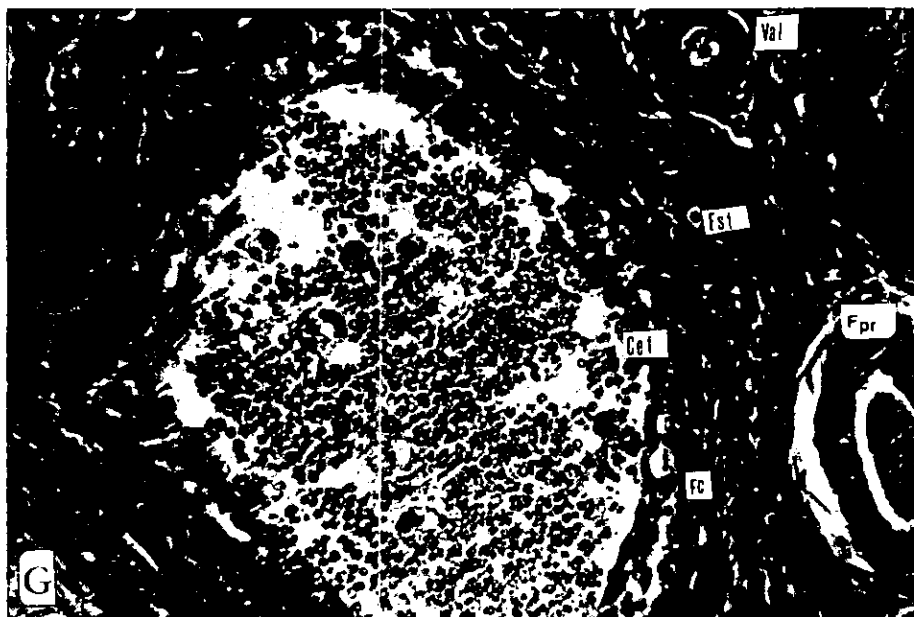


Figura 6 (Continuación).- G) Foliculo atrésico. Microfotografía de ovario. Masson. (40x). **Fa.-** Foliculo atrésico. **Fc.-** Fibras de colágeno. **Fpr.-** Foliculo primario. **Val.-** Vaso linfático. **Cef.-** Células foliculares. **Est.-** Estroma. **H) Microfotografía de un foliculo poliovulatorio (tetrafolicular).** H & E. (40x). **Fed.-** Foliculos en desarrollo. **Fse.-** Foliculo secundario. **Est.-** Estroma. **Vas.-** Vaso sanguíneo. .

FIGURA 7.

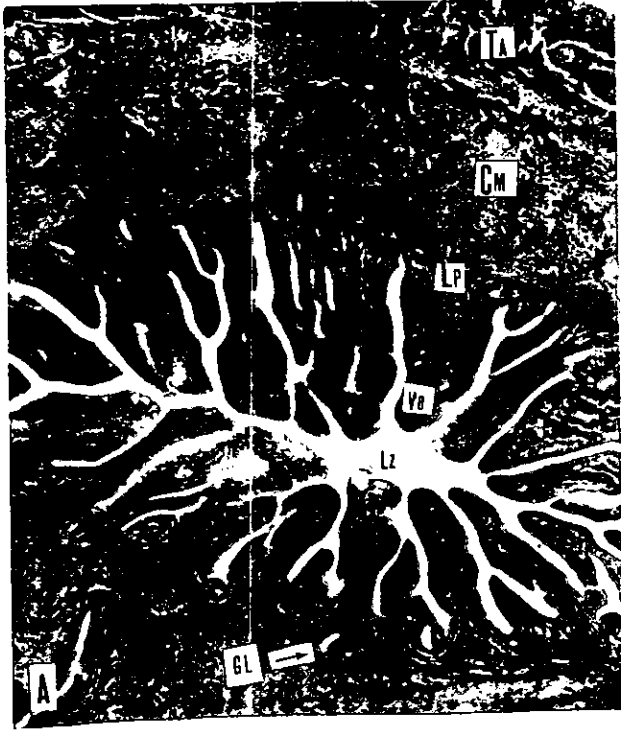


Figura 7.- *Vagina*. A) Microfotografía de vagina no grávida. Masson. (2.5x). Cm.- Capa muscular. Lp.- Lámina propia. Ve.- Velloidades. Inv.- Invaginación de las velloidades. Epc.- Epitelio de células cornificadas. Lz.- Luz.

FIGURA 8.

