

198  
24

UNIVERSIDAD NACIONAL AUTONOMA DE MEXICO  
FACULTAD DE CIENCIAS

BIOLOGIA Y TAXONOMIA DE LOS PLASMODIA DE REPTILES.  
LAS ESPECIES MEXICANAS CON DATOS COMPLEMENTARIOS A LA  
DESCRIPCION DE *Plasmodium pelaezi*.

TESIS QUE PRESENTA MONICA SALMERON ESTRADA PARA  
OBTENER EL TITULO DE LICENCIADA EN BIOLOGIA

1992

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.

# LOS PLASMODIA DE REPTILES MEXICANOS

## INDICE

INTRODUCCION.....	4.
HISTORIA.....	7.
EVOLUCION Y ESPECIACION DE <i>Plasmodium</i> DE REPTILES..	13.
ASPECTOS TAXONOMICOS DEL PARASITO.....	16.
CICLO DE VIDA.....	31.
TRANSMISION.....	36.
EFFECTOS DEL PARASITO EN EL HOSPEDERO.....	40.
LAS ESPECIES DE PLASMODIOS MEXICANOS	
<i>Plasmodium mexicanum</i> .....	48.
<i>Plasmodium rhadinurum (carinii)</i> .....	53.
<i>Plasmodium basilisci</i> .....	56.
<i>Plasmodium brumpti</i> .....	60.
<i>Plasmodium beltrani</i> .....	62.
<i>Plasmodium josephinae</i> .....	65.
ASPECTOS TAXONOMICOS Y BIOLOGICOS DE LOS HOSPEDEROS VERTEBRADOS.....	70.
LA DESCRIPCION DE UNA NUEVA ESPECIE PARA MEXICO	
<i>Plasmodium pelaezi</i> nov sp.....	80.
MATERIAL Y METODO.....	81.
CAPTURA Y PROCESO DE EJEMPLARES.....	82.
RESULTADOS.....	86.
DISCUSION.....	96.
CONCLUSIONES.....	101.
REFERENCIAS.....	102.

## INTRODUCCION

Durante muchos años la malaria ha causado pérdidas de vidas humanas y económicas, por lo cual muchos países unieron esfuerzos para su erradicación en un programa global. En treinta años de la aplicación del programa, algunos países lograron disminuir el número de casos de malaria, otros siguieron igual y solo unos la erradicaron por completo.

Entre las medidas utilizadas para la erradicación de la malaria fueron el rociado de DDT en las paredes de las habitaciones humanas y en los criaderos de moscos y el control por medio de antimaláricos, sin embargo, en 1963 Roberto Blount, dió a conocer el fracaso de estas medidas debido a la aparición de cepas de mosquitos resistentes a este insecticida y tres años después, como él mismo lo dió a conocer, la aparición de cepas de *P. falciparum* resistentes a la cloroquina en Sudamérica y en el Sureste de Asia.<sup>35</sup>

Esta enfermedad, continúa siendo la enfermedad parasitaria más importante para las zonas tropicales del mundo, en las cuales viven actualmente miles de millones de personas que están expuestas a contraer este padecimiento.

Los parásitos causantes de la malaria pertenecen al género *Plasmodium*, protozoarios hemosporinos del Phylum Apicomplexa que utilizan como hospederos vertebrados a reptiles, aves y mamíferos, para el desarrollo de la fase asexual de su ciclo de vida y hospederos invertebrados hematófagos, tales como

algunas especies de mosquitos del género *Anopheles*, en la malaria de primates y mamíferos en general; *Aedes* y *Culex* en malaria de aves y papalotillas del género *Lutzomyia*, en malaria de reptiles, para el desarrollo de la fase sexual.

Se reconoce que los plasmodios son parásitos altamente específicos de la especie del huésped vertebrado que infectan y por lo tanto, la transmisión zoonótica de esta enfermedad, aunque existe, se considera tan excepcional que se ignora como problema de salud pública.

Sin embargo, en diversas y amplias regiones del continente americano, es común observar la ausencia ó el escaso número de mosquitos infectados en áreas con brotes epidémicos, condiciones en las que no existe una correlación lógica entre el número de enfermos que en un momento dado ocurren y el número de mosquitos infectados que pican a los individuos de esa comunidad.

La existencia de este fenómeno, puede explicarse hipotéticamente de diversas maneras y una de ellas puede ser, que la malaria en esos focos se este transmitiendo por mecanismos distintos a la picadura de mosquitos.<sup>51</sup>

Experimentalmente se ha observado que tanto formas cultivadas del parásito<sup>53</sup>, como formas de desarrollo en su huésped natural<sup>50</sup>, son capaces de desviar su desarrollo de plasmodios a coccidias cuando el parásito ingresa por vía oral a un huésped distinto a aquel que en la naturaleza le sirve para manifestarse como *Plasmodium*.<sup>51</sup>

Estos hechos permiten concebir una probable relación entre la malaria de diversos animales y el hombre, a través de mecanismos de transmisión distintos a los conocidos.

De esta manera, la malaria de mamíferos, aves y reptiles adquiere una nueva dimensión, en la cual, la barrera de la especificidad de la especie infectable por el parásito se pierde en algunos estados de su ciclo de vida y la transmisión de una especie de plasmodio, bajo esta imagen, podría ocurrir a muy diversas especies de huéspedes vertebrados.<sup>53</sup>

En este contexto, la malaria animal más fácilmente transferible al hombre correspondería a la malaria de aquellos animales que ocupan su mismo territorio y por su cercanía y contacto facilitarían esa transferencia.

Las aves y algunos reptiles, principalmente las lagartijas de hábitos domésticos y peridomésticos, podrían estar involucrados en esa potencial transmisión.

Antes de enfocar el estudio de este problema en toda su extensión creemos que es muy importante conocer el estado en que se encuentra el estudio de la malaria de reptiles en general y en nuestro país, y contribuir a este conocimiento con la complementación de datos de la descripción de una nueva especie, elementos que constituyen los objetivos del presente trabajo.

## HISTORIA

Se tiene conocimiento de la existencia de la malaria desde la antigüedad. En Egipto existen varios papiros de más de 3000 años de antigüedad que describen pacientes con fiebres intermitentes y esplenomegalias, así como el uso de aceite del árbol de balanitas como repelente para los mosquitos, señalando antecedentes del conocimiento de una relación entre la enfermedad y estos insectos. Se conocen también, en las paredes del antiguo templo de Dendera, Egipto, algunos jeroglíficos que describen brotes de fiebres intermitentes después de las inundaciones anuales del Nilo.<sup>35</sup>

Una descripción más exacta de este padecimiento fué hecha por Hipócrates quién describió fiebres tercianas y cuartanas en algunos pacientes, acompañadas de un agrandamiento del Bazo; sin embargo, como no se conocía aún el origen de la malaria, él atribuyó estas fiebres a la bilis.<sup>35</sup>

A través de la historia humana se ha reconocido una estrecha relación entre los pantanos y las fiebres maláricas y se pensaba que la enfermedad se contraía al respirar el "mal aire" proveniente de los pantanos, de donde se originó el nombre de malaria, aunque este término es relativamente joven, introducido por los italianos en 1753. (36) Esta creencia permaneció hasta finales del siglo XIX.

En América no se reconoce la presencia de la malaria antes de la llegada de los españoles ya que en sus relatos

históricos los nativos no hacen mención de este padecimiento sino hasta pocos años después de la colonización.

Desde Hipócrates hasta el siglo XIX no hubo progresos en dilucidar cual era el agente causal de esta enfermedad, a pesar de las muchas investigaciones de muestras de agua, suelo y aire destinadas a encontrar a dicho organismo. En 1879, Klebs y Tomasi-Crudelli descubrieron un microorganismo que bautizaron como *Bacillus malariae* el cual fué declarado el agente causal de la malaria,<sup>35</sup> y posteriormente desmentido.

El descubrimiento del pigmento malárico fué la clave para aclarar el problema. Según Schmidt<sup>35</sup>, en 1716 Lancisi descubrió un pigmento oscuro en el hígado, bazo y capilares cerebrales de pacientes que habían muerto por paludismo y en 1847 Meckel hizo la misma observación sugiriendo que este pigmento era el causante de la muerte de los pacientes, pero no se asoció directamente con la malaria sino hasta 1879 cuando Afamasiev sugirió que dichos gránulos eran los causantes de la enfermedad.

En 1880 Alfonso Laverán, médico colonial francés, observó nuevamente el pigmento pero en eritrocitos de enfermos maláricos acompañados de pequeños animáculos albergados también en estas células y que mostraban movimiento de gran vitalidad. Lo que en realidad había observado era el fenómeno conocido actualmente como exflagelación que corresponde a la maduración de las células sexuadas

masculinas, evento que en forma natural se lleva a cabo en el estómago de los mosquitos transmisores. Muchos científicos se mostraron escépticos ante tal descubrimiento y renuentes a desconocer al bacilo de Klebs y Crudelli como el causante de la malaria. En 1884 Luis Pasteur confirmó estas observaciones pero tuvieron que pasar diez años para que los parásitos descritos por Laverán fueran reconocidos como los verdaderos agentes causales de la malaria.<sup>35</sup>

En 1885 Camilo Golgi describió distintas especies de plasmodios en el hombre y demostró la sincronización de los parásitos con los accesos febriles, mostrándo así, por primera vez la existencia de un reloj biológico.<sup>35</sup>

El estudio de estos parásitos se facilitó por el descubrimiento de una nueva técnica de tinción, descubierta por Romanowsky en 1891, la cual se basaba en el uso de un colorante preparado con azul de metileno y eosina que vino a remplazar al colorante de Ehrlich hasta entonces utilizado.

Con esta nueva técnica policroma, se logró colorear al núcleo de rojo, que contrastaba con el azul del citoplasma, facilitando el estudio morfológico del parásito al microscopio óptico.<sup>36</sup>

A pesar de los adelantos que surgieron en el estudio de las características morfológicas y la descripción de nuevas especies del parásito, era desconocido aún el mecanismo de transmisión. Patrick Manson, basado en alguna de sus observaciones, propuso que la transmisión era llevada a cabo

por un insecto hematófago que habitaba las zonas pantanosas como anteriormente se pensaba. En 1897 Ronal Ross, siguiendo indicaciones de Manson, experimentó primero con mosquitos del género *Culex* y *Stegomya* intentando infectarlos, obteniendo resultados negativos durante algún tiempo.

Finalmente utilizó *Anopheles* alimentados con sangre de enfermos maláricos y obtuvo resultados positivos. La primera observación significativa hecha por Ross, fué que el proceso de exflagelación se llevaba a cabo en el estómago de estos mosquitos y no en la sangre como se creía.<sup>36</sup> Tiempo después observó el desarrollo de estructuras pigmentadas en las paredes del estómago de los mosquitos que progresivamente aumentaban de tamaño. Esta fué la primera demostración de los estadios iniciales de desarrollo de *P. falciparum* en el huésped invertebrado.

En estudios posteriores, Ross descubrió los esporozoítos que se desarrollaron en los cuerpos pigmentados y observó su acumulación en gran número en las glándulas salivales del mosquito. Inmediatamente concluyó que la transmisión del parásito se llevaba a cabo a través de su picadura y semanas más tarde logró la infección de algunas aves por este medio, utilizando mosquitos de la especie *Culex fatigans* previamente alimentados con sangre de un ave infectada con *P. relictum*, observando el ciclo completo del parásito y la acumulación de esporozoítos en las glándulas salivales.<sup>35</sup>

La comprobación de la existencia de un ciclo similar en

plasmodios humanos fué hecha por Grassi en el año de 1898 observando el desarrollo de *P. falciparum* y *P. vivax* en el mosquito y un año después observó la esporogonia de *P. malariae* dando a conocer en 1900 su clásica monografía sobre estas especies.<sup>36</sup>

Después de los trabajos de Ross y Grassi, parecía que el ciclo de vida del parásito estaba concluído, sin embargo, la fase entre la inoculación de los esporozoítos al cuerpo del vertebrado y la aparición de los parásitos en su sangre era totalmente desconocida. Durante la primera mitad de este siglo se hicieron varios estudios para tratar de resolver este problema. Grassi, sospechó de la existencia de un tercer ciclo del parásito en los vertebrados ya que después de la inoculación de los esporozoítos, pasaba algún tiempo antes de aparecer en las células sanguíneas. El consideraba que la estructura nuclear de los esporozoítos indicaba que este cuerpo era incapaz de cambiar directamente en la sangre ordinaria y que requería de una etapa de desarrollo previo en un tipo especial de células.<sup>36</sup>

En 1934 gracias a algunas observaciones hechas por Raffaele, empezaron a acumularse evidencias, sobre la existencia del llamado "tercer ciclo", con el descubrimiento de los esquizontes exoeritrocíticos de *P. elongatum* (de aves), en células reticuloendoteliales de la médula ósea y otros órganos.<sup>1</sup> Dos años más tarde, él mismo demostró la existencia de esta fase exoeritrocítica en

células hepáticas inmediatamente después de la inoculación masiva de esporozoítos de *P. relictum*.<sup>36</sup>

Casi por el mismo tiempo, en el año de 1935, Clay Huff en los Estados Unidos describió con gran detalle el desarrollo de *P. elongatum* en la médula ósea, mientras que en Inglaterra, James y otros colaboradores en 1937 y 1938, confirmaron esta teoría demostrando la fase tisular de *P. gallinaceum* en capilares cerebrales de pollos.<sup>36</sup>

Thompson y Huff (1944), descubrieron por primera vez en plasmodios de reptiles una fase exoeritrocítica de *Plasmodium mexicanum* y para el año de 1948, Shortt y Garnham demostraron los estadios exoeritrocíticos de *P. cynomolgi* en monos y de *P. vivax* en humanos.<sup>11</sup>

Al comienzo de este siglo hubo una gran explosión de la investigación de este parásito en otros hospederos vertebrados iniciada por Danilewsky. El y otros, encontraron infecciones maláricas en una gran variedad de aves, lagartijas, monos y otros mamíferos de muchas partes del mundo.<sup>52</sup> Estos numerosos hallazgos permitieron ampliar los conocimientos de los *Plasmodium* en el hombre. El descubrimiento del ciclo asexual de este parásito fue hecho por Ross en una especie de aves, numerosos medicamentos empleados actualmente en el tratamiento de la malaria (atebrina,<sup>25</sup> plasmoguina, cloroquina) fueron ensayados primero en hemosporidios de aves y posteriormente en reptiles y otros mamíferos.<sup>41</sup>

## EVOLUCION Y ESPECIACION DE Plasmodium DE REPTILES

Es poco lo que se sabe sobre el origen y evolución de estos parásitos, debido a la inexistencia de registros fósiles, sin embargo, la opinión general se ha inclinado a pensar que tuvieron su origen a apartir de parásitos intestinales de algunos vertebrados y subsecuentemente adquiridos por el vector invertebrado (Mattingly 1977).<sup>19</sup>

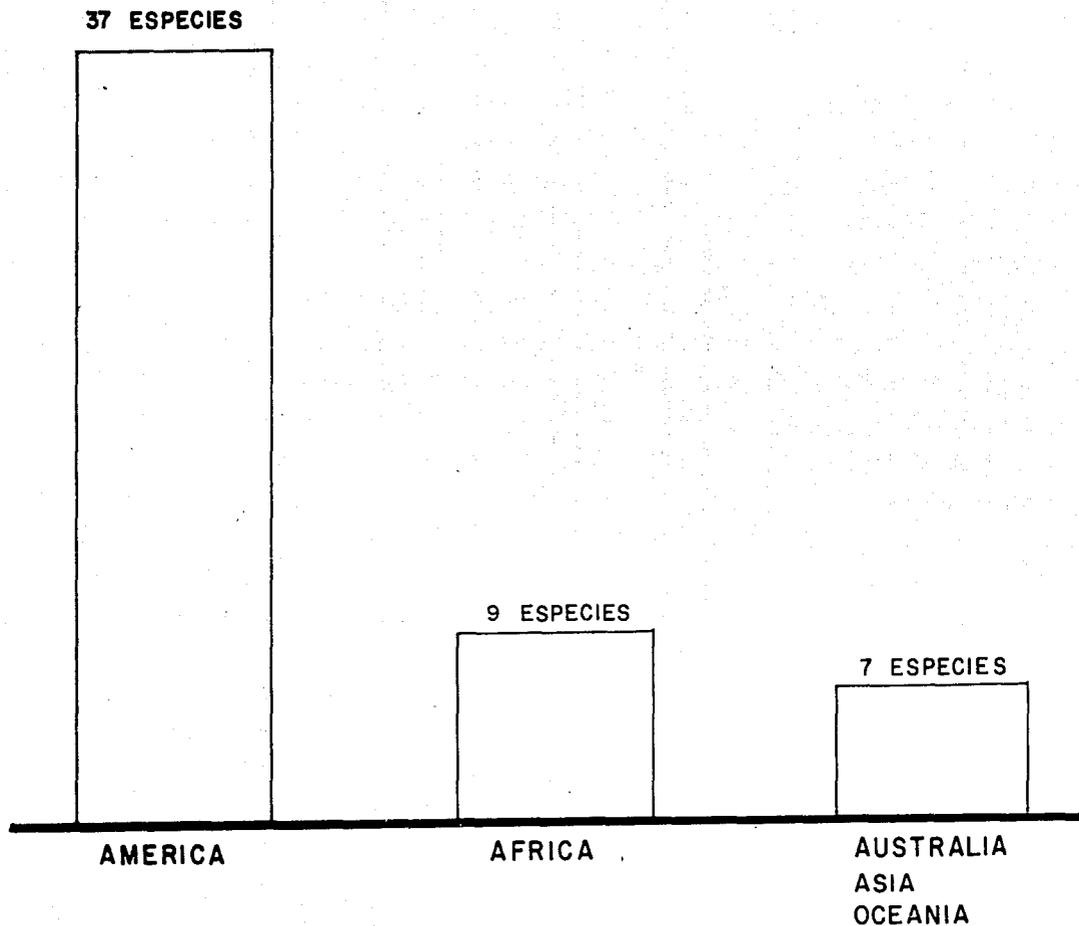
Los fósiles de los transmisores más antiguos que se reconocen de estos parásitos son semejantes a las papalotillas actuales ó *Phlebotomus* de la familia Psychodidae, las cuales se estima que provienen del Cretácico inferior y según Hennig (1972)<sup>17</sup> tuvieron su origen durante el Jurásico, período en el cual se estima que existían ya la mayoría de las especies de lagartijas actuales. Estos organismos presentan un tipo de alimentación primitiva ya que al picar al huésped forman un pequeño orificio en la piel que se llena de sangre, la cual chupan posteriormente. Los mosquitos son considerados un grupo más actual ya que sus registros fósiles provienen del Eoceno, aunque se sugiere que se originaron durante el Cretácico medio, algunos autores como Ayala<sup>17</sup>, Bequaert, Edwards y Statz,<sup>19</sup> proponen que los culicinos surgen en el Oligoceno, aunque el origen exacto es difícil reconocerlo.

Garnham (1966), considera a las especies de *Plasmodium* de reptiles, como las más primitivas de todas las que se conocen, teniendo como evidencia, lo antiguo de los

registros fósiles de sus transmisores. Además se piensa que se encontraban ya infectando a estos hospederos, incluso antes de la diversificación de los grupos que dieron origen a los reptiles actuales, a las aves y a los mamíferos,<sup>17</sup> asimismo, se considera que la mayoría de las especies actuales de lagartijas existían ya desde finales del Jurásico, hecho relevante ya que los saurios han sido un importante sustrato para la diversificación de las especies de plasmodios, lo que se observa al reconocer el número de especies reportadas en este grupo comparándolo con otros vertebrados, si se considera además la especificidad del parásito, cabría la posibilidad de la existencia de un gran número de especies aún por descubrir ya que el número actual de especies de lagartijas a nivel mundial es de 2700, Porter (1977).<sup>45,55</sup>

En los últimos años ha existido un gran interés por el estudio de estos hemoparásitos en reptiles, intensificándose principalmente en Asia y Sudamérica. Sin embargo, en México los estudios han sido muy esporádicos, de las 61 especies de este parásito reconocidas para reptiles hasta 1977 según Ayala,<sup>17</sup> y 81 especies según Telford, hasta 1988<sup>50</sup>, solo seis de ellas han sido reportadas para nuestro país, esta cifra resulta notablemente baja si se consideran los numerosos reportes para Sudamérica y Africa, así como la diversidad de hospederos reptiles que se distribuyen en todo nuestro territorio, las cuales podrían servir como sustrato

para el desarrollo de estos parásitos. Considerando además que algunas especies de estos hospederos se distribuyen ampliamente en toda América aunque solo en Sudamérica han sido reportados como hospederos de estos parásitos<sup>17</sup> (gráfica 1).



Grafica I. DISTRIBUCION DE ESPECIES DE PLASMODIUM EN REPTILES A NIVEL MUNDIAL

## ASPECTOS TAXONOMICOS DEL PARASITO

La clasificación del genero *Plasmodium* es la siguiente: pertenece al Phylum Apicomplexa Levine, 1970. Cuya característica es la presencia del complejo apical<sup>46</sup> (visible con el microscopio electrónico) que generalmente consiste de anillo(s) polar(es), roptrías, micronemas, conoide y microtúbulos subpelliculares presentes en algún estadio; microporo(s) generalmente presente en algún estadio; cilios ausentes; sexualidad por singamia.<sup>6,44</sup>

Pertenece a la Clase Sporozoea Leuckart, 1879.

El conoide si está presente, forma un cono completo; generalmente con reproducción asexual y sexual; los oocistes generalmente contienen esporozoítos infectantes los cuales resultan de la esporogonia; la locomoción de los organismos adultos es por flexión, deslizamiento del cuerpo ó por ondulamiento de las bandas longitudinales; flagelos presentes solo en los microgametos de algunos grupos; pseudópodos generalmente ausentes, si están presentes se usan para la alimentación y no para la locomoción; monoxenos ó heteroxenos.<sup>44</sup>

Pertenece a la Subclase Coccidia Leuckart, 1879

Generalmente con gamontes; gamontes maduros y pequeños, típicamente intracelulares; sin mucron ó epimerito; generalmente ausente la sicigia, si está presente involucra

marcadamente a los gametos anisogámicos; el ciclo de vida consiste característicamente de merogonia, gametogonia y esporogonia; la mayoría de las especies parasita vertebrados.

Pertenece al Orden Eucoccidiida Léger y Duboscq, 1910.

Con merogonia; en vertebrados y/o invertebrados y pertenece al Suborden Haemosporina Danilewsky, 1885. El macrogameto y el microgameto se desarrollan independientemente; sin siccigia; ordinariamente sin conoide; el microgamonte produce ocho microgametos flagelados; cigoto móvil (ooquinetos); esporozoitos desnudos con una pared de tres membranas; heteroxenos; con merogonia en los vertebrados y la esporogonia en los invertebrados; transmitido por insectos succionadores de sangre.<sup>44</sup>

Este parásito fué originalmente descrito con distintos nombres: *Haemamoeba*, *Haemocystidium*, *Halteria*, *Halteridium*, *Haemoproteus*, *Hepatocystis*, *Plasmodium* y *Proteosoma* entre otros, algunos de estos son utilizados como sinonimias, sin embargo, en la actualidad se han establecido claramente las diferencias entre los plasmodios y los hemoproteidos y los problemas de nomenclatura han quedado resueltos, considerándose géneros distintos.<sup>21</sup> Incluso las diferencias entre *Plasmodium* y otros Haemoproteidos como *Haemocystis* ó *Haemoproteus* están más claramente definidas.

Los *Haemoproteus* han sido descritos en lagartijas africanas y en tortugas y serpientes se ha referido

como *P. metchnikowi*, *P. simondi* y *P. roumie*.<sup>43</sup>

Debido a las características de la familia Plasmodidae y del género *Plasmodium*, la ausencia de pigmento en algunas especies incluidas en él, permitió separarlas en un nuevo género: *Garnia* incluido dentro de una nueva familia: Garnidae<sup>15</sup>; aunque se sabe que en algunas infecciones experimentales, por ejemplo con *G. telfordi* puede producir parásitos pigmentados y apigmentados como un carácter variable y lo mismo ocurre en *G. morula*. Si el pigmento es un carácter taxonómico y único para diferenciar al género *Garnia* de *Plasmodium* y la familia Garnidae de Plasmodidae, podrían considerarse biológicamente indistintas por lo que Telford en 1973 propuso al género *Garnia* y la familia Garnidae así como a *Plasmodium* y Plasmodidae como sinonimias.<sup>15</sup>

En algunos otros parásitos no se observó pigmento al microscopio óptico, sino hasta que fueron observados con microscopía electrónica donde se demostró la presencia de residuos de hemozoina,<sup>7</sup> como es el caso de *P. morulum* que por carecer de pigmento se ubicó dentro del género *Garnia*, pero en infecciones experimentales si se logró observar gametocitos pigmentados, cuando fueron analizados bajo luz polarizada para buscar hemozoina; aunque con iluminación normal este carácter no se observara.<sup>15</sup>

Garham en 1966 describió a la familia Plasmodidae de la siguiente manera: "Los parásitos que incluyen esta familia

tienen una fase sexual en el mosquito y un ciclo asexual en células del tejido sanguíneo de vertebrados hospederos, los gametocitos son producidos y están confinados a eritrocitos maduros, el pigmento malárico está presente en ciertos estadios."<sup>33</sup>

Telford propone una pequeña variación a la definición propuesta por Garnham: "Presentan una fase sexual en insectos dípteros y una fase asexual en tejidos y células sanguíneas de vertebrados hospederos, los gametocitos se desarrollan y pueden encontrarse en eritrocitos maduros e inmaduros y ocasionalmente en linfocitos circulantes, el pigmento es producido en ciertos estadios del parásito pero no siempre visible con el microscopio óptico."<sup>37</sup>

Algunas de las razones por las que el parásito llega a carecer de pigmento es el tipo de célula hospedera que invade, ya que el pigmento está formado por los desechos metabólicos de la hemoglobina.<sup>28</sup>

Garnham incluyó las especies de reptiles conocidas hasta 1965 en 2 subgéneros, dividiéndolos por el tamaño del parásito: *Carinaeoba*, que agrupaba especies con pequeños segmentantes (esquizontes maduros que presentan el número máximo de merozoítos que se van a formar y los cuales se observan perfectamente desarrollados y con una porción de citoplasma) y *Sauraeoba*, que incluye a las especies con grandes segmentantes. Sin embargo, en esta clasificación no es fácil incluir especies con características intermedias

como por ejemplo, *P.carinii* ("minasense") y *P. diploglosi* que presentan esquizontes de tallas intermedias y muchas otras especies que se describieron posteriormente a esta clasificación quedaban excluidas.

