

2 of 143



UNIVERSIDAD NACIONAL AUTÓNOMA DE MÉXICO

FACULTAD DE CIENCIAS

"ESTUDIO HISTOLOGICO DEL OVARIO DE LA LAGARTIJA VIVIPARA. Sceloporus Torquatus Torquatus DURANTE LA OVOGENESIS"

T E S I S

QUE PARA OBTENER EL TITULO DE:

B I O L O G O

P R E S E N T A N :

MARIA ELODIA MENDEZ OMAÑA JOSE EDUARDO GONZALEZ QUINTERO

TESIS CON FALLA DE ORIGEN



UNAM – Dirección General de Bibliotecas Tesis Digitales Restricciones de uso

DERECHOS RESERVADOS © PROHIBIDA SU REPRODUCCIÓN TOTAL O PARCIAL

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

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

INDICE.

Resumen	1
I. Introducción	3
II. Antecedentes	6
1. Clasificación Taxonómica	6
2. Características de <u>Sceloporus torquatus torquatus</u>	6
3. Algunos aspectos en la reproducción de las lagartijas	9
4. Ovogénesis	11
5. Regulación hormonal del ciclo ovárico	19
III. Objetivos	22
IV. Material y Método	23
V. Resultados	26
VI. Discusión	61
VII. Conclusiones	66
VIII. Literatura citada	67

* * * * *

R E S U M E N

Sceloporus torquatus torquatus presenta ovarios pareados y ovoides, dispuestos en la parte posterior y dorsal del cuerpo, sostenidos por el mesovario.

El ovario está constituido por estroma, cavidades linfáticas, dos nichos germinales, folículos en diferentes estadios de desarrollo, folículos atrésicos y cuerpos lúteos. Rodeando al ovario se encuentra un epitelio cúbico. El estroma está constituido, principalmente, por tejido conjuntivo con fibroblastos, fibras de colágena, vasos sanguíneos, melanocitos, músculo liso y células secretoras.

Los nichos germinales contienen ovogonias en actividad mitótica y ovocitos en su fase inicial de crecimiento. Conforme los ovocitos aumentan de tamaño, se acercan al límite del nicho germinal, donde pasan al estroma y se rodean de células foliculares. Una vez formada la primera capa de células foliculares, se constituye el folículo primario. En las primeras etapas de desarrollo el núcleo del ovocito es grande y ovoide, con cromosomas plumosos y, cerca de él, se observa el núcleo vitelino en el ooplasma; ya entonces, se observa el crecimiento de algunas células foliculares.

Los cambios anteriores se presentaron de enero a abril, como una etapa desde ovogonias hasta folículo primario; para abril el epitelio folicular es estratificado, el ooplasma es homogéneo y, posteriormente, muestra principios de vacuolación. Entre el ovocito y el epitelio folicular se observan las dos bandas de la zona pelúcida. Los folículos están rodeados por tejido conjuntivo con vasos sanguíneos que corresponden a la teca.

Para septiembre se ha completado la vacuolación del ooplasma y el epitelio folicular está diferenciado en tres tipos celulares: pequeñas, medianas y grandes o piriformes. Rodeando al epitelio folicular se observa la teca diferenciada en teca interna y externa.

A finales de septiembre han aumentado los procesos de vitelogénesis observándose en el ooplasma la distribución de plaquetas vitelinas hacia el centro; la banda estriada de la zona pelúcida es muy evidente como resultado de las prolongaciones citoplásmicas de las células piriformes, las cuales están rodeadas por células pequeñas y las medianas han disminuído en cantidad. En la teca se observa la formación de un gran número de células secretoras.

Para fines de la vitelogénesis, en el ooplasma abunda una gran diversidad de plaquetas vitelinas. El epitelio folicular reduce su grosor y en la teca los vasos sanguíneos aumentan su tamaño. Antes de la ovulación, el folículo y el oviducto presentan un gran acercamiento.

La ovulación se da en diciembre y, posteriormente, se forma el cuerpo lúteo a partir de la hipertrofia del epitelio folicular. Se observaron diferentes momentos de maduración y regresión de cuerpos lúteos. El desarrollo del cuerpo lúteo abarca de enero a junio; el nacimiento de las crías ocurre en julio.

Se observaron folículos atrésicos a mediados de la previtelogénesis y de la vitelogénesis; no fueron observadas atresias en etapas avanzadas.

I. INTRODUCCION.

La ubicación y la forma del territorio de la República Mexicana reviste características especiales: su latitud, con sus dos millones de Kilómetros cuadrados distribuidos, más o menos, equitativamente a ambos lados del Trópico de Cáncer; su relieve, que es uno de los más accidentados de la Tierra; la influencia oceánica que recibe debida a su estrechez y torsión hacia el sureste le han dado a México una gran variedad de climas creando una gran diversidad de nichos ecológicos (Rzedowski, 1981). Además, por su ubicación entre Norteamérica y Suramérica, ha recibido la migración faunística a través de sus corredores ecológicos, permitiendo el establecimiento, la especiación y el endemismo de la fauna, siendo la fauna herpetológica de México una de las más diversas (Orr, 1974).

Sabemos que los reptiles son organismos antiquísimos que, a través del tiempo, han invadido casi todos los nichos ecológicos gracias a sus estrategias adaptativas. Esto les ha permitido dejar descendencia fértil mediante la adquisición de los diferentes tipos de reproducción de los vertebrados como son: oviparidad, ovoviviparidad y viviparidad (Tinkle et al, 1970; Packard et al, 1977; Ballinger, 1977; Guillette et al, 1980; Guillette, 1987).

Uno de los grupos de lagartijas más diversos y abundantes en América, existentes en México, es el género Sceloporus.

Smith (1936), refiere las descripciones del género Sceloporus hechas por Wiegman en 1828. Seis especies fueron originalmente descritas en el género: torquatus, spinosus, grammicus, pleurostictus, aeneus, scalaris, tomando a torquatus como tipo del género. En 1834 Wiegman publicó su "Herpetología Mexicana", trabajo de exploración, investigación y catálogo de las especies herpetológicas de México en donde reconoce nueve especies de este género. Cope publica en 1900 "The Crocodilians, Lizards and Snakes of North America" en donde reconoce cuarenta especies y subespecies de las cuales once pertenecen al grupo torquatus.

Ya son cerca de 150 años de estudio de estos reptiles, de los cuales se conocen importantes aspectos de su biología, como son su modo de vida,

su especiación y fenómenos relacionados con su distribución, ecología, alimentación y reproducción.

De acuerdo con Smith (1936), Sceloporus posee las siguientes características:

1. Gran número de formas de vida. Representadas en aproximadamente 82 especies y subespecies válidas que han sido descritas.

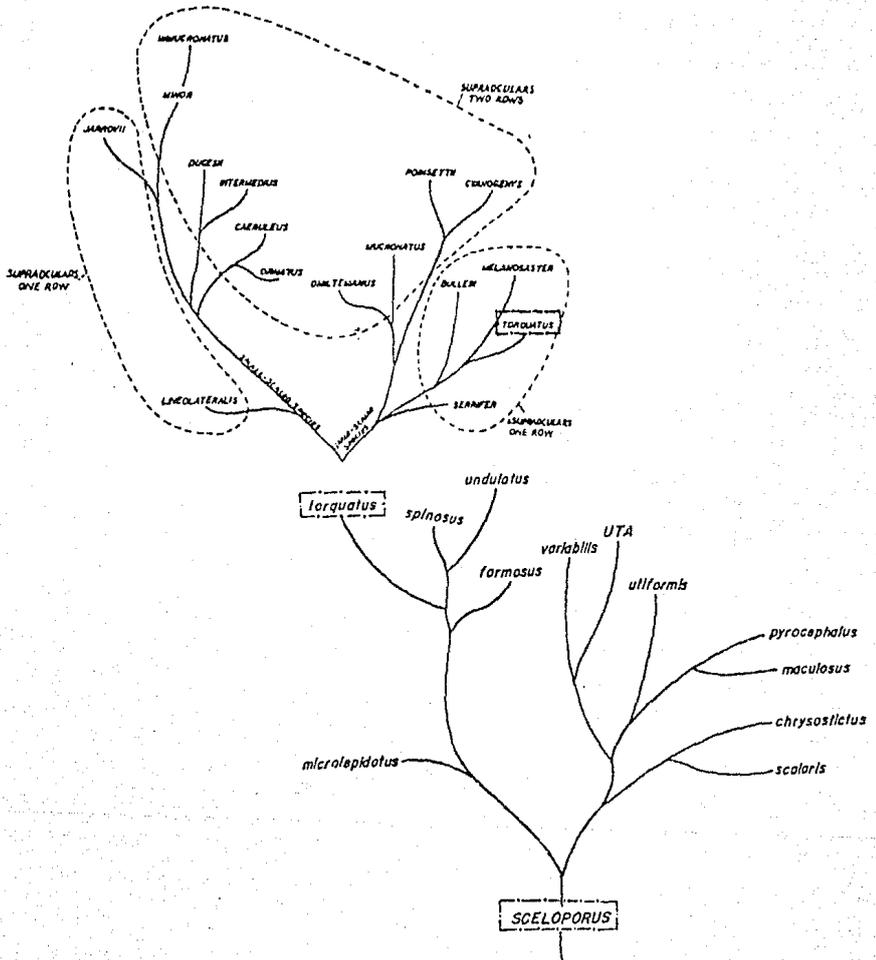
2. Amplia proliferación. Son especies muy abundantes y, usualmente, es una de las lagartijas más comunes de todos los reptiles.

3. Amplia distribución biogeográfica. El género prácticamente ocupa desde los Estados Unidos hasta el sur de Panamá.

4. Gran adaptabilidad. Las especies de este género se han adaptado a diferentes elevaciones, se han visto desde el nivel del mar hasta casi 4200 metros sobre el nivel del mar. Ocupan diversos hábitats terrestres como son: desiertos, dunas, bosques, sobre rocas, entre las hierbas, matorrales densos, pastos, casas, resguardos y otras construcciones hechas por el hombre.

5. Carencia de características específicas distintivas obvias. Las especies y subespecies guardan cercanas relaciones entre sí, lo que hace difícil, en algunos casos, diferenciarlas.

Estas características indican que el grupo es de desarrollo relativamente reciente. Tempranamente el tronco de Sceloporus se divide en dos, uno incluye organismos, con escamas de talla grande, donde está incluido torquatus y otro de organismos con escamas pequeñas. Esquema No. 1.



Esquema No. 1. Filogenia de *Sceloporus torquatus torquatus*.

Tomado de: Smith (1936)

II. ANTECEDENTES.

1. CLASIFICACIÓN TAXONÓMICA.

Phylum	Chordata
Subphylum	Vertebrata
Clase	Reptilia
Subclase	Lepidosauria
Orden	Squamata
Suborden	Lacertilia
Familia	Iguanidae
Género	<u>Sceloporus</u>
Especie	<u>S. torquatus</u>
Subespecie	<u>S. t. torquatus</u> (Wiegmann)

2. CARACTERÍSTICAS DE SCELOPORUS TORQUATUS TORQUATUS

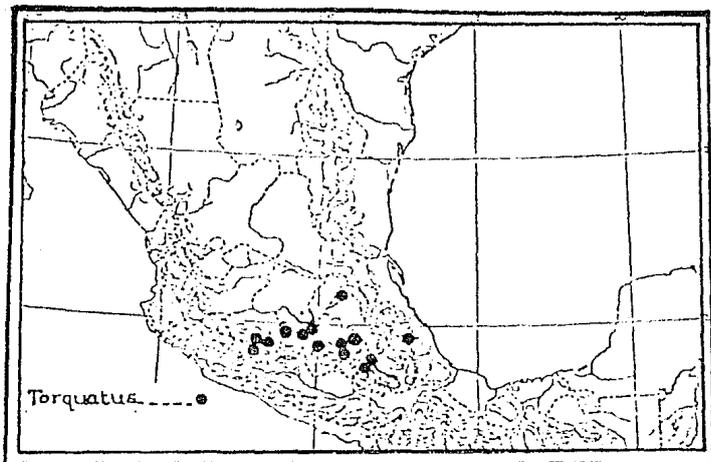
Smith (1936) menciona las siguientes características:

a) Hábitat y hábitos. Esta especie se encuentra confinada a regiones altas; se encuentran, principalmente, asociadas a rocas ígneas que generalmente presentan fisuras o grietas, ya que el interior de ellas constituye sus madrigueras.

b) Distribución en la República Mexicana. Se encuentra distribuida en los estados del centro del país incluyendo Hidalgo, este de Veracruz, D.F., norte de Puebla, este de Morelos, sur de Guanajuato y norte de Michoacán. (Esquema No. 2).

c) Caracteres morfológicos. Entre las características diagnósticas de la especie se encuentran la morfología de las escamas del collar y de la cabeza, que mencionaremos a continuación.

Es un aspecto de especial importancia para definir a los miembros del



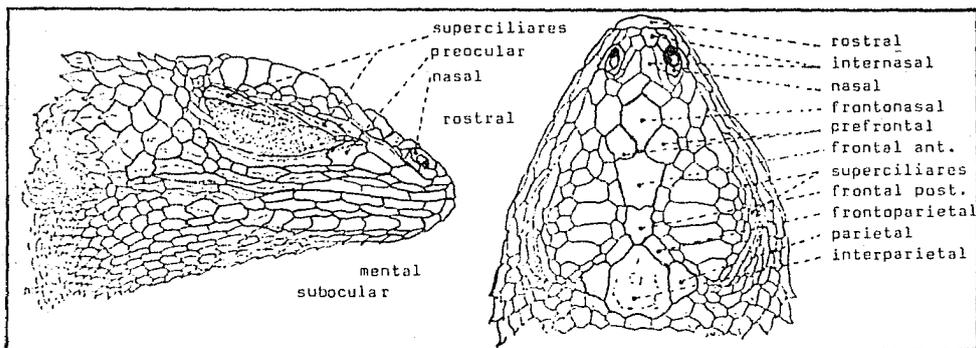
Esq. No. 2: Distribución de Sceloporus torquatus torquatus Wiegmann.
Tomado de: Smith, 1936.

grupo torquatus la presencia en la nuca de un collar negro con bordes claros, estos bordes pueden ser incompletos, pero nunca están ausentes; en las hembras el collar es incompleto ventralmente. En esta especie el collar muestra de 4 a 5 escamas de grosor y el borde claro es de una escama de ancho. El borde claro varía de color, algunas veces es crema, otras es azul o verde y, ocasionalmente, presenta tonos naranja.

En relación a las escamas de la cabeza, éstas son suaves; las supraoculares están arregladas en una línea simple; hay de 2 a 3 líneas incompletas de escamas que separan a las supraoculares de las superciliares y a continuación, en dirección dorsal, hay una línea de escamas romboidales grandes.

Dorsalmente la escama frontal tiene contacto con la interparietal (Esquema No. 3).

Esquema No. 3. Escamas de la Cabeza de Sceloporus torquatus torquatus.



Tomado de: Smith (1936), según Wiegmann.

Otras características importantes son: las escamas de la línea media dorsal, desde el occipital hasta la base de la cola, son de 26 a 30 en series paralelas iguales y ligeramente quilladas o redondeadas. Los poros femorales son 18 en promedio a cada lado y las dos series se acercan en la parte media.

3. ALGUNOS ASPECTOS EN LA REPRODUCCIÓN DE LAS LAGARTIJAS.

Los reptiles se caracterizan por poseer dos ovarios, dos oviductos, huevo telolécito y fertilización interna (Miller, 1948; Cuellar, 1968; Fox 1977). Después de la ovulación, el huevo pasa al oviducto y se rodea de capas de albumen y de la cáscara, esta actividad secretora del oviducto está relacionada con la circulación de niveles de estrógenos y progesterona requeridos para el desarrollo de las glándulas uterinas (Packard et al. 1977; Guillette y Jones, 1985 ; Guillette, 1987).

La cáscara en especies de reptiles vivíparos se reduce, en muchos casos, se reabsorbe durante la preñez, esta reducción se relaciona con una reducción, también, de las glándulas del oviducto y con un incremento en su vascularización (Guillette, 1987).

El huevo telolécito de los reptiles ha sido visto como similar al de las aves, este es el caso de los huevos de los cocodrilos y tortugas, pero en el huevo de lagartijas se observan diferencias, por la carencia de membrana de la cáscara y en la cantidad de albumen que contienen. Los huevos de lagartija, usualmente, tienen una cáscara flexible con escaso contenido de carbonato de calcio y poseen una sola membrana; el albumen es muy escaso y no hay cámara aérea (Packard et al. 1977) (Esquema No. 4).