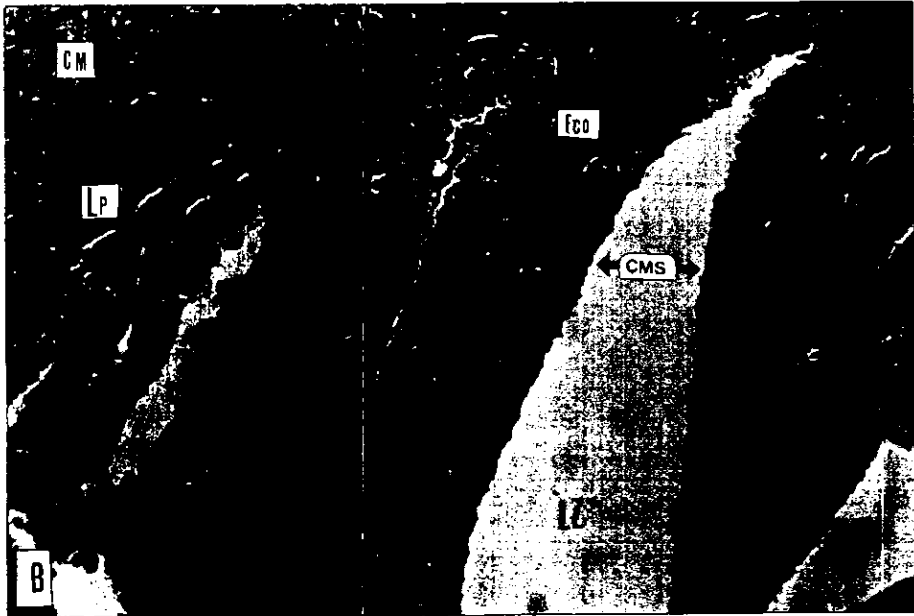
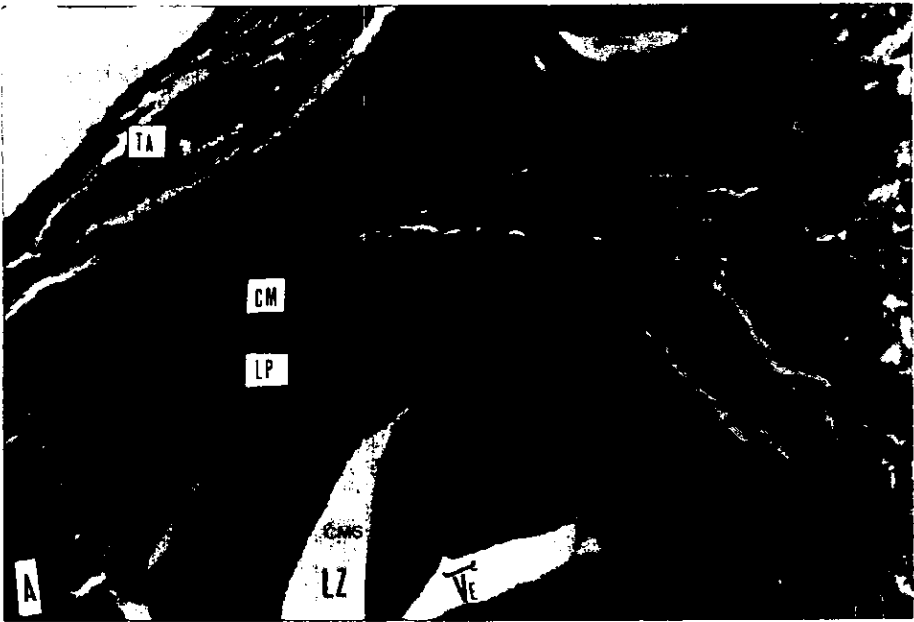


Figura 8.- A) Microfotografía del cérvix de una hembra grávida. Masson. (10x).
Ta.- Túnica adventicia. **Cm.-** Capa muscular. **Lp.-** Lámina propia. **Ve.-** Vellosidades.
Cms.- Células mucosecretoras. **Lz.-** Luz. **B)** Microfotografía de una vellosidad del
cérvix de una hembra grávida. Masson. (40x). **Cm.-** Capa muscular. **Lp.-** Lámina
propia. **Fco.-** Fibras de colágeno. **Ep.-** Epitelio cúbico monoestratificado. **Cms.-** Células
mucosecretoras. **Lz.-** Luz.

Figura 9.