Ayala en 1976 propuso una nueva clasificación basada en el número de merozoítos producidos por los segmentantes y el tamaño de los gametocitos con respecto al núcleo del eritrocito. Con estas características diferenció y propuso cinco grupos, incluyendo en ellos todas las especies conocidas hasta entonces:

Grupo I *Carinamoeba*. Especies con esquizontes muy pequeños, usualmente con 4 merozoítos y gametocitos redondos ligeramente mas grandes que el núcleo del eritrocito.

Grupo II *Telfordi*. Especies con segmentantes pequeños usualmente con 6 a 15 merozoítos y gametocitos redondos, ovales, elípticos ó alargados y generalmente del mismo tamaño que el núcleo eritrocítico.

Grupo III *Tropiduri*. Especies con segmentantes ligeramente más grandes que las anteriores, con un promedio de 8 a 25 merozoítos y los gametocitos alrededor de dos veces el tamaño del núcleo eritrocítico; las células hospederas incluyen también leucocitos.

Grupo IV *Mexicanum*. Especies con esquizontes que tienen un promedio de 8 a 30 merozoítos y gametocitos de gran tamaño, redondos ó alargados, las celulas hospederas incluyen eritrocitos y leucocitos.

Grupo V *Sauramoeba*. Especies con esquizontes grandes, redondos o alargados con un promedio de 40 a 100 merozoítos y los gametocitos muy grandes redondos o alargados.<sup>17</sup>

En los últimos 20 años han sido descritas una gran variedad de especies de *Plasmodium* lo que ha originado la necesidad de reclasificar los Subgeneros en grupos, lo más preciso posible, usando criterios similares a los empleados por Garnham. Algunos grupos tentativos fueron reclasificados en 1974, usando el rango del número de merozoítos y el tamaño de los gametocitos (longitud X ancho, ó LW), y otros caracteres tales como la presencia de pigmento, dimorfismo sexual y tipo de célula hospedera. Esta clasificación es muy similar a la propuesta por Ayala en 1977.<sup>37,47</sup>

Actualmente se reconocen 67 especies de *Plasmodium* infectando reptiles (Telford, 1988), distribuidos de la siguiente manera: 9 para Norteamérica, 19 para América Central, 18 para Sudamerica, 5 para el Caribe, 1 para Australia, 4 para el Sureste de Asia y 21 para Africa y Madagascar. De estas especies solo una: *P. maculilabre* presenta únicamente gametocitos circulantes, ya que no se observaron esquizontes maduros ni trofozoítos en las láminas analizadas.

Por algunas características examinadas en especies reportadas recientemente sería válida la creación de nuevos Subgeneros. Unas especies de tamaño intermedio entre el

Subgénero *Sauramoeba* y *Carinamoeba* se describieron en el Subgénero *Lacertamoeba* (Telford 1988)<sup>50</sup>. Un cuarto Subgénero (*Garnia*) (Lainson, Landau y Shaw, 1971) incluye especies que carecen de pigmento. Se reconoce también a *Fallisia* como Subgénero de *Plasmodium* (Telford 1986). En la clasificación propuesta por Levine, en 1985, se consideró a este Subgénero como sinonimia de *Plasmodium*.<sup>37</sup>

Garnham (1966) consideró al Subgénero *Ophidiella* para acomodar a las especies de *Plasmodium* reportadas para serpientes,<sup>42</sup> aunque este Subgénero está pobremente conocido solo se han descrito tres especies: *P. tomodoni* que podría incluirse en *Sauramoeba*: *P. wenyoni* y *P. pessoai* para *Lacertamoeba*.<sup>37</sup>

*Plasmodium chiricahue*<sup>8</sup> y *P. mexicanum*<sup>7</sup>, de Norte America, no concuerdan totalmente con las características del Subgénero *Lacertamoeba*, sus gametocitos son mas grandes y sus esquizontes son de talla mediana y en *P. mexicanum*, además, se presenta esquizogonia exoeritrocítica en una gran variedad de células tisulares.<sup>37</sup>

Los Subgéneros reconocidos para reptiles según Telford (1988) son 9, algunos de estos fueron propuestos por el mismo Telford (1988) y otros por Ayala (1966). Sus características y distribución geográfica se presentan a continuación:

Se encuentran distribuídos en el Neotropico, de Brazil

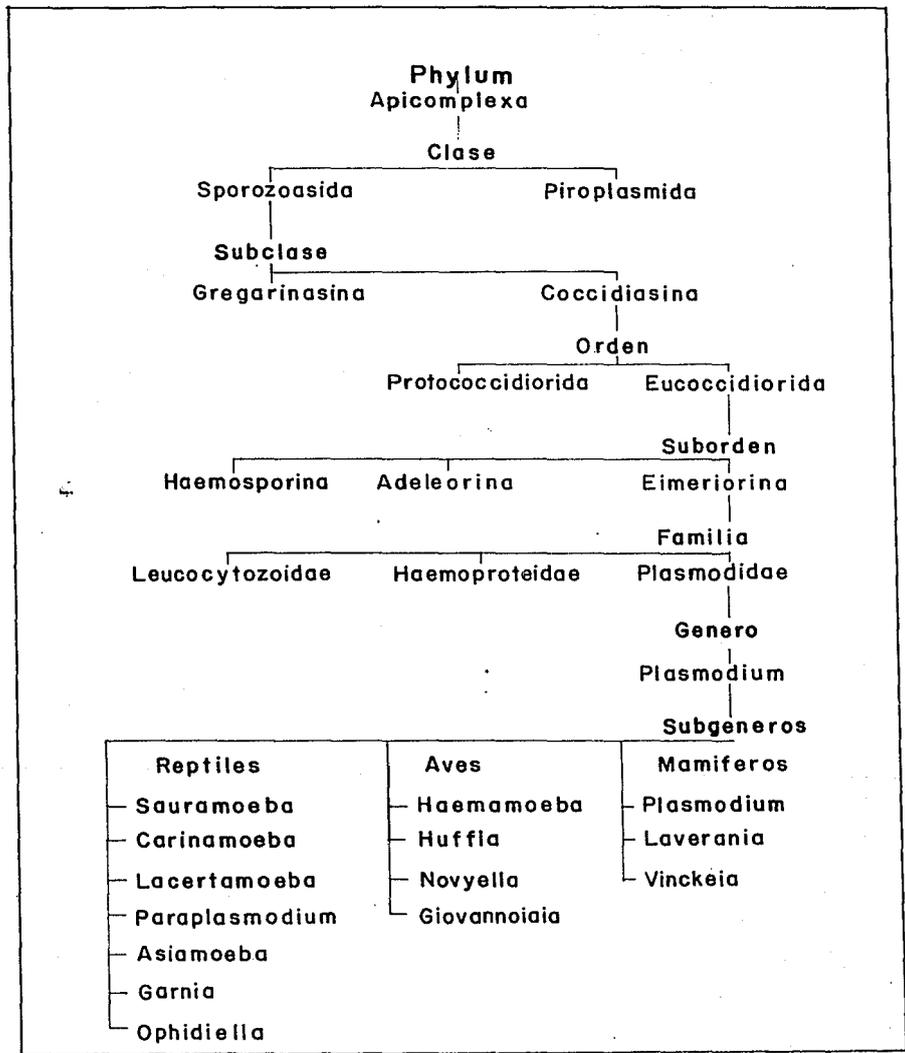


Fig. 1. CLASIFICACION DEL GENERO Plasmodium SEGUN LEVIN & GARNHAM.  
LA CLASIFICACION DE SUBGENEROS SEGUN TELFORD JR. 1988.

a Panamá y en el Caribe, así como en el Sureste de Asia, y la región de Australasia. *Saurocytozoon* se encuentra en el Norte de Sudamérica y el Sureste de Asia (fig 1).

**Subgénero Sauramoeba Garnham, 1966**

Estas especies se caracterizan por presentar grandes esquizontes y gametocitos, el promedio del tamaño de los esquizontes es de tres a siete veces el núcleo eritrocítico; producen de 14 a 130 merozoítos. El promedio del tamaño de los gametocitos es dos a cinco veces mayor al núcleo eritrocítico. Los gametocitos son más pequeños ó del mismo tamaño que los esquizontes y presentan dimorfismo sexual principalmente en el tamaño, los macrogametocitos (células hembra) son más grandes que los microgametocitos (células macho). La gametogonia ocurre en células de la serie eritrocítica, la esquizogonia se observa en leucocitos. El pigmento siempre está presente.

Esporogonia desconocida. Es conocido desde México a Brazil y algunas zonas de Africa, Madagascar y Australia.<sup>44</sup>

Especies que pertenecen a este Subgénero:

*P. diploglossi* Aragao y Neiva, 1909 (tipo).

*P. giganteum* Theiler, 1930

*P. cnemidophori* Carini, 1941

*P. beltrani* Peláez y Perez-reyes, 1952

*P. egerniae* Mackerras, 1961

*P. robinsoni* Brygoo, 1962

- P. australis* Garnham, 1966  
*P. achiotense* Telford, 1972  
*P. guyannense* Telford, 1979  
*P. heischii* Garnham y Telford, 1984.

Subgénero *Carinamoeba* Garnham, 1966

Comprende especies que presentan esquizontes y gametocitos pequeños. Presentan de 4 a 8 merozoítos, raras veces 12. El tamaño de los gametocitos puede exceder el tamaño del núcleo del eritrocito y ser dos veces el del esquizonte. Existe dimorfismo sexual pero no es característico en todas estas especies. El pigmento está presente en células sexuales y asexuales. La gametogonia se lleva a cabo en la serie eritrocítica, principalmente en células maduras. Los esquizontes exoeritrocíticos, cuando se presentan, parasitan trombocitos. Esporogonia desconocida. Se conoce desde México a Brazil, en el Caribe, Africa y sureste de Asia.<sup>44</sup>

Las especies que se encuentran en este Subgénero son:

- P. mabuiae* Wenyon, 1909  
*P. minasense* Carini y Rudolph, 1912 (tipo)  
*P. rhadinurum* Thompson y Huff, 1944  
*P. atenuatum* Telford, 1973  
*P. scelopori* Telford, 1977  
*P. marginatum* Telford, 1979  
*P. cordyli* Telford, 1987.<sup>37</sup>

Subgénero *Lacertamoeba* subgen. nov. Telford, 1988

Estas especies se caracterizan por presentar esquizontes y gametocitos de talla mediana, aunque el gametocito excede ligeramente al esquizonte y es casi dos veces el tamaño del núcleo eritrocítico. El segmentante presenta de 4 a 5 merozoítos. El pigmento es usualmente visible, excepto en parásitos que infectan células inmaduras. La gametogonia se lleva a cabo en células de la serie eritrocítica, sin embargo, en algunas especies los trombocitos y linfocitos son parasitados por células sexuales. La esquizogonia exoeritrocítica se presenta en sistema reticuloendotelial, notablemente en la serie de macrófagos linfoides. La esporogonia puede ocurrir en culicinos y ceratopogonidos.<sup>50</sup> Se encuentra en el Hemisferio Occidental, Africa, Madagascar, Sureste y Este de Africa, y Australia en el hemisferio oriental.<sup>44</sup>

Las especies que comprende este Subgénero son:

- P. tropiduri* Aragao y Neiva, 1909 (tipo)
- P. agamae* Wenyon, 1909
- P. minasense* Carini y Rudolph, 1912
- P. maculilabre* Schwetz, 1932
- P. pitmani* Hoare, 1932
- P. floridense* Thompson y Huff, 1944
- P. lacertiliae* Thompson y Hart, 1946
- P. brumpti* Peláez-Reyes, 1952

- P. torrealbai* Scorza y Dagert, 1957  
*P. basilisci* Peláez y Perez-Reyes, 1959  
*P. acuminatum* Pringle, 1960  
*P. zonuriae* Pienaar, 1962  
*P. fischeri* Ball y Pringle, 1965  
*P. josephinae* Pelaez, 1967  
*P. sasai* Telford y Ball, 1969  
*P. aurulentum* Telford, 1971  
*P. telfordi* Lainson, Landau y Shaw, 1971  
*P. uncinatum* Telford, 1973  
*P. vautieri* Pessoa y Biasi, 1973  
*P. vacuolatum* Lainson, Shaw y Landaw, 1975  
*P. colombiense* Ayala y Spain, 1976  
*P. beebei* Telford, 1978  
*P. mackerrasae* Telford, 1979  
*P. iguanae* Telford, 1980  
*P. uluguruense* Telford, 1984  
*P. loveridgei* Telford, 1984  
*P. cnemaspi* Telford, 1984  
*P. holaspi* Telford, 1986  
*P. brygooi* Telford y Landau, 1987  
*P. michikoa* Telford, 1988  
*P. gogoloense* Telford, 1988  
*P. tanzaniae* Telford, 1988  
*P. uzungwiense* Telford, 1988  
*P. arachniformis* Telford, 1988.

Subgénero *Paraplasmodium* subgen. nov. Telford, 1988

Las especies que comprenden este Subgenero se caracterizan por presentar esquizontes de talla mediana y gametocitos de gran tamaño. Los esquizontes miden uno y medio a dos veces el tamaño del núcleo del eritrocito; presentan 4 a 30 merozoítos. El promedio del tamaño de los gametocitos es tres a seis veces el tamaño del núcleo del eritrocito. El pigmento está siempre presente en formas eritrocíticas. Los gametocitos siempre se encuentran parasitando eritrocitos y el dimorfismo sexual es muy claro principalmente en el tamaño, siendo los macrogametocitos más grandes que los microgametocitos; existe una serie exoeritrocítica en células viscerales o en células blancas circulantes. La esporogonia puede llevarse a cabo en moscas psychodidas.<sup>4,37</sup> Son conocidas únicamente para el Hemisferio Occidental.

Las especies que comprende este Subgénero son:

*P. mexicanum* Thompson y Huff, 1944; (tipo)

*P. pifanoi* Scorza y Dagert, 1956

*P. chiricahuae* Telford, 1970.<sup>37</sup>

Subgénero *Asiamoeba* subgen. nov. Telford, 1988

Las especies que comprenden este Subgénero, se caracterizan por presentar esquizontes y gametocitos de tallas desproporcionadas que no exceden en 4 veces el

tamaño del núcleo del eritrocito. Producen 3 a 4 merozoítos.

El promedio del tamaño de los gametocitos es 4 a 8 veces el núcleo del eritrocito y son de 4 a 15 veces el tamaño de los esquizontes. El pigmento está siempre presente. Los gametocitos parasitan invariablemente eritrocitos.

El dimorfismo sexual se presenta principalmente en el tamaño, los macrogametocitos son de mayor tamaño que los microgametocitos. La esquizogonia exoeritrocítica y la esporogonia son desconocidas.<sup>50</sup> Se distribuyen en el Sureste de Asia y Nueva Zelanda.

Las especies que comprende este Subgénero son:

- |                         |                 |
|-------------------------|-----------------|
| <i>P. lygosomae</i>     | Laird, 1951     |
| <i>P. vastator</i>      | Laird, 1969     |
| <i>P. clelandi</i>      | Majnawadu, 1972 |
| <i>P. lionatum</i>      | Telford, 1982   |
| <i>P. saurocaudatum</i> | Telford, 1983.  |

Subgénero *Garnia* Lainson, Landau y Shaw, 1971.

Las especies que comprenden este Subgénero se caracterizan por presentar los esquizontes y gametocitos del mismo tamaño que el núcleo del eritrocito. La ausencia de pigmento es independiente de la madurez de la célula hospedera y es raras veces demostrable. Los esquizontes presentan de 8 a 100 merozoítos. Los gametocitos pueden encontrarse invadiendo eritrocitos y leucocitos. Presentan dimorfismo

sexual en el tamaño, los macrogametocitos son de mayor tamaño que los microgametocitos. Los esquizontes exoeritrocíticos parasitan leucocitos y trombocitos. Vector y ciclo esporogónico desconocido.<sup>37</sup> Son conocidas únicamente para el Hemisferio Occidental.

Las especies que comprenden este Subgénero son:

- P. balli* Telford, 1969
- P. gonatodi* Telford, 1970; (tipo)
- P. morulum* Telford, 1970
- P. utingensis* Lainson, Landau y Shaw, 1971
- P. multiformis* Lainson, Shaw y Landau, 1975
- P. uranoscodoni* Lainson, Shaw y Landau, 1975
- P. azurophilum* Telford, 1975
- P. scorzai* Telford, 1978
- P. lainsoni* Telford, 1978).<sup>37</sup>

Subgénero *Ophidiella* Garnham, 1966

Las especies que comprende este Subgénero se caracterizan por presentar esquizontes eritrocíticos y gametocitos igual ó más grandes que el núcleo de la célula infectada. Producen de 12 a 66 merozoítos. Pigmento siempre presente. Los gametocitos presentan dimorfismo sexual a nivel de tamaño, los macrogametocitos son mas grandes que los microgametocitos. Las formas exoeritrocíticas y la esporogonia son desconocidas. Se conocen únicamente para el Hemisferio Occidental.

Las especies que comprenden este Subgénero son las siguientes:

*P. wenyoni* Garnham, 1966 (tipo)

*P. tomodoni* Pessoa y Fleury, 1968)

*P. pessoai* Ayala, Moreno y Bolaños, 1978.<sup>37</sup>

Los Subgéneros de los plasmodia de mamíferos conocidos en la actualidad son tres: *Plasmodium*, *Laverania* y *Vinckeia*; y cuatro para aves: *Haemamoeba*, *Huffia*, *Novyella* y *Giovannolaia*.<sup>37</sup>

El hecho de que exista un número mucho más elevado de Subgéneros de plasmodios de reptiles en comparación con aves y mamíferos, puede deberse a la diversidad de los hospederos, sus hábitos alimenticios, hábitat y distribución geográfica.

## CICLO DE VIDA

Se lleva acabo en un huesped invertebrado hematófago del género *Culex*, *Aedes*, *Anopheles* ó *Lutzomyia* y en un huésped vertebrado reptil, ave o mamífero. La especie que en la naturaleza se reconoce como transmisora de Plasmodios en reptiles es *Lutzomia veratrix occidentalis* familia Psycodidae.<sup>5</sup> La transmisión ocurre cuando el mosquito se alimenta de sangre de un vertebrado y a su vez inocula esporozoítos al torrente sanguíneo, los cuales en mamíferos llegan al hígado e infectan hepatocitos diferenciándose posteriormente en formas que desarrollan multiplicación asexual (esquizontes hepáticos). Durante éste proceso no se presentan manifestaciones clínicas en el hospedero.<sup>35</sup> Los esporozoítos de plasmodios de aves infectan células del sistema reticulo endotelial, con la producción de merozoítos capaces de infectar eritrocitos y otras células reticuloendoteliales,<sup>1</sup> este tipo de merozoítos no ha sido observado en especies de *Plasmodium* de reptiles ni en mamíferos.

Cada esporozoíto es capaz de producir hasta 20 000 merozoítos, por lo que el número de reticulocitos ó eritrocitos potencialmente infectables es muy alto. En estas células los merozoítos pueden dirigirse hacia un desarrollo asexual ó sexual. El desarrollo asexual adquiere forma cíclica en los ertrocitos y es responsable de las

manifestaciones clínicas, si las hay.

Cuando el merozoíto invade un eritrocito, orienta sus organelos apicales contra la superficie eritrocítica, la invagina y entra envolviéndose en una membrana formando una vacuola parasitófora mediante la cual el parásito no entra en contacto directo con el eritrocito. El merozoíto inicia su fase trófica tomando forma de anillo con una gran vacuola central. Posteriormente, la masa del citoplasma se incrementa y adquiere movimiento diferenciándose como trofozoíto amebode. La multiplicación se inicia con una serie de divisiones nucleares que culmina con la organización y diferenciación de merozoítos nucleados dentro de la célula madre, a este proceso se le llama esquizogonia y la célula que la lleva a cabo esquizonte.

Completando la multiplicación con la formación del segmentante, el eritrocito se rompe dejando libres a los merozoítos, los cuales rápidamente invadirán otros eritrocitos para iniciar un nuevo ciclo asexual.<sup>38</sup>

A la ruptura de los eritrocitos y la liberación de los merozoítos se asocia la sintomatología de la enfermedad en parte por la destrucción de eritrocitos y la anemia consecuente, como también por la liberación de sustancias tóxicas producidas por el parásito. Si la destrucción de eritrocitos es muy importante se reconocerá por la presencia de reticulocitos en la circulación.<sup>35</sup>

En el caso de las especies de plasmodios en humanos solo

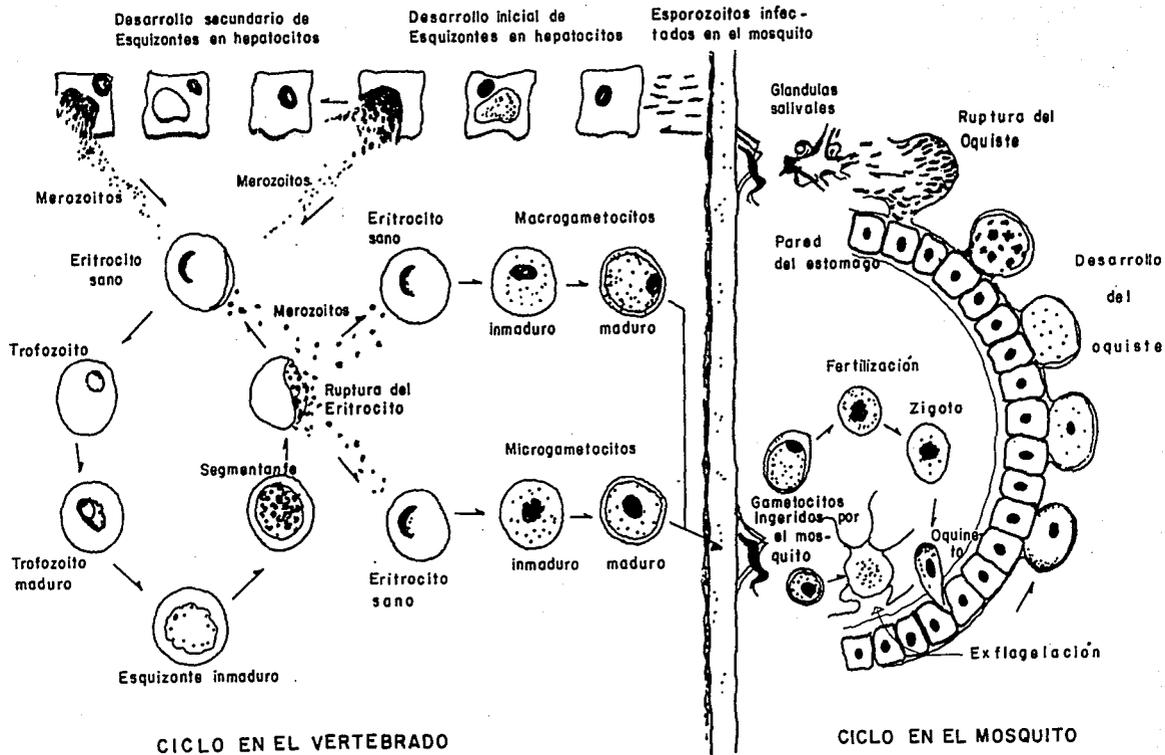


Fig. 2. CICLO DE VIDA DE Plasmodium (Hunter, G.W., S. Wartzwelder, v.e. y Clyde, D.F. 1976)

se reconoce a *P. falciparum* la capacidad de matar a su hospedero, las otras especies no causan la muerte en forma habitual.<sup>36</sup>

Los mosquitos (ó el transmisor correspondiente) se infectan cuando se alimentan de sangre de un individuo infectado a partir de las formas sexuales circulantes llamados macrogametocitos (hembras) y microgametocitos (machos), formados a partir de los merozoítos aún indiferenciados. Los gametocitos son capaces de sobrevivir a las enzimas digestivas del estómago y continuar ahí mismo su desarrollo, iniciándo un proceso llamado gametogénesis, que en el caso de los microgametocitos se conoce como exflagelación, el cual consiste en la producción de 8 microgametos móviles que fertilizarán a la célula hembra, dando lugar a un cigoto diploide, este proceso ocurre en los primeros 30 min después de la ingestión de las formas infectantes.

El cigoto permanece en el estómago del mosquito alrededor de 24 h y durante este tiempo se transforma en un ooquinetto móvil, que penetra la pared del estómago para continuar su desarrollo hasta formar el ooquiste que al madurar produce miles de esporozoítos que migran hacia las glándulas salivales del mosquito y otras partes de su cuerpo. Solo los esporozoítos que se encuentran en las glándulas salivales inician la infección de un nuevo huésped vertebrado en el momento en que los mosquitos los depositan en la sangre<sup>38</sup>(fig 2).

Los hospederos para estos parásitos del grupo de los saurios comprenden las siguientes familias: Agamidae, Anguidae, Teidae, Zonuridae, Geckonidae, Varanidae, Camaleonidae, Scincidae, Iguanidae y Lacertilidae, para ofidios la familia Colubridae con dos reportes: *P. tomodoni* para *Thomodon dorsatus* Pessoa y Pleury, (1968) y *P. wenyoni* para *Thamodynaster pallidus* para Brasil (Garnham, 1965), aunque podría tratarse de especies de plasmodios de lagartijas capaces de infectar serpientes.<sup>17,42</sup>

Su distribución abarca principalmente las zonas tropicales, con al excepción de algunas especies de zonuridos en Sudafrica, escincos y Agamidos en Nueva Zelanda e isla Reina (Oceanía) y lacertilidos en japon. Los escincos son hospederos importantes para Africa y la región de Australasia. En América sólo han sido reportadas tres especies en estos hospederos, una de ellas *P. diploglossi* presenta un rango de distribución desde Panamá a Brasil, lo que puede sugerir una dispersión de parásito y hospedero (*Mabuya* Darlington, 1957) a través del Atlántico por barco (Telford, 1977).<sup>19</sup>

El número de especies de plasmodios en reptiles varía de un continente a otro: para Africa se han reportado 13 (Ayala, 1976) 26 (Telford 1988), para Australasia, Asia y Oceanía 9 y 12 respectivamente y ninguna para Europa, en cambio para América según Ayala<sup>17</sup> se ha reportado el mayor número de ellas, 39 y 45 ( según Ayala y Telford

respectivamente) lo que puede explicarse por intensos cambios climáticos y procesos de especiación que ocurrieron durante jurásico período en el cual se inició la deriva continental<sup>17</sup> ver gráfica 1.