Muchas lagartijas tienen un modelo para la ovulación de acuerdo a las condiciones ambientales que, a través del tiempo geológico, han creado patrones de ovulación como estrategias adaptativas. Se describen tres categorías de ciclos ovulatorios (Smith, et al., 1973; Jones et al., 1978).

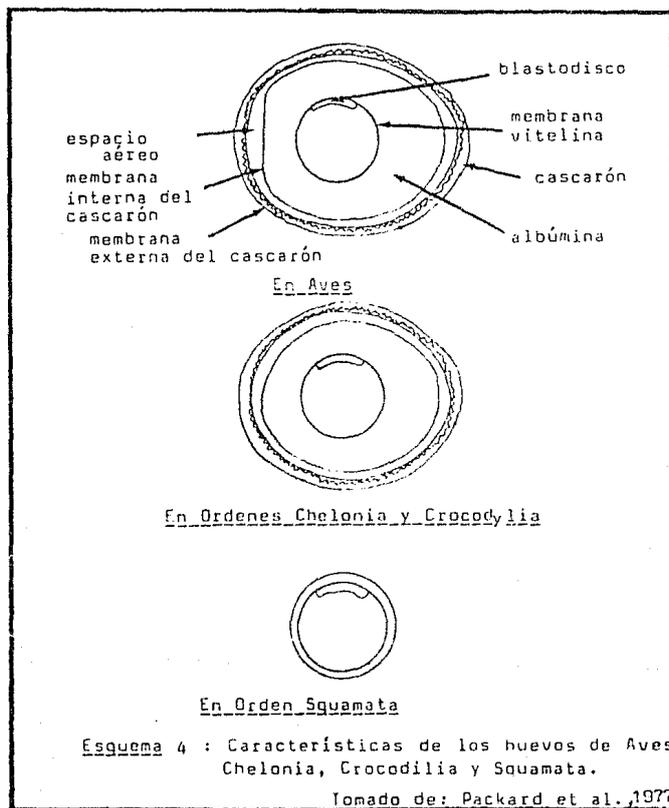
a) Alocrónico. Cuando la ovulación ocurre a lo largo de la estación reproductiva alternadamente en uno y otro ovario.

b) Autocrónico. Cuando la ovulación ocurre simultáneamente en los dos ovarios.

c) Monocrónico. Cuando solo un ovario ovula.

Dos subcategorías pueden reconocerse en cada una de las dos primeras categorías de acuerdo al número de ovocitos liberados en la ovulación: mono-

alocrónico y polialocrónico en el primero; monoautocrónico y poliautocrónico en el segundo. Son poliautocrónicos todos los Iguánidos, excepto cinco géneros que son Anolis, Chamaeleolis, Chamaelinorops, Phenacosaurus y Tropidactylus, que corresponden a los monoalocrónicos.



La viviparidad es un aspecto evolutivo fundamental en la reproducción de los reptiles. Jones et al., 1978 ; Guillette et al., 1980; Shine, 1983; Guillette y Jones, 1985 , mencionan que la transición evolutiva de la oviparidad a la viviparidad pudo haber sido dirigida en relación a: 1) beneficios térmicos y disponibilidad de agua y oxígeno al embrión con la retención del huevo en la madre; 2) protección de los huevos contra depredadores y micro-

bios del ambiente; y 3) explotación más efectiva de los recursos alimenticios estacionales del recién nacido en mejores condiciones ambientales.

Diversos aspectos sobre la evolución de la viviparidad en reptiles han sido estudiados por Tinkle et al. (1970); Packard et al. (1977); Guillette et al. (1980); Shine (1983) y Guillette (1987).

Guillette y Jones (1985) han realizado estudios de la reproducción en reptiles sobre la viviparidad enfocándolos en relación a las adaptaciones morfológicas requeridas para la evolución de la viviparidad, como han sido la modificación del oviducto para la retención del huevo y para permitir la relación fisiológica con los tejidos fetales mediante la formación de la placenta que mantiene al embrión hasta su nacimiento. Guillette (1987) indica que la viviparidad en reptiles es una adaptación a condiciones ambientales extremas que podrían disminuir la supervivencia de los huevos puestos, por lo tanto, es una fase importante para la evolución de la viviparidad y así asegurar su descendencia.

4. OVOGÉNESIS.

En especies de lagartijas estudiadas por Boyd (1940), Miller (1948), Wilhoft (1963), Goldberg (1970), Varma (1970) y Hubert (1985), se menciona que los elementos que constituyen el ovario son: un epitelio simple, estroma, cavidad ovárica, nichos germinales, folículos en desarrollo, cuerpos atrésicos y lúteos.

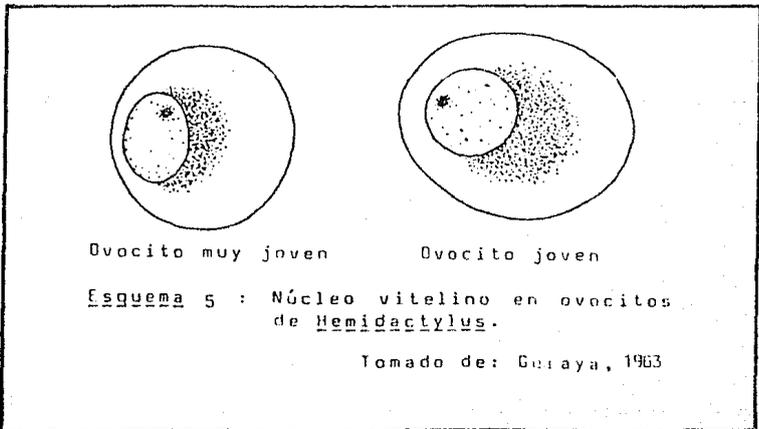
El epitelio es plano o cúbico simple; el estroma contiene fibroblastos, fibras colágenas, células cebadas y vasos sanguíneos de diversos calibres. La cavidad ovárica está limitada por epitelio plano y es considerada una cavidad linfática (Jones et al., 1975).

La formación de ovocitos se realiza a partir de ovogonias que proliferan por divisiones mitóticas en el nicho germinal, posteriormente, se inicia la meiosis la cual se detiene en fase diplótenu y pasa al período de creci-

miento durante el cual acumula una gran cantidad de citoplasma en los ovocitos previtelogénicos y de sustancias de reserva en los vitelogénicos (Hubert, 1985).

El epitelio germinal está compuesto de células que forman, frecuentemente, una o dos masas dorsales que contiene ovogonias y ovocitos en las etapas iniciales de su desarrollo; se observan algunos ovocitos en fases leptótena, cigótena y paquítena de la Profase I de la meiosis, en estas etapas. los ovocitos están unidos por puentes citoplásmicos formando pequeños grupos; más frecuentemente, los ovocitos se encuentran en fase diplótena, que es el estado más largo de la Profase I, entonces, se rompen los puentes intercelulares de los ovocitos y se rodean de una capa de células foliculares, crece y su citoplasma se modifica haciéndose evidente una zona conocida como núcleo vitelino (Boyd, 1940; Miller, 1948; Goldberg, 1970; Varma, 1970; Jones et al. 1978 ;Tokarz, 1978; Hubert, 1985).

Guraya (1963, 1968); Tokarz (1978) y Hubert (1985) estudian el núcleo vitelino en ovocitos jóvenes de varias especies de reptiles y lo describen como una masa de citoplasma yuxtanclear rico en RNA, fosfolípidos, lipoproteínas y mitocondrias que constituyen un centro de alta actividad sintética, posteriormente, se desintegra en el citoplasma durante el inicio de la formación del vitelo (Esquema No. 5).



Durante la previtelogénesis se forman vacuolas en el ooplasma, de manera que la zona central se observa muy vacuolada (Hubert, 1985). Esta característica es observada también en la serpiente Matrix rhombifera por Betz (1963), quien menciona que en folículos previtelogénicos, se forman vacuolas en el ooplasma, éstas son más pequeñas en la periferia y contienen sustancias grasas; en la medida que avanza la previtelogénesis, se observa mayor número de vacuolas.

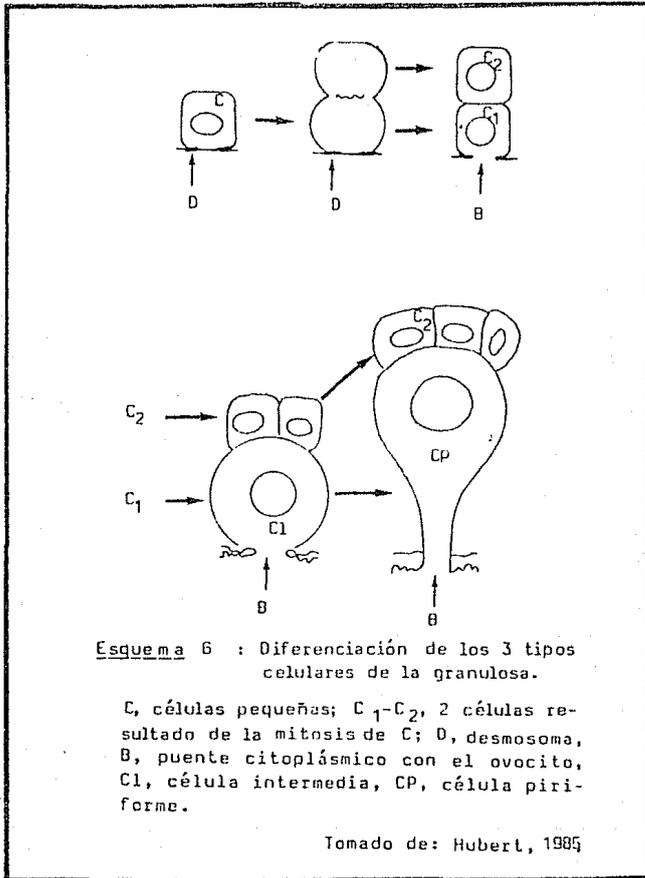
Vitelogénesis: en esta etapa, los ovocitos presentan un crecimiento acelerado debido a la producción y almacenamiento de vitelo, formándose las plaquetas vitelinas; éstas aparecen en la periferia del ovocito y, conforme avanza esta fase, lo van llenando. Las plaquetas vitelinas son pequeñas y escasas al principio y van aumentando en tamaño y número conforme avanza la vitelogénesis (Hubert, 1985).

Algunas plaquetas vitelinas están compuestas de glúcidos y proteínas, otras de lípidos y proteínas (Callard et al., 1972a; Hubert, 1985). Wallace (1978) comenta que, en análisis bioquímicos del vitelo en varias especies de lagartijas, se han localizado macromoléculas de vitelogenina conteniendo 43 % de lípidos y 1.7 % de fosfoproteínas.

Los precursores vitelinos son de origen extrafolicular, se forman en el hígado, posteriormente, son transportados por la circulación al folículo y se incorporan al ovocito por pinocitosis. La síntesis de proteína vitelogénica por el hígado se refleja en el crecimiento de este órgano durante esta etapa de la ovogénesis, llegando a su máximo antes de la ovulación como Callard et al. (1972a) observan en Sceloporus cyanogenys.

Células foliculares: rodean a los ovocitos durante todas las fases de su crecimiento y maduración. Al principio, el ovocito joven está rodeado por una capa de células foliculares, después, su número aumenta distribuyéndose las células en varias capas que, por lo general, son tres. Las células foliculares pueden ser de tres tipos: pequeñas, medianas y grandes o piri-formes, los autores que las describen son: Boyd (1940); Miller (1948); Betz (1963); Varma (1970); Gerrard et al. (1973) y Hubert (1985)

quema No. 6



Las células pequeñas son cúbicas, aproximadamente de 5 micras de diámetro. Jones et al. (1975) y Guraya (1978), mencionan que estas células pueden ser apicales o basales de acuerdo con su localización en el epitelio folicular. Estudios morfológicos y autorradiográficos indican que las células foliculares pequeñas proliferan y originan a las células intermedias y piriformes; su proliferación se cree ocurre como una respuesta a la hormona FSH (Jones et al., 1975; Guraya, 1978).

Las células medianas son redondeadas y con un diámetro de 10 a 15 micras. Las células grandes o piriformes son de 20 a 25 micras de diámetro (Hubert, 1985).

Goldberg (1970) menciona que en las células piriformes es común la presencia de vacuolas en su citoplasma, las cuales son muy abundantes antes y durante la fase del depósito temprano de vitelo. Miller (1948); Betz (1963); Goldberg (1970); Varma (1970); Neaves (1971); Gerrard et al. (1973) y Hubert (1985) mencionan que estas células poseen una prolongación citoplásmica angosta, la cual parece atravesar la banda homogénea de la zona pelúcida comunicándose con el ovocito. Los puentes intercelulares así establecidos, transfieren material citoplásmico al ovocito, el cual, puede ayudarle en su preparación para un período de intensa actividad metabólica asociada con la acumulación de vitelo.

Guraya (1978) menciona que a través de la prolongación citoplásmica de las células piriformes pueden pasar: precursores del vitelo, cromatina, mitocondrias, ribosomas y, aún, cuerpos de Golgi. Además, estudios histoquímicos indican que estas células no secretan esteroides; y, a la vez, indican son células muy activas en síntesis de RNA, proteínas, glicógeno y fosfolípidos.

En folículos vitelogénicos, las células piriformes se hacen más pequeñas y, paulatinamente, el epitelio se hace monoestratificado y monomórfico (Goldberg, 1970).

Las células de la granulosa también tienen un papel muy activo en procesos tales como: la atresia folicular y la formación de células del cuerpo lúteo.

Zona pelúcida: rodea al ovocito y queda situada entre éste y las células foliculares. La zona pelúcida está compuesta por dos partes: una estriada más interna y una homogénea hacia las células foliculares; la estriada corresponde a microvellosidades del ovocito y de las células foliculares (Boyd, 1940; Miller, 1948; Goldberg, 1970; Guraya, 1978 y Hubert, 1985).

Teca: cuando los folículos crecen, el tejido estromal de los alrededores llega a organizarse en forma de una teca externa fibrosa y una teca interna celular y glandular, separadas del epitelio folicular por una lámina basal. Las tecas están constituidas de fibroblastos, paquetes de fibras colágenas, células glandulares, vasos sanguíneos y capilares (Boyd, 1940; Betz, 1963; Goldberg, 1970; Varma, 1970).

De acuerdo con Gerrard et al. (1973), la teca interna de los folículos de Anolis carolinensis contiene pocos capilares y la teca externa posee grandes vasos sanguíneos.

Jones et al. (1975) han demostrado la presencia de células cebadas en la teca de los folículos en maduración en los ovarios de la lagartija A. carolinensis, y el número de estas células aumenta con el crecimiento de los folículos. Estos autores sugieren que la histamina puede jugar un papel en el crecimiento folicular en esta especie con influencia en la talla y permeabilidad de los vasos. Tokarz (1978) ha sugerido que puede relacionarse la permeabilidad de los vasos tecales como efectos del estrógeno.

El desarrollo folicular en reptiles está siempre acompañado con el desarrollo de los oviductos dependiente de las células secretoras tecales (Guillette y Jones, 1985 ; Fox, 1984; Fox y Guillette, 1987).

Atresia: el término atresia folicular se refiere a los procesos durante los cuales los folículos ováricos pierden su integridad y los ovocitos no llegan a la ovulación (Byskov, 1978).

La atresia puede ocurrir en folículos en cualquier estadio de desarrollo, pero es vista más frecuentemente en folículos con una granulosa polimórfica o en folículos maduros (Betz, 1963; Guraya, 1965; Varma, 1970).

Estadios tempranos de atresia folicular muestran el ooplasma un poco desorganizado y ligeramente vacuolado, una desaparición gradual de la membrana vitelina, la zona pelúcida y un incremento en el número de células

de la granulosa, pueden observarse mitosis en las células de la granulosa (Betz, 1963; Goldberg, 1970; Varma, 1970).

Los primeros cambios demostrables en un folículo en proceso de atresia aparecen en el núcleo vitelino, el cual forma agregaciones anormales de varias tallas en el centro del ovocito (Guraya, 1965).

En folículos con granulosa polimórfica, ésta se incrementa en grosor marcadamente; el citoplasma de las células de la granulosa está lleno de vacuolas de diferentes tamaños (Betz, 1963; Goldberg, 1970). Posteriormente, el ooplasma se reabsorbe gradualmente, aparentemente, por agregaciones de células foliculares fagocíticas, esta reabsorción aumenta paulatinamente y la teca interna se hipertrofia (Varma, 1970).

En folículos grandes, incluyendo aquellos que experimentaron vitelogénesis, pero que no llegaron a la ovulación, algunos conjuntos de células de la granulosa se hipertrofian (Boyd, 1940; Goldberg, 1970).