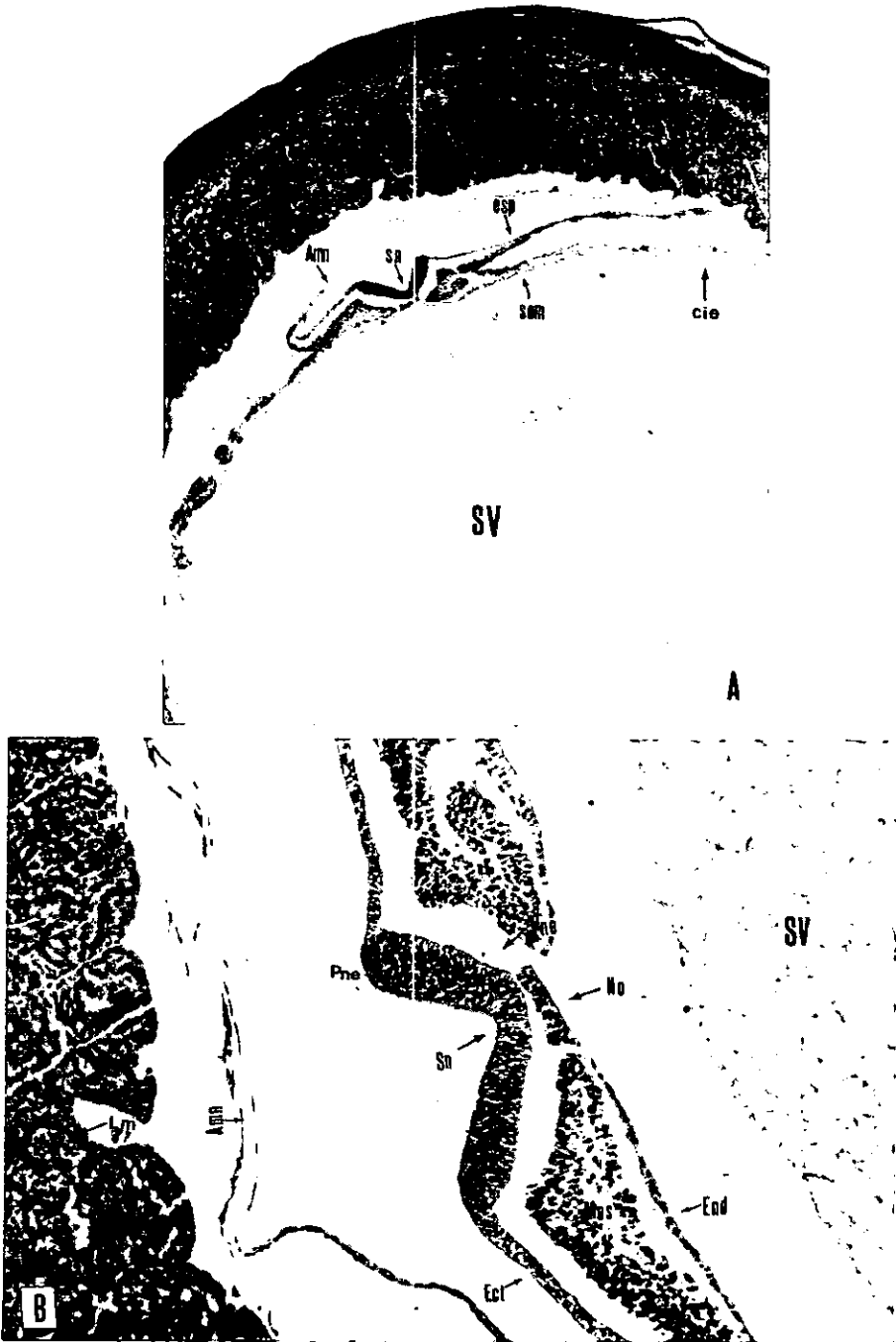


Figura 9.- Útero grávido. Embrión. A) Microfotografía de embrión en fase de neurulación. PAS. (10x). **Ut.-** Útero. **Pe.-** Perimetrio. **Mi.-** Miometrio. **Db.-** Desidua basa. **Sn.-** Surco neural. **Esp.-** Esplacnopleura. **Som.-** Somatopleura. **Amn.-** Amnios. **Sv.-** Saco vitelino. **Vco.-** Vellosidades coriónicas. **Cie.-** Celoma intaembrionario. **Cee.-** Celoma extraembrionario. **B)** Microfotografía de un embrión en fase de neurulación. PAS. (40x). **Sn.-** Surco neural. **Ect.-** Ectodermo. **Mes.-** Mesodermo. **End.-** Endodermo. **Pne.-** Placa neural. **No.-** Notocorda. **Amn.-** Amnios. **Sv.-** Saco vitelino. **Lm.-** Laguna materna. **Vco.-** Vellosidades coriónicas de la placenta en formación.

Figura 10.

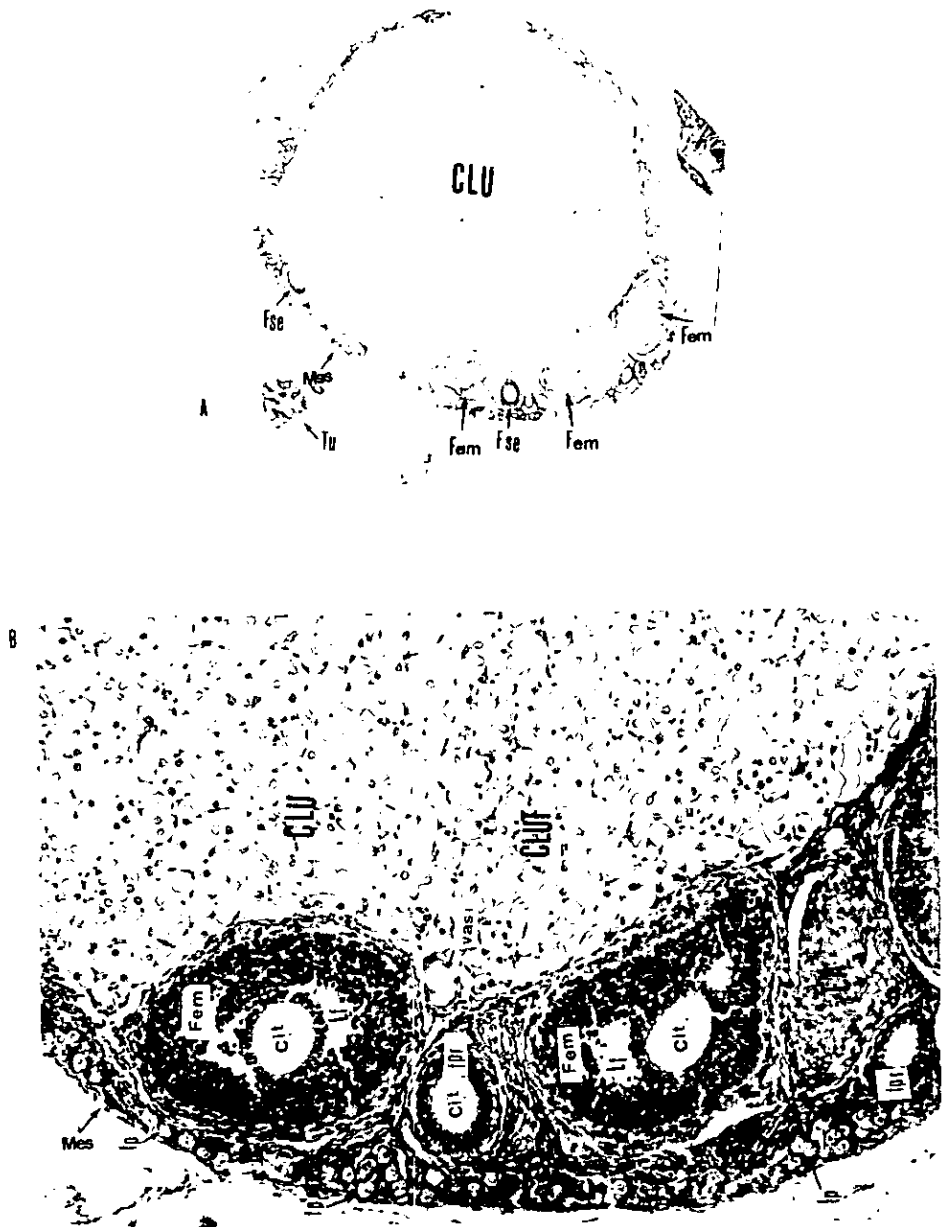


Figura 10.- *Cuerpo lúteo.* **A)** Microfotografía de ovario con el cuerpo lúteo. H & E. (2.5x). **Epg.-** Epitelio germinativo. **Fse.-** Folículos secundarios. **Fem.-** Folículos en maduración. **Clu.-** Cuerpo lúteo. **Tu.-** Trompa uterina. **B)** Microfotografía de ovario con el cuerpo lúteo. H & E. (10x). **Epg.-** Epitelio germinativo. **Fp.-** Folículos primordiales. **Fpr.-** Folículos primarios. **Fem.-** Folículos en maduración. **Fa.-** Folículo atrésico. **Cit.-** Citoplasma del ovocito. **Lf.-** Líquido folicular. **Clu.-** Cuerpo lúteo. **Clut.-** Células luteínicas. **Vas.-** Vaso sanguíneo.

Figura 11.