Los reportes más antiguos que se conocen con respecto a la descripción de especies de *Plasmodium* en reptiles datan de principios de siglo y son, según Ayala, (1976 y 1978): *P. diploglossi* (Aragao y Neiva, 1909) reportada en *Diploglossus fasciatus* para Río, Brasil; *P. mabuiae* Wenyon, 1909, en *Mabuia quinquetaeniata* para Sudán, Africa; *P. agamae* Wenyon, 1909, en *Agama agama* para Sudán y Nigeria, Africa; *P. minasense* Carini y Rudolph, 1912, en *Mabuia mabuia* en Minas Gerais, Brasil; *P. agamae* Macfie, 1974, en *Agama agama* para Sudán y Nigeria, Africa.<sup>17</sup> Poco a poco el interés y los estudios sobre estos parásitos se fué intensificando describiéndose en la actualidad un gran número de especies, principalmente en América y Africa.<sup>13</sup>

## TRANSMISION

Aunque se desconoce con exactitud el tipo de vector involucrado en la transmisión de la malaria de reptiles, se reconocen como transmisores, por estudios experimentales en el laboratorio, a los *Phlebotomus*, papalotillas de hábitos nocturnos (Ayala, 1976, Braian y Garnham, 1962) en las cuales se ha logrado observar el desarrollo de esporozoítos.

Bajo estas condiciones las papalotillas de la especie *Lutzomia vexatrix occidentalis* y *L. stewarti* de la familia Psychodidae, han sido involucradas en la transmisión de *P. mexicanum* a *Sceloporus occidentalis* de la familia Iguanidae, en California, zona donde esas papalotillas son muy comunes (<sup>4,5</sup>) (fig 3).

La mayoría de las infecciones en los hospederos reptiles se observan en organismos de la misma edad (adultos y adultos jóvenes); en las crías ó en organismos muy viejos, que además representan la menor parte de la población, es poco común encontrar la infección.

La transmisión se lleva a cabo después de las lluvias y los organismos infectados, muestran al inicio únicamente trofozoítos circulantes. En infecciones naturales, generalmente, la parasitemia es muy baja y varía de acuerdo a las distintas épocas del año, en octubre por ejemplo, los gametocitos son más abundantes y en la primavera la infección se reactiva con abundantes formas asexuales.<sup>19</sup>



Fig. 3. HEMBRA DE Lutzomyia vexatrix occidentalis  
(Diptera: Psychodidae)

En los hospederos juveniles y en los adultos la parasitemia raras veces sobrepasa el 30 ó 40%, una de estas raras infecciones se observó en *S. occidentalis* infectado por *P. mexicanum* la cual alcanzó un 60 a 80% durante la primavera.

Ejemplares capturados durante el invierno con parasitemias muy bajas, formadas únicamente por gametocitos, pueden permanecer con parásitos en la circulación hasta por seis meses sin mostrar ningún daño.<sup>21</sup>

Si sobreviene la muerte del hospedero por la infección malárica, generalmente, ocurre durante las primeras semanas después de iniciada la infección, durante las recrudescencias ó bien en el invierno durante la época de hibernación (20). Las infecciones, en los reptiles, pueden permanecer activas por varios meses e incluso durante toda la vida del hospedero. En las zonas templadas la infección permanece latente durante el verano, otoño e invierno, con intensa reactivación en primavera,(20) en contraste con los plasmodios de zonas tropicales, como *P. colombiense*, *P. carinii* y *P. basilisci* que ocasionan infecciones activas casi todo el año, hecho que puede estar relacionado con la actividad reproductiva de los hospederos, como en el caso de los *Anolis*, que se lleva a cabo durante todo el año, ó bien está en relación con los cambios de temperatura ambiental.<sup>49</sup>

En un experimento realizado por Bray y Garnham en 1962, alimentaron un cierto número de papalotillas con sangre de

lagartijas que contenían gametocitos circulantes, manteniéndolas a temperatura ambiente, entre 24° y 28° C a 75% de humedad, después de su alimentación hicieron disecciones observando abundantes oquinetos en la hemolinfa incluso 10 a 18 h después de ser alimentadas, 9 días después los oquinetos alcanzaron tallas de 25  $\mu$ m conteniendo esporozoitos activos. En el 84.7% de estas papalotillas se formaron oquistes y 11 a 14 días después se observaron esporozoitos tanto en el hemocele como en glándulas salivales; esto sugirió que las *Lutzomia* podrían intervenir en la transmisión de la malaria en estos organismos en condiciones naturales<sup>4</sup>, mediante la inoculación de fluido salival ó regurgitación de estas papalotillas durante el proceso de alimentación (fig 4 y 5).

Ayala en 1969, hizo algunos estudios sobre transmisión cultivando papalotillas de la especie *Lutzomia veratrix occidentalis* y *L. stewarti* e infectándolas con sangre de lagartijas infectadas con *P. mexicanum*, posteriormente sacrificó las papalotillas, les extrajo el estómago, lo maceró en solución de ringer e inoculó por vía intraperitoneal en lagartijas sanas, cada una de las cuales recibió material de 5 papalotillas; 22 días después se observaron pocos trofozoitos circulantes, a los 24 días algunos segmentantes, entre los 24 y 28 días el porcentaje de trofozoitos decreció y fueron observados gametocitos inmaduros.<sup>5</sup> La infección de las papalotillas después de la

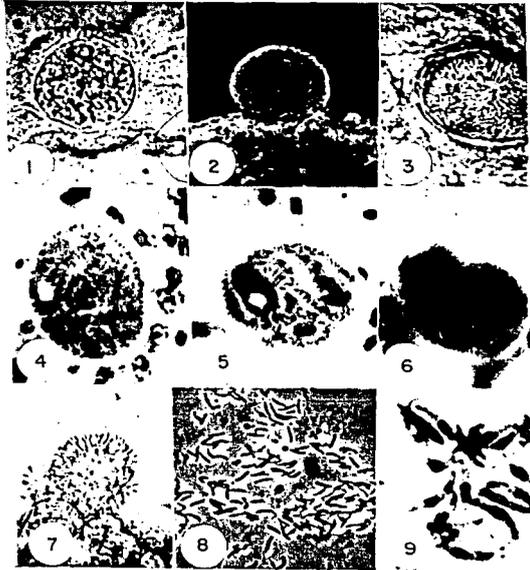


Fig. 4. ESPOROGONIA DE Plasmodium mexicanum: 1:-Ooquistes sin esporular. 2,3:- Ooquiste maduro, esporozoitos visibles en la pared del ooquiste. 4-6:- Sección transversal de ooquiste maduro mostrando Esporoblastos, Esporozoitos y materia residual en el Ooquiste. 7:- Ruptura del ooquiste con Esporozoitos atacando el cuerpo residual. 8:- Esporozoitos libres. 9:- Esporozoitos teñidos con giemsa del hemocele de una Lutzomyia vexatrix infectada.

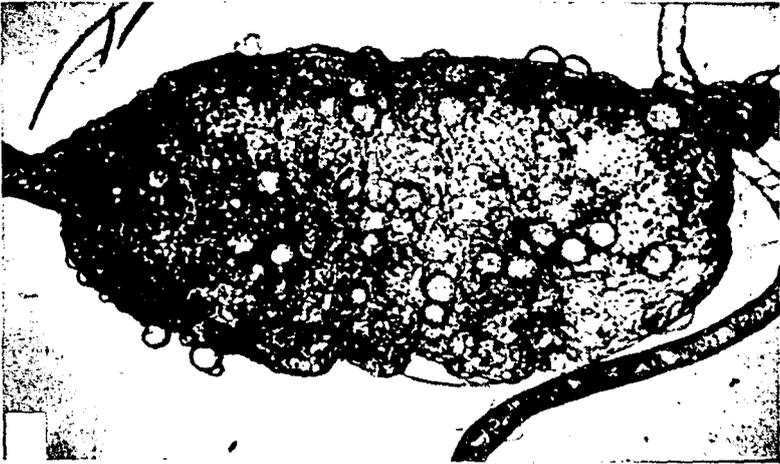


Fig. 5. DESARROLLO DE OOQUISTES EN LA PARED  
DEL ESTOMAGO DE Lutzomyia vexatrix.

alimentación con sangre de las lagartijas infectadas sugiere lo siguiente: 1) que los esporozoítos se encuentran en las glándulas salivales y ocasionalmente en el cardio anterior de la papalotilla en el momento de su alimentación, 2) que los esporozoítos son infectantes después de ser inoculados por vía intraperitoneal a las lagartijas sanas. 3) la aceptación de las lagartijas como fuente de alimentación por parte de las papalotillas, indica una asociación con las actividades ó el habitat de las lagartijas, lo que refuerza las posibilidades de que esto ocurra en la naturaleza y de esta manera llevarse a cabo la transmisión.<sup>5</sup>

## EFFECTOS DEL PARASITO EN EL HOSPEDERO

La malaria en el hombre reviste gran importancia por sus efectos sobre la salud, clínicamente un ataque típico de fiebres tercianas ó cuartanas se inicia con intenso calosfrío y posteriormente la temperatura se eleva a 40°C ó más, se presenta nausea, vómito y con frecuencia cefalea y delirio, aunque sólo las infecciones por *P. falciparum* producen la forma perniciosa ó maligna, que puede ser mortal. Esta puede presentarse como fiebre hemoglobinurica, malaria cerebral, malaria álgida, gástrica ó disentérica.<sup>53</sup>

La sintomatología en los hospederos reptiles no es tan severa, incluso totalmente asintomática como es el caso de algunos reptiles.

Las infecciones en reptiles presentan, como en otros vertebrados, un período de incubación y un período agudo, durante el cual se alcanza el máximo de parasitemia, seguido de una declinación gradual que se torna en un estado crónico. Los efectos de la infección están determinados por varios factores: la especie tanto del huésped vertebrado como del parásito, tamaño corporal, volumen sanguíneo, edad, sexo, estado fisiológico del huésped y temperatura ambiental.

Para el caso particular de los reptiles, como controlan su

temperatura corporal con la temperatura ambiental, el desarrollo de la parasitemia se ve grandemente afectado desarrollándose más lentamente, cuanto menor sea la temperatura.<sup>10</sup>

La infección en los reptiles puede ser considerada de tres tipos: 1) con formas muy pequeñas, compactas, trofozoítos uninucleares, probablemente representando la progenie de la esquizogonia exoeritrocítica (período prepatente), 2) con formas asexuales presentes en todos los estados de desarrollo, como un estado agudo inicial, 3) con predominancia de gametocitos, formas en crisis, eritrocitos deformados y un número excesivo de células blancas principalmente de la serie linfocítica y eritroblastos circulantes, estado crónico.<sup>24</sup>

La anemia es la manifestación más común que presentan las lagartijas infectadas con malaria. Esta se determina por la presencia y número de eritrocitos inmaduros circulantes. Se estima como una cifra normal del 0 al 2% de eritrocitos inmaduros y se considera como anemia cuando tal cifra es mayor al 3% . Esta variación afecta el consumo de oxígeno, la velocidad para correr y la disminución de sus reflejos.<sup>18</sup>

Siendo los reptiles los únicos organismos con capacidad de reducir su tasa metabólica (aún en épocas cálidas) y con ello los requerimientos de oxígeno, esto les permite sobrevivir a las infecciones hemolíticas, resistiendo

condiciones de anoxia (que estas infecciones producen) a las que un ave ó un mamífero no podrían sobrevivir.<sup>18</sup>

Estos efectos pueden ser significativos en la conducta y dinámica de sus poblaciones, solo si el número de lagartijas infectadas es considerable,<sup>3</sup> esta se observó en una población de lagartijas del género *Sceloporus* en un bosque de encinos al sureste de Mendocino, California, aproximadamente el 25% de los adultos se encontraron infectados con *P. mexicanum* durante todo el año, tiempo en el cual se confirmó el efecto que produce la parasitemia en el esfuerzo, ligeramente mayor que para las lagartijas sanas, las cuales se volvieron más lentas para correr. Sin embargo, es difícil valorar a nivel ecológico los efectos del parásito, debido a los pocos estudios realizados sobre el tema.<sup>45</sup> En otras observaciones hechas en algunas poblaciones de lagartijas del género *Sceloporus*, se corroboró que los parásitos de la malaria reducen la talla de las hembras y el tamaño de los testículos en los machos de un 20 a un 25% de su tamaño promedio, aunque esto aparentemente no representa una incapacidad funcional, a menos que el organismo se vea sometido a efectos de stress.<sup>18,45</sup>

Para comprobar el efecto de la temperatura corporal de las lagartijas sobre los parásito, Thompson en el año de 1946, llevó a cabo algunas observaciones inoculando lagartijas de la especie *Anolis carolinensis* por vía intraperitoneal y

separándolas en 2 lotes bajo diferentes condiciones de temperatura, observando que a temperaturas mayores de 30° C se ve favorecido el desarrollo de la parasitemia y que a 37° C resultó fulminante para algunos organismos causandoles la muerte en poco tiempo. Se ha observado también que la temperatura no solo influye en el desarrollo de la infección, sino también en la duración del ciclo sexual y asexual y probablemente también pueda determinar en un momento dado el número de merozoítos que producen los esquizontes, sin descartar que la variación individual del hospedero puede influir en los efectos del parásito.<sup>10</sup>

Sin embargo, y a pesar de estas observaciones, la malaria en reptiles es considerada una infección relativamente benigna ya que las alteraciones en los tejidos y la mortalidad de sus huéspedes ocurre muy raramente.

Otros efectos que se presentan en la morfología del parásito como son las formas aberrantes o formas en crisis reportadas en infecciones por *P. brasilianum* en diferentes especies de monos panameños, W. H. y L. G. Taliaferro, 1934 y 1944<sup>1</sup>, han sido descritos también en estados sexuales y asexuales en infecciones de lagartijas y son más comunes cuando la parasitemia empieza a declinar. Estas formas no sólo presentan alteraciones morfológicas sino también se alteran sus reacciones tintoriales, cambios que semejan en muchos aspectos a los ocasionados por antimaláricos como la quinina y la atabrina.<sup>22,25</sup> Estos cambios en los

trofozoitos, se manifiestan por el desarrollo de una gran vacuola rodeada por una delgada capa de citoplasma y la cromatina se observa muy difusa ó se tiñe más pálidamente de lo normal, el esquizonte se hace más compacto y los segmentantes desarrollan pocos y pequeños merozoitos que se tiñen pálidamente. Los gametocitos dan la apariencia de células muertas ó artefactos difíciles de reconocer como parásitos a no ser por la presencia del pigmento.<sup>24</sup> Los factores que inducen las formas en crisis son desconocidos, los estudios en *P. floridense* y *P. mexicanum* revelan que estas formas pueden ocurrir en células hospederas normales, en infecciones iniciales y agudas, cuando la infección va decreciendo ó en organismos con infecciones viejas ó reinfecciones, así como en infecciones que se establecen en hospederos experimentales como es el caso de *P. floridense* que infecta *Sceloporus undulatus* de forma natural y *Anolis carolinensis* experimentalmente.<sup>24</sup>

Una hipótesis que podría explicar este hecho, es que las formas en crisis son el resultado de anticuerpos presentes en la circulación, producidos como una respuesta a la infección. Se ha demostrado que las lagartijas y otros organismos de sangre fría son capaces de producir anticuerpos después de la inoculación de un antígeno.<sup>24</sup>

La importancia de la fagocitosis en las infecciones dan la pauta para considerar una inmunidad adquirida y esto fué indicado claramente por Taliaferro y Cannon en el año de

1936 y Taliaferro y Mulligan en el año de 1937.<sup>24</sup> Estos autores observaron que los macrófagos son raros en sangre normal de monos, en cambio en sangre de animales infectados la actividad de estas y otras células fagocíticas se incrementa, lo que indica un cambio ocurrido en los tejidos. Este estudio muestra que la infección malarica es muy semejante en organismos homotermos y ectotermos, aunque en estos últimos la infección se desarrolla más lentamente por la temperatura, como ya se indicó anteriormente. Thompson, en el año de 1944 hizo observaciones de inmunidad natural e inmunidad adquirida en lagartijas.<sup>24</sup>

Existen varios grados en la manifestación de la inmunidad natural, que varía de un organismo a otro, las diferencias de este tipo de inmunidad se indican por: 1) variación en el establecimiento de la infección patente, 2) variación en el período de incubación de la infección inducida en lagartijas de la misma especie y con el mismo inóculo y 3) la velocidad con que la parasitemia se incrementa durante el período agudo.

El desarrollo de inmunidad adquirida se observó con mucha similitud en la mayoría de las infecciones, no solo de reptiles sino también en aves y monos. El desarrollo lento de la infección, el decremento del número de merozoítos por la disminución misma de segmentantes así como un incremen-

to en la fagocitosis, pueden indicar esta actividad.<sup>24</sup>

En algunos casos con infecciones por *P. floridense* se observó algo que podría considerarse como una inmunidad natural, cuando se constató que después de 48 días de ser inoculado un ejemplar, la infección no se desarrolló como en otros organismos. Algo semejante se observó en un ejemplar de *Anolis carolinensis*, huésped experimental, en el cual los parásitos disminuyeron notablemente de 1580/10 000 eritrocitos a 400/10 000 eritrocitos. Sin embargo es necesario ampliar las observaciones sobre estos aspectos, con el fin de asegurar la existencia de una posible actividad inmunológica de las lagartijas, generada por los parásitos.

Cuando se logran establecer infecciones de plasmodios en hospederos experimentales pueden presentarse cambios morfológicos en los parásitos, en el número de merozoítos producidos y en la forma de los gametocitos, incluso pueden invadir otro tipo de células (normoblastos y eritroblastos policromatófilos, por ejemplo), aunque esto puede ocurrir también en infecciones agudas cuando se presentan anemias severas; por ejemplo en una infección por *P. mexicanum* en *Sceloporus undulatus cansobrinus* y *S. u. undulatus* varió el tipo de células invadidas en sangre circulante durante la fase inicial de la infección: células eritrocíticas y trombocitos respectivamente. Las diferencias observadas en estos hospederos puede sugerir la existencia de factores

fisiológicos importantes que podrían incluso indicar afinidad filogenética entre los hospederos a nivel de subespecies, como en este caso.<sup>23</sup>

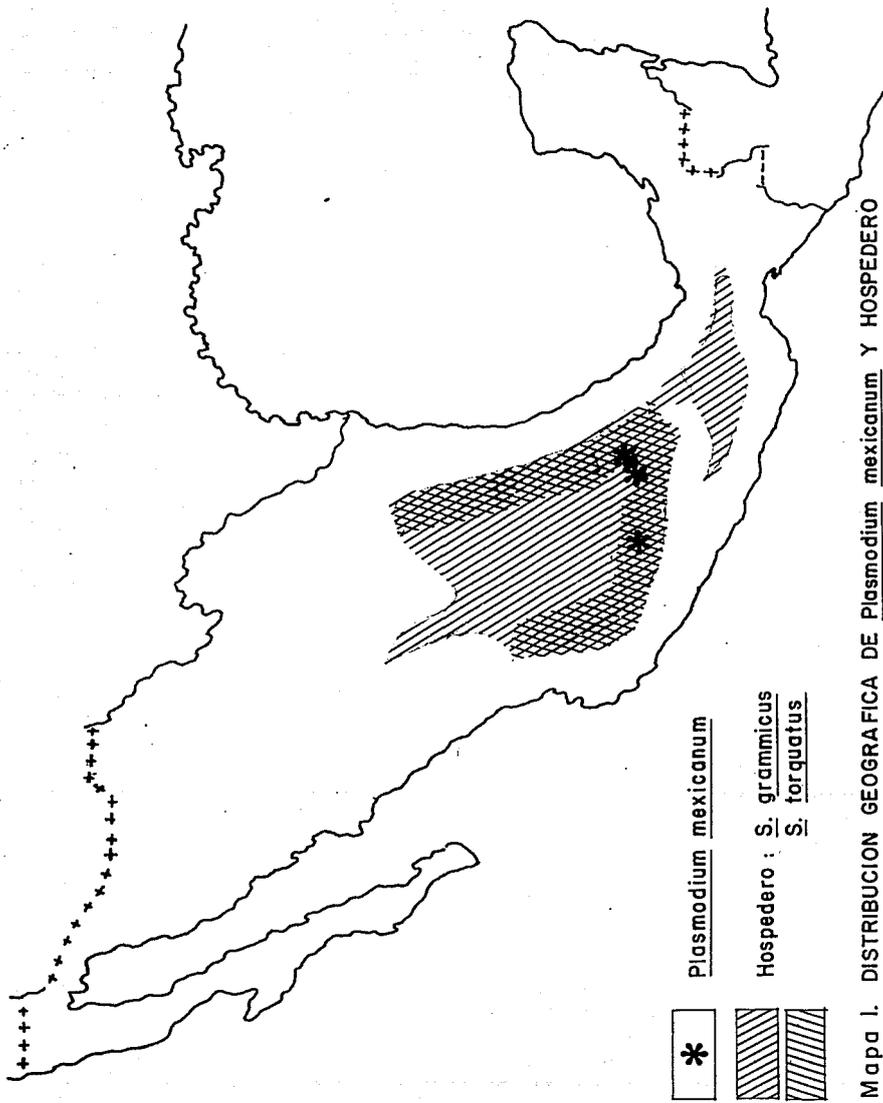
Todos los estudios y observaciones que anteriormente se han expuesto no deben ser extrapolados a otras especies bajo condiciones ambientales o fisiológicas distintas, que influyen de manera importante en cada parásito.

## LAS ESPECIES DE PLASMODIOS MEXICANOS

### PLASMIDIUM MEXICANUM Thompson y Huff, 1944.

Esta especie fué originalmente descrita infectando *Sceloporus torquatus* de la familia Iguanidae del estado de Michoacán y posteriormente fué reportada para lagartijas de la misma especie en el D.F. México y en California, E.U. en *Sceloporus o. occidentalis*.<sup>7</sup> Ha sido transmitido experimentalmente en lagartijas de la misma familia: *Prynosoma cornutum*, *P. asio*, *P. asio*, *Sceloporus undulatus*, *S. olivaceos* y *Crotaphytus collaris*, en todos ellos se encontraron invadidos los mismos tipos celulares: eritrocitos, macrófagos y células de endotelios capilares.<sup>1</sup> Thompson y Huff en 1944, reportaron que al inocular *P. mexicanum* en *Phrynosoma cornutum* el tamaño de los esquizontes disminuyó. Estos ensayos se repitieron con *Crotaphytus collaris*, y los resultados fueron muy semejantes lo cual sugirió una estrecha relación filogenética entre ambos hospederos<sup>10</sup> (mapa 1).

Esta es una de las pocas especies de plasmodios de reptiles en las que se conoce la presencia de formas exoeritrocíticas en células endoteliales vasculares de cerebro, corazón, hígado, bazo, médula ósea (fémur principalmente) y linfocitos, plasmocitos, histiocitos azurófilos, normoblastos, eritroblastos policromatófilos, eritroblastos basófilos, granulocitos, monocitos, mielocitos y trombocitos. En cada una de estas células se presentan



Mapa I. DISTRIBUCION GEOGRAFICA DE Plasmodium mexicanum Y HOSPEDERO

pequeñas variaciones morfológicas del parásito, por ejemplo: cuando la célula hospedera es un leucocito pequeño se forman de 15 a 30 merozoítos y en los grandes de 50 a 200, localizados dentro de una vacuola y no presentan pigmento, los segmentantes en endotelio cerebral desarrollan de 70 a 120 masas de cromatina.<sup>24</sup>

Las formas exoeritrocíticas causan daño en el tejido que invaden y el cuadro es similar al que produce *P. gallinaceum* en cerebro y otros órganos, en aves. Esta similitud podría sugerir un ancestro común entre plasmodios de aves y reptiles.<sup>1,11</sup>

Diagnostico. Trofozoítos. Ameboides, con dos o tres pseudópodos pequeños, el pigmento se presenta solo en estadios maduros, la infección múltiple es común.

Esquizontes. Los inmaduros, cuando presentan 2 a 8 núcleos son ameboides y toman posición polar ó lateral, su citoplasma es basófilo, con gránulos de pigmento dorado oscuro. Los segmentantes presentan el pigmento en una sola masa, alcanzan un tamaño de 8 a 20um (12 x 16um como promedio), y presentan de 12 a 14 merozoítos, de posición polar, no hipertrofia al eritrocito pero desplaza ligeramente a su núcleo, adquiere forma redonda, de riñón ó en abanico, miden de 8 x 5um.<sup>29</sup>

Gametocitos. De forma alargada o de riñón, pero cuando son de posición polar son redondos, las formas inmaduras toman forma de huso, invaden eritrocitos maduros a los que les

causan hipertrofia alterando su tamaño y forma, desplazan al núcleo, el pigmento se presenta en 30 gránulos ó más.

Los macrogametocitos presentan un núcleo oval de 5 x 2um, el nucleolo es visible, cuando maduros presentan vacuola, miden 18.4 x 7.9um.<sup>29</sup>

Los microgametocitos, presentan un citoplasma menos basofílico y la cromatina se encuentra dispersa, el nucléolo ocasionalmente se hace visible, miden 19.4 x 7.0um.(fig. 2)

El ciclo esporogónico se ha logrado observar experimentalmente en papalotillas de la especie: *Lutzomia veratrix occidentalis* y *L. stewarti*<sup>(5)</sup>(fig 6).

Localidad tipo: Zona central de California.

Hospedero tipo: *Sceloporus occidentalis occidentalis*, *S. graciosus*, *S. jarrovi* y *S. torquatus* (fig 7).

Huespedes experimentales: *Crotaphytus collaris*, *Phrynosoma cornutum*, *P. micalli*, *P. asio* e *Iguana iguana*.

Ciclo esporogónico y vector: sólo se conoce experimentalmente: *Lutzomia veratrix* y *L. occidentalis*.