La atresia es completada con la desaparición del ooplasma. El centro de los folículos es una mezcla de tejido conjuntivo, células de la granulosa hipertrofiadas, leucocitos, glóbulos de ooplasma aún no fagocitado y fibroblastos (Betz, 1963, Goldberg, 1970).

Byskov (1978) menciona que la atresia puede estar involucrada en procesos ováricos tales como: la selección de folículos que llegarán a la ovulación y la actividad esteroideogénica.

Cuerpo lúteo: después de concluida la vitelogénesis, se lleva a cabo la ovulación e, inmediatamente después, se desarrolla el cuerpo lúteo (Boyd, 1940; Varma, 1970; Guillette, 1985) a partir de la granulosa y los elementos de la teca como son fibroblastos, capilares y fibras colágenas que invaden la cavidad folicular para formar el tejido luteal (Goldberg, 1970; Guillette, 1985).

Después de la ovulación el folículo se reduce de tamaño y la pared folicular es un saco colapsado de tejido conjuntivo y epitelial con una abertura lateral. El epitelio folicular se organiza en varias capas y forma proyecciones semejantes a vellosidades en el lumen del folículo. Las células foliculares y la teca se hipertrofian (Varma, 1970).

El siguiente estadio es caracterizado por el cierre de la abertura por tejido conjuntivo. Las células foliculares se hipertrofian y casi llenan el lumen. Septos de origen tecal y capilares invaden la masa de células luteales en especies mencionadas por Goldberg (1970) y Varma (1970) como Lacerta vivipara, Ligosoma weekesae, L. entrecasteauxi y sin vasos sanguíneos como en Hoplodactylus maculatus mencionado por (Boyd, 1940) y Xantusia vigilis mencionado por Miller (1948). Posteriormente, las células luteas se hipertrofian aún más, y llenan el lumen.

El cuerpo lúteo es sólido con 3 zonas: la exterior es la teca externa, la teca interna forma la zona media, la zona más interna está compuesta de células lúteas esféricas (Varma, 1970).

Guillette, (1985) menciona que el cuerpo lúteo de las lagartijas es capaz de sintetizar diversas hormonas esteroides (progesterona, estrógenos y testosterona). La duración de su actividad es específica para cada especie. Las diferencias observadas entre cuerpos lúteos de especies ovíparas y vivíparas es la duración de la actividad secretora; esto es, en las ovíparas, el cuerpo lúteo, entra en regresión antes de la oviposición (Fox, 1977; Jones y Guillette, 1982) y en vivíparas se presenta luteólisis en algún momento después de la mitad de la preñez.

Observaciones de Guillette et al., (1981) en la lagartija vivípara Sceloporus jarrovi, muestra que el cuerpo lúteo se desarrolla después de la ovulación en el otoño y permanece activo hasta marzo o abril en que degenera, aunque el parto ocurre en junio. Esto indicaría que el último tercio de gestación ocurre en ausencia de cuerpo lúteo.

También Guillette (1985) plantea que el desarrollo del embrión en el útero se relaciona con una prolongación del período de secreción del cuerpo lúteo; su extirpación induce a la oviposición prematura, indicando que esta estructura ovárica es esencial para la gestación normal. Así, la vida prolongada del cuerpo lúteo ayuda a la retención del huevo.

En Sceloporus jarrovi (Goldberg, 1970) observa que las células luteales sufren una disminución progresiva en talla en invierno, con una reducción citoplásmica evidente al final de la gestación (abril-junio).

Wilhoft (1963) menciona que en la lagartija vivípara, Xantusia vigilis el cuerpo lúteo muestra sus últimas etapas de regresión en 3 o 4 semanas después del parto.

5. REGULACIÓN HORMONAL DEL CICLO OVÁRICO.

Los mecanismos fisiológicos de la reproducción dependen de factores endógenos procedentes del interior del cuerpo y exógenos que surgen del exterior. Entre los endógenos, las hormonas son de gran importancia y, dentro de los exógenos se incluyen los estímulos producidos por agentes del medio ambiente (Barrington, 1977).

Los ciclos ováricos de algunos reptiles han sido descritos y se han encontrado evidencias de que los factores medioambientales ejercen control sobre el ciclo ovárico (Callard et al., 1972b). Así, los fotoperíodos de verano parecen tener efecto en algunas especies, en otras la temperatura es más importante y, para otras es la lluvia (Callard et al. 1972b). Cualquiera factor primario en el comienzo de la estación del desarrollo ovárico, es canalizado al hipotálamo, el cual induce secreciones de la hipófisis de hormonas gonadotrópicas y la subsecuente maduración del folículo (Callard, et al., 1972b).

El hipotálamo es el centro de coordinación del sistema endócrino, recibe e integra mensajes desde el sistema nervioso central. En respuesta a

estos mensajes el hipotálamo produce un cierto número de hormonas reguladoras, que son enviadas a la hipófisis, localizada por debajo del hipotálamo. Cada hormona hipotalámica regula la secreción de una hormona específica de la hipófisis. Una vez estimulada la hipófisis, secreta hormonas a la sangre que son transportadas por la circulación hasta el tejido específico, como son los ovarios. Por lo tanto, en los reptiles la influencia de la hipófisis a través de hormonas gonadotrópicas, es necesaria ya que controla el crecimiento folicular, la secreción de esteroides y la ovulación (Callard et al. 1972b).

Estudios citológicos de la hipófisis de los reptiles (Callard et al. 1972b) indican tipos celulares similares a los de la hipófisis de mamíferos, pero hasta ahora, no pueden ser identificadas con seguridad las dos gonadotropinas. Estudios biológicos y químicos de la acción de hormonas gonadotrópicas de mamíferos en reptiles indican que la FSH es capaz de estimular el desarrollo gonadal, la ovulación y la síntesis de esteroides en las especies Anolis carolinensis, Uta stansburiana y Sceloporus occidentalis (Licht, 1970).

Estudios de Callard et al. (1972b), Jones y Guillette (1982) y Guillette, (1985) han indicado un importante papel en la regulación de la vitelogénesis y el crecimiento ovárico. Estas hormonas actúan sobre el hígado y depósitos de grasa, estimulando la producción y liberación de precursores del vitelo (vitelogenina) que llegan al folículo en desarrollo (Callard et al. 1972a; y Ho et al. 1982).

Jones (1978) menciona que en lagartijas la FSH de mamíferos es mucho más potente que la LH y, parece que los reptiles escamosos secretan solo una gonadotropina, similar a la FSH de mamíferos. Sin embargo, Quelonios y Cocodrilos parecen secretar ambas, FSH y LH.

Los niveles de la vitelogenina en el plasma están positivamente correlacionados con el crecimiento del ovario y los niveles de estrógeno en el plasma durante el ciclo reproductivo anual. La vitelogénesis parece ser específica a los estrógenos (Ho et al., 1982) e inhibida por la progesterona. Los

niveles de circulación de los estrógenos no han sido medidos, pero los niveles de la progesterona en sangre muestran cambios asociados con la preñez y la presencia del cuerpo lúteo en el ovario (Callard et. al. 1972b).

Después de la ovulación, ocurre la formación de cuerpos lúteos y las células que lo constituyen secretan progesterona, la cual estimula la actividad de los oviductos (Jones y Guillette, 1982).

Los estrógenos y la progesterona actúan sobre el oviducto, desarrollando y manteniendo las condiciones necesarias para su relación con el huevo o el embrión (Callard et al. 1972b; y Guillette, 1985).

La secreción de progesterona, durante la preñez, probablemente actúa inhibiendo el crecimiento folicular adicional y la ovulación (Callard et al. 1972b)

Las hormonas ováricas influyen, en el hipotálamo, en el cual hay áreas sensibles a los esteroides, permitiendo una retroalimentación a ese nivel. La prolactina y la progesterona parecen ser agentes inhibidores en los reptiles. La manera en que estas hormonas ejercen esta acción no es muy clara (Callard y Ziegler, 1970). Callard et al. (1972) mencionan que un posible mecanismo por el cual inyecciones de progesterona inhiben el crecimiento ovárico se debe a la inhibición de precursores vitelogénicos hepáticos.

El papel que juega la glándula pineal en el ciclo ovárico es muy complejo y ha sido poco estudiado. Sin embargo, ya se ha hecho mención de ella en la tuátara y en algunos lacertilios. Estudios experimentales sobre esta estructura hechos por Stebbins y Eakin en 1958, citado por Orr (1974) en lacertilios de los géneros Sceloporus, Uta y Uma han demostrado que es estimulada por el grado de exposición a la luz solar, por lo cual, esta glándula puede constituir un posible nivel endócrino que responde a los cambios del fotoperíodo y con influencia en la maduración gonadal.

III. OBJETIVOS.

1. Describir los cambios histológicos que presentan los folículos ováricos de la lagartija vivípara Sceloporus torquatus torquatus a lo largo del año.
2. Contribuir al conocimiento del ciclo reproductor de un lacertilio - perteneciente a la fauna de nuestro país.

IV. MATERIAL Y METODO.

Se colectaron 36 lagartijas hembras de la especie Sceloporus torquatus torquatus durante los meses de junio de 1986 a mayo de 1987, seleccionando hembras adultas, las cuales fueron identificadas por medio de claves dicotómicas (Smith y Taylor, 1966), proporcionadas por el Museo de Zoología de la Facultad de Ciencias, UNAM.

Las colectas se realizaron en los campos de Ciudad Universitaria, en el Espacio Escultórico, los alrededores del Jardín Botánico y en los jardines de la Facultad de Ciencias.

Los ejemplares obtenidos tuvieron un peso promedio de 30 g. y una longitud hocico-cloaca de 75 ± 5 mm. Fig. A.

Además se procesaron ovarios de los meses de enero, marzo y abril colectados y donados por el Biol. Manuel Feria, del Lab. de Herpetología del Instituto de Biología, UNAM., y también fueron procesados ovarios de los meses de mayo y junio, proporcionados por el Museo de Zoología de la Facultad de Ciencias, UNAM., los cuales se encontraban en formol buffer al 10% los primeros y en solución alcohólica al 70% los segundos (Fig. B).

Los ejemplares colectados se sacrificaron con cloroformo, se inyectaron con fijador Bouin y se embebieron en frascos con la misma solución durante 8 a 10 hs.. Posteriormente se extrajeron los ovarios derechos y se procesaron para el estudio microscópico con el siguiente procedimiento: deshidratación en alcoholes graduales de 50% a absoluto (con cambios de 2 hs. c/u), aclaramiento en xilol (2 cambios de 4 hs. c/u), inclusión en parafina de punto de fusión 56-58 C (2 cambios, con uno anterior de xilol-parafina de 2 hs. c/u). Se realizaron cortes de 7 μ de grosor con un ángulo de inclinación del microtomo de 1.5. Una vez obtenidos los cortes, se aplicaron las siguientes técnicas de tinción: azul de Toluidina, H-E y tricrómica de Masson.

Se midieron con el ocular micrométrico: el diámetro total de los folículos, el epitelio folicular y sus células, las vacuolas y las plaquetas vitelinas del ooplasma.

El aumento o disminución de la cantidad de vacuolas y plaquetas vitelinas del ooplasma se describe en base a apreciación visual.

Posteriormente se revisó el avance de la ovogénesis, se seleccionaron las preparaciones histológicas y se fotografiaron en un Fotomicroscopio Zeiss III, utilizando película Kodak, 135 mm., 100 ASA.

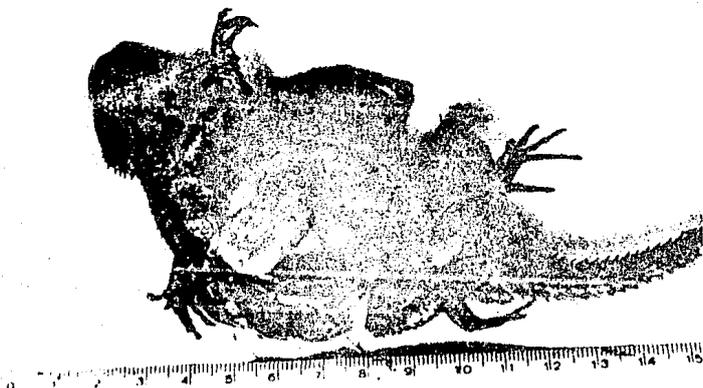


Fig. A. Disección de una hembra de S. t. torquatus. Se observa la localización de los ovarios (→).



MAYO
JUNIO
JULIO
AGOSTO
30 SEPT.
7 OCT.
21 OCT.
30 OCT.
8 NOV.
24 NOV.
DIC.

Fig. B. Ovarios de S. L. longipalpus en secuencia durante su crecimiento anual.

V. RESULTADOS.

Los ovarios de Sceloporus torquatus torquatus son cuerpos pareados, ovoides e irregulares debido a los diferentes tamaños de folículos que contienen. Se localizan en la región posterior y dorsal de la cavidad del cuerpo, sostenidos por el mesovario.

El ovario se observa como una estructura sacular, quedando a los lados los folículos en desarrollo, los cuales quedan embebidos en el estroma y, entre ellos, se observan espacios correspondientes a una cavidad linfática (Fig. 1).

El crecimiento de los folículos se inicia a finales de febrero y principios de marzo, llegando a su máximo desarrollo a mediados de diciembre (Figs. B y C). En consecuencia, el tamaño y la forma de los ovarios varía de acuerdo a la etapa del ciclo reproductor en que se encuentre la hembra. La ovulación se observó a mediados de diciembre.

Los ovarios están constituidos por epitelio, estroma, cavidades internas, nichos germinales, folículos en diferentes estadios de desarrollo, folículos atrésicos y cuerpos lúteos.

El ovario está rodeado por un epitelio cúbico, el cual se hace plano en los contornos de los folículos, especialmente, los de gran desarrollo (Figs. 14, 20, 25 y 26).

El estroma ovárico está constituido, principalmente, por tejido conjuntivo con fibroblastos, fibras de colágena, vasos sanguíneos de pequeño y mediano calibre, presenta además algunos melanocitos dispersos, son de forma irregular y contienen abundantes gránulos de melanina, hay también músculo liso formando pequeños haces y células secretoras dispuestas, generalmente, en grupos de 2, 3 o 4 células (Figs. 1, 2 y 3)

El ovario posee dos nichos germinales que contienen ovogonias en actividad mitótica y ovocitos en su fase inicial de crecimiento que invaden el estroma contiguo y van formando folículos primarios (Fig. 4).

Las ovogonias, antes de entrar en actividad meiótica, se observan con núcleo ovoide, nucléolo central y cromatina granulosa; al constituirse en ovocitos iniciando la profase I de la división meiótica, muestran algunos cambios, en ocasiones, no se observa la membrana nuclear y los cromosomas son visibles como filamentos, el citoplasma es claro y finamente granuloso (Figs. 4 y 5).

Posteriormente, los ovocitos se observan de mayor tamaño debido al incremento de citoplasma, el cual se observa granuloso, el núcleo es grande (28 x 14 micras) y ovoide, con cromatina filamentososa evidente (Figs. 4 y 5).

Conforme los ovocitos aumentan de tamaño, se acercan al límite del nicho germinal, donde pasan al estroma empezando a ser rodeados por células foliculares (Figs. 4 y 5). Una vez formada la primera capa de células foliculares, pasa completamente al estroma, constituyéndose así un folículo primario (Figs. 4 y 5).

Previtelogénesis.

En enero y febrero una vez que los folículos se encuentran situados en el estroma, los ovocitos aumentan de tamaño (.4mm) conforme se van alejando del nicho germinal, su ooplasma es granuloso, mostrando en la región cercana al núcleo gránulos acidófilos, que forman el núcleo vitelino, poseen un núcleo ovoide o esférico en cuyo interior se observan con claridad los cromosomas plumosos; las células foliculares rodean completamente al ovocito y ya puede observarse el crecimiento de algunas de ellas (Fig. 5).

En una fase posterior, los folículos presentan dos capas de células foliculares, las cuales son homogéneas, constituidas por células cuyo núcleo es esférico y con un nucléolo central. Entre el ovocito y el epitelio folicular se observa la banda homogénea de la zona pelúcida como una banda

muy fina. En esta etapa de desarrollo, el folículo está rodeado por una delgada capa de tejido conjuntivo con fibras colágenas que corresponde a la formación de la teca.