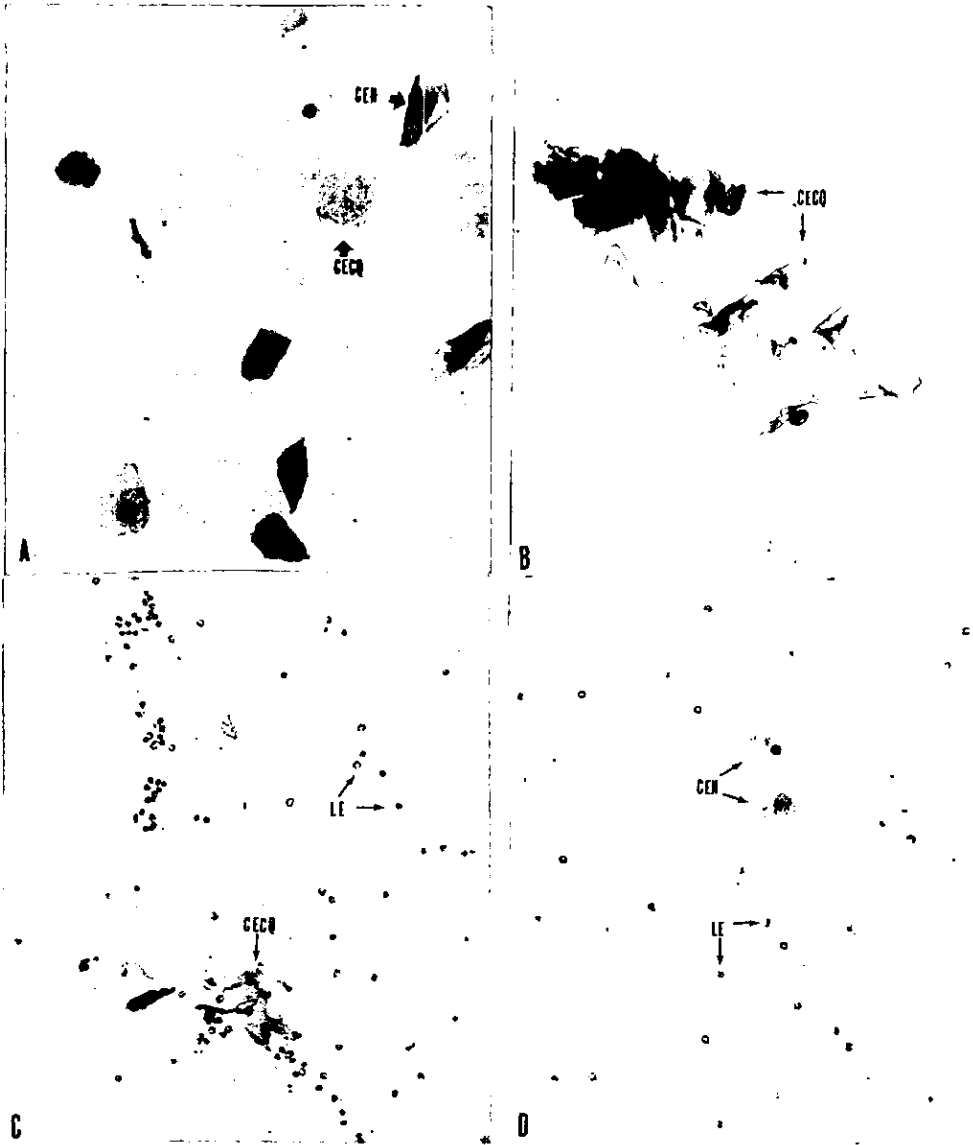


Figura 11.- *Citología vaginal exfoliativa*. Papanicolau. (40x).

- A) PROESTRO. CECQ.-** Células epiteliales cornificadas/queratinizadas.
CEN.- Células epiteliales nucleadas.
- B) ESTRO. CECQ.-** Células epiteliales cornificadas/queratinizadas.
- C) METAESTRO. CECQ.-** Células epiteliales cornificadas/queratinizadas.
LE.- Leucocitos.
- D) DIESTRO. CEN.-** Células epiteliales nucleadas. **LE.-** Leucocitos.

Figura 12.

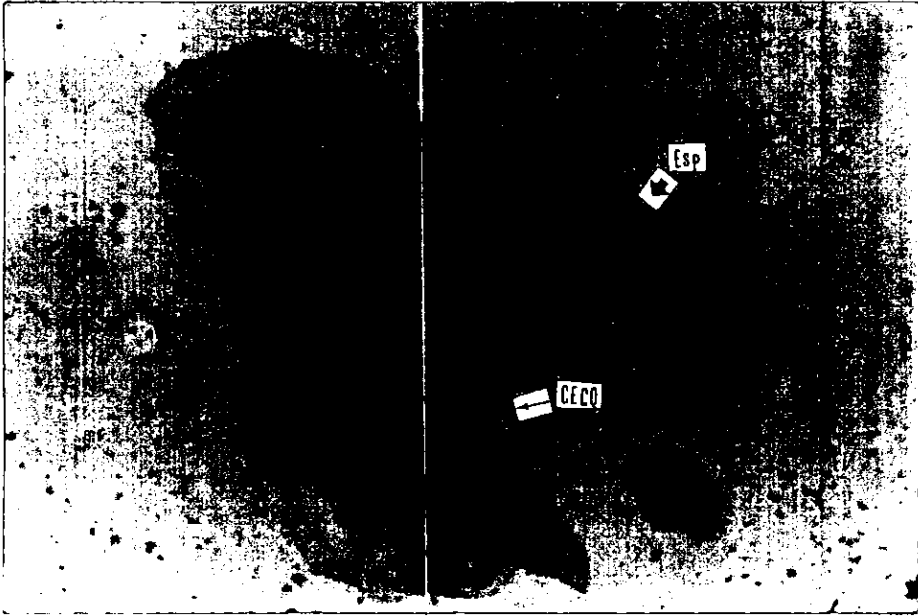


Figura 12.- *Frotis vaginal de estro mostrando espermatozoide. Papanicolau. (100x).*

CECQ.- Células cornificadas/queratinizadas.

ESP.- Espermatozoide.