Esta especie presenta distorsión de la célula hospedera y desplazamiento de su núcleo.<sup>29</sup>

Como una consecuencia de la amplia invasión en células no eritrocíticas existe una alta producción de células sexuales para asegurar la transmisión y la sobrevivencia del parásito. En infecciones crónicas se observaron formas en crisis las que pueden reconocerse por la presencia de vacuolas en el citoplasma ó bien una tinción

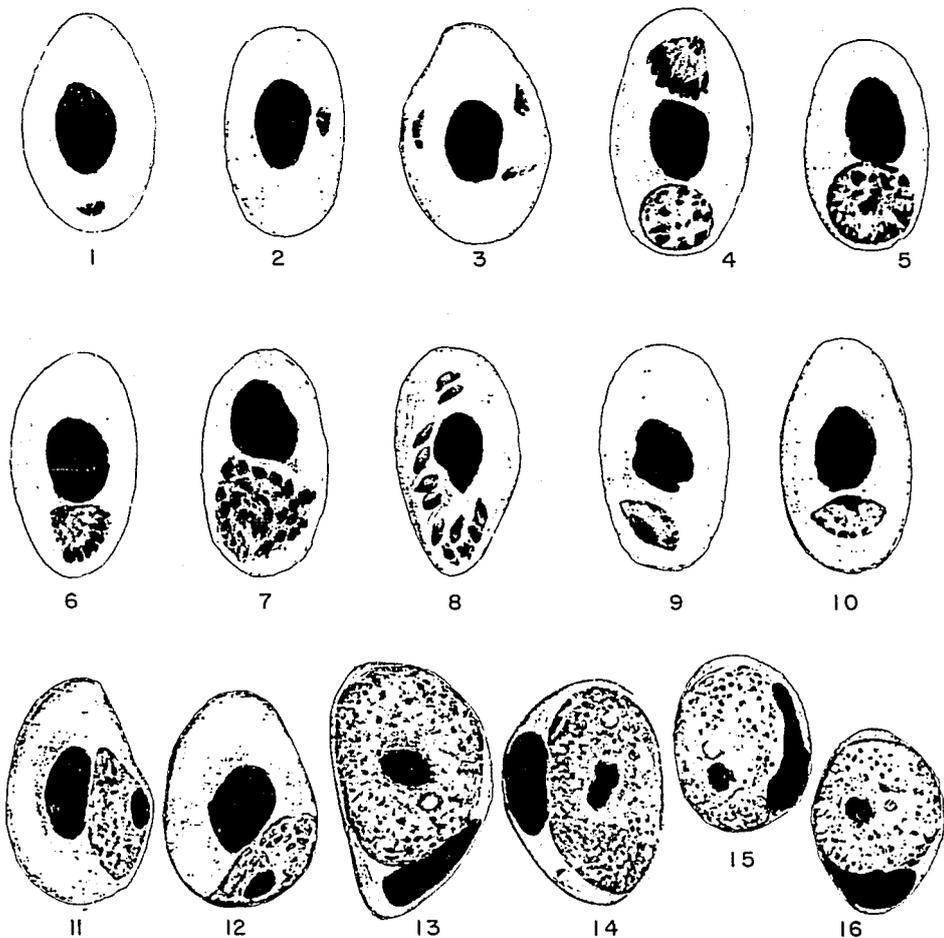


Fig. 6. Plasmodium mexicanum : 1-3 Trofozoitos ; 1. posición polar, 2 posición lateral, 3 triple infección ; 4 - 6 Esquizontes inmaduros ; 7 Segmentante ; 8 Merozoitos libres en el citoplasma del eritrocito ; 9-12 Gametocitos inmaduros ; 13-14 Macrogametocitos ; 15 - 16 Microgametocitos.



Sceloporus torquatus



Sceloporus grammicus

Fig. 7. HOSPEDEROS DE Plasmodium mexicanum

muy pálida, además de disminuir el número de merozoítos formados por los esquizontes.<sup>24</sup>

En la actualidad se reconocen tres poblaciones de esta especie: en Michoacán, México D.F. y en California, E.U., ésta última se encuentra separada por la zona desértica de la Planicie Mexicana formada durante el Pleistoceno cuando surgió el desierto de Mohave y por su reciente formación, las lagartijas que lo habitan no están infectadas con *Plasmodium*, las poblaciones del D.F. y California son muy similares aunque presentan algunas diferencias morfológicas: los esquizontes en la cepa de California, cuando toman la forma alargada presentan un extremo más ancho y arqueado, las masas de cromatina se encuentran situadas hacia este extremo y la masa de pigmento en el extremo más angosto.<sup>7</sup>

Los trofozoítos son de forma alargada y ovals con bordes irregulares, los gametocitos cuando maduros presentan mucha variación en el tamaño. En la cepa de California, los parásitos exoeritrocíticos sólo son observados en infecciones masivas y siempre son formas asexuales. el hospedero es *Sceloporus occidentalis*.<sup>7</sup>

*P. azurophilum* se asemeja a *P. mexicanum* por ser las únicas especies que invaden otras células además de los eritrocitos.<sup>14</sup> En el hospedero natural la infección se lleva a cabo en la serie eritrocítica y en pocas células blancas.

*P. mexicanum*, por sus características morfológicas y distribución geográfica, presenta algunas variaciones sin llegar a formar especies diferentes como se mencionó anteriormente, por lo que se ha denominado, el complejo de *P. mexicanum*. Sus hospederos son lagartijas del grupo espinoso (*Sceloporus*) que habitan pastizales, bosque de pino-encino y zonas pedregosas.<sup>9</sup>

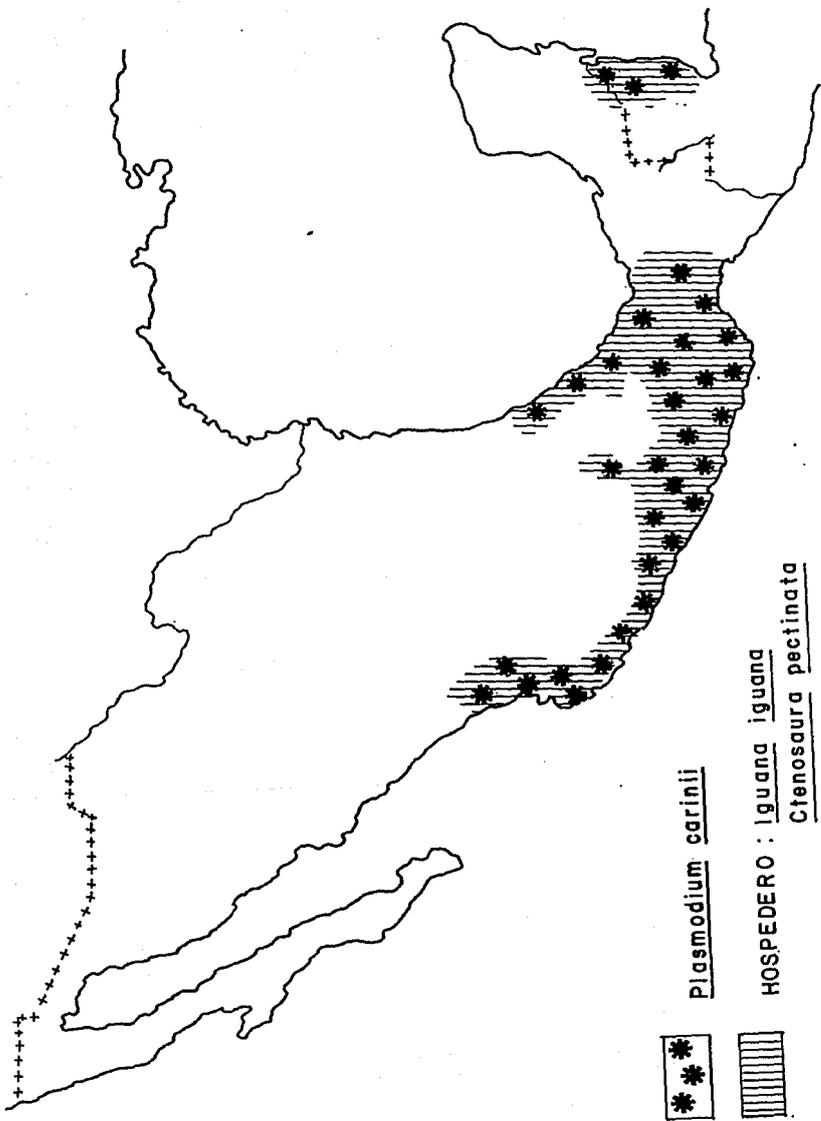
El proceso de exflagelación en estos parásitos se logró observar *in vitro* en nuestro laboratorio utilizando células sexuales de *P. mexicanum* y una solución buffer de fosfatos a un pH 7.0 M/15, 0.002% de Bicarbonato de Sodio y suero fetal bovino al 10% y se puso en contacto con la sangre infectada a una temperatura de 28° C durante 12 min. observándose la formación de 8 microgametos.

De todas las especies conocidas de *Plasmodium* de reptiles, solo *P. floridense* y *P. mexicanum* son comúnmente utilizadas como modelos experimentales para realizar estudios sobre ultraestructura, efecto de drogas antimaláricas, vectores y transmisión, relación huésped-parásito, observación de ciclos exoeritrocíticos, entre otros, de las otras especies solo se conocen datos referentes a su descripción.<sup>33</sup>

PLASMODIUM RHADINURUM (CARINII) Thompson y Huff, 1944

Durante un estudio parasitoscópico de lagartijas provenientes de los estados de Michoacán y Colima, los autores encontraron 3 ejemplares de iguana verde *Iguana iguana* familia Iguanidae, infectadas con un parásito del género *Plasmodium* con características morfológicas poco comunes, ya que presentaba extensas prolongaciones de su citoplasma semejantes a "colas," de ahí el nombre "*rhadinurum*". Garnham en el año de 1961, revisó en Honduras Británicas 14 ejemplares de iguanas reportando este parásito en 9 de ellos<sup>9</sup> y poco después se reportó también en *Ctenosaura similis* (mapa 2), Georzas en 1964 reportó un 50% de las iguanas de Panamá con esta infección. También se encontraron varias lagartijas provenientes de Codajaz, región del Amazonas, Brazil y se observó en eritrocitos maduros de un hospedero de la especie *Iguana iguana*, las láminas fueron teñidas con giemsá y haematoxilina-eosina.<sup>13</sup>

Diagnóstico. Se encuentra en bajas densidades, tanto en infecciones naturales como experimentales y no presenta sincronicidad, está confinado a eritrocitos maduros en los cuales adquiere posición polar, principalmente, aunque esto puede variar; nunca se observa en contacto con el núcleo del eritrocito y comúnmente se presenta doble infección.



Mapa 2. DISTRIBUCION GEOGRAFICA DE Plasmodium carinii Y HOSPEDERO

Trofozoítos. Presentan procesos citoplasmáticos incluso más grandes que el parásito mismo y ésta característica la conserva aún cuando se logra establecer la parasitemia experimentalmente en otros hospederos; no causan hipertrofia en la célula huésped, son de forma oval, alargada ó redonda, con 1 a 2 procesos citoplasmáticos, el pigmento es escaso y en forma de gránulos finos; no presentan vacuola.

Esquizontes. Cuando inmaduros miden 4um, de forma redonda, alargada ó irregular, el citoplasma generalmente se tiñe de color rosa y en este estadio no se observan procesos citoplasmáticos. Los segmentantes son de talla pequeña, raras veces exceden los 4 um, no deforman a la célula hospedera, producen de 4 a 5 merozoítos arreglados en forma de abanico con el pigmento situado en el vértice.

Gametocitos. Son escasos, de posición polar, redondos, no causan hipertrofia en la célula hospedera a excepción de un ligero desplazamiento de su núcleo, con una talla de 6.5 a 7.7 um. En los macrogametocitos el núcleo es difuso, tiñendose ligeramente de rojo y el citoplasma de azul, el pigmento se presenta en gránulos de 35 ó más, dispersos en el citoplasma. Los microgametocitos presentan también un núcleo difuso teñido de rosa y gránulos de pigmento dispersos en el citoplasma.<sup>9</sup> (fig. 8).

Hospedero tipo: *Iguana iguana rinolopha* y *Ctenosaura similis* (fig 9).

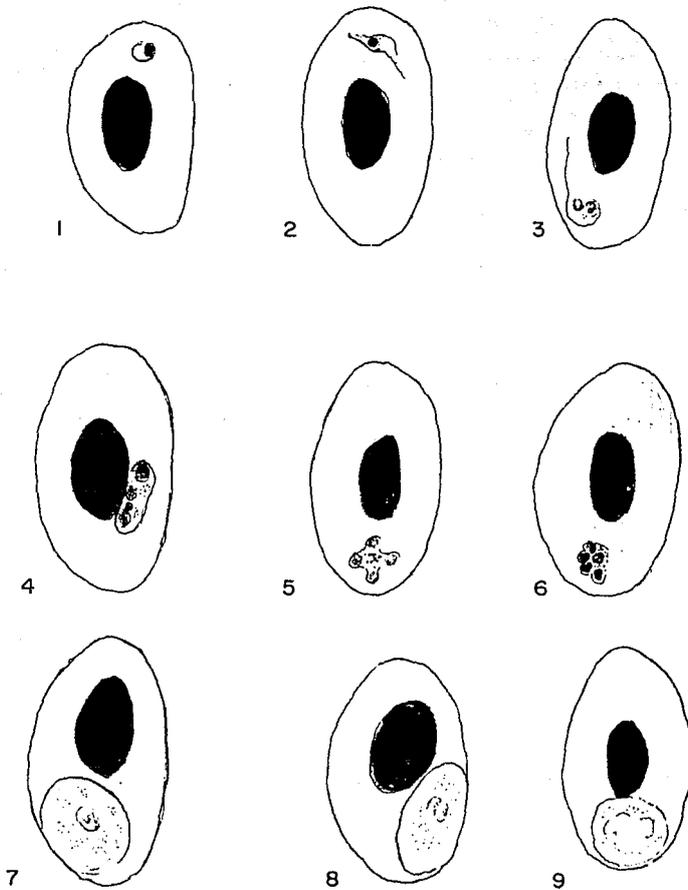
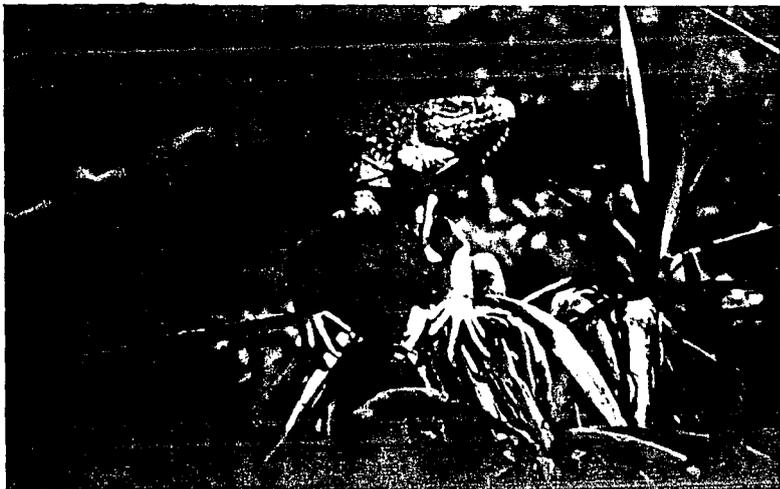


Fig.8. *Plasmodium rhadinurum* : 1 Trofozoito inmaduro; 2,3 Trofozoitos inmaduros con prolongaciones citoplásmicas; 4 Esquizonte maduro; 5,6 Segmentantes; 7,8 Macro-gametocitos; 9 Microgametocitos.



Iguana iguana



Ctenosaura similis

Fig. 9. HOSPEDEROS DE Plasmodium rhadinurum

Hospederos experimentales: *Ctenosaura acanthura*, *Crotaphytus collaris*, *Phrynosoma cornutum*, *Sceloporus olivaceos*, *S. undulatus*, *Basiliscus vittatus*, *Eumeces laticeps* y *E. obsoletus*.

La destrucción de las células hospederas es mínima por lo que se considera una infección benigna, además de que raras veces sobrepasa el 5% de parasitemia.<sup>17</sup>

Ciclo esporogónico: Thompson y Huff en 1944, alimentaron *Aedes aegypti* y *Culex pipiens* con lagartijas infectadas con *P. rhadinurum* todos los mosquitos murieron un día después, lo que sugirió que la infección tiene un efecto letal en los mosquitos ya que el ooquinetto puede penetrar al intestino y perforarlo.<sup>10</sup>

Ciclo exoeritrocítico: desconocido.

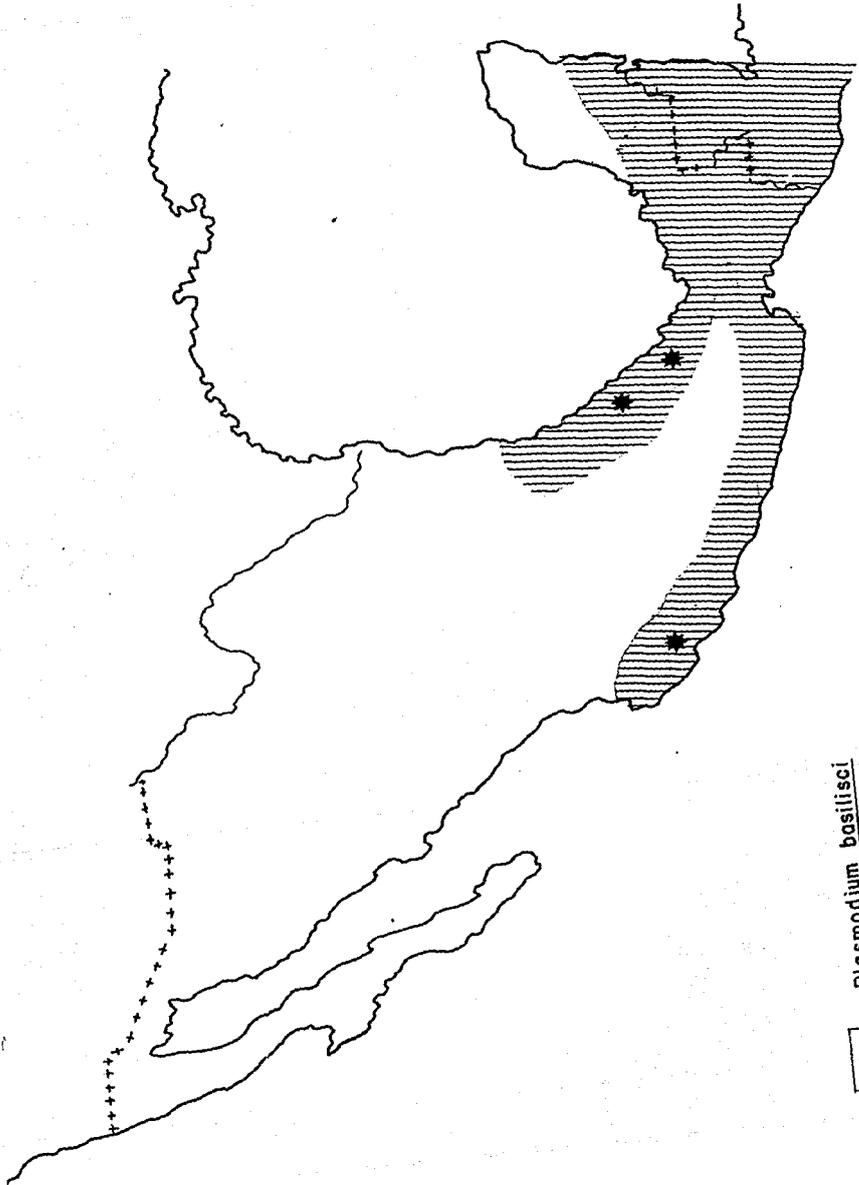
Por su tamaño puede relacionarse con *P. basilisci*, *P. minasense* y *P. lygosomae* aunque la presencia de largos filamentos citoplasmáticos son exclusivos de *P. rhadinurum*, *P. minasense* presenta una vacuola y el pigmento en forma de masas, *P. basilisci* es de mayor tamaño y produce un mayor número de merozoítos.

PLASMODIUM BASILISCI Thompson y Huff, 1944

Este parásito fué reportado en un ejemplar de *Basiliscus vittatus* (Weigman, 1828) para el estado de Michoacán, siendo el primer reporte de un hemosporidio infectando estos organismos para México. Este primer reporte fué realizado por Thompson y Huff en 1954, aunque entonces solo se hizo el reporte de la nueva especie. Algunos años después, en mayo de 1958, el Dr Peláez con los alumnos de la Escuela Nacional de Ciencias Biológicas hicieron una incursión en la región de los Tuxtlas, Veracruz con la intención de continuar algunos estudios sobre los iguánidos de la región, capturando ejemplares de los géneros *Anolis*, *Sceloporus*, *Ameiva* y *Basiliscus*; solo en este último se encontró el mismo hemoparásito, en un ejemplar de la especie *Basiliscus vittatus* y no fué hasta un año después que el Dr Peláez y Perez-Reyes le asignaron el nombre de *P. basilisci*<sup>39</sup> (mapa 3).

Telford reportó en 1972 la misma especie en cuatro ejemplares de *Basiliscus vittatus* he intentó inocular experimentalmente a otras especies de la misma familia tales como: *Sceloporus teapensis* y *S. m. mucronatus*, sin resultados positivos.

Diagnóstico. Esta especie es de las más pequeñas que se han reportado, los esquizontes producen de 4 a 5 merozoítos.



Plasmodium basilisci

HOSPEDERO: Plasmodium vittatus

DISTRIBUCION GEOGRAFICA DE Plasmodium basilisci Y HOSPEDERO



Trofozoítos. Presentan formas ovoides ó piriformes, miden de 1.5-2 x 1um, con una parte más ancha que otra en la cual se sitúa el núcleo teñido de rojo púrpura. El citoplasma se vacuoliza al mismo tiempo que se va alargando apareciendo entonces, los primeros gránulos de hemozoína. Los trofozoítos maduros se vuelven fusiformes y en ocasiones presentan una prolongación citoplasmática incluso mayor que el mismo parásito, el citoplasma es vacuolado y de color azul pálido con el pigmento en gránulos finos de color café dorado ó en una sola masa. El parásito adquiere una posición polar ó subpolar, raras veces lateral, separado del núcleo del eritrocito sin causar alteraciones a la célula huésped.

Esquizontes. De posición polar, ovoides ó ligeramente alargados de 3-4 x 2-3um, con pequeñas prolongaciones citoplasmáticas que se transforman en procesos filamentosos, el citoplasma se tiñe ligeramente y se observa vacuolado; el pigmento se presenta en una sola masa ó en gránulos de 8 a 10 dispersos. Los segmentantes toman posición polar, se dividen en 5 a 6 núcleos, raras veces más de 8, su talla en promedio es de 3.5 a 4.5 x 3 a 3.5um. El citoplasma es escaso y muy compacto, la cromatina forma una sola masa situada en el vértice si la forma del esquizonte es en abanico; los merozoítos ovoideos y de tallas de 1.5 a 2 x 1.2 a 1.5um, pueden separarse antes de finalizar la división.<sup>12</sup>

Gametocitos. Los macrogametocitos adquieren posición Polar

ó subpolar, de forma ovoide y miden 6 a 7 x 4 a 5um, el citoplasma se tiñe de azul intenso y el núcleo de color rojo pálido y se observa fragmentado, el pigmento es de color café claro y en gránulos pequeños ó gruesos, en ocasiones como masas y distribuídos irregularmente en el citoplasma. Los microgametocitos, son más escasos que los macrogametocitos, ovoideos de 6 x 5 um, el citoplasma se observa poco coloreado, el núcleo que se observa fragmentado ocupa casi la tercera parte del parásito, el pigmento es abundante y se presenta en una sola masa de posición polar.

Ninguna fase de desarrollo del parásitos hipertrofia al eritrocito ni desplaza al núcleo de su lugar. la parasitemia fué baja, aproximadamente de 15/10000 eritrocitos.<sup>12</sup>(fig.10)

Hospedero tipo: *Basiliscus vittatus* (Iguanidae-Wiegman 1828) (fig 11).

Localidad tipo: Laguna Encantada, San Andrés Tuxtla, Veracruz, México.

Transmisor y ciclo exoeritrocítico: desconocidos.

Este parásito adquiere una tinción muy similar a la de *P. rhadinurum* y *P. minasense* las tres especies son de talla pequeña y con pocos merozoítos (4 a 8), sin embargo existen algunas diferencias importantes para diferenciar a *Plasmodium basiliscus* de las otras especies: *P. minasense* no presenta procesos citoplasmáticos y los gametocitos son esféricos y ovoideos, con una talla de 8 a 9 x 2 a 4um los esquizontes adquieren forma de cruz ó de abanico y



Fig.10. Plasmodium basilisci : 1 Trofozoito inmaduro ; 2-4 Esquizontes inmaduros , 2 Esquizontes inmaduros, doble infección ; 5-7 Segmentantes ; 8 Merozoitos libres en el citoplasma ; 9-10 Macrogametocitos ; 11-12 Microgametocitos.



Basiliscus vittatus

Fig.II. HOSPEDERO DE Plasmodium basilisci

desarrollan cuatro merozoítos; en *P. basilisci* los esquizontes sólo se observan en forma de abanico y con 4 a 6 merozoítos.<sup>12</sup> Existen diferencias además en la distribución geográfica y en el tipo de hospedero con las demás especies.