De marzo a abril, los folículos siguen aumentando de tamaño (0,8 mm.), observándose en el ovocito un ooplasma más homogéneo que en el estadio anterior, pues el núcleo vitelino ya no se observa (Fig. 6), la banda homogénea de la zona pelúcida se distingue más fácilmente como una banda gruesa alrededor del ovocito. El epitelio folicular (32 micras) forma una capa poliestratificada en donde se distinguen dos tipos celulares: las células pequeñas (8 micras) y las medianas (14 micras), siendo más abundantes las pequeñas, ambas están en una distribución alternada de manera irregular (Fig. 6a). La teca que envuelve el epitelio folicular no muestra un aparente cambio entre este estadio y el anterior.

De mayo a junio en folículos de (1 a 1,3mm), en la periferia del ooplasma se pueden observar los primeros momentos de formación de vacuolas (Fig. 7). En esta etapa se muestra un ooplasma periférico más denso por la presencia de gránulos finos, además, entre éstos, se observan pequeñas vacuolas que van aumentando de tamaño conforme se van alejando de la periferia, hacia la región media del ooplasma. En este estadio, se observa alrededor del ovocito la banda estriada de la zona pelúcida hacia el interior y la banda homogénea hacia el exterior, ambas del mismo grosor (2 micras).

El epitelio folicular (38 micras) sigue siendo estratificado, aunque empieza a mostrarse una diferenciación celular de tres tipos: pequeñas (5 a 7 μ), medianas (11-12 μ) y grandes (20 μ) (Fig. 7). Las células pequeñas se encuentran distribuidas en la parte externa e interna del epitelio folicular, el cual está rodeado por una teca constituida por tejido conjuntivo con fibras colágenas, fibroblastos y vasos sanguíneos de pequeño calibre.

En julio y agosto el ovocito de (1,5mm), muestra su núcleo excéntrico, esférico y con cromatía granulosa; la cantidad de vacuolas aumenta paulatinamente en el ooplasma, dejando solamente el centro sin ellas; posteriormente, hacia el final de esta etapa, también se observan vacuolas en el centro y cerca

de la periferia del ovocito, aunque en estos niveles no son tan abundantes (Fig. 7a); en cuanto a su tamaño, las vacuolas más grandes son las que se encuentran hacia el centro, en tanto que hacia la periferia son más pequeñas. Ya en la periferia se observa una pequeña banda de ooplasma más denso sin vacuolas. Las vacuolas centrales tienen un diámetro de 10 micras, las intermedias de 8 micras y las periféricas de 5 micras.

En la zona pelúcida la banda estriada es más evidente que la homogénea (2 micras). El epitelio folicular (46 micras) está constituido de 3 tipos celulares: las células pequeñas (5 micras), las medianas (11 micras) y las grandes (26 micras) que van formando a las piriformes. Las células medianas se encuentran situadas hacia la zona pelúcida, en tanto que las grandes están hacia la teca, las células pequeñas se encuentran en ambas superficies del epitelio folicular, siendo más numerosas en la superficie interna. Las células pequeñas presentan escaso citoplasma y núcleo ovoide; las medianas, que son poco abundantes, poseen un citoplasma denso, un núcleo grande, ovoide y un nucléolo central; y las células grandes son ovoides, con citoplasma finamente reticulado y un núcleo con uno o dos nucléolos (Fig. 7a).

Vitelogénesis.

A principios de septiembre, el ooplasma muestra en la periferia numerosos gránulos acidófilos que van constituyendo una banda densa; éstos marcan el principio de la formación de las plaquetas vitelinas, las cuales parecen proyectarse desde la banda estriada de la zona pelúcida (Figs. 8 y 9). El epitelio folicular sigue estando formado por tres tipos celulares: las células pequeñas mantienen las características de la etapa anterior, se localizan en la parte apical y basal del epitelio folicular y rodean a las células grandes situadas hacia la parte media del epitelio. Estas últimas presentan forma ovoide o redondeada, con citoplasma granuloso, núcleo esférico (14 micras), con cromatina granulosa y nucléolo central (2 micras). Las células medianas son muy escasas (Fig. 9).

La teca (32 micras) se diferencia en interna y externa; en la interna se localizan capilares y en la externa se obser-

van fibras colágenas y un mayor número de fibroblastos (Fig. 9).

En las tecas se presenta una mayor vascularización constituida por capilares y arteriolas (Fig. 14). Entre las fibras colágenas se encuentran conjuntos de células secretoras, con abundante citoplasma claro y núcleo esférico con uno o dos nucléolos; estas células se seguirán observando en etapas posteriores como lo muestra la (Fig. 10.).

Para mediados de septiembre el ooplasma muestra una vacuolación homogénea hacia el centro, en tanto que hacia la periferia la cantidad y el tamaño de las vacuolas es menor, hasta desaparecer, quedando un ooplasma con pequeñas plaquetas vitelinas. Conforme las plaquetas vitelinas están más alejadas de la periferia son de mayor tamaño (Figs. 11 y 12). La banda estriada de la zona pelúcida es más nítida y ha aumentado de tamaño (3-4 micras), la banda homogénea (2 micras) sigue siendo nítida.

El epitelio folicular (34 micras) muestra las características de la etapa anterior, pero las células medianas son aún más escasas (Fig. 12).

Alrededor del epitelio folicular, en la teca interna se observan pequeños vasos sanguíneos a intervalos, más o menos regulares (Fig. 11).

Para finales de septiembre el ooplasma sigue siendo vacuolado, pero hacia la periferia, la banda de ooplasma homogéneo es de menor grosor y en su lugar se observa una mayor cantidad de plaquetas vitelinas que, para este momento, han aumentado ligeramente de tamaño y cantidad (Figs. 13, 14 y 14a).

El epitelio folicular presenta los tres tipos celulares, pero es importante hacer notar que las células grandes muestran una gran diversidad morfológica en su citoplasma; en algunas de ellas se observa la presencia de gránulos acidófilos, similares a las plaquetas vitelinas del ovocito (Fig. 14); las células medianas siguen siendo escasas (Fig. 14a).

Las tecas conservan sus características; y, en el exterior, pueden observarse células secretoras, con citoplasma claro y núcleo esférico (Fig. 14).

A principios de octubre cuando los folículos miden 3 mm. se aprecian cambios en las plaquetas vitelinas en cuanto a cantidad y tamaño. Hacia el centro del ooplasma se observan grandes vacuolas entre las cuales se encuentran las plaquetas vitelinas, que miden de 11 a 14 μ , muy abundantes y con una gran diversidad morfológica (Figs. 18 y 19); algunas muestran una vacuola en su interior, otras muestran dos, tres y hasta cuatro, las cuales pueden ser de tamaño igual o diferente.

Conforme nos acercamos a la subperiferia el ooplasma va dejando de ser vacuolado y conserva una banda delgada (42 μ) libre de plaquetas vitelinas. Y, ya en la periferia hay una gran cantidad de plaquetas en formación (de 1 a 3 μ), las cuales constituyen una zona densa (17 μ), de la que suponemos se van desprendiendo en dirección al centro del ooplasma (Figs. 15, 16 y 17).

La banda estriada de la zona pelúcida se observa claramente, su estriación aumenta de tamaño (6 μ) (Fig. 17). En la banda homogénea, así como en la teca no hay cambios evidentes.

El epitelio folicular (21 μ) muestra un cambio debido a que, especialmente, las células grandes (18 μ) reducen su tamaño y se observan ligeramente más aplanadas (Fig. 15 y 17).

Para finales de octubre la vitelogénesis ha tenido un mayor desarrollo, ya que la formación de plaquetas vitelinas ha invadido todo el ooplasma, con excepción de la banda cercana a la periferia que permanece homogénea (28 μ) (Fig. 20), ésta es más delgada y separa a las plaquetas vitelinas en formación inicial de las ya formadas anteriormente (Figs. 21 y 22). Las plaquetas vitelinas se observan en el centro y son de dos tipos, las de aspecto homogéneo y las que presentan vacuolas en su interior (Figs. 21 y 22). A las plaquetas en formación inicial las llamamos también

inmaduras, esto es por su tamaño más pequeño y la posición que ocupan, formándose desde la región de la banda estriada de la zona pelúcida, ésta última tiene un grosor, en esta etapa, de 10 micras; son además evidentes las proyecciones citoplásmicas de las células foliculares hacia el ovocito (Fig. 22). El epitelio folicular ha disminuído en grosor (7 micras) y las células son similares entre sí, tanto en tamaño, como en forma, se han tornado más bajas y su ecuador ha aumentado de longitud, (31 μ) que proporciona mayor área de contacto con el ovocito, en este período de activa vitelogénesis (Figs. 21 y 22).

La teca presenta un aumento en el tamaño (37 μ) de los vasos sanguíneos debido a los mayores requerimientos de sustancias procedentes de la circulación (Figs. 20 y 22).

En noviembre los folículos (4.7 mm.) muestran las etapas finales de la vitelogénesis, en ella se observan cambios importantes en la periferia del folículo, en el epitelio folicular (4 micras) y en la teca, los que darán paso posteriormente a la formación de folículos preovulatorios.

Las plaquetas vitelinas siguen siendo algunas homogéneas otras vacuoladas y, en otras, se observan gránulos (Figs. 23, 24 y 25), a la vez, comienzan a distribuirse ya desde la periferia, reduciendo la banda de ooplasma homogéneo (Fig. 23).

El epitelio folicular está constituido por una sola capa de células similares entre sí (Figs. 23, 24 y 25), la banda estriada (4 micras) disminuye, en tanto que las tecas confunden sus límites entre sí, en ellas se observan células secretoras (Fig. 24).

A finés de noviembre, los folículos alcanzan 6.2 mm. El ooplasma está lleno de plaquetas vitelinas y la banda estriada aparece muy tenue, el epitelio folicular (3 μ) es aún más aplanado, formado de pequeñas células con núcleo ovoide; en la teca se observan células secretoras.

Hacia principios de diciembre, ya en la etapa preovulatoria, el ooplasma contiene abundantes plaquetas vitelinas de distintos tamaños y características interiores, similares a las observadas en la etapa anterior (Fig. 26). En diversas zonas del ooplasma se distinguen pequeñas regiones citoplásmicas redondeadas sin grandes plaquetas vitelinas (Fig. 27). En este momento, la región de ooplasma periférico homogéneo ha disminuído considerablemente y en su lugar se observan pequeñas elevaciones de citoplasma a intervalos, más o menos regulares, en toda la periferia (Figs. 24 y 26). Las plaquetas vitelinas en su mayoría son grandes y solamente se observan algunas muy pequeñas en la periferia (Figs. 28 y 29).

La banda estriada de la zona pelúcida ha disminuído en grosor (Fig. 26). El epitelio folicular mantiene su condición monoestratificada, en algunas zonas se observa casi plano (Fig. 26). Rodeando al epitelio folicular hay pequeños vasos sanguíneos distribuídos a intervalos regulares, en general, la teca se ha adelgazado. Las células secretoras se encuentran en grupos y algunas aisladas (Fig. 26).

El polo animal del ovocito se observa como un disco de ooplasma con un aspecto característico, en él es posible distinguir diferentes zonas: bajo las células foliculares, el ooplasma es finamente granuloso; por debajo de éste, se observan estructuras filamentosas densas, cortas e irregulares; a continuación, el ooplasma es menos denso que en la primera zona; hacia abajo empiezan a observarse plaquetas vitelinas que, en este nivel, son muy pequeñas y contrastan con el ooplasma por su mayor acidofilia; estas plaquetas se continúan con una banda de plaquetas ligeramente más grandes y densas, las que a su vez, están limitadas por plaquetas vitelinas de mayor tamaño y menor densidad (Fig. 30).

Al final de la ovogénesis, poco antes de la ovulación, el epitelio folicular es muy aplanado y, en ocasiones, puede observarse el contacto entre el infundíbulo del oviducto y el folículo preovulatorio (Fig. 31).

Cuerpo Lúteo.

Después de la ovulación, la cavidad del folículo se contrae rápidamente dejando una estructura ovoide y hueca, la cual está rodeada por el epitelio folicular y la teca, los cuales posteriormente sufren cambios morfológicos y funcionales mediante su hipertrofia.

El cuerpo lúteo se observó en su fase inicial a partir de finales de diciembre, después de la ovulación (Fig. 32), mostrándose hasta finales de abril y principios de mayo bien desarrollado (Fig. 33). A partir de este momento va entrando en regresión (Fig. 34). Hacia principios de junio se observa una fase avanzada de reabsorción (Fig. 35).

Se observa hipertrofia en las células del epitelio folicular y la teca del folículo colapsado, con un aumento en el número de células del epitelio folicular en su superficie interna, estas células invaden la cavidad folicular y la van llenando hasta formar una masa compacta de células (Fig. 32a).

La hipertrofia de la teca forma proyecciones constituídas de fibras de colágena, fibroblastos y vasos sanguíneos, las cuales forman trabéculas bien constituídas que dan soporte al cuerpo lúteo (Fig. 32a).

Para la tercera semana después de la ovulación, las células del epitelio folicular se han hipertrofiado aún más y llenan la cavidad folicular, sin embargo, para este tiempo aún no alcanzan a obliterar la cicatriz de la ovulación (Figs. 32 y 32a). Esto ocurrirá a finales de enero.

Alrededor de la cicatriz se observan las células lúteas con forma alargada y mayor tinción que las circundantes (Fig. 32a), éstas últimas muestran citoplasma granuloso y vacuolado, con núcleo esférico y excéntrico (Fig. 32b).

Para marzo, el cuerpo lúteo se aprecia con mayor cantidad de células lúteas, el límite entre la teca y la masa luteal se distingue por la presencia de fibras colágenas. Para este momento, el cuerpo lúteo se encuentra

en su máximo desarrollo (Fig. 33).

Para mayo, el cuerpo lúteo presenta regresión, su forma ovoide se va perdiendo y va adquiriendo una forma irregular y disminuye la cantidad de células lúteas, las cuales se observan muy grandes y vacuoladas. Las trabéculas de la teca se han reducido (Fig. 34).

Para junio, paulatinamente, el número de células lúteas disminuye (Fig. 35) y los elementos conjuntivos van ocupando el espacio hasta ser ocupado totalmente por estroma ovárico.

Atresia Folicular.

La atresia folicular se observó en folículos previtelogénicos y vitelogénicos, siendo más evidente en los meses de junio y octubre. Durante ella se observaron los siguientes cambios morfológicos:

Los tres tipos celulares que conforman el epitelio folicular empiezan a presentar un cambio estructural en su superficie interna, ya que en ella comienzan a aparecer muchas células aún de menor tamaño que las pequeñas y más basófilas, empezándose a disponer como una delgada banda alrededor del ooplasma y en pequeñas agrupaciones dentro de la misma banda que han formado (Fig. 36). Las células grandes aumentan en tamaño y cantidad, su citoplasma se torna muy vacuolado (Fig. 37). En algunos casos, se observa la presencia de una invaginación debida a la proliferación de células foliculares, en este nivel se observa que la invaginación tiene un efecto en el ooplasma continuo ya que se observa una banda clara de citoplasma periférico, con menor cantidad de vacuolas (Fig. 37). La zona pelúcida se observa desvanecida a ese nivel, hasta su rompimiento.

En algunos folículos se observa que la atresia se manifiesta con una desorganización del ooplasma central y el tamaño de sus vacuolas es mayor que el normal (Fig. 38). En folículos vitelogénicos en atresia se observó la zona pelúcida fragmentada en diversos puntos y plegada de manera irregular, con numerosas células foliculares pequeñas en su contorno (Fig. 39).

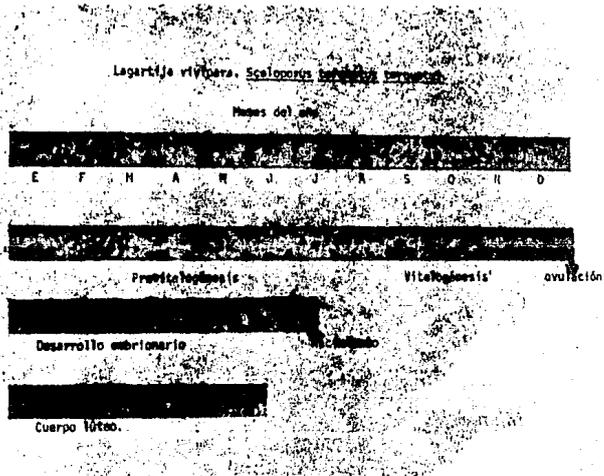


Fig. C. Ciclo reproductor de Sceloporus torquatus torquatus.