IX. BIBLIOGRAFÍA

- Allen J. A. 1904. Bulletin of the American Musseum of Natural History. 20: 232.
- Allen J. A. 1908. Bulletin of the American Musseum of Natural History. 24: 669.
- Allen G. M. 1939. Bats. Harvard University Press. Cambridge. Pp. 368.
- Anderson J. W. y Wimsatt W. A. 1963. Placentation and fetal membranes of the Central American noctilionid bat, *Noctilio labialis minor*. American Journal of Anatomy. 112: 181-202.
- Arita H. T. 1992. Ecology and Conservation of cave bat communities in Yucatán, México. Tesis Doctoral. University of Florida. Pp. 280.
- Armed Forces Institute of Pathology (AFIP). Manual of histologic stainin methods. Tercera edición. Mc. Graw-Hill. Nueva York.
- Bleier W. J. 1979. Embriology. En: Baker R. F., Jones Jr. J. K. y Carter D. C. Ed. Biology of Bats of the New World, Family Phyllostomatidae. Part III. Special Publications of the Museum Texas Tech University. Pp. 379-386.
- Bodley H. D. 1974. Ultrastructural development of the chorioallantoic placental barrier in the bat *Macrotus waterhousii*. Anat. Rec. 180: 351-368.
- Bradshaw G. V. R. 1961. Le cycle de reproduction de *Macrotus californicus* (Chiroptera: Phyllostomatidae). Mammalia 25: 117-118.
- Bradshaw G. V. R. 1961. A life histoty study of the California leaf-nosed bat, *Macrotus californicus*. Unpublished Ph. D. dissertation. University of Arizona. 89 pp.
- Bronson F. H. 1989. Mamalian reproductive biology. The University of Chicago. U.S.A. Pp. 212-217.
- Dalquest W. W., Werner H. J. y Roberts J. H. 1952 The facial glands of a fruit-eating bat, "*Artibeus jamaicensis*". Journal of Mammalogy 33: 102-103.
- Dalquest W. W. 1953 Mexican bats of the genus "*Artibeus*". Proc. Biol. Soc. Washington 66: 61-66.
- Davis W. B. 1970. The large fruit bat (Genus *Artibeus*) of Middle America with a review of the *Artibeus jamaicensis* complex. Journal of Mammalogy 51: 105-122.
- Estrada, F. E., Peralta Z. L. y Rivas M. P. 1982. Manual de Técnicas Histológicas. A.G.T. Editor. S.A. México.
- Felten H. 1956a. Quirópteros (Mammalia: Chiroptera) en el Salvador. Comm. Instituto Tropical de Investigación Científica, Univniversidad de El Salvador 5: 153-170.
- Fleming T. H. 1971. *Artibeus jamaicensis*: Delayed Embryonic Development in a Neotropical Bat. Science 171: 402-404.

- Fleming T. H., Hooper E. T. y D. E. Wilson. 1972. Three Central American bat communities: structure, reproductive cycles, and movement patterns. *Ecology* 53: 555-569.
- Fleming T. H. 1973. The reproductive cycles of three species of opossums and other mammals in the Panama Canal zone. *Journal of Mammalogy* 54: 439-455.
- Foster M. S. y Timm R. M. 1976. Tent marking by *Artibeus jamaicensis* with commentson plants used by bats for tents. *Biotropica* 8:265-269.
- García E. 1981. Modificaciones al sistema de clasificación climática de Koppen (para adaptarlo a las condiciones de la República Mexicana), 3rd De. Larios, Ciudad de México, 252 pp.
- Gardner A. L. 1977. Feeding habits. En: Baker R. J., Jones Jr. J. K. y Carter D. C. Ed. *Biology of Bats of the New World. Family Phyllostomidae. Part II. Special Publications of the Museum Texas Tech University.* Pp. 364.
- Geneser F. 1989. *Histología. Edit. Médica Panamericana. México.* Pp. 538-563.
- Goodwin G. G. y Greenhall A. M. 1961. A review of the bats of Trinidad y Tobago. *Bulletin of the American Museum of Natural History* 122: 187-302.
- Goodwin R. E. 1970. The ecology of Jamaican bats. *Journal of Mammalogy* 51: 571- 579.
- Graham C. E. 1973. Functional microanatomy of the primate uterine cervix. En: Greep R. O. y Astwood E. B. Eds: *The biology of the cervix.* University of Chicago Press, Chicago. Pp: 1-24.
- Hall E. R. y Dalquest W. W. 1963. *The Mammals of Veracruz.* University of Kansas. *Publications of The Museum of Natural History* 14: 165-362.
- Hall E. R. 1981. *The Mammals of North America, Volume I.* John Wiley e hijos, Inc. Eds. U.S.A. Pp. 690.
- Hamilton, W. J., Boyd J. D. y Mossman H. W. 1968. *Embriología Humana (Desarrollo Prenatal de la Forma y la Función).* Pp. 523.
- Hamlett G. W. D. 1935. Notes on the embryology of a phyllostomatid bat. *American Journal of Anatomy.* 56: 327-349.
- Handley C. O., Jr. 1966. Descriptions of new bats (*Chiroderma* and *Artibeus*) from México. *Anales del Instituto de Biología. U.N.A.M.* 36: 297-301.
- Handley C. O. Jr. 1976. *Mammals of the Smithsonian Venezuelan Project.* Brigham Young University *Science Bulletin, Biology Series* 20: 1-90.
- Handley C. O. Jr. 1987. New species of mammals from Northern South America: Fruit-eating bats. Genus *Artibeus* Leach. En: Patterson B. D. y Timm, R. M. Eds. *Studies in Neotropical Mammalogy:*

Essays in honor of Philip Hershkovitz. *Fieldiana-Zoology*, (39). Chicago Field Museum of Natural History. Pp 163-172.