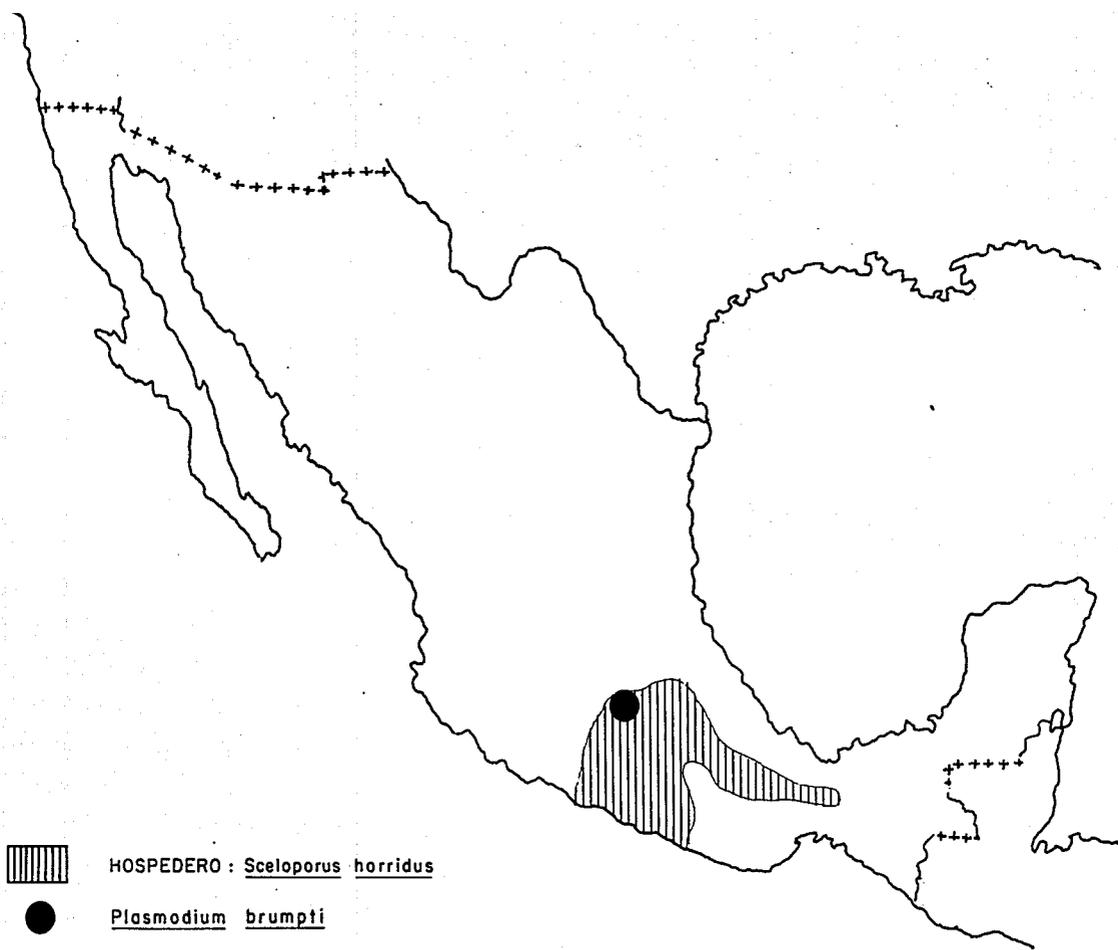
PLASMODIUM BRUMPTI Peláez y Perez-Reyes, 1952

Esta especie fué reportada en *Sceloporus h. horridus* del centro del estado de Morelos, México.<sup>2</sup> La distribución geográfica del hospedero abarca desde el Sur del estado de Morelos y Puebla a lo largo de la cuenca del río Balsas en el estado de Guerrero, quedando así separada de las especies del Golfo de México,<sup>40</sup> (mapa 4).

Diagnóstico. Trofozoítos. Ovoides, piriformes ó anulares sin prolongaciones citoplasmáticas, miden 2µm de diámetro, cuando maduran presentan una vacuola central que les da un aspecto anular, su citoplasma se tiñe de azul pálido y la cromatina de rojo y en forma de una pequeña banda hacia un polo del anillo, en ocasiones se observan granos de hemozoína en el citoplasma.<sup>40</sup>

Esquizontes. Voluminosos, tienden a hacerse piriformes ó en abanico cuando toman posición lateral y ovoides ó reniformes cuando son polares, los más inmaduros toman forma irregular, el citoplasma se tiñe de color rojizo en su totalidad, de 15 a 20 merozoítos, miden de 8 a 12 x 4.5 a 6 µm, el pigmento en finos gránulos dorados y en grupos de posición variable, el número de ellos varía según la edad del parásito.

Gametocitos. De forma ovoide, redondeados o reniformes, de posición polar, cromatina nuclear levemente coloreada que dificulta la distinción de sexos; pigmento en finísimos gránulos dorados esparcidos en el citoplasma,<sup>40</sup> (fig. 12).



Mapa 4. DISTRIBUCION GEOGRAFICA DE *Plasmodium brumpti* y HOSPEDERO

Las formas hemáticas son muy escasas, presentan una pequeña vacuola en el citoplasma, no producen hipertrofia a la célula hospedera y solo desplazan el núcleo del eritrocito<sup>2</sup>

Los macrogametocitos miden cuando polares 7.5 a 10 x 5 a 8.5 um y las de posición lateral 10 a 12 x 4 a 5um, los microgametocitos cuando polares miden 7 a 9 x 5 a 6.5um y los laterales 10 a 12 x 5um (fig 12).

Las formas de este parásito fueron muy escasas en todas sus fases y raras veces se observó doble infección.

Hospedero tipo: *Sceloporus horridus horridus* Weigmann, 1834 (fig 13).

Localidad tipo: región central de Morelos. Sólo reportada para esta localidad.

Transmisor y ciclo exoeritrocítico: desconocido

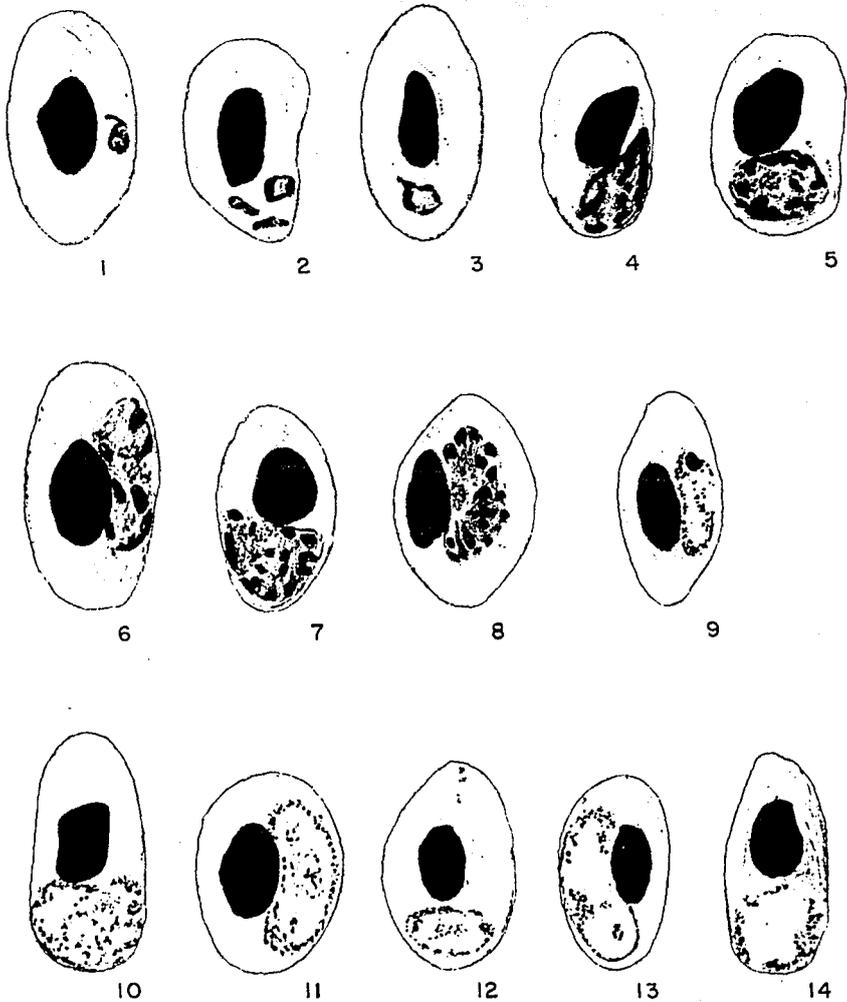


Fig.12. Plasmodium brumpti : 1-3 Trofozoitos ; 4-6 Esquizontes inmaduros ; 7-8 Esquizontes maduros ; 9 Gametocito inmaduro ; 10-11 Macrogameto - citos ; 12 Microgametocito inmaduro ; 13- 14 Microgametocitos maduros.



Fig. 13. Sceloporus horridus HOSPEDERO DE Plasmodium brumpti

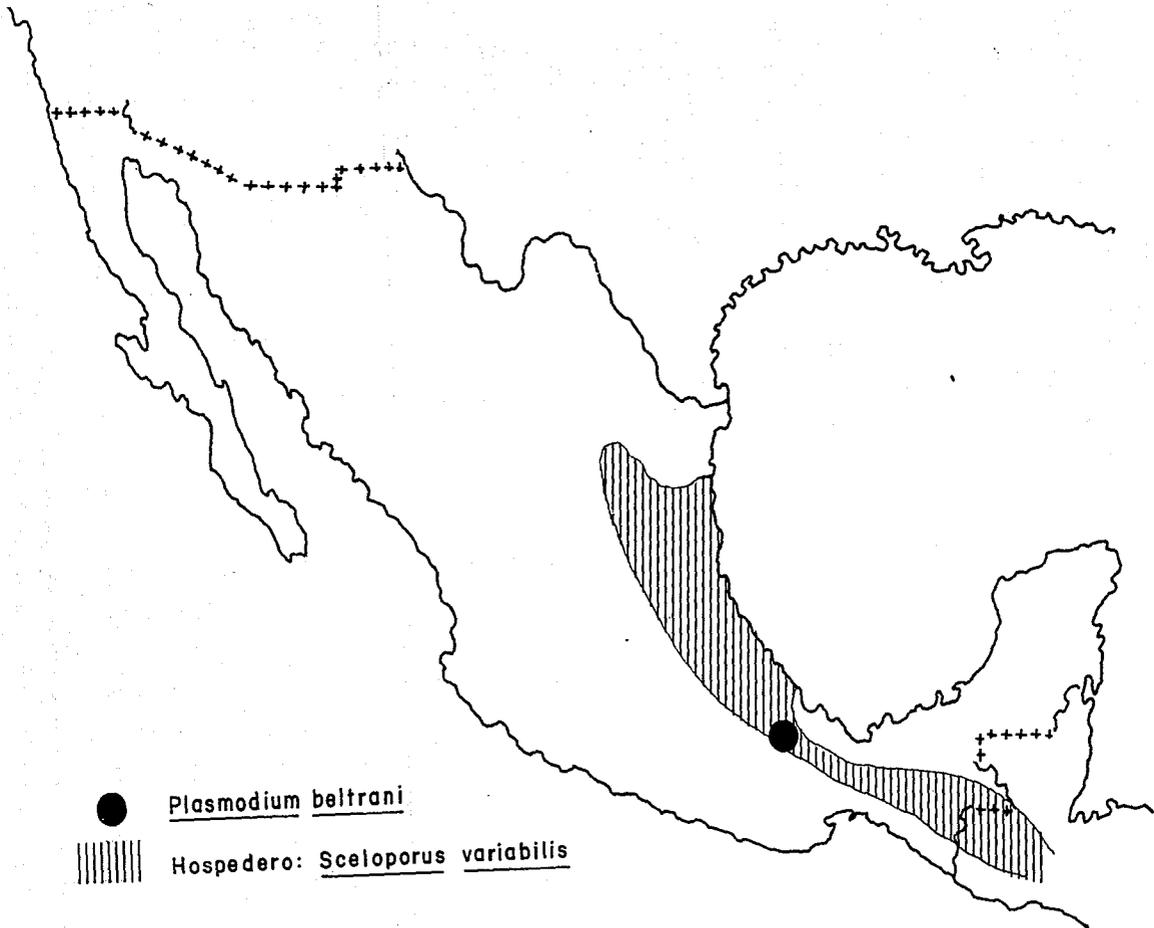
Esta especie fue reportada en *Sceloporus variabilis variabilis* en el estado de Oaxaca (mapa 5).

Diagnóstico. Trofozoítos. Las formas más pequeñas son ovoides ó redondeadas, miden de 1 a 2  $\mu$ m, el núcleo se tiñe de rojo y el citoplasma de azul pálido, cuando maduros toman formas irregulares y con frecuencia presentan largas prolongaciones citoplasmáticas, de posición polar.

Esquizontes. Las formas inmaduras toman forma irregular con uno ó varios pseudópodos digitiformes muy finos; pigmento en gránulos dorados, de color café ó negros y se ubica dentro de una vacuola; el esquizonte se observa aplicado al núcleo del eritrocito. De posición lateral con los pseudópodos rodeando parcialmente al núcleo del eritrocito, producen de 23 a 29 merozoítos con un promedio de 25.6.<sup>40</sup>

Gametocitos. Se observan adheridos al núcleo del hematíe, cuando jóvenes toman formas ovoides y al madurar se vuelven alargados con forma de salchicha, con un aspecto parecido a los segmentantes, ocupan casi todo el citoplasma del eritrocito desplazando a su núcleo, el pigmento en numerosos gránulos de 30 a 40, ó pequeñas masas dispersas en el citoplasma.<sup>40</sup>

En los macrogametocitos el citoplasma se tiñe de azul y el núcleo se observa compacto y rojo, en el citoplasma se encuentra una ó raramente, dos vacuolas pequeñas, de 12 a



Mapa 5. DISTRIBUCION GEOGRAFICA DE Plasmodium beltrani Y HOSPEDERO

17 x 3.5 a 5um (con un promedio de 14.5 x 5um) alargados y de posición polar. Los microgametocitos presentan un núcleo muy difuso de color rosado y el citoplasma azul claro, de 13 a 17 x 3 a 4.5um (promedio de 13 x 3.6um) cuando son polares toman forma ovoide y miden 8 a 9.5 x 6 a 7 um, presentando también una vacuola (fig 14).

Las infecciones son relativamente bajas, de 2 a 15 parásitos/ 10 000 eritrocitos, y generalmente se presenta un solo parásito en cada célula.

Se intentó infectar experimentalmente a otros hospederos siendo positivos los resultados en *Sceloporus microlepidotus* y *S. scalaris* del D.F. en los cuales 20 días después del inóculo se observaron trofozoítos circulantes y 5 días después pocos esquizontes. La infección en *Sceloporus horridus*, *S. torquatus* y *Phrynosoma orbiculare* fué negativa.<sup>2</sup>

Algunas especies como *Plasmodium beltrani* que infecta *Sceloporus variabilis*, *P. brumpti* en *S. horridus* y *P. mexicanum* que infecta *Sceloporus occidentalis* y *S. torquatus* presentan gran similitud morfológica, por lo que se considera que forman el Complejo Mexicanum.<sup>7</sup>

Huésped tipo: *Sceloporus variabilis variabilis* Wiegmann, 1834,<sup>40</sup> (fig 15).

Célula tipo: Eritrocito

Localidad tipo: Soyaltepec (Municipio de Tuxtepec), estado de Oaxaca.



1



2



3



4



5



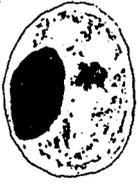
6



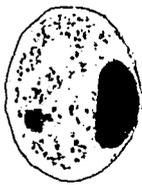
7



8



9



10



11



12



13

Fig.14. Plasmodium beltrani: 1-3 Trofozoitos ;  
4 -5 Esquizontes inmaduros ; 6 -7 Esquizontes  
maduros ; 8-10 Macrogametocitos ; 11-13 Micro-  
gametocitos .



Fig.15. Sceloporus variabilis HOSPEDERO DE  
Plasmodium beltrani

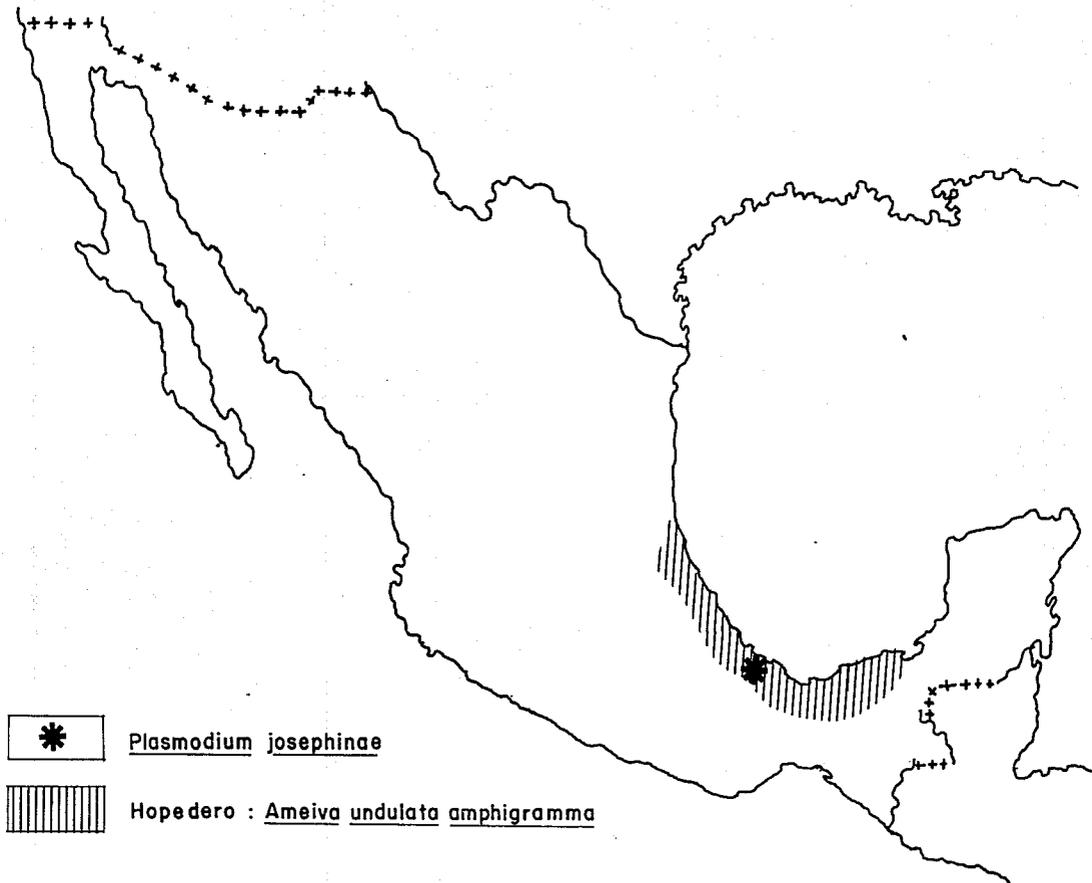
**Transmisor: Desconocido**

**Huéspedes experimentales: *Sceloporus torquatus*, *S. microlepidotus microlepidotus*, *S. scalaris* y *Phrynosoma orbiculare***

PLASMODIUM JOSEPHINAE Peláz, 1967

Desde hace ya algunos años Peláez había llevado a cabo recolectas de reptiles en la región de "Los Tuxtlas", Veracruz, con el objeto de reconocer la fauna herpetológica y los parásitos que estos organismos albergan. Entre los ejemplares recolectados durante el año de 1953 se obtuvo un ejemplar adulto de *Ameiva ameiva* infectada con una especie de *Plasmodium* con características diferentes a las especies conocidas hasta entonces (mapa 6). En un frotis sanguíneo se observaron formas sexuadas y asexuadas muy escasas y de difícil determinación, no fue sino hasta 1954, al visitar de nuevo la localidad y teniendo mayor atención en las lagartijas de esta especie, que se obtuvieron 5 ejemplares adultos, (no sin ciertas dificultades debido a lo escaso de estos organismos en la zona y a lo rápido y ágil de sus movimientos) de estos nuevos ejemplares, se obtuvieron frotis muy gruesos donde se observaron formas asexuadas, sexuadas e incluso cuerpos exflagelantes. Las lagartijas infectadas se mantuvieron en cautiverio tomándoles muestras de sangre periódicamente hasta su muerte, dos meses después, cuando se realizaron improntas y cortes histológicos de bazo, corazón, pulmones y cerebro.<sup>2</sup>

Diagnóstico. Trofozoítos. fusiformes con uno ó los dos extremos acuminados, carecen de pigmento ó presentan un sólo



Mapa 6. DISTRIBUCION GEOGRAFICA DE Plasmodium josephinae Y HOSPEDERO

gránulo de hemozoina, el citoplasma se tiñe de azul claro y el núcleo rojo púrpura que ocupa un tercio del parásito, de posición variable aunque casi siempre es polar ó lateropolar, situado dentro de un área incolora semejando una vacuola. Miden de 5 x 5.5um, en ocasiones presentan procesos citoplasmáticos que incluso llegan a rodear al núcleo del eritrocito.<sup>2</sup>

Los trofozoitos cuando maduros alcanzan una talla de 6 x 2.5 a 11 x 1.5um.

Esquizontes. Cuando inmaduros presentan la cromatina intensamente coloreada de rojo y dividida en 2 a 4 masas; de forma fusiforme ó semilunar casi invariablemente con ambos extremos prolongados como apéndices adelgazados, miden 8-12.5 x 2-2.5um, sin vacuola, y se tiñen de color azul oscuro en la periferia y de color más claro en el centro. De posición polar ó subpolar. El pigmento se presenta en gránulos gruesos oscuros que se sitúa hacia un extremo del parásito cuando éste es maduro, en los estados más avanzados de la esquizogonia, se tornan alargados y de posición lateral, fusiformes con un extremo romo y grueso y el otro digitiforme. Miden de 14-19.5 x 1.9-4.7um, no está en contacto con el núcleo del eritrocito y tampoco lo desplaza, cuando es muy largo sus extremos contornean al núcleo del eritrocito. Los segmentantes son polares, ovalados, flabeliformes y adheridos al núcleo del eritrocito, miden de 6-16.5 x 4-5.3um. Cuando hay

hipertrofia en la célula hospedera es muy ligera; el pigmento se presenta en 9 a 20 gránulos gruesos oscuros al centro del esquizonte ó en el vértice si su forma es de abanico, la cromatina se tiñe de rojo y el citoplasma de azul, con 7 a 22 merozoítos, miden como promedio 12 a 14 $\mu$ m y los fusiformes de 2.3 x 1 $\mu$ m.<sup>2</sup>

Gametocitos. Abundantes en sangre periférica en un 21%, los pregametocitos y gametocitos inmaduros adquieren posición lateral, alargados ó fusiformes con uno ó los dos extremos acuminados, hipertrofian ligeramente a la célula hospedera, miden de 11.5 a 16.5 x 1.5 a 5 $\mu$ m; con abundante hemozoína distribuida en 20 a 30 gránulos acumulados hacia un extremo.

El citoplasma de los macrogametocitos se tiñe de azul intenso con amplias áreas irregulares, en ocasiones no se tiñe y se encuentra presente una pequeña vacuola circular situada hacia un extremo; el núcleo relativamente compacto se colorea intensamente de rojo. Cuando inmaduros, son reniformes ó alargados, semilunares con los extremos redondeados, alcanzan tallas de 9.5-13.5 x 3.5-4.5 $\mu$ m de posición lateral con la concavidad en contacto con el núcleo del eritrocito sin desplazarlo, el pigmento en 50 ó 60 gránulos oscuros situados hacia un extremo. Cuando maduros son polares, ovoideos ó semicirculares, con abundante pigmento esparcido irregularmente en el citoplasma; no desplaza al núcleo del eritrocito y miden de 7.5-8.7 x 6-6.5 $\mu$ m. En los microgametocitos el citoplasma se tiñe de

rosado y el nucleólo con bordes levementes azules y muy difuso, cuando maduros son en forma de retorta y miden 9.5-12.5 x 4-4.2um, tomando posteriormente la forma piriforme ó reniforme, con núcleo difuso de color rosado, el pigmento se encuentra esparcido en el citoplasma pero generalmente hacia la periferia. Cuando maduros son de forma ovoide ó elipsoidales, miden de 8.2-8.7 x 5.5-6.5u, de posición polar con hemozoína abundante de 34 a 45 gránulos.<sup>2</sup>

Exflagelación. Los microgametocitos se observaron con 2 a 6 flagelos de más de 8um de largo teñidos de rojo intenso debido a la cantidad de cromatina que presentan (fig 16).

Este parásito invade eritrocitos y raras veces eritroblastos (fig. 16).

El ciclo esporogónico y el vector son desconocidos.

Huésped tipo: *Ameiva undulata aphigramma* Smith y Laufe (fig 17).

Localidad tipo: San Andrés Tuxtla 400 msnm. Veracruz, México. Solo ha sido reportada para la localidad tipo. Presenta doble ó triple infección aunque no es frecuente; de posición polar, subpolar ó lateral.

Esta especie es la tercera que se ha reportado parasitando lagartijas de la familia Teiidae siendo las otras dos especies *Plasmodium cnemidophori*, (Carinii, 1941) en *Cnemidophorus lemniscatus* de Porto Nacional, Boiás Brasil,<sup>13</sup> y *Plasmodium pifanoi*, Scorza y Dagert, 1956 en

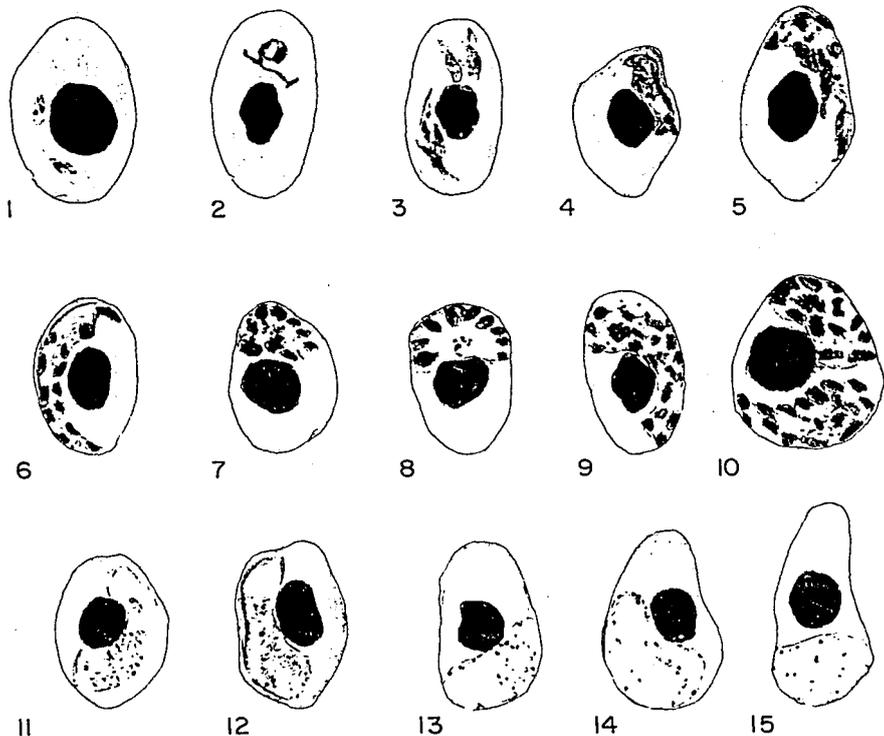


Fig. 16. Plasmodium josephinae: 1 Trofozoitos pigmentados en Eritroblastos policromatofilo ; 2 Trofozoitos con uno a cinco gránulos de hemozoina, en Eritrocitos ; 3, 4 Esquizontes muy jóvenes, con dos o tres manchas de cromatina ; 5, 6 Esquizontes inmaduros ; 7 Esquizonte maduro ; 8 - 10 Segmentantes en Eritrocitos , el 10 presenta una doble infección ; 11, 12 Macrogametocitos ; 13 - 15 Microgametocitos.