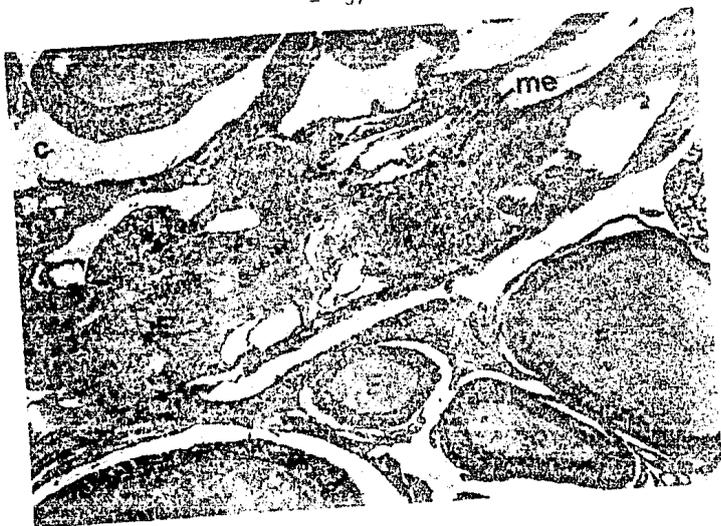


Fig. 1. Panorama del ovario. Estroma (E), folículos en desarrollo (F), melanocitos (me), cavidad linfática (c).
H-E. 32 X

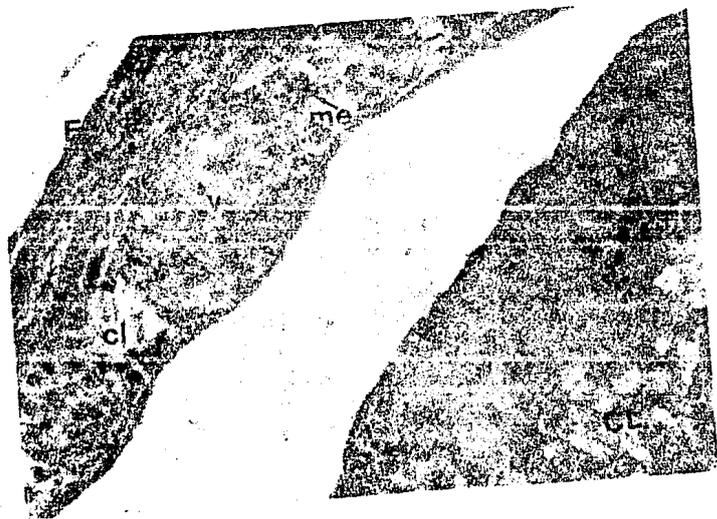


Fig. 2. Estroma. Tejido conjuntivo laxo (cl), vasos sanguíneos (v), melanocitos (me), epitelio del ovario (E), cuerpo lúteo (CL).
HE. 500 X



Fig. 3. Extremo (E), músculo liso (M), vasos sanguíneos de diferentes calibres (v), ovocitos en crecimiento inicial (O).
Tricrómica de Masson. 200 X

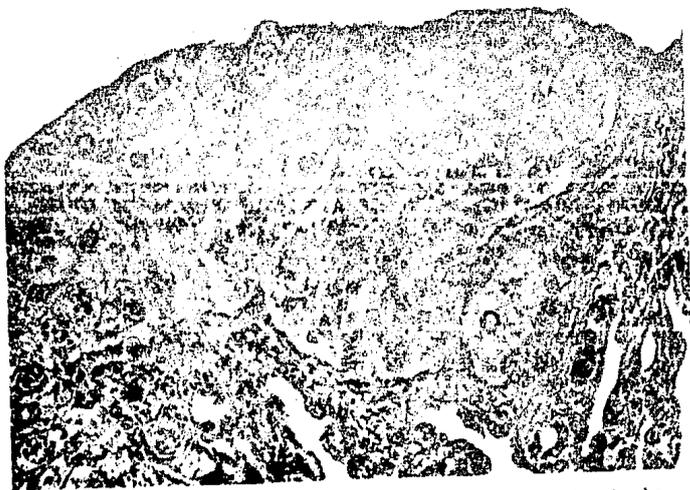


Fig. 4. Nicho germinal. Oogonias (Og), ovocitos iniciando la meiosis (Ov), ovocitos en fase inicial de crecimiento (O), epitelio folicular (Ff), células que formarán epitelio folicular en la base del nicho germinal (F).
Tricrómica de Masson. 500 X



Fig. 5. Nicho germinal. Ovocitos iniciando la meiosis (Og), ovocitos iniciando su crecimiento (O), ovocitos con núcleo vitelino y cromosomas plumosos (Ov), epitelio folicular con células de diferentes tamaños (Ef), en el extremo inferior derecho se observan células foliculares piriformes (↑).
Tricrómica de Masson. 500 X



Fig. 6. Folículo previtelogénico (F) con ooplasma homogéneo y núcleo excéntrico.
H-E. 200 X

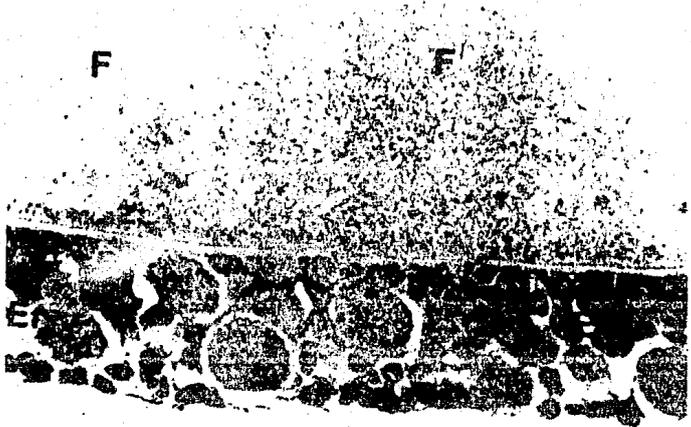


Fig. 6a. Folículo previtelogénico (F), con ooplasma homogéneo, zona pelúcida (Z), epitelio foli-
cular (Ef).
Tricrómica de Masson 500 X

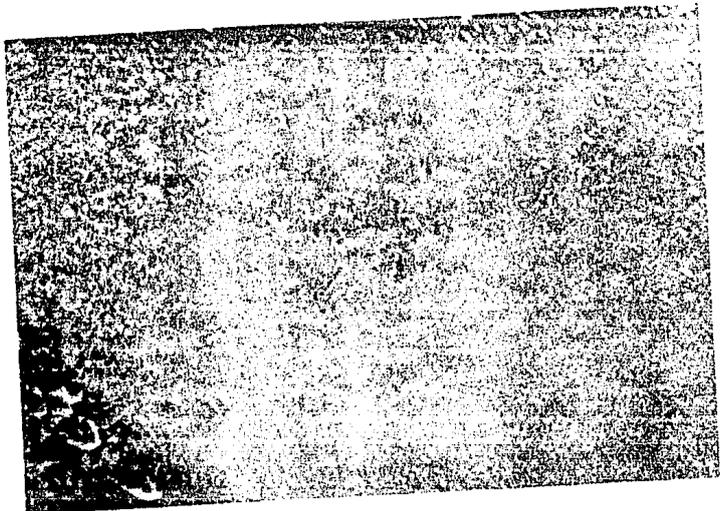


Fig. 7. Folículo en el inicio de la vacuolación. Vacuolas (V),
oplasma periférico homogéneo (*), epitelio folicular (Ef).
H-E. 200 X

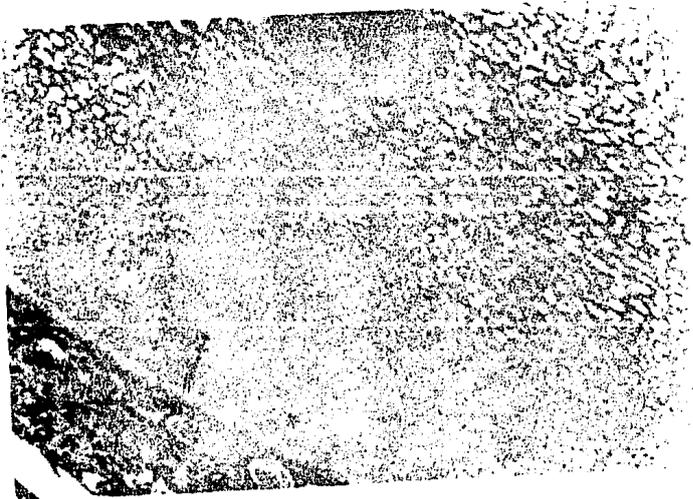


Fig. 7A. Folículo en vacuolación intermedia. Núcleo del ovocito (N),
vacuolas (V), oplasma periférico homogéneo (*), banda es-
trada de la zona pelúcida (Z), epitelio folicular (Ef),
teca (T).
H-E. 200 X



Fig. 8.
Folículo en vacuolación avanzada.
Ooplasm central con pocas vacuolas (*)
Vacuolas abundantes en la periferia (V),
epitelio foliular (Ef), vaso sanguíneo del mesovario (v).
Tricrómica de Masson.
78 X

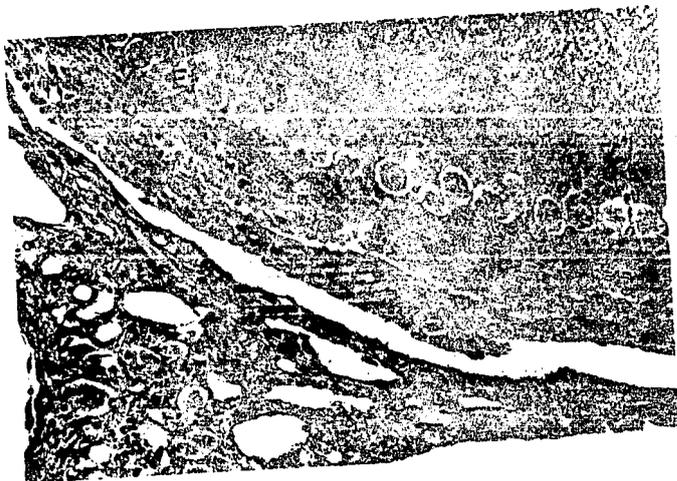


Fig. 9. Folículo en vacuolación avanzada. Banda de gránulos eosinófilos en la periferia (*), zona pelúcida (?), epitelio foliular con tres tipos celulares (Ef), cáculas pequeñas (1), medianas (2) y grandes (3), teca interna (i), teca externa (e). Tric. de Masson. 260 X

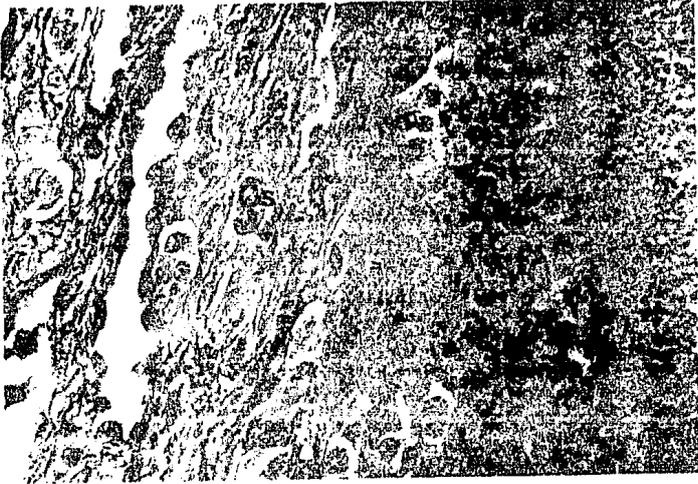


Fig. 10. Células secretoras en el estroma (Cs), epitelio folicular (te).
Tricrómica de Masson. 500 X

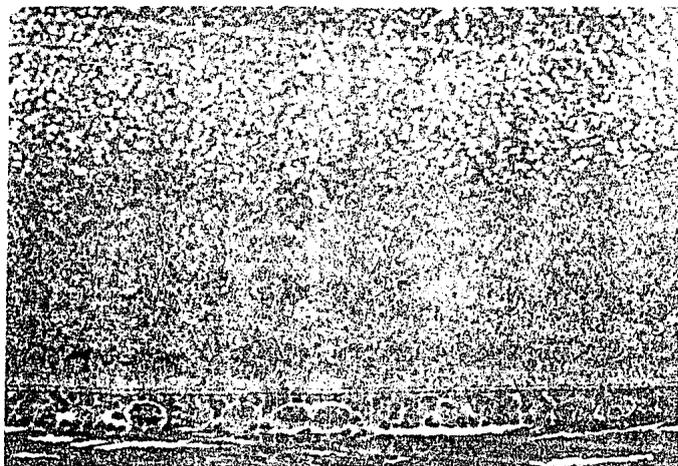


Fig. 11. Formación de las primeras plaquetas vitelinas. Banda de gránulos eosinófilos en la periferia (*), citoplasma vacuolado (V), zona pelúcida (Z), epitelio folicular (Ef).
H-E. 200 x

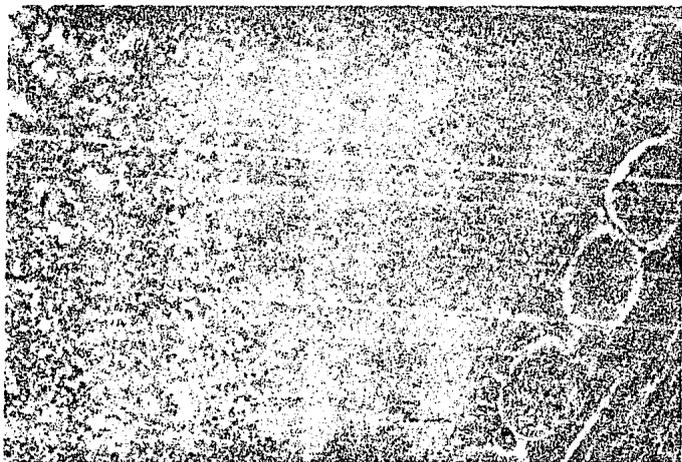


Fig. 12. Detalle de la fig.11. Pequeñas plaquetas vitelinas (P), banda de citoplasma homogéneo en la periferia (*) zona pelúcida bien diferenciada en banda estriada y homogénea (Z), células foliculares pequeñas (1), células foliculares grandes (3).
H-E. 500 x

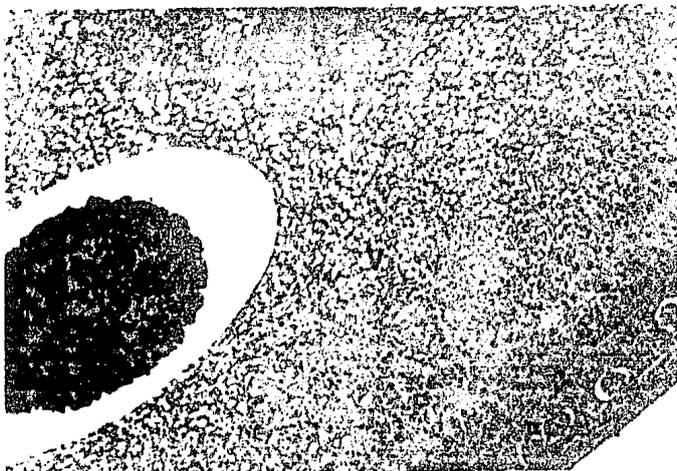


Fig. 13. Formación de plaquetas vitelinas (P), éstas avanzan hacia el citoplasma central vacuolado (V), zona pelúcida (Z), epitelio folicular (Ef), teclas (T). Tricrómica de Masson. 200 X



Fig. 14. Epitelio folicular. Células foliculares pequeñas (1), medianas (2) y grandes (3), zona pelúcida diferenciada en banda estriada y homogénea (7), células secretoras en la teca (Ca), epitelio del ovario (e), gránulos acidófilos (→). H-E 500 X.