- Handley C. O., Wilson D. E. y Gardner A. L.. 1991. Demography and natural history of the common fruit bat *Artibeus jamaicensis*, on Barro Colorado Island, Panamá. Smithsonian Institution Press. Washington, D.C.
- Harrison R. J. y Weir B. J. 1977. Structure of the mammalian ovary. En: Lord Zuckerman y Weir, B. J. Eds: The ovary. 2nd. de., Vol. I. General aspects. Academic Press, New York. Pp: 113-217.
- Heithaus E. R., Fleming T. H. y Opler P. A. 1975. Foraging patterns and resource utilization in seven species of bats in a seasonal tropical forest. *Ecology* 56:241-294.
- Hildebrand, M. 1982. Anatomía y embriología de los vertebrados. Méxicio. 844pp.
- Hood C. S. y Smith J. D. 1983. Histomorphology of the female reproductive tract in phyllostomoid bats. *Occasional Papers of The Museum Texas Tech University* 86:1-38.
- Jones J. K., Smith J. D. y Genoways H. H.. 1973. Annotated checklist of mammals of the Yucatán Peninsula, México. I. Chiroptera. *Occasional Papers of The Museum Texas Tech University* 13:1-31.
- Keast L. y Handley O. 1991. Reproduction on a Captive Colony. En: *Demography & Natural History of the Common Fruit Bat, Artibeus jamaicensis*, in Barro Colorado Island, Panamá. Smithsonian Institution Press. Washington D.C. Pp. 19-42.
- Kleiman D. G. y Racey P. A. 1969. Observations on noctule bats (*Nyctalus noctula*) breeding in captivity. *Lynx* 10: 65-77.
- Kleiman D. G. y Davis T. M.. 1979. Ontogeny and Maternal Care. En: Baker, R. F., Jones J. K. y Carter D. C., Ed. *Biology of Bats of the New World, Family Phyllostomatidae. Part III. Special Publications of The Museum Texas Tech University.* Pp. 387-402.
- Kunz T. H., August P. V. y Burnett C. D. 1983. Harem social organization in cave roosting *Artibeus jamaicensis* (Chiroptera: Phyllostomidae). *Biotropica* 15: 133-138.
- Kunz T. H. y Díaz C. A. 1995. Folivory in fruit-eating bats, with new evidence from *Artibeus jamaicensis* (Chiroptera: Phyllostomidae). *Biotropica* 27: 106-120.
- Mallory F. B. 1936. *Stain Tech.* Copyright by Williams and Wilkings Co. 11: 101-102.
- Masson P. J. 1929. Trichrome stainings and their preliminary techniques. *Journal of Technical Methods* 12:75-90.
- MacManus, J. F. A. 1948. Histological and histochemical uses of periodic acid. *Stain Technological* 23: 99.
- Morrison D. W. 1978b. Lunar phobia in a neotropical fruit bat, *Artibeus jamaicensis* (Chiroptera: Phyllostomidae). *Animal Behavior* 26:852-856.

- Morrison D. W. y Morrison S. H. 1981. Economics of harem maintenance by a neotropical bat. *Ecology* 62: 864-866.
- Mossman H. W. y Duke K. L. 1973. Comparative morphology of the mammalian ovary. University of Wisconsin Press, Madison. 461 pp.
- Mossman H. W. 1977. Comparative anatomy. En: Wynn R. M. Ed.:The biology of the uterus. 2nd. edi. Plenum Press, New York. Pp. 19-34.
- NalBandov, A. V. 1969. Fisiología de la reproducción. España. Pp: 124-136.
- Nilsson O. y Reinius S. 1969. Light and electron microscopic structure of the oviduct. En: The mammalian oviduct (Hafez E. S. E. y Blandau R. J., De.). University of Chicago Press. Chicago. Pp. 57-83.
- Rasweiler J. J. 1972. Reproduction in the long-tongued bat, *Glossophaga soricina*. I. Preimplantation development and histology of the oviduct. *Journal of Reproduction and Fertility*. 31: 249-262.
- Rasweiler J. J. 1977. Preimplantation development, fate of zona pellucida, and observations on the glycogen-rich oviduct of the little bulldog bat, *Noctilio albiventris*. *American Journal of Anatomy*. 150: 269-300.
- Rasweiler J. J. 1979a. Early embryonic development and implantation in bats. *Journal of Reproduction and Fertility* 56: 403-416.
- Rezdowski J. y Huerta L. 1986. Vegetación de México. Pp. 432.
- Silva-Taboada. 1979. Los murciélagos de Cuba. Academia de Ciencias de Cuba, La Habana, Cuba Pp. 423.
- Tamsitt J. R. y Valdivieso D. 1961. Notas sobre actividades nocturnas y estados de reproducción de algunos quirópteros de Costa Rica. *Revista de Biología Tropical* 9: 219-225.
- Tamsitt J. R. y Mejía C. 1962. The reproductive status of a population of the neotropical bat *Artibeus jamaicensis*, at Providencia. *Caribbean Journal of Science* 2: 139-144.
- Tamsitt J. R. y Valdivieso D. 1963. Reproductive cycle of the big fruit-eating bat, *Artibeus lituratus* Olfers. *Nature* 198: 104.
- Tamsitt J. R. y Valdivieso D. 1965. Reproduction of the female big fruit-eating bat, *Artibeus lituratus palmarum*, in Colombia. *Caribbean Journal of Science* 5: 157-166.
- Tamsitt J. R. 1966. Altitudinal distribution, ecology, and general life history of bats in the Andes of Colombia. *Amer. Phil. Soc. yearbook* Pp. 372-373.
- Tuttle M. D. 1968. Feeding habits of "*Artibeus jamaicensis*". *Journal of Mammalogy*. 49: 787.
- Walker E. P., Warnick F., Hamlet S. E., Lange K. Y., Davis M. A., Uible H. E. y Wright, P. F. 1975. *Mammals of the World*. Vol. Y. The Johns Hopkins University Press. U.S.A. Pp. 644.

- Wilson D. E. 1979. Reproductive Patterns. En: Baker R. J., Jones J. K., y Carter D. C.. Ed. Biology of Bats of the New World, Family Phyllostomatidae. Part III. Special Publications of The Museum Texas Tech University.
- Wilson D. E., Handley C. O. y Gardner A. L. 1991. Reproduction in Barro Colorado Island. En: Demography & Natural History of the Common Fruit Bat, *Artibeus jamaicensis*, in Barro Colorado Island, Panamá. Smithsonian Institution Press. Washington D.C. Pp. 43-52.
- Wimsatt W. A. 1975. Some comparative aspects of implantation. *Biology of Reproduction* 20: 1-40.
- Wimsatt W. A. 1979. Reproductive asymmetry and unilateral pregnancy in Chiroptera. *Journal of Reproduction and Fertility* 56: 345-357.
- Wislocki G. B. y Fawcett D. W. 1941. The placentation of the Jamaican bat (*Artibeus jamaicensis parvipes*). *Anat. Rec.* 81: 307-317.