Ameiva ameiva

Fig.17. HOSPEDERO DE Plasmodium josephinae

Ameiva ameiva de Coronato, Departamento de Atures, Territorio Federal de Amazonas, Venezuela.<sup>27</sup> Sin embargo la nueva especie se asemeja más a otras especies de iguánidos: *P. tropiduri* Arauco y Neiva 1909 en *Tropidurus torquatus*, Bicudos, Minas Brasil,<sup>26</sup>; *P. floridense* Thompson y Huff 1944 en *S. undulatus*, Ocala Florida,<sup>19</sup> y *Anolis carolinensis* Goodwin 1951; *P. brumpti* Peláez y Perez-Reyes 1952 en *S. h. horridus* en el centro de Morelos, México; *P. torrealbai* Scorza y Dagert, 1957 en *Anolis* sp, en Guayaraca, Bolívar Venezuela. Todas estas especies presentan gametocitos de forma ovoide en posición polar ó reniformes en posición lateral con excepción de *P. tropiduri* que son redondos cuando polares.<sup>2</sup>

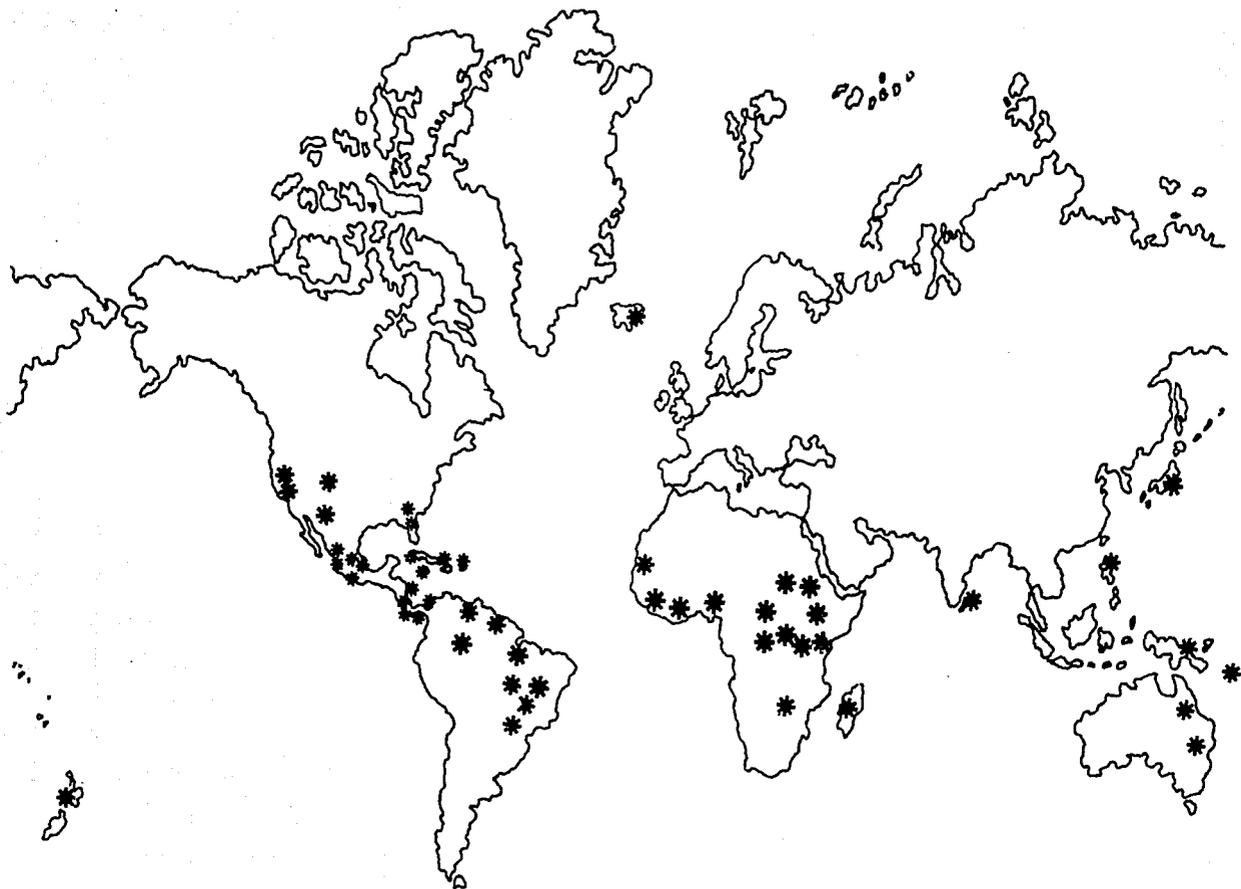
*P. torrealbai* presenta trofozoítos y esquizontes jóvenes más irregulares que en *P. josephinae* y de 8 a 10 merozoítos. *P. josephinae* también se comparó con *P. vastator* en *Draco volans* de Selangur Malaya y *P. acuminata* en *Chamaleo fischeri tavetanus* en Tanzania, (Africa).<sup>2,34</sup>

Ciclo esporogónico y exoeritrocítico: Desconocidos.

## ASPECTOS TAXONOMICOS Y BIOLOGICOS DE LOS HOSPEDEROS VERTEBRADOS

El mayor número de especies de plasmodios reportados en la actualidad (56.7%) corresponde a las de los reptiles y se encuentran restringidas a las zonas templadas y tropicales, sin incluir Europa y Asia donde están pobremente representadas (mapa 7). Esto se explica principalmente por la distribución geográfica de las especies de reptiles que utilizan como hospederos, los cuales son casi exclusivamente lagartijas.

En todas las familias de saurios existe algún hospedero para este parásito, a excepción de los amphisbaenidos o lagartos gusano, de la familia Amphisbaenidae, de hábitos estrictamente excavadores. Estos parásitos se distribuyen ampliamente en lagartijas de las zonas tropicales de América y Africa y en sólo dos especies de serpientes en Sudamérica. Fuera de estos, se desconoce su presencia en otros grupos de reptiles (tortugas, cocodrilos y tuástaras).<sup>7</sup> En anfibios fueron reportados *Plasmodium catesbiana* y *P. bufonis* en dos especies de anuros de Canadá, por Porter, Fantham y Richardson en el año de 1942<sup>19</sup>, sin embargo, por algunas características del pigmento y la presencia de cápsula, fueron ubicados en una posición taxonómica distinta, intermedia entre las Coccidias y los Haemosporidios.<sup>44</sup> De tal manera que los anfibios no se



Mapa 7. DISTRIBUCION MUNDIAL DE ESPECIES DE PLASMODIUM EN REPTILES

reconocen como hospederos naturales de estos parásitos.

Entre los reptiles, los Plasmodia infectan con mayor frecuencia a organismos de la familia Iguanidae y Teiidae en América y a las de la familia Geckonidae y Agamidae en el viejo mundo. En la región de Australasia la familia de los escincidos (con 600 especies) es la más infectada por especies de plasmodios, incluyendo la especie *Mabuya mabouya* única representante de este género en América. Las demás familias de lagartijas, debido a su distribución geográfica, aspectos conductuales, hábitos alimenticios ó factores fisiológicos, no son hospederos habituales de estos parásitos. Entre estos factores, la temperatura ambiental juega un papel importante ya que determina el desarrollo de la parasitemia en el huésped; el tipo de transmisor de este parásito, su distribución geográfica, así como sus hábitos alimenticios y aspectos conductuales para que pueda llevarse a cabo la transmisión.<sup>21</sup>

Dos géneros de lagartijas han recibido mayor atención para la realización de estudios de diversos aspectos biológicos y ecológicos, debido a su abundancia y amplia distribución, así como, por su capacidad para dispersarse y adaptarse a nuevos ambientes. Esta puede ser la razón por la cual son los hospederos más comunes para los plasmodios, estos dos géneros son: *Anolis* con aproximadamente 200 especies y *Sceloporus* con aproximadamente 60 especies, ambos con una

amplia radiación durante el cuaternario.<sup>21</sup>

Las lagartijas de la familia Geckonidae originarias de Asia y Africa, actualmente cosmopolitas, exceptuando las zonas frías y abundantemente distribuidas en las zonas tropicales, presentan características muy distintas a los demás lagartos. Son de hábitos nocturnos, de tallas pequeñas y con las escamas tan delgadas y pequeñas que la piel es muy delicada y semitransparente. En ocasiones son manchados y con pequeños tubérculos sobre la piel, desprenden la cola fácilmente desde la base, presentan grandes ojos de pupila vertical y sin párpados móviles. Las puntas de los dedos presentan un ensanchamiento con pequeñas laminillas que les permite trepar por superficies lisas. Son los únicos saurios provistos de voz con la cual emiten pequeños chasquidos.

Actualmente, gracias a la actividad marítima del hombre, se encuentran distribuidos casi por todo el mundo. Por su capacidad de dispersión y adaptación a nuevos ambientes han logrado invadir no solo las zonas costeras sino el interior de los continentes. Se alimentan de pequeños insectos, principalmente mosquitos y su reproducción es ovovivípara.<sup>61</sup>

En nuestro país se distribuyen en las costas del pacífico y del golfo y hacia el interior en Tamaulipas, Durango, Sonora, Morelos, Puebla y Chiapas.<sup>51</sup> Se han reportado 5 especies de plasmodios en geckos del nuevo mundo: P.

*gonatodi* y *P. beebel* para *Gonatodes* de la subfamilia *Sphaerodactylinae*; *P. scorzai* y *P. lainsoni* para *Phyllidactylus*, *P. aurulentum* para *Thecadactylus* de la familia *Geckonidae*, este último está muy relacionado con *P. tropiduri*, ambos invaden trombocitos ó linfocitos donde desarrollan su fase sexual.<sup>16</sup> Son pocas las especies de plasmodios que se han encontrado infectando estos organismos y se considera que tales infecciones fueron adquiridas posteriormente a su llegada a América.<sup>17</sup> Esta familia tiene un origen geográfico incierto, pero algunos estudios filogenéticos revelan que provienen de la Gondwana. La subfamilia *Geckoninae* es pantropical siendo más abundantes en medio Oriente, la India, la región Etiope, Australasia y América Central hasta Sudamérica. La presencia de geckonidos durante el Paleoceno en Brasil, sugiere que estos organismos estaban presente en Sudamérica antes de la separación de América y Africa en el Cretácico.<sup>50</sup>

La familia *Teiidae* es una gran familia confinada al nuevo mundo y muy abundante en la región tropical, se encuentran distribuidos desde el Norte de Estados Unidos hasta Chile y Argentina.<sup>55</sup> Los miembros de esta familia (cerca de 40 géneros), se caracterizan por presentar cuerpos alargados y las extremidades cortas, principalmente los miembros anteriores, cabeza alargada terminada en punta y sus escamas lisas dando apariencia de una piel brillante y húmeda. Se

alimentan de insectos y arañas aunque basan su dieta principalmente en hormigas. De hábitos diurnos y casi exclusivamente terrestres, aunque hay semiacuáticos y excavadores. En la herpetofauna mexicana están representados tres géneros de ésta familia *Gymnophthalmus* Merren 1820 con una sola especie, *Cnemidophorus* Wagler 1830, con 15 especies y 41 subespecies, y el género *Ameiva*, Meyer 1795, con dos especies y 11 subespecies, pero sólo esta última se ha reportado como hospedera de plasmodios en nuestro país.<sup>47</sup>

Algunos autores suponen que los teiidos son conocidos desde el Cretácico tardío en Norte América, aunque estos no parecen ser los ancestros de los actuales teiidos de Norteamérica ya que durante el Paleoceno los teiidos de Sudamérica presentaban una amplia distribución.<sup>50</sup>

Todos los generos actuales se distribuyen en Sudamérica excepto en la Patagonia y los bosque Australes. Cinco generos se distribuyen en las Indias Occidentales y diez en América Central; a excepción del género *Cnemidophorus* que se encuentra ampliamente distribuído en Norte América, todos los demás géneros arrivaron a esta región después de la formación del canal de Panamá.<sup>50</sup>

La familia Iguanidae, una de las que incluye la mayor abundancia y diversidad de especies, presenta una distribución restringida al continente americano, desde el Sur de Canadá hasta Sudamérica, con una gran abundancia y diversidad en el Sur de Estados Unidos y la Planicie Mexicana, con la

excepción de un género para Polinesia y dos para Madagascar.<sup>50</sup>

Debido a sus rasgos taxonómicos, se reconocen cinco subfamilias: Anolinae y Tropicodurinae con su origen en Sudamérica, ampliamente distribuidos durante el Terciario y su distribución actual para Norteamérica data a partir de la formación del Canal de Panamá.

Iguaninae y Basiliscinae para Sudamérica con un género endémico en las Galápagos *Amblyrhynchus* y *Conolophus* y *Cyclura* para las Indias Occidentales y la Sceloporinae diferenciada en Norte América.<sup>50</sup>

Los iguánidos presentan dientes pleurodontos, es decir, se insertan en una ranura de la superficie interna de la mandíbula. Presentan una ó más líneas de poros femorales en ambos sexos, siendo más conspicuos en los machos que en las hembras, en la base de estos poros se presenta una glándula que produce una sustancia cerosa de color café que se endurece al ser secretada, esta secreción se acentúa durante la época de apareamiento y aunque se desconoce su función, puede intervenir en este proceso.<sup>56</sup>

Esta familia es muy heterogénea en cuanto a distribución y hábitos alimenticios: insectos, arácnidos, pequeños mamíferos, flores y retoños de algunas plantas. Su distribución abarca zonas tropicales, templadas y desérticas. Sin embargo, a pesar de su diversidad y abundancia solo se han reportado estos parásitos en los

géneros *Anolis*, *Iguana*, *Ctenosaura*, *Sceloporus*, *Basiliscus* y *Urosaurus* algunos otros como *Phrynosoma* y *Crotaphytus* solo han sido infectados experimentalmente.<sup>11</sup>

Las lagartijas del género *Anolis* revisten especial interés en el estudio de los plasmodios de reptiles, ya que Presentan gran capacidad de dispersión y adaptación a nuevos hábitats, por lo que han colonizado exitosamente muchas islas del Caribe donde se ha reportado la especie *P. floridense* en *Anolis carolinensis*, *A. segrei*, *A. grahami* y *A. distichus*. Son muy abundantes en casi todo el continente desde el Sur de Estados Unidos hasta la parte Norte de Sudamérica, y de aquí hasta el Norte de Argentina excepto en las zonas desérticas y semidesérticas. Se distribuyen principalmente en los trópicos asociadas a cuerpos de agua.<sup>14,30</sup>

El género *Ctenosaura* incluye 13 especies de lagartijas y su distribución está confinada a México y Centroamérica. La especie *C. acanthura* es la más primitiva y de mayor distribución en las costas del Pacífico y del Golfo de México. Durante el Cretácico superior e inferior, el Eoceno inferior y a principios del Oligoceno la Península de Baja California se encontraba unida al continente, algunas lagartijas lograron migrar hacia el Norte y el Oeste a través de las estribaciones de las montañas, de tal forma que al separarse durante el Oligoceno las poblaciones quedaron aisladas. Otro grupo migró hacia el Sur, *C*,

*brachyolopha*, *C. brevirostris*, *C. pectinata*, *C. parkin* y *C. acanthura* y aparecieron otras especies, *C. clarki* y *C. quinquecarinata*, hacia el Sur del Istmo de Tehuantepec, *C. acanthura* fue remplazada por *C. similis* distribuyendose ampliamente hasta Panamá. Parte del grupo *C. acanthura* regresó hacia el Norte por las costas del Este hasta Tamaulipas. El género *Ctenosaura* fue construido por Weigman en 1828, presentan crestas ó peines córneos en la parte lateral de los dedos y series de escamas lisas separadas de líneas de escamas espinosas. La cresta varía de tamaño de acuerdo al sexo y la edad, siendo mayor en los machos y organismos más viejos.<sup>56</sup>

Las lagartijas del género *Sceloporus* forman uno de los grupos de reptiles más amplios y recientes del Nuevo Mundo. La taxonomía de este grupo es especialmente compleja debido entre otros factores al número y disposición de escamas. Se reconocen 80 especies distribuidas en México de las cuales 56 pertenecen a la región Neártica, 18 a la Neotropical y 6 se distribuyen en ambas regiones. Presentan poros femorales, cuerpo deprimido, escamas, casi en todo el cuerpo, aquilladas e imbricadas, Escudos Occipitales alargados, lamelas digitales aquilladas y tímpano conspicuo.<sup>57</sup>

Los primeros fósiles conocidos de esta familia provienen del Cretácico inferior de Brasil y se diversificó durante el Paleoceno tardío de Brasil. Los fósiles de Norte América se registran para el Eoceno. La presencia en la actualidad de

dos géneros de iguanidos en Madagascar pueden ser interpretados como una evidencia de la unión de Sudamérica y Africa, ya que hubo un último intercambio interatlántico de las familias Iguanidae y Bufonidae que migraron de América a Africa justo antes de la división ó inmediatamente después de ella, con una posterior extinción de la mayoría de estos organismos por una posible competencia con agámidos y camaleones, quedando como representante de esta familia solo el género *Brachylophus* endémico en las islas Fiji en el Suroeste del Pacífico<sup>50</sup> y *Chalaradon* y *Hoplurus* en Madagascar.<sup>56</sup>

Casi todas las especies de plasmodios reportadas para nuestro país están ubicadas en hospederos de esta familia, a excepción de *P.josephinae* que infecta una especie de la familia Scincidae.<sup>47</sup>

La familia Scincidae, se distribuye en zonas templadas y tropicales del viejo mundo, con solo algunos representantes para América, la mayoría de los géneros son de regiones tropicales e incluye organismos vivíparos y ovovivíparos.

En esta familia se encuentran lagartijas de cuerpo alargado y patas cortas, algunas incluso carecen de ellas semejando culebras. Son de pequeño a mediano tamaño, escamas pequeñas, planas y lisas, ligeramente imbricadas y brillantes con el margen redondo. No presentan poros femorales pero presentan osteodermos, que son pequeñas placas óseas en el interior de

las escamas. Muestran una pequeña membrana transparente en el párpado inferior que les permite mirar las cercanías aún con los ojos cerrados. Son ovovivíparos y dan a luz en la época de lluvias, prestan cuidados parentales rudimentarios, pocos días después de dar a luz. Se alimentan de pequeños insectos y arácnidos. El género más representativo de esta familia y hospedero de los plasmodios en América es *Mabuya* con 8 especies para América Central y Sudamérica.<sup>33</sup>

Los escincos son conocidos desde el Paleoceno de Brasil y el Cretácico tardío de Norte América; según Tihen<sup>50</sup> provienen del continente Eurasiático. Esta familia presenta 80 géneros y más de 1000 especies, solo cuatro géneros se distribuyen ampliamente en Sudamérica, excepto para la región de los Andes y las zonas frías.

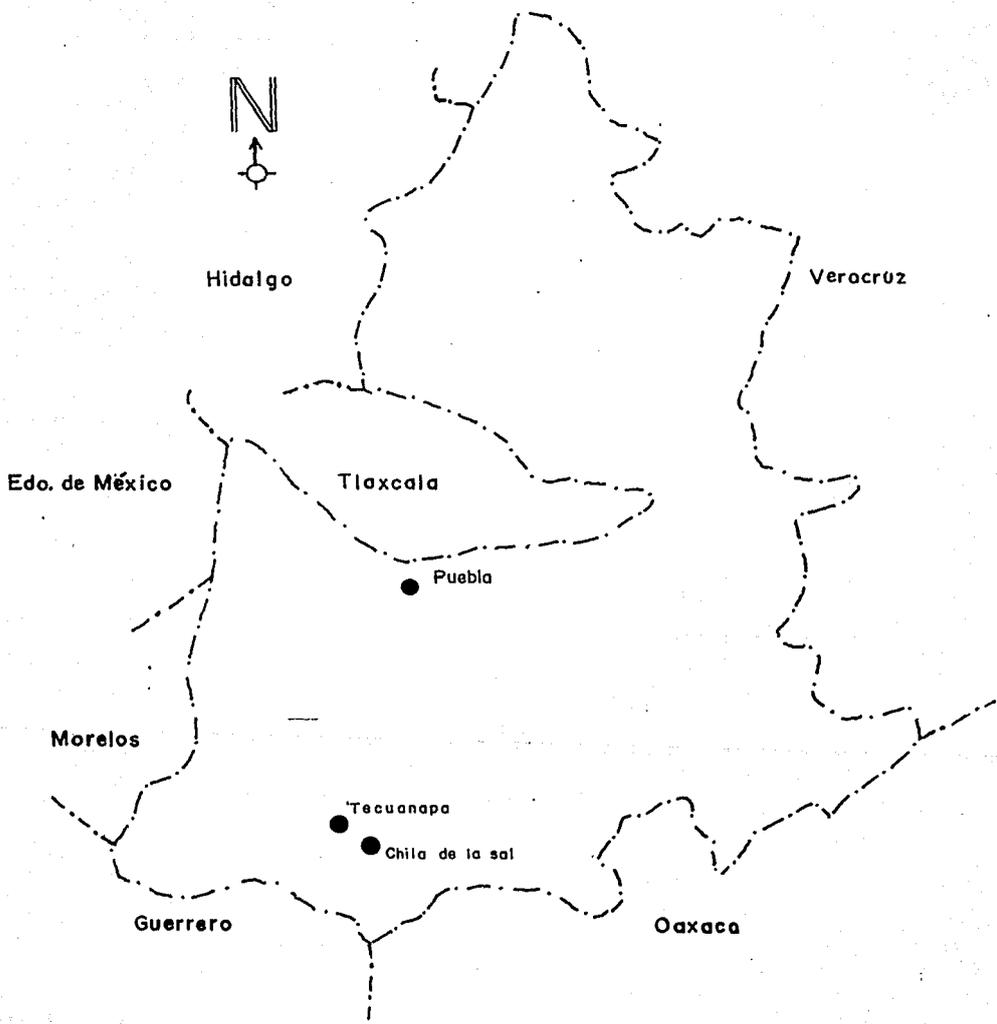
LA DESCRIPCION DE UNA NUEVA ESPECIE PARA MEXICO.  
*Plasmodium pelaezi* nov sp.

INTRODUCCION.-

En un estudio de campo realizado al sur del estado de Puebla, durante un curso sobre malaria para alumnos de posgrado que se llevó a cabo en el año de 1985, se realizaron capturas de reptiles, aves y mamíferos en los alrededores de las casas tomando especial atención en aquellas, en las que había antecedentes de casos de malaria.

Entre los ejemplares capturados en el primer viaje se obtuvieron dos lagartijas que presentaban formas sanguíneas de un hemoparásito del género *Plasmodium*. Una observación preliminar mostró que esta especie presentaba características distintas a las observadas en las especies descritas en la actualidad para México, motivo por el cual, se hicieron estudios para verificar si efectivamente correspondía a una nueva especie. Esas observaciones aquí se presentan. Aunque se realizaron también estudios en las poblaciones humana, de aves y mamíferos los resultados obtenidos son motivo de otro trabajo, por lo que, de ello, no se hace mención aquí.

Los poblados de Chila de la Sal y Tecuanapa, al Sur del estado de Puebla, son consideradas endémicas de malaria, razón por la cual fueron seleccionadas para este estudio (mapa 8).



Mapa 8. UBICACION DE LAS LOCALIDADES DE CHILA DE LA SAL Y TECUANAPA, PUEBLA.

## MATERIAL Y METODOS

### i) DESCRIPCION DE LA ZONA DE TRABAJO.

El poblado de Tecuanapa es una rancharía formada por casas muy dispersas entre si, establecidas sobre las laderas de una barranca de pocos metros de profundidad, aunque de una anchura de hasta unos cincuenta metros, cuyas rocas provienen del Terciario superior y Paleoceno,<sup>60</sup> por la que corre un río de temporal, afluente del río Poblano, que más adelante es conocido como río Balsas. Esta región se localiza a 850 msnm (fig 18).

La presencia de la Barranca confiere al lugar características ambientales muy particulares, ya que las temperaturas oscilan entre los 20° a 30° C con un promedio de 25° C para los meses más cálidos y de 6° a 18° C en los meses más fríos, el clima de la región es seco con lluvias escasas en los meses de agosto a octubre lo que indica que se presenta una marcada estacionalidad; cerca del lecho del río, la vegetación corresponde a climas más húmedos como lo indica la presencia de bromelias. En el resto del terreno la vegetación<sup>59</sup> corresponde a una selva baja caducifolia (Bc) y matorral xerófito, tierras de cultivo de temporal (Ta)<sup>61</sup> y acahuals (vegetación secundaria de tipo arbustivo. Durante los meses de mayor sequía que son de febrero a junio la humedad del suelo es casi nula y la vegetación herbácea desaparece casi por completo. Las aguas estancadas que van

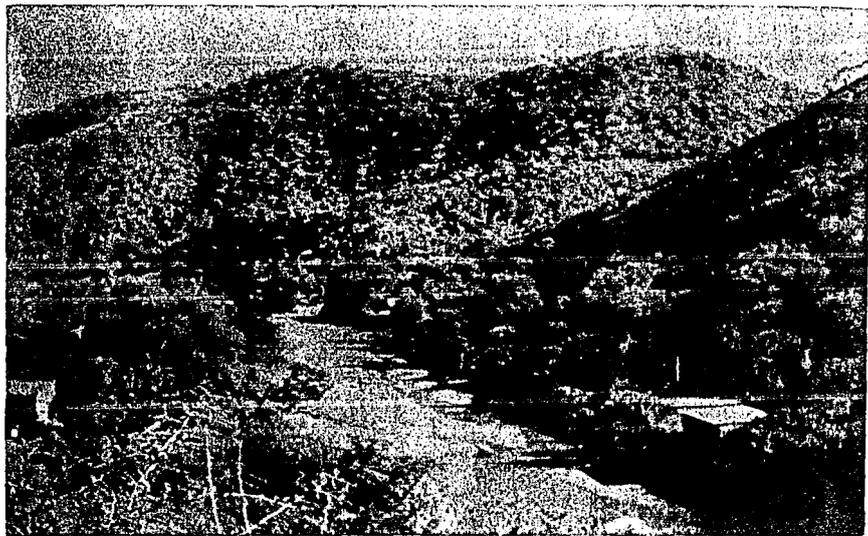


Fig. 18. POBLADO DE TECUANAPA , PUEBLA .

quedando en el lecho del río después de la época de lluvias, están sujetas eventualmente al rociado de insecticidas, principalmente DDT, como medida para control de larvas de mosquitos que se crían en estos sitios.