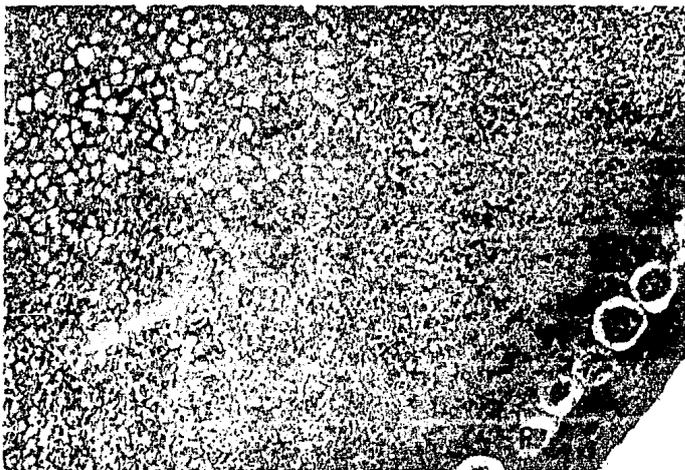


Fig. 14a. Vacuolación del citoplasma y formación de plaquetas vitelinas. Vacuolas (v), plaquetas vitelinas (p), epitelio folicular (E1) con menor cantidad de células medianas. Itricromica de Masson. 200 X

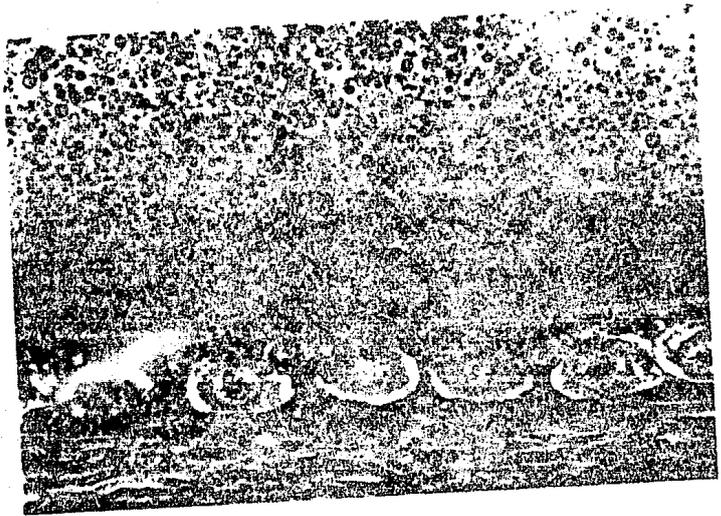


Fig. 15. Avance de las plaquetas vitelinas hacia el centro.
Zona pelúcida diferenciada en banda estriada y hom-
génea (Z), epitelio folicular con predominancia de
células pequeñas y grandes (Ef), tecas (T).
Tricrómica de Masson. 500 X



Fig. 16. Folículo en vitelogenésis. Plaquetas vitelinas distribuidas en todo el ooplasma (P), banda de ooplasma homogéneo (*), plaquetas vitelinas iniciando su formación (↑), epitelio folicular (Ef), tecas (T).
Tricrómica de Masson. 200 X



Fig. 17. Detalle de la fig.16. Plaquetas vitelinas (P), banda de ooplasma homogéneo (*), plaquetas vitelinas iniciando su formación (↑), zona pelúcida (Z), epitelio folicular que ha disminuído en grosor (Ef), tecas (T).
Tricrómica de Masson. 500 X

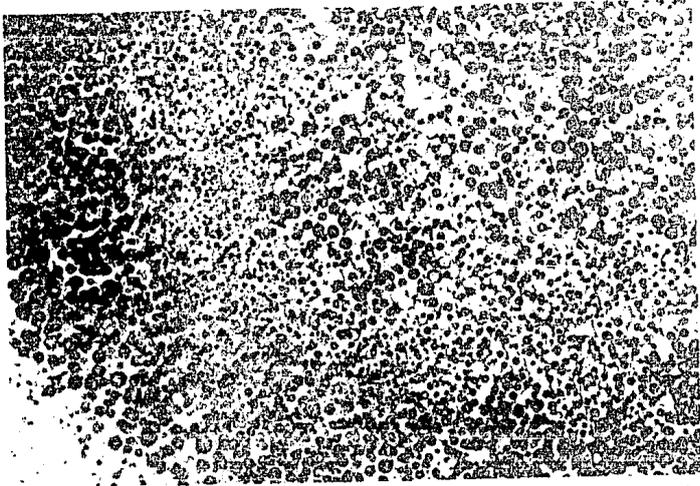


Fig. 18. Plaquetas vitelinas abundantes que se van distribuyendo hacia el centro del ooplasma.
H-E. 200 X

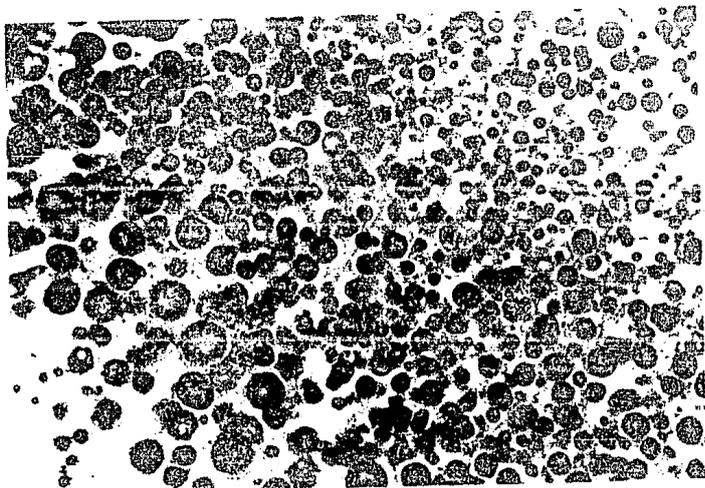


Fig. 19. Detalle de la Fig. 18.
H-E. 500 X

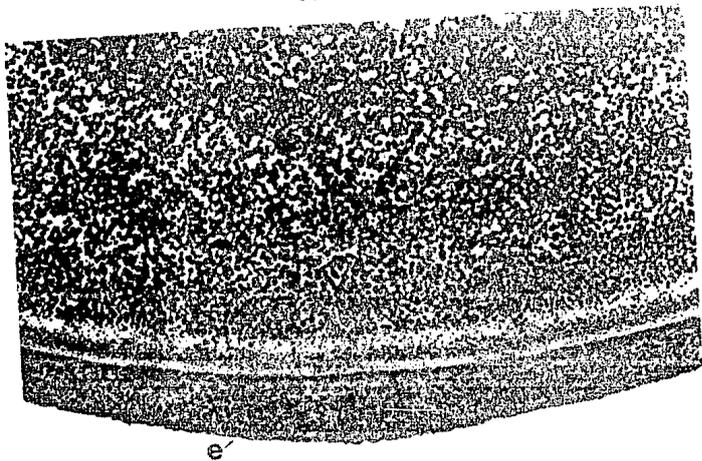


Fig. 20. Ooplasm lleno de plaquetas vitelinas. Banda delgada de ooplasma homogéneo (*), plaquetas vitelinas iniciando su formación (†), grandes vasos sanguíneos (v). Epitelio del ovario (e).
H. e. 78 X

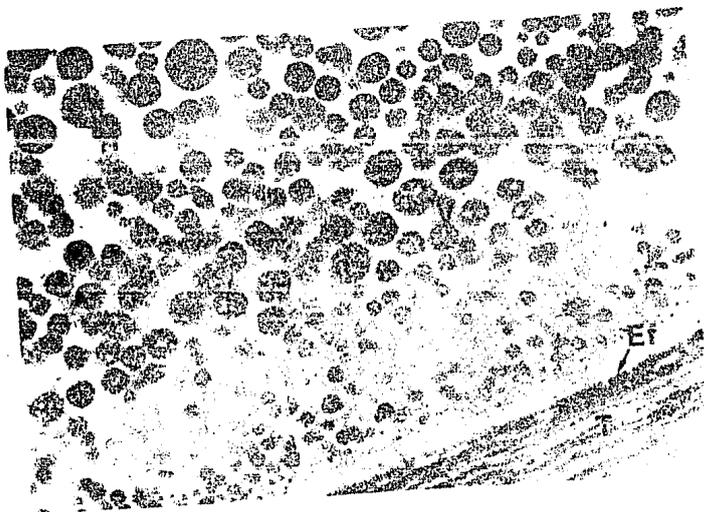


Fig. 21. Diversidad de plaquetas vitelinas. Plaquetas en formación inicial (†), pequeñas y grandes con vacuolas (V), pequeñas y grandes homogéneas (H), epitelio foliular bajo (Ef), teca (T).
Azul de toluidina. 500 X

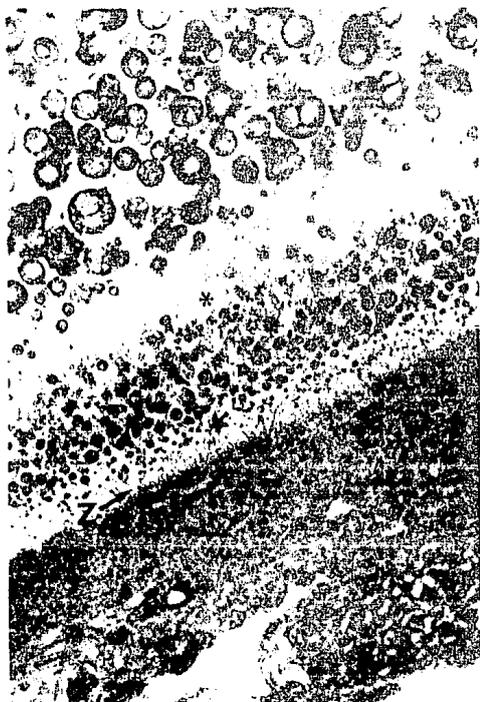


Fig. 22.
Plaquetas vitelinas. Con
 vacuolas (V), inmaduras
 (*), banda de ooplasma
 libre de plaquetas (*),
 amplia banda estriada de
 la zona pelúcida (Z), epi-
 telio folicular (e).
 Tricrómica de Masson.
 500 X.

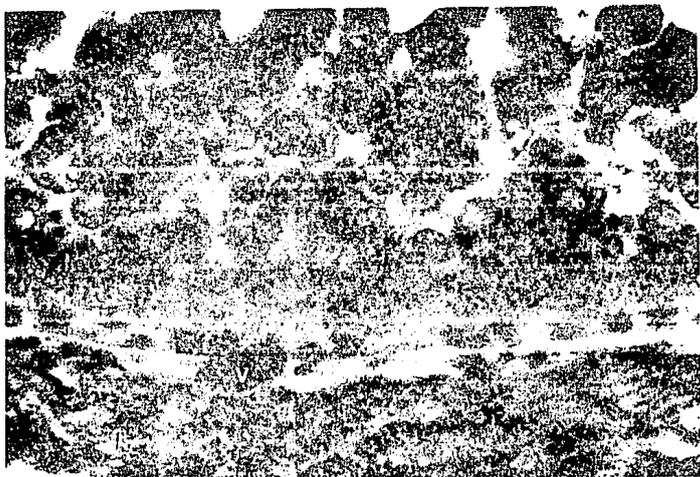


Fig. 23. Diversos tipos de plaquetas vitelinas (P), zona pelúcida con su banda estriada de mayor grosor (Z), epi-
 telio folicular bajo (Ef), vaso sanguíneo de la teca interna (v), fibras colágenas de la teca externa (f).
 Tricrómica de Masson. 500 X

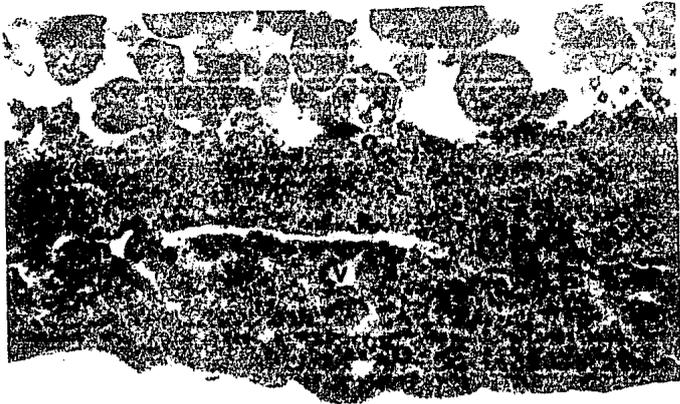


Fig. 24. Vascularización de la teca. Elevaciones de oplasma periféricas (o), banda estriada de la zona pelúcida (e), teca interna (Ti), células secretoras en la teca externa (Cs), vaso sanguíneo periférico (v).
Tinción de Masson. 500 X

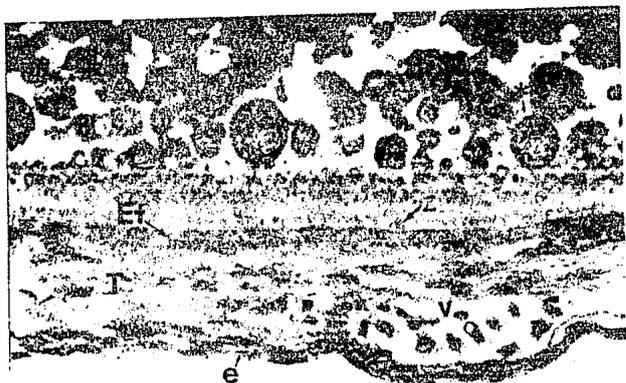


Fig. 25. Plaquetas vitelinas. Pequeñas plaquetas vitelinas (☆) plaquetas vitelinas con gránulos y vacuolas (*), banda estriada de la zona pelúcida (Z), epitelio foli-
cular bajo (lf), tecas (T), vaso sanguíneo (v), epiteli-
o del ovario (e). Azul de toluidina 500 X.

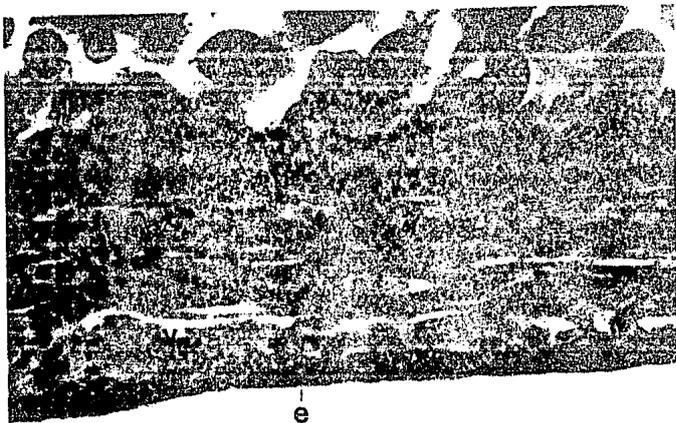


Fig. 26. Testis. Epitelio folicular aplanado (Ef), vasos sanguíneos de pequeño calibre (v) en la teca interna, células secretoras (Cs) en la teca externa, vasos sanguíneos de mayor calibre (V), epitelio del ovario (e). H-E. 500 X

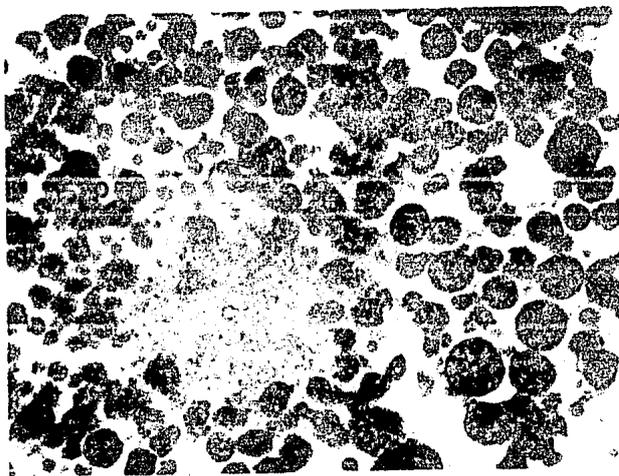


Fig. 27. Ooplasm. Región citoplásmica dispersa (c) rodeada de plaquetas vitelinas (p). Azul de Toloidina. 500 X

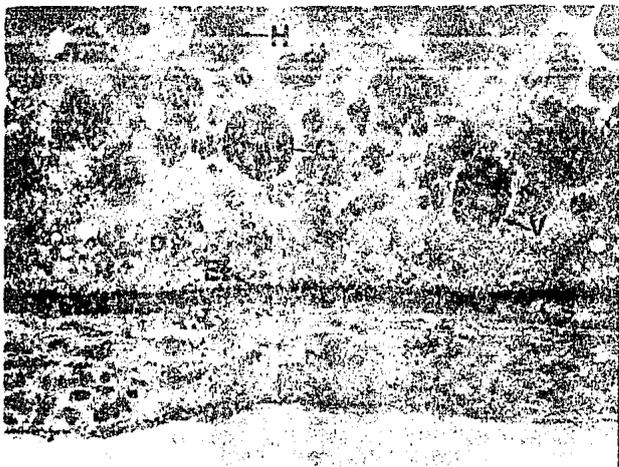


Fig. 28. Distintos tipos de plaquetas vitelinas. Homogéneas (H) con gránulos (G), con vacuolas (V), epitelio folicular plano (Ef), células secretoras (Cs) en la teca interna.
Azul de Toluidina. 500 X