X. APÉNDICES

Apéndice 1.- Técnica de Papanicolaou.

- 1) Obtención de muestras con suero fisiológico.
- 2) Fijar la muestra en el frotis con alcohol del 96°.
- 3) Lavar en agua de la llave corriente por 2 min.
- 4) Dejar en hematoxilina nueva de 5 a 7 min.
- 5) Lavar 2 minutos con agua de la llave.
- 6) Realizar dos baños rápidos en baño amoniacal.
- 7) Realizar cinco baños en alcohol del 96°.
- 8) Dejar en OG-6 de 7 a 10 min.
- 9) Realizar cinco baños en alcohol del 96°.
- 10) Dejar en EA-50 de 7 a 10 min.
- 11) Realizar cinco baños rápidos en alcohol del 96° por tres veces.
- 12) Realizar cinco baños rápidos en alcohol absoluto por tres veces.
- 13) Realizar cinco baños rápidos en OA/Xilol.
- 14) Dejar 5 minutos en Xilol por dos veces.
- 15) Montar con resina.

Apéndice 2.- Preparación de cortes.

- A) Fijar el tejido en formol amortiguado (10%).
- B) Lavar 24 horas en agua corriente.
- C) Deshidratar.

- Wilson D. E. 1979. Reproductive Patterns. En: Baker R. J., Jones J. K., y Carter D. C.. Ed. Biology of Bats of the New World, Family Phyllostomatidae. Part III. Special Publications of The Museum Texas Tech University.
- Wilson D. E., Handley C. O. y Gardner A. L. 1991. Reproduction in Barro Colorado Island. En: Demography & Natural History of the Common Fruit Bat, *Artibeus jamaicensis*, in Barro Colorado Island, Panamá. Smithsonian Institution Press. Washington D.C. Pp. 43-52.
- Wimsatt W. A. 1975. Some comparative aspects of implantation. *Biology of Reproduction* 20: 1-40.
- Wimsatt W. A. 1979. Reproductive asymmetry and unilateral pregnancy in Chiroptera. *Journal of Reproduction and Fertility* 56: 345-357.
- Wislocki G. B. y Fawcett D. W. 1941. The placentation of the Jamaican bat (*Artibeus jamaicensis parvipes*). *Anat. Rec.* 81: 307-317.

X. APÉNDICES

Apéndice 1.- Técnica de Papanicolau.

- 1) Obtención de muestras con suero fisiológico.
- 2) Fijar la muestra en el frotis con alcohol del 96°.
- 3) Lavar en agua de la llave corriente por 2 min.
- 4) Dejar en hematoxilina nueva de 5 a 7 min.
- 5) Lavar 2 minutos con agua de la llave.
- 6) Realizar dos baños rápidos en baño amoniacal.
- 7) Realizar cinco baños en alcohol del 96°.
- 8) Dejar en OG-6 de 7 a 10 min.
- 9) Realizar cinco baños en alcohol del 96°.
- 10) Dejar en EA-50 de 7 a 10 min.
- 11) Realizar cinco baños rápidos en alcohol del 96° por tres veces.
- 12) Realizar cinco baños rápidos en alcohol absoluto por tres veces.
- 13) Realizar cinco baños rápidos en OA/Xilol.
- 14) Dejar 5 minutos en Xilol por dos veces.
- 15) Montar con resina.

Apéndice 2.- Preparación de cortes.

- A) Fijar el tejido en formol amortiguado (10%).
- B) Lavar 24 horas en agua corriente.
- C) Deshidratar.

- 1) Pasar por alcohol de 50°, 70°, 96° y absoluto, dos horas en cada uno.
 - 2) Pasar en dos cambios de Xilol, primero 90 minutos y el segundo 2 horas.
- D) Infiltración:
- 1) Preparar una mezcla de parafina y "Paraplast" 1 a 1.
 - 2) Introducir el tejido en la primera mezcla de parafina fundida a 56°-58° C por 3 horas.
 - 3) Dejar en la parafina fundida por 24 horas.
- E) Inclusión:
- 1) Vaciar la mezcla de parafina fundida en cajitas de papel, plástico o metal hasta la mitad.
 - 2) Meter el órgano y terminar de llenar la cajita con la mezcla de parafina fundida.
 - 3) Dejar enfriar.
- F) Cortes:
- 1) Preparar un baño de flotación a 50° C con una mezcla de agua y gelatina sin sabor.
 - 2) Cortar con Microtomo cortes seriados de 3 a 7 micras.
 - 3) Recoger el corte con un portaobjetos y agregarle unas cuantas gotas de alcohol de 30° a un lado del corte de manera que el alcohol se filtre y quede entre el corte y el portaobjetos.
 - 4) Poner en una estufa o parrilla eléctrica.
 - 5) Limpiar con Xilol.
 - 6) Proceder a rehidratar con alcoholes ascendentes: absoluto, 96°, 70°, 50° y terminar con agua destilada.

Apéndice 3.- Técnica de tinción para tejido conectivo. Tricrómica de Masson (1929). Técnica modificada por AFIP:

- 1) Desparafinizar e hidratar con agua destilada.
- 2) Fijar en solución de Bouin's por 1 hora a 56° C., o si la muestra fue fijada con formol, dejarla a temperatura ambiente durante una noche.
- 3) Enjuagar con agua corriente hasta que el color amarillo desaparezca.
- 4) Enjuagar con agua destilada.
- 5) Dejar por 10 min. en la solución de hematoxilina férrica de Weigert. Lavar con agua corriente por 10 min.
- 6) Enjuagar con agua destilada.
- 7) Dejar por 2 min. en la solución de fusina ácida-escarlata de Biebrich. No desechar la solución.
- 8) Enjuagar con agua destilada.
- 9) Dejar de 10 a 15 min. en solución ácida fosfomolibdica-fosfotungstico antes de pasar a la solución de azul de anilina, 6, 15 min. en solución de ácido fosfotungstico acuoso antes de pasar a la solución de verde luz. Desechar la solución.
- 10) Dejar por 5 min. en solución de azul de anilina o 1 min. en solución verde luz y guardar la solución.
- 11) Lavar con agua destilada.