La barranca funciona, aparentemente, como un corredor de dispersión para algunos organismos, ya que se capturaron ejemplares propios de zonas tropicales tales como: *Iguana iguana*, *Ctenosaura pectinata* y *Anolis sp.*.

#### ii) CAPTURA Y PROCESO DE EJEMPLARES.

Para reconocer la presencia de plasmodios en la sangre de aves, mamíferos y reptiles, así como su ubicación en el área, se realizaron capturas tanto de animales silvestres como domésticos pertenecientes a estos grupos. En el caso particular de las lagartijas, las zonas de captura se designaron como: domiciliaria, peridomiciliaria y silvestre, esta última definida como zona no sujeta a la influencia directa del hombre.

Generalmente, las casas están formadas por una sola habitación a la cual los animales domésticos y algunas lagartijas entran y salen libremente. El adobe y el carrizo son utilizados para la construcción de los muros de las casas y la teja ó palma para los techos, los cuales proveen de refugio a pequeños invertebrados y vertebrados, por lo que se tomó en cuenta para la captura intradomiciliaria

tanto la parte interna y externa de paredes y techos, así como cercas, arbustos y árboles cercanos a la habitación para la captura peridomiciliaria. La captura silvestre se hizo en áreas arbustivas lejanas a caminos y habitaciones humanas.

Se sabe, por datos de la Campaña de erradicación del Paludismo, que la máxima época de transmisión de la malaria humana, en esta región, se lleva a cabo durante los meses de octubre a diciembre. Esta época incluye el último mes de lluvias y los primeros de secas, tiempo en el cual todavía se conserva humedad en el ambiente y el suelo y la vegetación herbácea es aún abundante. Las primeras capturas se llevaron a cabo durante los meses de octubre y noviembre aunque en salidas posteriores se realizaron capturas también en los meses de enero, febrero, marzo, julio y agosto.

Las técnicas utilizadas para capturar a los reptiles fueron: la captura manual y el uso de ligas, la valoración visual en la cual eran contados los ejemplares que no se lograban capturar permitió establecer una abundancia relativa de los organismos en la zona. Los ejemplares capturados se transportaron, en costales de manta, al poblado de Chila de la Sal para su posterior análisis.

De cada uno de los ejemplares capturados se obtuvo una muestra de sangre para la elaboración de frotis sanguíneo, practicando un corte en la punta de la cola ó por

digitomización, técnica que sirvió también para marcar a los animales que se mantuvieron en cautiverio. Los frotis fueron fijados con metanol y teñidos con la técnica de Giemsa, durante 30 min. Se observaron al microscopio con objetivo de inmersión 100x.

Las lagartijas sanas fueron liberadas y las infectadas se transportaron al laboratorio de Malariología de la Facultad de Medicina de la Universidad Nacional Autónoma de México.

Un ejemplar infectado, fue sacrificado para realizar improntas de Hígado, bazo, riñón, pulmón y cerebro con el fin de buscar formas exoeritrocíticas y se extrajo toda su sangre para ser inoculada por vía intraperitoneal a un ejemplar no infectado de la misma especie.

Se intentó observar exflagelación in vitro de esta especie de parásito utilizando la misma técnica empleada para *Plasmodium mexicanum* como se indica en la página 49, pero el fenómeno no se llevó a cabo y no se pudo ensayar variaciones en la temperatura y el pH, por lo escaso de la muestra.

La descripción de la especie y el análisis estadísticos se hicieron bajo los lineamientos propuestos por el Telford, 1979<sup>42</sup> y Garnham y Telford, 1984<sup>65</sup>. La identificación subgenérica se hizo de acuerdo a la clasificación de Garnham. Las diferencias en el promedio de los valores del tamaño y forma entre los eritrocitos parasitados y no

parasitados así como de las células sexuales del parásito fueron analizados con la prueba de t-test, con  $p = 0.05$  considerado como significativo.

## RESULTADOS

De los organismos capturados 68 pertenecieron a la familia Iguanidae, uno a la familia Teiidae, 2 a la familia Geckonidae, uno a la familia Colubridae. De la especie *Iguana iguana* solo se obtuvieron algunas crías. El número de ejemplares capturados y la especie a la que pertenecían se muestra en el cuadro No I.

En la observación de los frotis sanguíneos de los ejemplares de la primera captura, se encontraron dos *Urosaurus b. bicarinatus* adultos, machos, infectados con parásitos del género *Plasmodium* de los 12 que se capturaron y un ejemplar de iguana negra *Ctenosaura pectinata* y dos de *Urosaurus b. bicarinatus* infectados con *Haemogregarina*. No se observó otro tipo de hemoparásito. En los meses posteriores se encontraron un total de 8 *Urosaurus b. bicarinatus* infectados con el mismo hemoparásito. Los ejemplares infectados que fueron transportados a la ciudad de México perdieron la infección un mes después a pesar de mantenerse bajo condiciones de temperatura y humedad controladas (27° C y 80% respectivamente), sin observarse una reactivación posterior.

En todas las capturas de lagartijas se obtuvieron organismos de varias fases de desarrollo: crías, juveniles, adultos jóvenes y adultos viejos, a excepción del mes de julio en el cual solo se capturaron ejemplares juveniles y

Cuadro I. ESPECIES DE REPTILES CAPTURADOS Y GENEROS DE HEMOPARASITOS ENCONTRADOS EN ELLOS.

HOSPEDERO	No. I.C.	No. I.I.	Hemoparásitos observados
<u>Urosaurus b. bicarinatus</u>	53	8	<u>Plasmodium</u>
		2	<u>Haemogregarina</u>
<u>Sceloporus siniferus</u>	6	0	-
<u>Iguana iguana</u>	3	0	-
<u>Ctenosaura pectinata</u>	2	1	<u>Haemogregarina</u>
<u>Anolis s.p.</u>	2	0	-
<u>Sceloporus megalepidurus</u>	2	0	-
<u>Hemidactylus turcicus</u>	2	0	-
<u>Cnemidophorus sackii</u>	1	0	-
<u>Lampropeltis triangulum</u>	1	0	-
Total	70	11	

No. I.C. = Número de individuos capturados

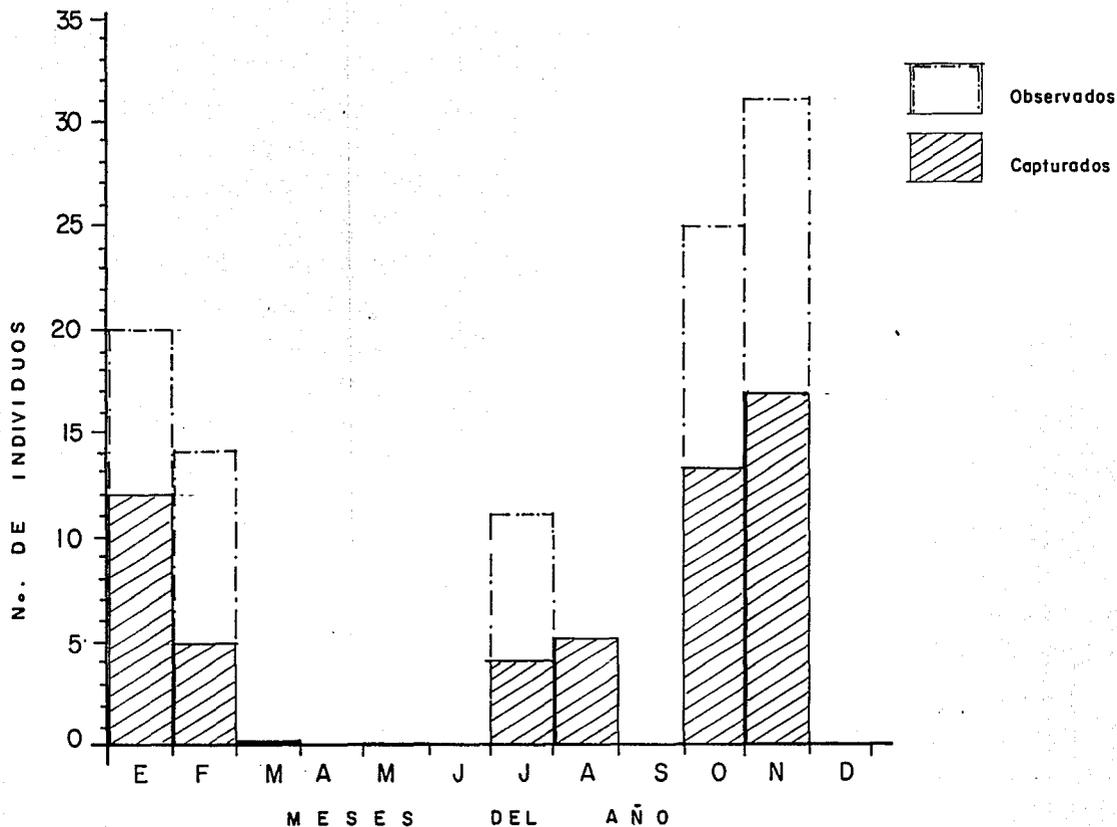
No. I.I. = Número de individuos infectados

adultos. En marzo no se capturó ningún ejemplar (figura 2 y 3).

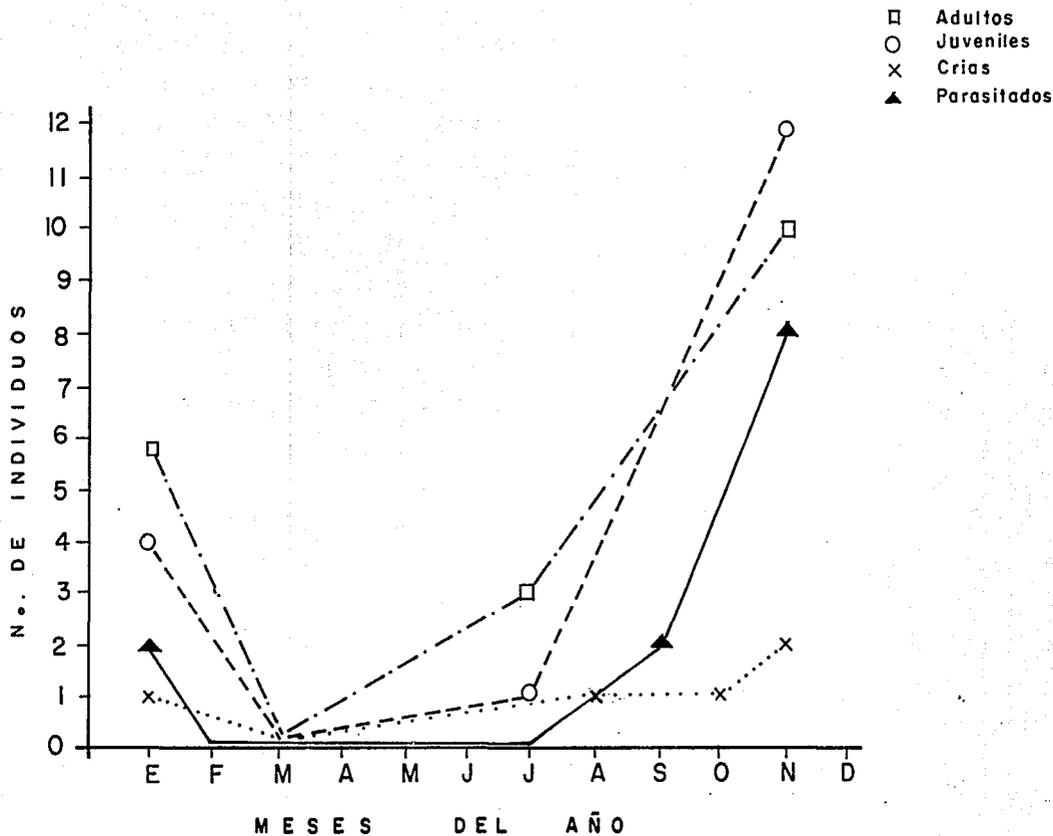
Todos los organismos, pero principalmente *Urosaurus b. bicarinatus*, fueron más abundantes en el mes de Octubre y Noviembre después de las lluvias y el número de organismos infectados también fué mayor en ésta época. Durante los meses de julio y agosto no se encontraron ejemplares parasitados (figura 3). Todos los ejemplares de la especie *Urosaurus b. bicarinatus* que se encontraron infectados fueron capturados en la zona peridomiciliaria, a excepción de uno que se capturó en la domiciliaria.

La sangre de la lagartija sacrificada no produjo infección cuando se inoculó en una lagartija sana y sus órganos no mostraron formas de desarrollo exoeritrocítico.

En la sangre de los ejemplares infectados, se observó una parasitemia del 0.2% de eritrocitos invadidos con todos los estadios de desarrollo, pero con predominio de las formas asexuales. Los gametocitos se observaron en una proporción de 1 a 6 en comparación con las formas asexuales. Todos los estadios tanto sexuales como asexuales se encontraron casi exclusivamente infectando eritrocitos maduros, aunque se observaron también en eritroblastos. Se observó doble y triple infección. Por la cantidad de parásitos encontrados en la circulación y por pertenecer el 80% de esos parásitos a las formas asexuales se asume que se trataba de



Gráfica 2. NUMERO DE ORGANISMOS CAPTURADOS Y ORGANISMOS OBSERVADOS DE LAGARTIJAS DE LA ESPECIE Urosaurus bicarinatus DURANTE EL AÑO DE 1986.



Grafica 3. NUMERO E INTERVALO DE EDAD DE LAGARTIJAS CAPTURADAS DE LA ESPECIE Urosaurus bicarinatus

infecciones agudas. El porcentaje de ejemplares de *Urosaurus b. bicarinatus* infectados con *Plasmodium* sp. correspondía al 17%.

Diagnosis de *Plasmodium pelaezi*.

Trofozoítos. De forma redonda, con el borde liso aunque algunos presentan borde irregular sin llegar a ser ameboides. No se observaron procesos citoplasmáticos en ningún estadio de desarrollo. Un ocho por ciento de los trofozoítos presentan una gran vacuola en el citoplasma que conservan durante todas las fases de su desarrollo semejando en ocasiones formas anulares como en las especies que parasitan mamíferos, pero con el citoplasma más denso. Los trofozoítos vacuolados retienen la vacuola durante todas las etapas de desarrollo, pudiéndose observar esquizontes y gametocitos con vacuolas.<sup>54</sup>

La posición de los trofozoítos en un 80% es polar, aunque puede ser lateropolar ó lateral, presentan como dato característico el pigmento en una sola masa compacta y de color oscuro, situándose generalmente hacia la periferia, un 20% de los trofozoítos aproximadamente se encontraron invadiendo eritroblastos y el resto eritrocitos maduros.

En este estado no se observó ninguna alteración en los eritrocitos excepto cuando el parásito se encontró adherido al núcleo del eritrocito, el cual sufre una ligera invaginación ó achatamiento, (fig 19, 1-4).

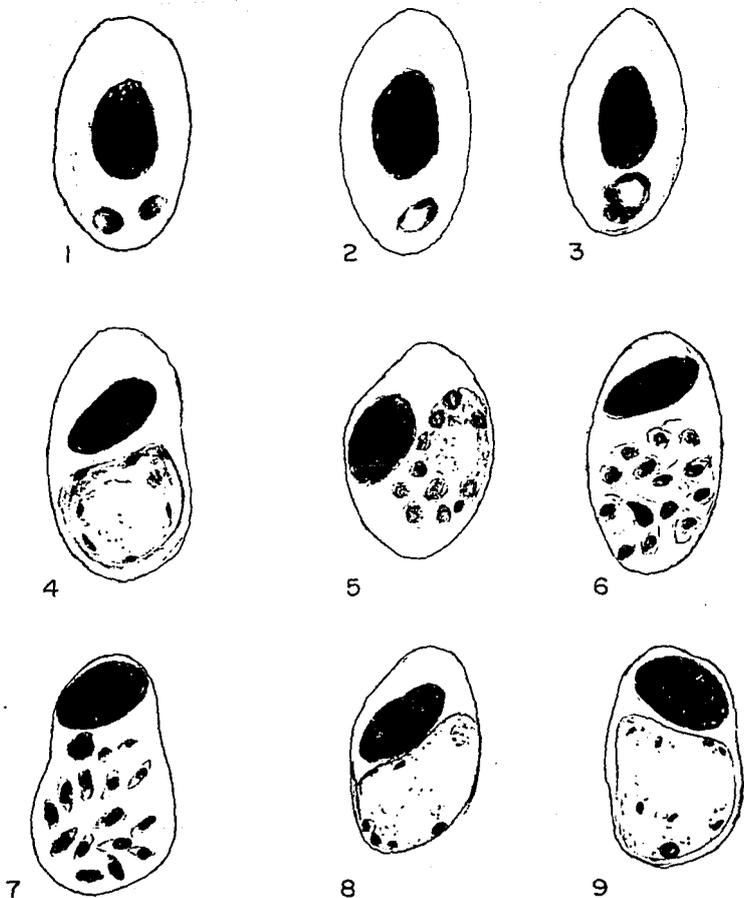


Fig.19. Plasmodium pelaezi nov. s.p. : 1. Trofozoito inmaduro doble infección; 2 Trofozoito inmaduro vacuolado con forma anular ; 3 Trofozoito vacuolado inmaduro ; 4 Trofozoito vacuolado maduro ; 5 Esquizonte inmaduro vacuolado ; 6 Esquizonte casi maduro ; 7 Esquizonte maduro con merozoitos libres en el citoplasma ; 8 Macrogametocito ; 9 Microgametocito.

Esquizontes. En su mayoría presentan formas redondeadas, con cierta tendencia a la forma oval ó alargada al ir madurando, presentan pigmento en una sola masa compacta de color oscuro situada hacia un polo o hacia la perifería.

Cuando la vacuola está presente, el pigmento se encuentra en su interior en forma de gránulos acumulados en una sola masa. Aproximadamente el 20% de los esquizontes inmaduros con 2 a 5 divisiones cromáticas, se encontraron en eritroblastos y el 80% restante en eritrocitos maduros.<sup>54</sup>

Generalmente adquieren una posición polar, pero pueden ser lateropolares.

Se observa hipertrofia de la célula hospedera por esquizontes con más de 8 fragmentos de cromatina y el núcleo de la célula hospedera es desplazado hacia el lado opuesto del parásito. Los segmentantes no se observaron vacuolados, el pigmento se presenta en una sola masa compacta de color oscuro situada hacia la periferia. Cuando alcanzan su madurez presentan invariablemente 16 merozoítos y pueden observarse libres en el citoplasma del eritrocito.<sup>54</sup> (fig 19, 5-7)

Gametocitos. Presentan forma redonda u oval y generalmente toman posición polar. Invaden eritrocitos maduros, en una pequeña proporción (8%) se observaron infectando eritroblastos.

Los macrogametocitos y microgametocitos son casi del mismo tamaño y son más pequeños que los esquizontes maduros. Presentan el borde liso. El citoplasma de los macrogametocitos es más denso que el de los microgametocitos y se tiñe con giemsa de color blanco azulado muy pálido cuando inmaduros y azul grisáceo conforme van madurando. El pigmento se observa de color dorado oscuro y puede presentarse de tres formas: en gránulos individuales, masas pequeñas ó en una mezcla de ambas; cualquiera de las formas que se presente, siempre están dispersos en el citoplasma.

El número de gránulos ó fragmentos de pigmento fue de 10 a 25 en ambos sexos. La cromatina de los gametocitos se tiñe pobremente adquiriendo un tono de rosa pálido, no presenta una forma definida y se sitúa en posición central; sólo en un 40% aproximadamente no fue visible. En algunos microgametocitos se observaron de dos a tres filamentos de color rojo dentro del área nuclear.<sup>54</sup> (fig 19, 8-9)

El desplazamiento del núcleo de la célula hospedera en este estadio fue casi siempre polar, hacia el lado opuesto del parásito, ocasionando un ensanchamiento de la célula hospedera, acentuándose en la zona donde se encuentra el parásito. El núcleo del eritrocito en algunas ocasiones se observó más compacto. Los eritrocitos infectados presentan casi el mismo tamaño que los eritrocitos sanos.

Los valores morfométricos de cada uno de los estadios de

desarrollo del parásito se muestran en el cuadro II.

Los valores promedio de las diferencias en longitud (L) y anchura (W) así como el tamaño (L X W) entre los macrogametocitos y microgametocitos no fueron significativos considerando el mismo tamaño para ambos sexos cuando tienen la misma forma.

El valor de la proporción (L/W) para los macrogametocitos fue significativo para la forma oval, mientras que en los microgametocitos indicó una forma redondeada, de acuerdo al patrón de forma-radio sugerida por Telford (1979), quien dió un radio de 1.0 a 1.4 para formas redondas, 1.4 a 1.8 para formas ovales y de 1.8 en adelante para formas alargadas.

#### Efecto del *Plasmodium pelaezi* en la célula hospedera.

Los análisis estadísticos del efecto de los parásitos en cuanto a la forma y el tamaño de la célula hospedera dieron los siguientes resultados: las células sanguíneas infectadas con gametocitos tienden a hacerse ovales, reduciendo el ancho y el tamaño del cuerpo (L X W), mientras que los esquizontes tienden a alargar al eritrocito, (ver cuadro III).

El núcleo del eritrocito se observa acortado en longitud cuando se encuentra infectado por macrogametocitos y más ancho cuando está infectado por esquizontes. El tamaño (L X W) del núcleo de la célula hospedera no se ve modificado en

Cuadro II. DATOS MORFOMETRICOS DE Plasmodium pelaezi Sp. Nov.

		L - A	L x A	L / A
Esquizontes	Intervalo	5.44 - 9.52 x 4.76 - 8.16	25.89 - 77.68	1 - 1.75
	Promedio	$\bar{X}$ 7.83 $\pm$ 1.2 x 5.96 $\pm$ 0.82	$\bar{X}$ 47.64 $\pm$ 11.74	$\bar{X}$ 1.29 $\pm$ 0.19
Microgametocitos	Intervalo	4.08 - 8.16 x 2.72 - 6.12	13.06 - 55.48	1 - 2
	Promedio	$\bar{X}$ 6.36 $\pm$ 1.11 x 4.84 $\pm$ 0.9	$\bar{X}$ 31.77 $\pm$ 10.08	$\bar{X}$ 1.32 $\pm$ 0.2
Macrogametocitos	Intervalo	4.55 - 9.52 x 2.77 - 6.8	14.79 - 64.73	1.33 - 2
	Promedio	$\bar{X}$ 6.52 $\pm$ 1.31 x 4.6 $\pm$ 0.95	$\bar{X}$ 30.74 $\pm$ 11.63	$\bar{X}$ 1.44 $\pm$ 0.22

25 mediciones por cada estadio del parásito realizadas en áreas con eritrocitos sueltos no deformados

L - A = Largo - Ancho  $\mu$

L x A = Largo x Ancho, tamaño  $\mu^2$

L / A = Largo / Ancho, proporción

Cuadro III. EFECTO DE Plasmodium pelaezi EN TAMAÑO Y FORMA DE LA CELULA HOSPEDERA

		L - A	L x A	L / A
Eritrocitos sanos	Intervalo	10.86 - 14.96 x 6.8 - 12.24	83.23 - 166.46	1.1 - 1.8
	Promedio	$\bar{x}$ 12.68 $\pm$ 1.0 x 9.6 $\pm$ 1.0	$\bar{x}$ 121.23 $\pm$ 17.33	$\bar{x}$ 1.33 $\pm$ 0.15
Infectados por Trofozoitos	Intervalo	12.24 - 14 x 6.8 - 9.52	92.48 - 133.28	1.28 - 2
	Promedio	$\bar{x}$ 13.32 $\pm$ 0.63 x 8.60 $\pm$ 0.76	$\bar{x}$ 114.49 $\pm$ 11.47	$\bar{x}$ 1.56 $\pm$ 0.16
Infectados por Esquizontes	Intervalo	11.56 - 14.96 x 6.8 - 10.88	92.48 - 162.76	1.37 - 2.2
	Promedio	$\bar{x}$ 13.46 $\pm$ 0.83 x 8.62 $\pm$ 0.94	$\bar{x}$ 115.56 $\pm$ 14.61	$\bar{x}$ 1.55 $\pm$ 0.21
Infectados por Macrogametocitos	Intervalo	12.24 - 14.96 x 6.8 - 9.52	92.48 - 122.07	1.28 - 2
	Promedio	$\bar{x}$ 13.23 $\pm$ 0.75 x 7.91 $\pm$ 0.68	$\bar{x}$ 104.5 $\pm$ 8.95	$\bar{x}$ 1.68 $\pm$ 0.21
Infectados por Microgametocitos	Intervalo	12.24 - 13.6 x 6.8 - 8.16	92.48 - 110.97	1.5 - 2
	Promedio	$\bar{x}$ 13.15 $\pm$ 0.66 x 7.56 $\pm$ 0.7	$\bar{x}$ 99.46 $\pm$ 11.65	$\bar{x}$ 1.72 $\pm$ 0.18

Eritrocitos infectados por Macrogametocitos cuantificados en 22 mediciones y 18 para Microgametocitos, para los demas fueron 25.

L - A = Largo - Ancho  $\mu$

L x A = Largo x Ancho, tamaño  $\mu^2$

L / A = Largo / Ancho, proporción

eritrocitos infectados, aunque la forma nuclear si se ve modificada en todos los estadios de desarrollo del parásito, en este caso, a diferencia del efecto que sufre el citoplasma del eritrocito, el núcleo tiende a redondearse y esto es más notable en eritrocitos infectados por esquizontes (cuadro IV).

El esquizonte es 2.2 veces más grande, que el núcleo del eritrocito no infectado, en tanto que el macrogametocito es 1.35 veces y el microgametocito 1.39 veces más grande.<sup>54</sup>

Esta especie se caracterizó por presentar trofozoítos redondeados, algunos, cuando inmaduros, con formas anilladas por la presencia de una vacuola. Los esquizontes en su mayoría presentan forma redondeada con el pigmento de color oscuro dispuesto en una sola masa compacta aunque puede presentarse en varias masas pequeñas ó en gránulos individuales dispersos en el citoplasma.