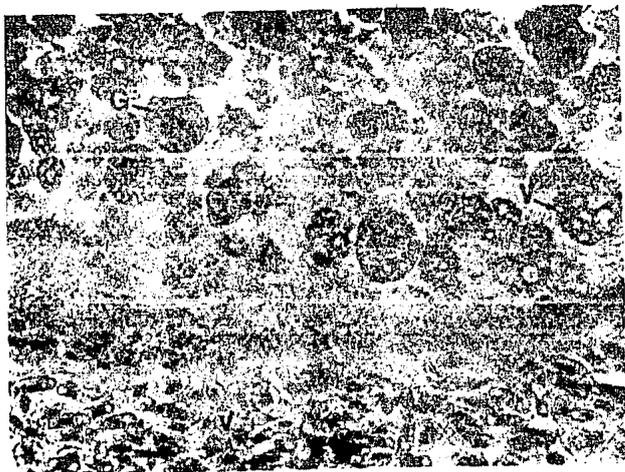


Fig. 29. Distintos tipos de plaquetas vitelinas. Homogéneas (H), con gránulos (G), con vacuolas (V), vasos sanguíneos de las tecas (v).
Azul de Toluidina. 500 X

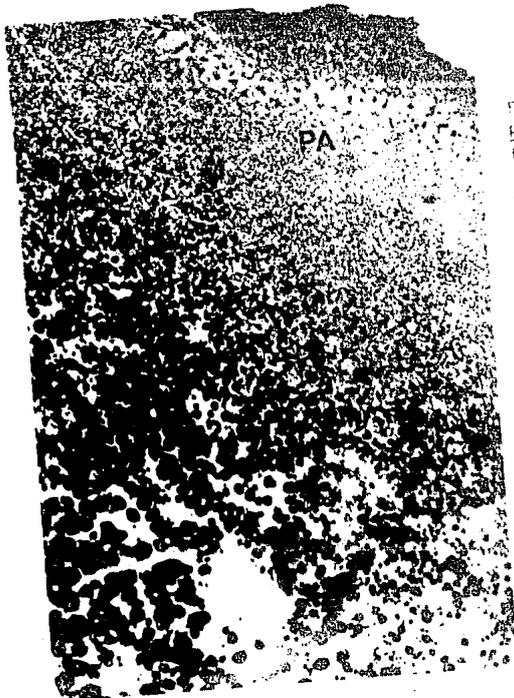


Fig. 30.
Polo animal (PA), plaquetas vitelinas pequeñas (1), medianas (2) y grandes (3), epitelio folicular (Ef).
H-E. 200 X



Fig. 31. Folículo preovulatorio (F), infundíbulo del oviducto (I), útero con numerosas glándulas (U).
H-E. 78 X

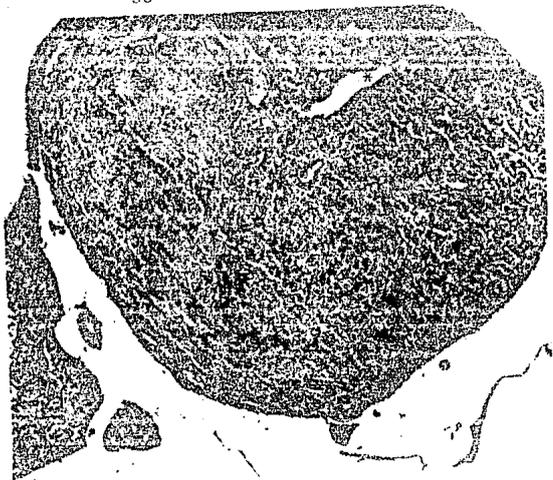


Fig. 32. Corpus lúteo (CL) en finales de diciembre y principio de enero, teca con vasos sanguíneos (V), trabéculas (↑), cicatriz de la ovulación (*).
H-E. 78 X

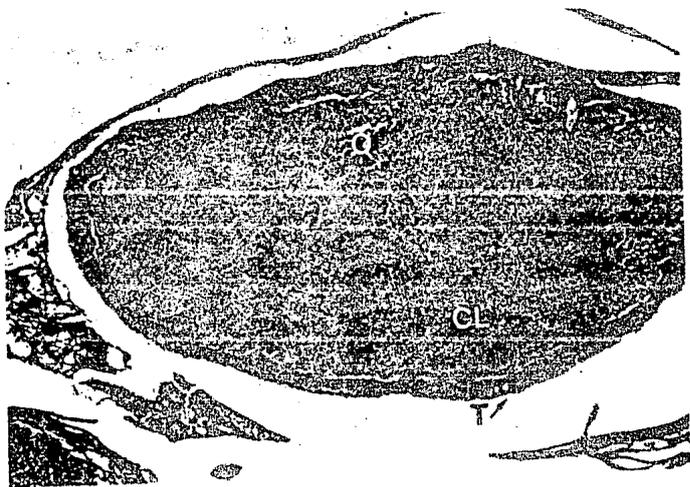


Fig. 33. Corpus lúteo (CL) en marzo en máximo desarrollo, trabéculas (↑), teca (T).
H-E. 78 X

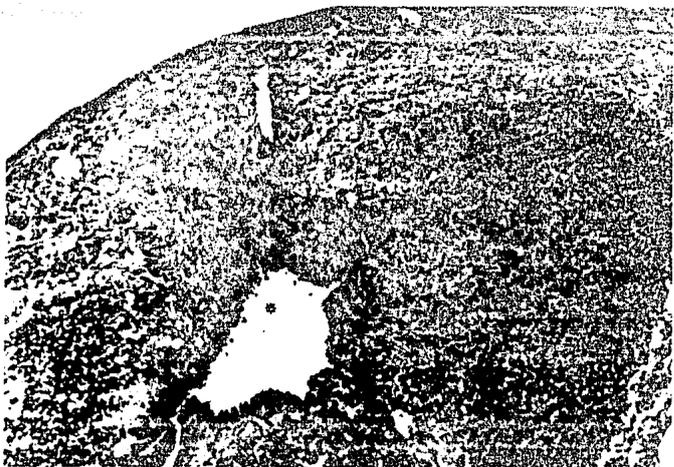


Fig. 32a. Cicatriz del cuerpo lúteo (*), células lúteas (★)
trabécula (t).
Tricrómica de Masson. 125 X



Fig. 32b. Detalle de la fig. 32a. Células lúteas vasculari-
das (★), zona pericárdica (z).
Tricrómica de Masson. 500 X

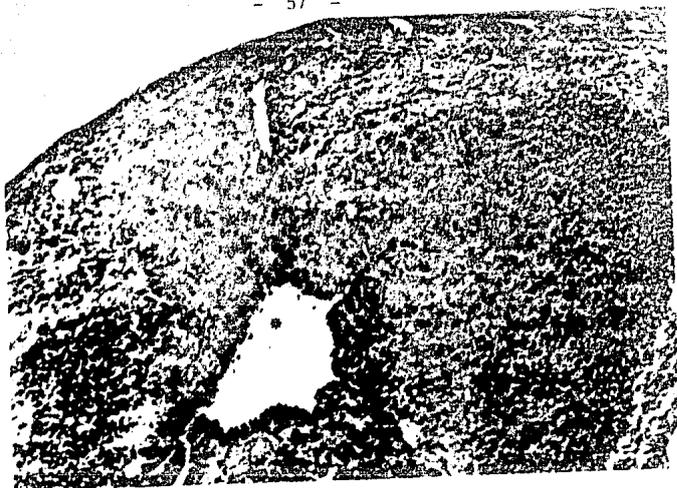


Fig. 32a. Cicatriz del cuerno lúteo (*), células lúteas (★)
trabécula (t).
Tricrómica de Masson. 125 X

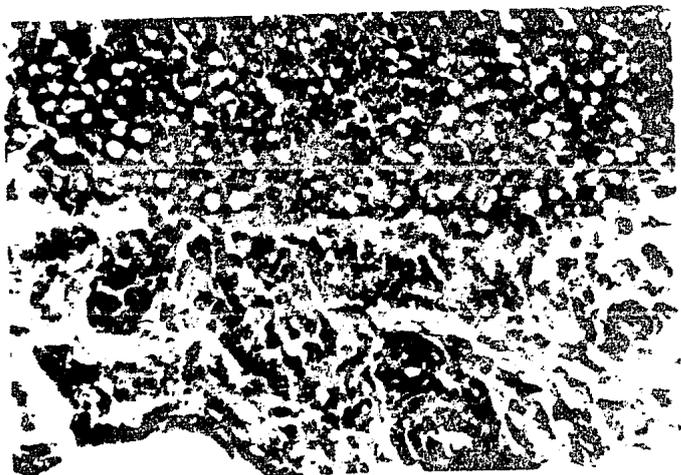


Fig. 32b. Detalle de la Fig. 32a. Células lúteas escudada-
das (★) en zona parvicornuta (z).
Tricrómica de Masson. 500 X

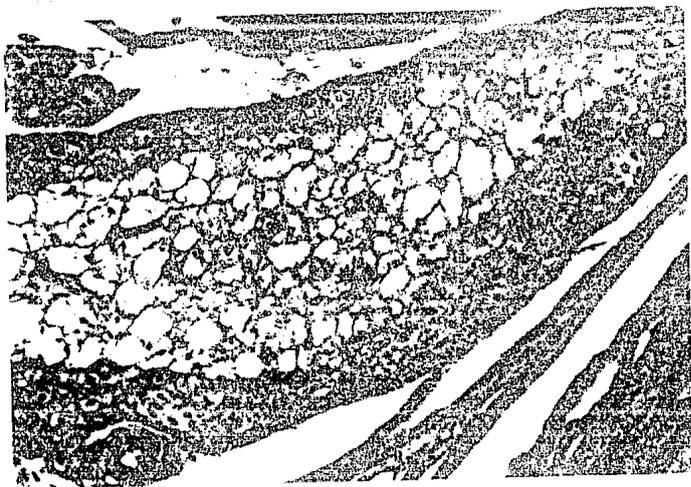


Fig. 34. Corpus lúteo (CL) en regresión, red de tejido conjuntivo con vasos sanguíneos al interior (*), teca muy vascularizada (T).
H-E. 200 X

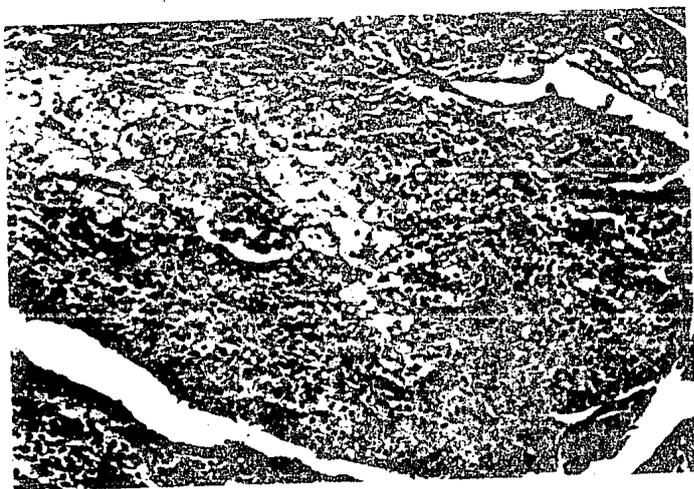


Fig. 35. Corpus lúteo (CL) en regresión avanzada, red de tejido conjuntivo con vasos sanguíneos al interior (*).
Tricrómica de Masson. 200 X



Fig. 36. Atresia en folículo previtelogénico. Restos de ooplasma (O), invasión de células pequeñas hacia el interior (cp), células grandes (Cg), teca (T).
H-E. 78 X

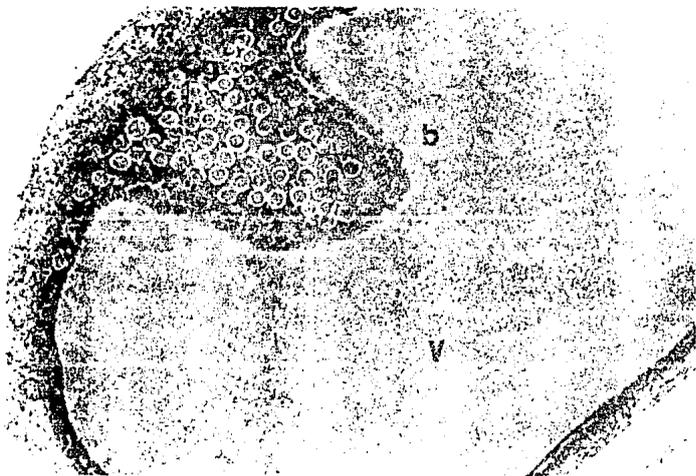


Fig. 37. Atresia en un folículo previtelogénico. Ooplasma vacuolado (V), células pequeñas que empiezan a invadir el ooplasma (cp), células grandes (Cg), banda clara de citoplasma periférico (b).
H-E. 78 X



Fig. 38. Atresia en un folículo previtelogénico. Desorganización del ooplasma central con un aumento en el número y tamaño de sus vacuolas.
H-E. 70 X.

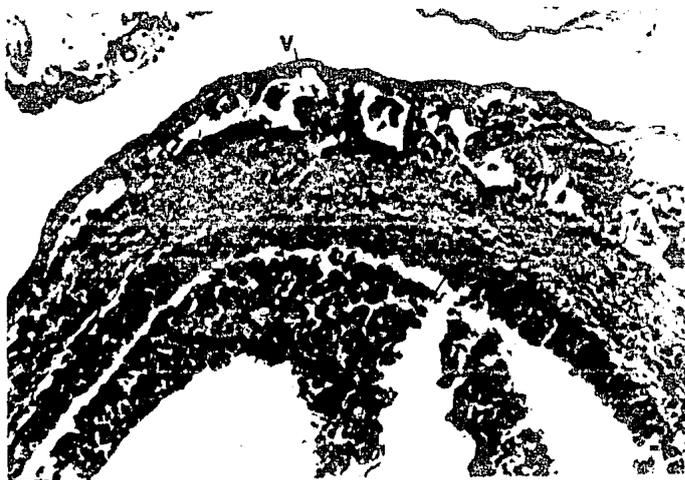


Fig. 39. Atresia en un folículo vitelogénico, nótese la fragmentación de la zona pelúcida.(z), células fagocíticas (f), epitelio folicular (E), vasos sanguíneos (v).
Tricrómica de Masson. 70 X.

VI. DISCUSION.

La observación macroscópica de ambos ovarios de la especie Sceloporus torquatus torquatus muestra maduración de varios ovocitos de manera simultánea, por lo cual, corresponde al modelo de ovulación poliautocrónico citado por Smith et al. (1973), quienes mencionan que este modelo es común para todos los géneros de lagartijas iguánidas, con excepción de Anolis, Chamaeleolis, Phenacosaurus y Tropidodactylus.

La relación observada en S. t. torquatus entre el desarrollo folicular y los meses del año, coincide con la mencionada por Feria (1984) para la misma especie.

La estacionalidad descrita por Goldberg (1971) para S. jarrovi coincide con la de S. t. torquatus, ya que, el desarrollo folicular se presenta desde finales de enero, llegando a constituir folículos preovulatorios a mediados de diciembre, época en la cual ocurre la ovulación. Posteriormente, el cuerpo lúteo se desarrolla y, en mayo, inicia su regresión, terminando ésta a principios de junio. En los primeros días de julio nacen las crías.

Suponemos que S. t. torquatus presenta un período de gestación de cinco y medio a seis meses, comprendiendo las estaciones de invierno, primavera y primera parte del verano. Estas observaciones las podemos relacionar con una estrategia adaptativa a las condiciones climáticas, permitiendo que la madre proporcione al embrión un beneficio térmico, mediante la retención del huevo, como lo mencionan Guillette y Jones (1985) y Guillette (1985). También comentan Vial y Stewart (1985) que, en muchas lagartijas vivíparas mesoamericanas, el parto ocurre durante fines de primavera o principios del verano.

En el nicho germinal del ovario de S. t. torquatus se observa una región interna con células similares a las foliculares, en relación a la cual no encontramos referencias bibliográficas. Consideramos que debido a su morfología y posición puedan corresponde a células foliculares.

De enero a abril, el crecimiento del ovocito es pequeño y el citoplasma muestra aspecto homogéneo, en el cual se observa el núcleo vitelino durante los dos primeros meses; posteriormente, éste inicia su dispersión de manera similar a lo mencionado por Guraya (1963 y 1968) en especies tales como Hemidactylus flaviviridis, Uromastix hardwickii y Calotes versicolor. En estos cuatro meses podemos considerar que en el nicho germinal de la especie S. t. torquatus las ovogonias muestran actividad mitótica e inicio de la meiosis, llegando hasta la fase diplótena. Durante estos meses también ocurre la gestación y los cuerpos lúteos se desarrollan, esto, de acuerdo con Guillette y Jones (1985), puede indicar la circulación de progesterona; dichos autores mencionan que, en reptiles, la progesterona producida por el cuerpo lúteo durante la gestación, inhibe el desarrollo folicular. En mayo, se observa que los cuerpos lúteos en S. t. torquatus inician su regresión, lo que suponemos indica la disminución de secreción de progesterona y la activación del crecimiento folicular.