- 12) Dejar de 3 a 5 min. en solución acética glacial y desechar la solución.
 13) Deshidratar en alcohol al 95%, alcohol absoluto y limpiar en xileno, dos cambios por cada uno.
 14) Montar con Permount o Histoclad.

Resultados:

Núcleos..... **negros**
 Citoplasma, keratina, fibras musculares y fibras intercelulares... **rojos**
 Colágeno..... **azules**

Nota Para asegurar una buena fijación en la solución de Bouin, ésta debe de precalentarse a 50^o-60^o C.

Soluciones de la técnica tricrómica de Masson.

Preparación de la solución de Bouin.

Ácido pítrico, saturado en solución acuosa..... 750 ml.
 Formalin 37-40%..... 250 ml.
 Ácido acético glacial..... 50 ml.

Preparación de la hematoxilina férrica de Weigert.

Solución A.

Cristales de hematoxilina..... 1 gr.
 Alcohol al 95%..... 100 ml.

Solución B.

Cloruro férrico, acuoso al 29%..... 4 ml.
 Agua destilada..... 95 ml.
 Ácido hidrociorhídrico, concentrado..... 1 ml.

Preparación: Mezclar partes iguales de A y B.

Preparación de la solución fusina ácida-escarlata de Biebrich.

Escarlata de Biebrich, acuosa al 1%..... 90 ml.
 Fusina ácida, acuosa al 1%..... 10 ml.
 Ácido acético glacial..... 1 ml.

Preparación de la solución de ácido fosfomolibdico-fosfotungstico.

Ácido fosfomolibdico..... 5 gr.
 Ácido fosfotungstico..... 5 gr.
 Agua destilada..... 200 ml.

Preparación de la solución azul de anilina.

Azul de anilina..... 2.5 gr.
 Ácido acético glacial..... 2 ml.
 Agua destilada..... 100 ml.

Preparación de la solución "light green" al 2%.

"Light green", SF yellowish..... 2 gr.
 Agua destilada..... 98 ml.
 Ácido acético glacial..... 1 ml.

Preparación del ácido acético glacial al 1%.

Ácido acético glacial..... 1 ml.
Agua destilada..... 100 ml.

Apéndice 4.- Técnica de Hematoxilona-Eosina (Estrada *et al.* 1982).

- 1) Dejar en xilol I por 5 minutos (desparafinizar).
- 2) Dejar en xilol II por 5 minutos (desparafinizar).
- 3) Sumergir 5 veces rápidas en alcohol-xilol.
- 4) Hidratar en 3 alcoholes graduales: absoluto, 96° I y 96° II, 5 sumergidas rápidas en cada uno.
- 5) Lavar con agua corriente.

Nota: Los cinco pasos anteriores son indispensables para la adecuada hidratación del tejido.

- 6) Teñir con hematoxilina de Gill (solución morada) durante 10 minutos (tiñe los núcleos).
- 7) Lavar con agua corriente por 5 minutos.
- 8) Diferenciar con una sumergida rápida de agua amoniacaal.
- 9) Lavar con agua corriente por 1 minuto.
- 10) Sumergir en alcohol dem 96° I sumergida rápida.
- 11) Contrastar con Eosina (solución anaranjada) por 1 y medio minutos (tiñe el citoplasma).
- 12) Deshidratar con 6 alcoholes graduales: 96° I, 96° II, 96° III y absoluto I, II y III. Sumergir la muestra rápidamente en cada uno.
- 13) Aclarar con alcohol-xilol con 1 sumergida rápida.
- 14) Aclarar con xilol I y xilol II. Sumergir la muestra rápidamente en cada uno.
- 15) Montar con resina sintética.

Solución matriz de hematoxilina de Mayer.

Alumbre de amonio o de potasio50.0 g.
Agua destilada 1000.00 ml.
Cristales de hematoxilina1.0 g.
Yodatado de sodio0.2 g.
Ácido cítrico1.0 g.
Hidrato de cloral50.0 g.

Solución matriz de eosina.

Eosina Y, hidrosoluble1.0 g.
Agua destilada 100.0 ml.

Apéndice 5.- Técnica de tinción con ácido peryódico de Schiff (PAS).

Modificación del procedimiento de McManus del AFIP.

- 1) Desparafinizar con alcoholes graduados desde absoluto e hidratar hasta llegar al agua destilada.

- 2) Oxidar en la solución de ácido peryódico durante 5 minutos.
- 3) Enjuagar en agua destilada.
- 4) Colocar en el reactivo de Schiff de Coleman durante 5 minutos.
- 5) Lavar con agua corriente tibia por 10 minutos.
- 6) Contrastar con la solución de hematoxilina de Mayer durante 15 minutos.
- 7) Lavar con agua corriente durante 15 minutos.
- 8) Deshidratar y aclarar a través de alcohol de 96°, absoluto y xilol, 2 cambios, 2 minutos cada uno.
- 9) Montar con resina sintética.

Glúcogeno, mucina y algunas membranas basales rojo a púrpura.

Núcleos azul.

Solución de ácido peryódico al 5%.

Ácido peryódico0.5 g.
 Agua destilada100.0 ml.

Solución de ácido clorhídrico 1N.

Ácido clorhídrico, g. esp 1.1983.5 ml.
 Agua destilada100. ml.

Reactivo Schiff de Coleman.

Fucsina básica1.0 g.
 Agua destilada, calentar a 60° C200.0 ml.
 Llevarlo a punto de ebullición. Dejarlo enfriar y luego agregar
 Metabisulfito de potasio2.0 g.
 Ácido clorhídrico 1N10.0 ml.
 Dejarlo aclarar durante 24 horas y luego agregar
 Carbón activado0.5 g.

Agitar durante 1 minuto, luego filtrarlo a través de papel filtro grueso. Repetir la filtración hasta que la solución aparezca incolora. Mantener en refrigeración.

Solución de hematoxilina de Mayer (Apéndice 4).