De acuerdo con nuestros resultados, el ovocito muestra cambios morfológicos muy evidentes que se suceden en la previtelogénesis y vitelogénesis; en resumen, estos son los siguientes:

Previtelogénesis. El primer cambio ocurre cuando el ovocito inicia su crecimiento, en este momento, está rodeado de una capa de células foliculares y se caracteriza por la presencia del núcleo vitelino en el citoplasma y cromosomas plumosos en el núcleo. El segundo cambio se da cuando el ovocito está rodeado por un epitelio folicular estratificado, ooplasma homogéneo y cromosomas plumosos menos evidentes en el núcleo. El tercer cambio ocurre en ovocitos cuyas células foliculares se diferencian en tres tipos, el ooplasma es vacuolado, el núcleo es excéntrico y la cromatina es granulosa. Esta sucesión de cambios coinciden con los mencionados por Boyd (1940); Betz (1963) y Hubert (1985). Con base en estas observaciones, podemos decir que el principio de la vacuolación, que ocurre en la previtelogénesis y la regresión del cuerpo lúteo, ocurren simultáneamente en mayo.

Vitelogénesis. Autores como Boyd (1940) y Betz (1963) mencionan la formación de las plaquetas vitelinas durante esta etapa, como fué observado

en S. t. torquatus. Este proceso lo podemos relacionar con la actividad de las células foliculares, ya que en nuestras observaciones pudimos constatar la diversidad morfológica de estas células, especialmente las piriformes, en las cuales fue evidente la presencia de gránulos acidófilos en el citoplasma, semejantes a las plaquetas vitelinas del ooplasma. Al respecto, Neaves (1971) y Filosa y Taddei (1976) mencionan la importancia fisiológica de las células piriformes, las cuales aportan sustancias de reserva hacia el ooplasma, con las que se forman las plaquetas vitelinas.

Posteriormente, observamos que las plaquetas vitelinas se diversifican morfológicamente, consideramos que probablemente es debido a la organización de sus diferentes componentes, especialmente lípidos y proteínas, como lo menciona Guraya (1978). La formación de las plaquetas vitelinas abarca todo el otoño; en septiembre se inicia la formación de plaquetas en la periferia como pequeños gránulos acidófilos; a principios de octubre se observan vacuolas en el interior de algunas plaquetas; a principios de noviembre las plaquetas ocupan todo el ooplasma y, en su interior, se dan cambios graduales como es la presencia de gránulos; en diciembre, las plaquetas aumentan su diversidad morfológica, tanto en tamaño, como en su afinidad a los colorantes y características internas. En relación a estas observaciones no encontramos referencias bibliográficas. Consideramos que la diversidad morfológica de las plaquetas puede corresponder a una diversidad de sus contenidos; Stewart (1984) estudia los contenidos bioquímicos del vitelo de la lagartija Gerrhonotus coeruleus, pero no los relaciona con diversidad morfológica de las plaquetas.

Los cambios morfológicos observados en el epitelio folicular durante el desarrollo del ovocito observados en S. t. torquatus son similares a los mencionados por Boyd (1940), Miller (1948), Betz (1963), Varma (1970), Gerrard et al. (1973) y Hubert (1985) y, de acuerdo con estos autores, lo consideramos como un tejido cuyas funciones cambian de acuerdo con el desarrollo del ovocito con el cual ocurren activos intercambios; al respecto, Neaves (1971) y Guraya (1978) mencionan la importancia fisiológica de los puentes intercelulares entre las células foliculares y el ovocito. Nosotros

observamos que la banda estriada de la zona pelúcida de S. t. torquatus aumenta de grosor durante esta etapa.

Ahora bien, al analizar nuestros resultados encontramos que el epitelio folicular, a través de su desarrollo con el ovocito, muestra varios cambios; que coinciden con los mencionados por Boyd (1940) y Betz (1963), estos son:

La formación de un epitelio simple cúbico con alta actividad mitótica; en consecuencia, éste cambia a poliestratificado y, posteriormente, se diferencia morfológicamente en tres tipos celulares: pequeñas, medianas y grandes o piriformes. Las células piriformes permanecen de seis a siete semanas, tiempo en el que empieza a realizarse la vitelogénesis, mostrando diversidad morfológica en su citoplasma; el último cambio en el epitelio folicular es cuando se torna plano.

La teca. Presenta cambios importantes de acuerdo con la maduración folicular o atresia. Es evidente su enorme crecimiento durante la vitelogénesis, en este momento, presenta una gran vascularización que permite aportar los elementos necesarios al desarrollo de los folículos como lo mencionan Gerrard et al. (1973); también en este momento, se observan gran cantidad de células secretoras. Posteriormente, antes de la ovulación, la teca se observa más delgada.

Atresia. En el ciclo ovárico de S. t. torquatus se observan dos períodos con mayor evidencia de atresia: a mediados tanto de la previtelogénesis, como de la vitelogénesis, siendo más abundante en el segundo período. La atresia presenta las siguientes características: al iniciarse, se evidencia un aumento en el grosor del epitelio folicular, esto coincide con lo mencionado por Boyd (1940), Bragdon (1952), Betz (1963), Goldberg (1970) y Varma (1970). Posteriormente se observó que la zona pelúcida se fragmenta en diversos sitios, permitiendo la entrada de células foliculares al ooplasma como lo menciona Varma (1970) para Calotes versicolor.

Cuerpo lúteo. En S. t. torquatus se observó que el cuerpo lúteo tiene una vida aproximada de seis meses, de mediados de diciembre a mayo, lo cual

VII. CONCLUSIONES.

- S. t. torquatus presenta un ciclo ovárico anual con el tipo de ovulación poliautocrónico, de acuerdo con Smith et al. (1973).
- S. t. torquatus posee dos nichos germinales en la parte dorsal del ovario.
- El epitelio folicular rodea al ovocito cuando éste pasa al estroma y, conforme avanza el desarrollo folicular, cambia su constitución.
- Las células foliculares son de tres tipos: pequeñas, medianas y grandes o piriformes; las piriformes son las últimas en formarse.
- Las células piriformes empiezan a diferenciarse en mayo y cuatro meses después se observa la formación de plaquetas vitelinas en el ooplasma.
- Durante el crecimiento del ovocito se observan dos procesos en el ooplasma: la vacuolación y la formación del vitelo.
- El inicio de la regresión del cuerpo lúteo coincide con el inicio de la vacuolación del ooplasma en la previtelogénesis.
- La formación inicial de vacuolas es durante la época del año en que aumenta el fotoperíodo.
- Las plaquetas vitelinas cambian morfológicamente durante la maduración del ovocito.
- Conforme avanza la vitelogénesis, observamos que la teca aumenta su vascularización.
- Durante la atresia folicular se observan cambios morfológicos como son: aumento en el grosor del epitelio folicular, desorganización del ooplasma central y la hipertrofia de la teca.

VIII. LITERATURA CITADA.

- Ballinger, R.E. 1977. Reproductive strategies: food availability as a source of proximal variation in a lizard. Ecology 58: 628-635.
- Barrington, E.J.W. 1977. Introducción a la endocrinología general y comparada. 1a. Ed. H. Blume. Madrid.
- Batz, T.W. 1963. The ovarian histology of the diamond-backed water snake, Matrix rhombifera during the reproductive cycle. J. Morphol. 113: 245-260
- Boyd, M.M.M. 1940. The structure of the ovary and the formation of the corpus luteum in Hoplodactylus maculatus. Gray. Q. J. Microsc. Sci. 82: 337-376.
- Bragdon, D.E. 1952. Corpus luteum formation and follicular atresia in the common garden snake, Thamnophis sirtalis. J. Morphol. 91: 413-445.
- Bykov, A.G. 1978. Follicular atresia. In The Vertebrate Ovary: Comparative Biology and Evolution. R.E. Jones, ed. Plenum Press, New York.
- Callard, I.P. and H. Ziegler. 1970. Inhibitory effects of prolactin upon gonadotrophin-stimulated ovarian growth in the iguanid lizard Dipsosaurus dorsalis. J. Endocrinol. 47: 131-132.
- Callard, I.P.; Bayne, C.G.; and McConnell, W.F. 1972a. Hormones and reproduction in the female lizard, Sceloporus cyanogenys. Gen. Comp. Endocrinol. 18: 175-195.
- Callard, I.P.; Chan, S.W.C.; and Potts, M.A. 1972b. The control of the reptilian gonad. Am. Zool. 12: 273-287.
- Cuellar, O. 1968. Oviducal anatomy and sperm storage structures in lizards. J. Morphol. 119: 7-20.
- Feria, M. 1984. Contribución al conocimiento del ciclo de vida de Sceloporus torquatus torquatus (Lacertilia Iguanidae) del Sur del Valle de México. tesis profesional. Univ.
- Filosa, S. and Taddei, C. 1976. Intercellular bridges in lizard oogenesis. Cell Differentiation 5: 199-206.
- Fox, H. 1977. The urogenital system of reptiles. In Biology of the Reptilia, Vol. 6 ed. C. Gans and I.S. Parsons. Ac. Press, New York.
- Fox, S.L. 1984. Ovarian and Oviductal Morphology during the Reproductive Cycle of two Lizard Species, Crotaphytus collaris and Eumeces obsoletus. M.S. Thesis, Wichita State Univ., Kansas.

- Fox, S.L.; and L.J. Guillette Jr. 1987. Luteal Morphology, Atresia, and Plasma Progesterone Concentrations during the Reproductive Cycle of two Oviparous Lizards, Crotaphytus collaris and Eumeces obsoletus. Am. J. of Anatomy 179: 324-332.
- Gerrard, A.M.; R.E. Jones; and J.J. Roth. 1973. Thecal vascularity in ovarian follicles of different size and rank in the lizard Anolis carolinensis. J. Morphol. 141: 227-234.
- Goldberg, S.R. 1970. Seasonal ovarian histology of the ovoviviparous iguanid lizard Sceloporus jarrovi Cope. J. Morphol. 132: 265-276.
- Goldberg, S.R. 1971. Reproductive cycle of the ovoviviparous iguanid lizard Sceloporus jarrovi Cope. Herpetologica 27: 123-131.
- Guillette, L.J. Jr.; Jones, R.E.; Fitzgerald, K.T.; and Smith, H.M. 1980. Evolution of viviparity in the lizard genus Sceloporus. Herpetologica 36: 201-215.
- Guillette, L.J. Jr.; S.S. Spielvogel; and F.L. Moore. 1981. Luteal development, placentation and plasma progesterone concentration in the viviparous lizard Sceloporus jarrovi. Gen. Comp. Endocrinol. 43: 20-29.
- Guillette, L.J. Jr.; and Jones, R.E. 1985. Ovarian, oviductal and placental morphology of the reproductively bimodal lizard species Sceloporus aeneus J. Morphol. 184: 83-98.
- Guillette, L.J. Jr. 1985. The evolution of egg retention in lizards: a physiological model. In Biology of Australasian Frogs and Reptiles. G. Grigg, R. Shine and H. Ehmann, eds. pp.: 379-386. Royal Zool. Soc. of New South Wales, Sydney.
- Guillette, L.J. Jr. 1987. The evolution of viviparity in fishes, amphibians and reptiles: an endocrine approach. In Hormones and reproduction in fishes, amphibians and reptiles. Ed. by David O. Norris and Richard E. Jones. Plenum Publishing Corporation.
- Gu Raya, S.S. 1963. Histochemical studies on the yolk nucleus in the oogenesis of Indian reptiles. Anat. Rec. 146: 17-21.
- Gu Raya, S.S. 1965. A histochemical study of follicular atresia in the snake ovary. J. Morphol. 117: 151-170.
- Gu Raya, S.S. 1968. Further morphological and histochemical studies on the yolk nucleus and associated cell components in the developing oocyte of Indian wall lizard. J. Morphol. 124: 283-293.
- Gu Raya, S.S. 1978. Maturation of the follicular wall of nonmammalian vertebrates. In The Vertebrate Ovary: Comparative Biology and Evolution. R.E. Jones, ed. Plenum Press, New York.

POSTAL
SERIES
NO. 100
MAY 1984

Ho, S.; Kleis, S.; Mc Pharson, R.; Heisermann, G.J.; and Callard, I.P. 1982. Regulation of vitellogenesis in reptiles. Herpetologica 38(1): 40-50.

Hubert, J. 1985. Chapter 2, Origin and development of oocytes. In Biology of the Reptilia. Ed. Carl Gans, ed. John Wiley and Sons, N.Y., U.S.A.

Jones, R.E.; Tokarz, R.R.; Roth, J.J.; Platt, J.J.; and Collins, A.C. 1975. Mast cell histamine and ovarian follicular growth in the lizard Anolis carolinensis. Exp. Zool. 193: 343-352.

Jones, R.E.; Fitzgerald, K.T.; and Duvall, D. 1978. Quantitative analysis of the ovarian cycle of the lizard Lepidodactylus lugubris. Gen. Comp. Endocrinol. 35: 70-76.

Jones, R.E. 1978. Ovarian cycles in Nonmammalian Vertebrates. In The Vertebrate Ovary: Comparative Biology and Evolution. R.E. Jones, ed., Plenum Press, New York.

Jones, R.E.; and Guillette, L.J. Jr. 1982. Hormonal control of oviposition and parturition in lizards. Herpetologica 38: 80-93.

Licht, P. 1970. Effects of mammalian gonadotrophins (ovine FSH and LH) in female lizards. Gen. Comp. Endocrinol. 14: 98-106.

Miller, M.R. 1948. The seasonal histological changes occurring in the ovary, corpus luteum and testis of the viviparous lizard Xantusia virgilis. Univ. Calif. Publ. Zool. 47: 197-224.

Neaves, W.B. 1971. Intercellular bridges between follicle cells and oocyte in the lizard Anolis carolinensis. Anat. Rec. 170: 285-302.

Orr, 1974. Biología de los Vertebrados. Ed. Interamericana.

Packard, G.C.; Tracy, C.R.; and Roth, J.J. 1977. The physiological ecology of reptilian eggs and embryos, and the evolution of viviparity within the class Reptilia. Biol. Rev. 52: 71-105.

Rzedowski, J. 1981. Vegetación de México. Ed. Limusa.

Shine, R. 1983. Reptilian reproductive modes: the oviparity-viviparity continuums. Herpetologica 39: 1-8.

Smith, H.M. 1936. The Lizards of the Torquatus Group of the Genus Sceloporus Wiegmann, 1828. Sci. Bull. Univ. of Kansas. Vol. XXIV No. 21.

Smith, H.M.; G. Sinelnik; J.D. Fawcett; and R.E. Jones. 1973. A survey of the chronology of the ovulation in anoline lizard genera. Trans. Kans. Acad. Sci. 75: 107-120.

- Smith, M.H. and Taylor, H.E. 1966. Herpetology of Mexico. Annotated Checklists and Keys to the Amphibians and Reptiles. Ashton Mariland, U.S.A.
- Stewart, J.R.; and Castillo, R.E. 1984b. Nutritional provision of the yolk of two species of viviparous reptiles. Physiol. Zool. 57(4): 377-383.
- Tinkle, D.W.; Wilbur, H.M.; and Tilley, S.G. 1970. Evolutionary strategies in lizard reproduction. Evolution 24: 55-74.
- Tokarz, R.R. 1978. Oogonial proliferation, oogenesis, and folliculogenesis in Nonmammalian Vertebrates. In The Vertebrate Ovary: Comparative Biology and Evolution. R.E. Jones, ed. Plenum Press, New York.
- Varma, S.K. 1970. Morphology of ovarian changes in the garden lizard Calotes versicolor. J. Morphol. 131: 195-210.
- Vial, J.L.; and Stewart, J.R. 1985. The reproductive cycle of Barisia monticola: a unique variation among viviparous lizards. Herpetologica 41(1): 51-57.
- Wallace, R.A. 1978. Oocyte growth in Nonmammalian Vertebrates. In The Vertebrate Ovary: Comparative Biology and Evolution. R.E. Jones, ed. Plenum Press, New York.
- Wilhoft, D.C. 1963. Gonadal histology and seasonal changes in the tropical Australian lizard Leiopisma rhomboidalis. J. Morphol. 113: 185-204.