Los segmentantes, presentan invariablemente 16 merozoítos dispersos en el citoplasma del eritrocito. Gametocitos redondos u ovalados y de igual tamaño, de baja afinidad para colorearse.

Todos los estadios de desarrollo, reducen el ancho del eritrocito y los gametocitos reducen el tamaño del eritrocito infectado. Todos los estadios del parásito ocasionan un ligero redondeamiento del núcleo de la célula hospedera, siendo este efecto más notorio cuando los esquizontes parasitan al eritrocito.

Cuadro IV. EFECTO DE P. palaezi EN TAMAÑO Y FORMA DEL NUCLEO DE LA CELULA HOSPEDERA

		L - A	L x A	L / A
Eritrocito sano	Intervalo	5.44 - 6.8 x 2.72 - 5.44	14.79 - 29.59	1 - 2.25
	Promedio	$\bar{x}$ 5.85 $\pm$ 0.62 x 3.78 $\pm$ 0.65	$\bar{x}$ 22.15 $\pm$ 4.64	$\bar{x}$ 1.59 $\pm$ 0.31
Infectados por Trofozoitos	Intervalo	5.44 - 6.8 x 2.72 - 4.08	14.79 - 27.74	1.33 - 2
	Promedio	$\bar{x}$ 5.79 $\pm$ 0.56 x 4.03 $\pm$ 0.27	$\bar{x}$ 23.34 $\pm$ 2.68	$\bar{x}$ 1.44 $\pm$ 0.18
Infectados por Esquizontes	Intervalo	4.08 - 6.8 x 4.08	16.64 - 27.74	1 - 1.66
	Promedio	$\bar{x}$ 5.39 $\pm$ 0.76 x 4.08 $\pm$ 0	$\bar{x}$ 22.19 $\pm$ 2.89	$\bar{x}$ 1.33 $\pm$ 0.17
Infectado por Macrogametocitos	Intervalo	5.44 - 6.8 x 2.72 - 5.44	14.79 - 33.29	1.12 - 2
	Promedio	$\bar{x}$ 5.33 $\pm$ 0.3 x 4.02 $\pm$ 0.46	$\bar{x}$ 22.23 $\pm$ 3.03	$\bar{x}$ 1.39 $\pm$ 0.21
Infectados por Microgametocitos	Intervalo	5.44 - 6.8 x 4.08	22.19 - 27.72	1.33 - 1.66
	Promedio	$\bar{x}$ 5.63 $\pm$ 0.45 x 4.08 $\pm$ 0	$\bar{x}$ 22.96 $\pm$ 1.86	$\bar{x}$ 1.38 $\pm$ 0.11

Eritrocitos infectados por macrogametocitos cuantificados en 22 mediciones y 18 para microgametocitos, para los demás fueron 25.

L - A = Largo - Ancho  $\mu$

L x A = Largo x Ancho; tamaño  $\mu^2$

L / A = Largo / Ancho, proporcion

HOSPEDERO TIPO: *Urosaurus bicarinatus bicarinatus* (Dumeril, 1856), (Sauria:Iguanidae) (fig. 20).

LOCALIDAD TIPO: Chila de la sal, (850 msnm) en la región del Sureste del estado de Puebla, México, límites con el estado de Guerrero.

VECTOR Y CICLO ESPOROGONICO: Desconocidos.

MATERIAL TIPO: Los Parahepantotipos están depositados en el Museo Nacional de Historia Natural en la ciudad de París, Francia y en el U.S. Parasites National Collections, Beltsville, U.S.A.

Se hizo una comparación de esta especie con las otras especies que incluye este subgénero en México (cuadro V).

Los trofozoítos en forma de anillo de esta especie se asemeja a las formas anulares de *P. brumpti*, sin embargo, esta última, presenta también trofozoítos piriformes lo que las hace distintas.<sup>40</sup>

Las cuatro especies comparadas con esta especie presentan esquizontes redondeados, pero solo los de *P. mexicanum*, de la cepa de la cuenca de México que infecta *Sceloporus torquatus*, son comparables con los de la nueva especie, ya que son de forma redondeada, aunque *P. mexicanum*<sup>29</sup> también presenta formas en abanico semejantes a los esquizontes de *P. brumpti* y *P. josephinae*<sup>2</sup>, mientras que *P. baltrani* presenta esquizontes alargados.<sup>40</sup> Los segmentantes, presentan un número exacto de merozoítos que no varía de 16, éste al romperse dentro del eritrocito deja libres los



Fig. 20. Urosaurus bicarinatus HOSPEDERO DE Plasmodium pelaezi

Cuadro V. COMPARACION ENTRE Plasmodium pelaezi s.p. nov. Y CUATRO ESPECIES DEL SUBGENERO Sauramoeba

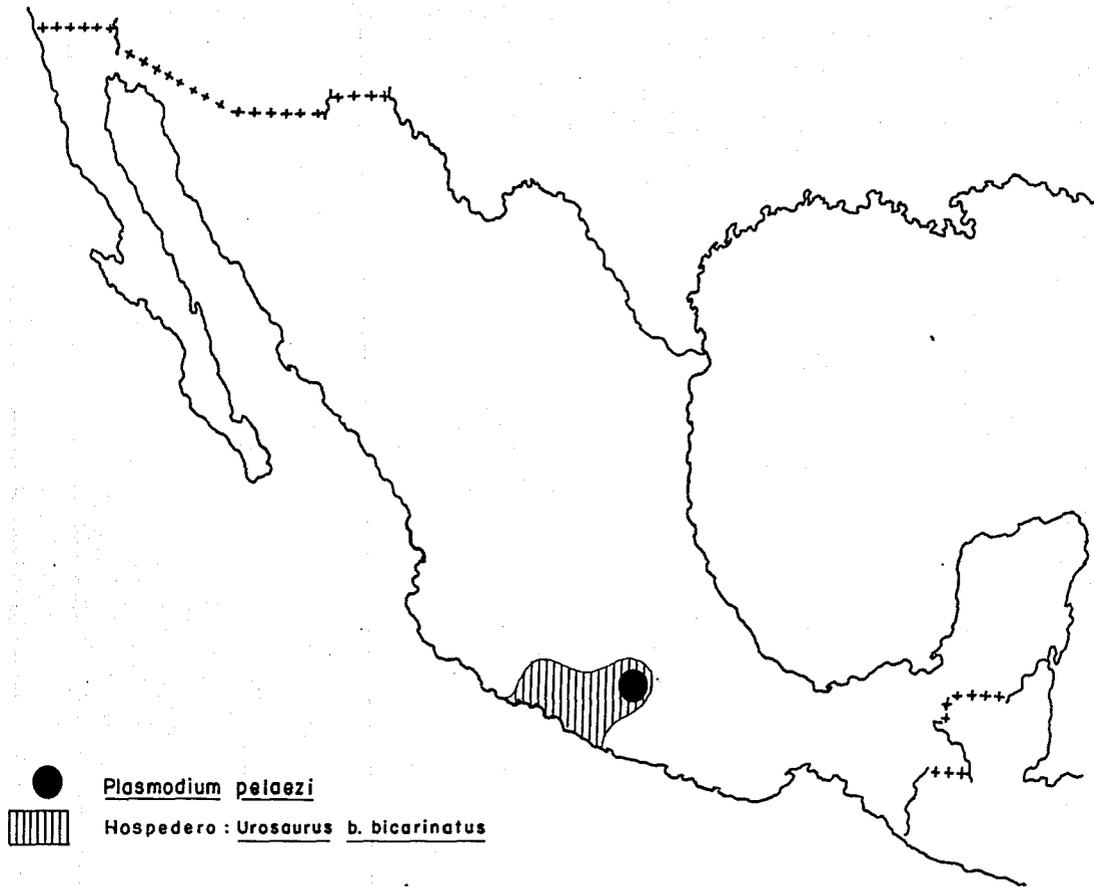
	<u>P. josephinae</u>	<u>P. mexicanum</u>	<u>P. beltrani</u>	<u>P. brumpti</u>	<u>P. pelaezi</u> s.p. nov.
Trofozoitos	Fusiones con prolongaciones citoplásmicas	Ligeramente alargados	Redondo u ovalado con filamentos citoplásmicos	Piriforme, anular	Redondo, algunos de ellos anulares
Esquizontes	Forma de abanico, merozoitos periféricos	Redondos o en abanico dependiendo de la cepa, merozoitos periféricos	Alargados redondeando al nucleo de la célula hospedera	En forma de abanico	Redondos, merozoitos dispersos en el citoplasma
No. de Merozoitos	12 - 14	10 - 14	23 - 29	15-20	16
Pigmento	9 - 20 granulos	1 - 5 granulos	Numerosos, agrupados en una vacuola	Granulos finos y numerosos	Formas asexuales con una sola masa, granulos numerosos en estados sexuales
Gametocitos	Alargado y redondos	Alargados	Alargados, redondeando al nucleo de la célula hospedera	Ovalado y Alargado	Oval o redondo
Distribución	Veracruz	Michoacán	Oaxaca D. F. Estado de México	Morelos	Puebla
Hospedero	<u>Ameiva ameiva</u>	<u>Sceloporus torquatus</u> <u>Sceloporus grammicus</u>	<u>Sceloporus v. variabilis</u>	<u>Sceloporus h. horridus</u>	<u>Urosaurus b. bicarinatus</u>

merozoítos en su citoplasma; el pigmento se presenta en forma de una sola masa compacta en los estados asexuales mientras que en los estados sexuales se presenta en una serie de gránulos ó pequeñas masas dispersas en el citoplasma.

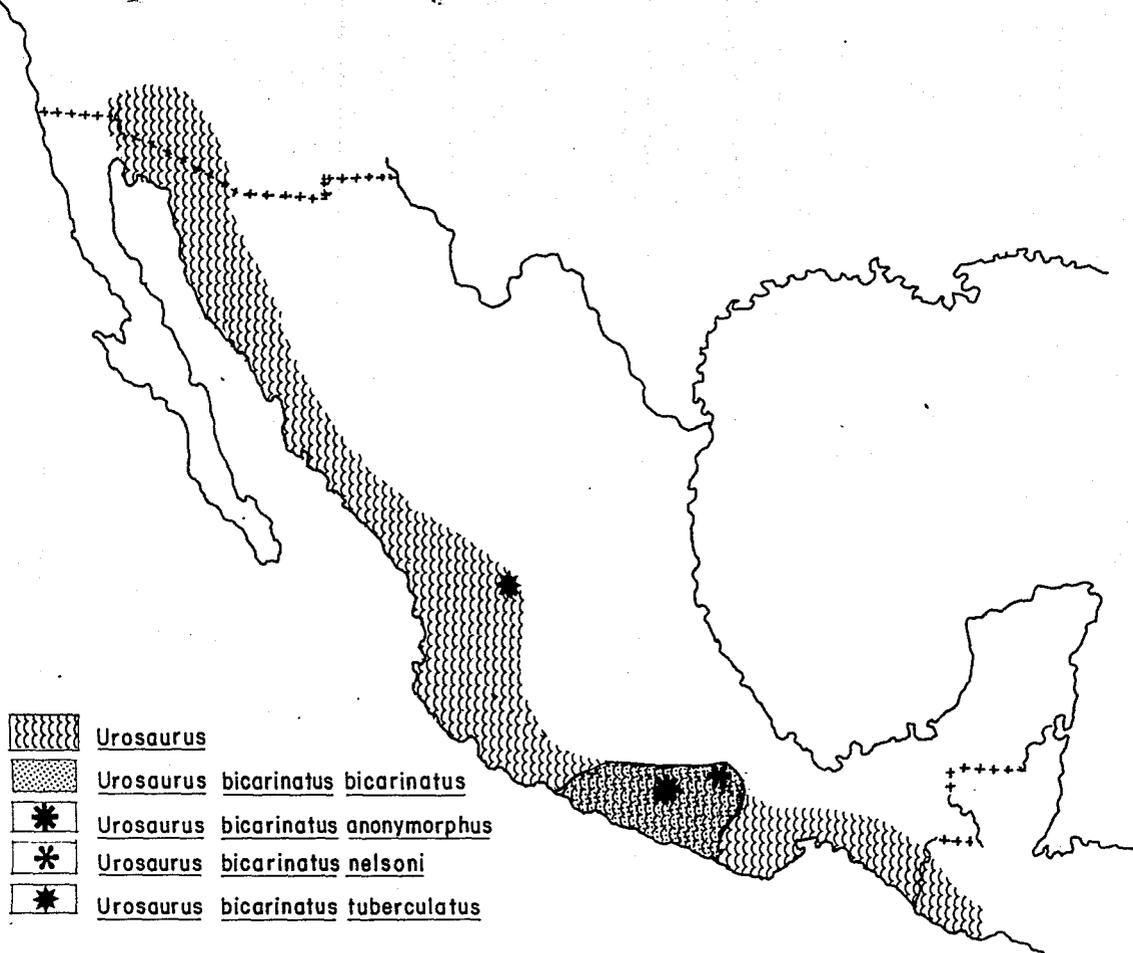
Además de las diferencias morfológicas descritas, éste parásito se encontró infectando un nuevo hospedero: *Urosaurus b. bicarinatus*, de acuerdo a los registros publicados por Ayala en 1978.<sup>47</sup>

El género *Urosaurus* había sido previamente reportado como hospedero de *Plasmodium*. En 1978 Telford reportó en *Urosaurus inornatus* una infección por *Plasmodium* en Enchanted Rock, Texas, infección causada por *P. chiricahue*.<sup>8</sup>

Las lagartijas del género *Urosaurus* se distribuyen desde la parte central del Oeste de Texas a California, a lo largo de la península de Baja California e islas adyacentes, y desde el Oeste de Texas por toda la vertiente del pacífico hasta el centro de Chiapas, la especie *U. bicarinatus* con una distribución más restringida presenta cuatro subespecies: *U. b. bicarinatus* para la vertiente del pacífico: Michoacán, Guerrero y dispersandose por la cuenca del Balsas hasta Puebla y Morelos (mapa 9); *U. b. anonymorphus* en Tierra Colorada, Guerrero; *U. b. nelsoni* para Cuicatlán, Oaxaca; *U. b. tuberculatus* para el Norte del río Santiago, Jalisco. (Smith, 1956)<sup>55</sup> (ver mapa No 10).



Mapa 9. DISTRIBUCION GEOGRAFICA DE Plasmodium pelaezi Y HOSPEDERO



Mapa 10. DISTRIBUCION GEOGRAFICA DE LAS SUBESPECIES DE *Urosaurus bicarinatus*

La especie que se ha referido aqui presenta características que difieren notablemente de las otras especies mexicanas y fue comparada con otras especies de Plasmodios Americanos, encontrando una clara diferencia con cada una de ellas.

Esta nueva especie fue dedicada al Dr Dionisio Peláez del Instituto Politécnico Nacional, por sus contribuciones al conocimiento de las especies de *Plasmodium* de reptiles en México.

#### DISCUSION.-

Por los muestreos realizados durante los meses de captura, se observó que los reptiles más abundantes de la región son *Urosaurus b. bicarinatus* y *Sceloporus siniferus*. Aunque esta cantidad puede estar influenciada por la técnica de captura empleada y por la habilidad de los recolectores ya que estas lagartijas son menos veloces y agresivas que otras que se encuentran en la zona. Además, después de la primera captura, al reconocer en *Urosaurus b. bicarinatus* una especie de hemoparásito del género *Plasmodium* y una preferencia por las cercanías de las habitaciones humanas, tomaron mayor interés para nuestro estudio, y su captura se intensificó en las siguientes salidas.

El número de los organismos capturados, durante la época de secas y de lluvias, se ve modificado por ciertos hábitos que pueden presentar estas lagartijas. La preferencia por las partes más altas de los árboles que impide su observación y captura, el resguardo en oquedades de troncos durante las épocas de mayor sequía, manteniendose ocultas, así como también el incremento en su depredación cuando el alimento escasea, intensificandose durante ésta época incluso por animales domésticos como los gatos.

La humedad ambiental en algunos meses influye en la eclosión de los huevos de *Urosaurus b. bicarinatus* que se depositan durante el mes de junio y eclosionan durante el mes de agosto y septiembre, (Alvarez del Toro, 1982).

sin embargo en la zona de captura se observó un mayor número de crías durante el mes de noviembre, por esta razón parte de la población de *Urosaurus* está formada por organismos jóvenes y por lo tanto más susceptibles a adquirir la infección,<sup>24</sup> posiblemente por esta causa, en esta época del año ocurre la infección en mayor número de ellos.18,31

La abundancia que presentan los *Urosaurus b. bicarinatus* en la región, no concuerda con el número de ejemplares que se encontraron infectados con *Plasmodium*, como ocurre con otras especies, por ejemplo, en una población de *Sceloporus undulatus* infectados con *P. mexicanum* en Ocala, Florida, se reportó una infección del 90%<sup>9</sup>. Lo anterior puede deberse a que la transmisión en las lagartijas se lleva a cabo de manera muy focalizada a veces restringida a los alrededores de un hoyo, lo que origina que solo algunos ejemplares estén parasitados, aún cuando ocupen áreas muy cercanas entre si.

El número de lagartijas infectadas, capturadas en las zonas peridomiciliaria y domiciliaria, puede tener relación con la presencia de transmisores en las casas, atraídos por algunos vertebrados para alimentarse de su sangre, ó bien por la abundancia de las capturas realizadas en esta zona, influenciados por nuestro interés. Las lagartijas capturadas en la zona silvestre resultaron negativas a la infección, aunque no por esto se descarta la posibilidad de

la existencia de *Plasmodium* en estos organismos.

Estas lagartijas presentan un tipo de escamas, más delgadas que las de otras lagartijas de la zona,<sup>58</sup> lo que hace, posiblemente, que sean más susceptibles a ser picadas por insectos hematófagos y por lo tanto el riesgo de adquirir la infección sea mayor.

Seis especies de hemoparásitos del género *Plasmodium* han sido descritas hasta la fecha para nuestro país: *Plasmodium rhadinurum* (Thompson y Huff, 1944) en *Iguana iguana* (familia Iguanidae) para los estados de Colima, Guerrero, Michoacán, Nayarit, Oaxaca y Veracruz.

*Plasmodium mexicanum* (Thompson y Huff, 1944) infectando *Sceloporus grammicus* y *S. torquatus* (familia Iguanidae), para el Distrito Federal, Estado de México y Michoacán.

*P. beltrani* (Peláez y Perez-Reyes, 1952), en *Sceloporus variabilis* y *Sceloporus teapensis* (familia Iguanidae), para el estado de Veracruz y Oaxaca.

*P. brumpti* (Peláez y Perez-Reyes, 1952), en *Sceloporus horridus*, (familia Iguanidae), para el estado de Morelos.

*P. basilisci* (Peláez y Perez-Reyes, 1959) que se reportó para *Basiliscus vittatus* (familia Iguanidae), para el estado de Veracruz, México y Michoacán (Huff, 1941).<sup>13</sup>

*P. josephinae* Peláez, 1967, esta especie se reportó infectando *Ameiva undulata anphigramma* familia Teiidae, para el estado de Veracruz y *P. floridense* (Thompson y Huff, 1944) que Telford lo reporta para el estado de Veracruz en *Sceloporus variabilis*.

A pesar de la diversidad tan alta de especies de saurios que existen en nuestro país, tanto en las zonas tropicales, como templadas y desérticas, solo seis géneros de la familia Iguanidae y uno de la familia Teiidae han sido reportados como hospederos de estos parásitos en México, por lo cual el número de especies de *Plasmodium* que no han sido reportadas, puede ser grande.<sup>45</sup>

Las especies mexicanas de *Plasmodium* antes descritas pueden ubicarse en varios subgéneros de acuerdo a la clasificación que se utilice (referidas en la página 20). Según la clasificación propuesta por Garnham (1966), las especies *P. rhadinurum* y *P. basilisci* pertenecen al subgénero *Carinamoeba* y *P. brumpti*, *P. beltrani*, *P. josephinae*, *P. mexicanum* y *P. floridense* pertenecen al subgénero *Sauramoeba*; el subgénero *Ophidiella* no tiene ningún representante en nuestro país. Según la clasificación de Ayala, (1976), *P. rhadinurum* pertenece al subgénero *Carinamoeba*, *P. basilisci*, *P. josephinae*, *P. mexicanum* y *P. floridense* pertenecen al subgénero *Tropiduri* y *P. beltrani* y *P. brumpti* pertenecen al subgénero *Mexicanum*. Los subgéneros *Telfordi* y *Sauramoeba* no incluyen ninguna especie mexicana.

Según la clasificación de Telford (1988), pertenecen a los siguientes subgeneros: *Sauramoeba*: *P. beltrani*, *Carinamoeba*: *P. rhadinurum*, *Lacertamoeba*: *P. brumpti*, *P. floridense* y *P. josephinae* este último Telford lo incluye en el estado de

Veracruz, y *P. basilisci* Telford no lo reporta para nuestro país, sino únicamente para Panamá. Finalmente el subgénero *Paraplasmodium*: que incluye a la especie *Plasmodium mexicanum*. Los subgéneros *Asiamoeba*, *Garnia* y *Ophidiella*, no tienen representantes en las especies mexicanas.

La especie que aquí se ha descrito puede ubicarse en varios subgéneros según la clasificación que se utilice. Por el tamaño de los esquizontes y gametocitos, según la clasificación de Ayala, puede incluirse en el subgénero *Tropiduri*.<sup>17</sup>; de acuerdo con la clasificación de Telford, esta especie puede incluirse en el subgénero *Paraplasmodium* y en la clasificación propuesta por Garnham, se incluye dentro del subgénero *Sauramoeba*.<sup>33</sup>

Esta última fue la adoptada para clasificar a este parásito con el fin de homologar los criterios taxonómicos con los empleados en la descripción de otras especies mexicanas.

## CONCLUSIONES.

Los resultados obtenidos en el presente trabajo, permiten concluir que el *Plasmodium* aqui descrito corresponde a una nueva especie y la lagartija que infecta, *Urosaurus b. bicarinatus*, es un nuevo hospedero para ese género de parásitos. \*

De acuerdo con los datos obtenidos referentes a las capturas de los ejemplares infectados en las zona peridomiciliaria y domiciliaria, y una lagartija incluso proveniente de una casa con antecedentes maláricos, provee de datos muy interesantes para nuestro estudio, aunque no suficientes para establecer una relación entre la malaria humana y la malaria de los reptiles.

\* Estas observaciones fueron presentadas para su publicación en 1988, y aceptado el mismo año. (67) El presente trabajo, proporciona informaciones complementarias de esa publicación.

## REFERENCIAS BIBLIOGRAFICAS

1. Huff C. G. (1969). Exoerythrocytic stages of avian and reptilian malarial parasites. Experimental Parasitology 24: 383-421
2. Peláez D. (1967). Estudios sobre hematozoarios XIII. Un nuevo *Plasmodium* de Ameiva en México. Ciencia, Mex. 25: 121-129.
3. Schall J. and A. Bennett (1982). Lizards infected with malaria, physiological and behavioural consequences. Science 217: 1057-1058.
4. Ayala S.C. (1970). Saurian malarial: development of sporozoites in two species of phlebotomine sand flies. Science 167: 891-892.
5. Ayala S. C. (1971). Sporogony and experimental transmission of *Plasmodium mexicanum*. The Journal of Parasitology 57: 598-602.
6. Aikawa M. and H. Jordan (1968). Fine structure of a reptilian malarial parasite. The Journal of Parasitology 54: 1023-1033.
7. Ayala S.C. (1978). Lizard malaria in California, description of a strain of *Plasmodium mexicanum* and Biogeography of Lizard Malaria in Western North America. The Journal of Parasitology 56: 417-425.
8. Telford S. R. Jr. (1978). Saurian malaria in Texas. The Journal of Parasitology 64: 553-554.
9. Thompson E. P. and C. G. Huff (1944). Saurian malarial parasites of the United States and México. Journal of Infectious Diseases 74: 68-79.
10. Thompson E. P. and C. V. Winder (1947). Analysis of saurian malarial infections as influenced by temperature. Journal of Infectious Diseases 81: 84-95.
11. Thompson E.P. and C. G. Huff (1954). A saurian malarial parasites *Plasmodium mexicanum* n sp. with both *elongatum* and *gallinaceum* types. of exoerythrocytes stages. Journal of Infectious Diseases 74: 48-67.
12. Peláez D. y R. Perez-Reyes (1959). Estudios sobre hematozoarios IX. Una nueva especie de *Plasmodium* de reptiles mexicanos parásito de *Basiliscus vittatus*. Revista Latinoamericana de Microbiología 2: 41-50.

13. Walliker D. (1966). Malaria parasites of some brazilian lizards. Parasitology 56: 39-44.
14. Telford S.R. (1975). Saurian malarial in the caribbean: *Plasmodium azurophilum* sp. nov. A malarial parasite with schizogony and gametogony in both red and white blood cells. International Journal for Parasitology 5: 383-394.
15. Telford S.R. (1973). Saurian malarial parasites from Guyana: their effect upon the validity of the family Garniidae and the genus *Garnia*, with descriptions of two new species. International Journal for Parasitology 3: 829-842.
16. Telford S. R. Jr. (1978). The saurian malarial of Venezuela haemosporidian parasites of gekkonid lizards. International Journal of Parasitology 8: 341-353.
17. Ayala S. C. (1977). Plasmodia of Reptiles, In: Kreier J.P. (ed) Parasitic Protozoa. Academic Press, New York, pp 267-309.
18. Schall J. and G. Sarni (1987) Malarial Parasitism and the Behaviour of the Lizard *Sceloporus occidentalis*. Copeia 1: 84 - 93.
19. Mattingly P.F. (1983). The Paleogeography of mosquito borne disease. Biological Journal of the Linnean Society 19: 185-210.
20. Telford S. R. Jr. (1978). A haemoparasite survey of Florida lizards. The Journal of Parasitology, 64: 1126 - 1127.
21. Telford S. R. Jr. (1971). A malarial parasite, *Plasmodium aurulentum* sp. nov. from the neotropical forest gecko *Thecadactylus rapicaudus*. Journal of Protozoology 18: 308-311.
22. Thompson E. P. (1946). Effects of quinine on saurian malarial Parasites. Journal of Infectious Diseases 78: 160-166.
23. Jordan H. (1970). The occurrence and development of *Plasmodium mexicanum* in the Western fence Lizard *Sceloporus occidentalis*. The Journal of Protozoology 17 86-89.
24. Thompson E.P. (1946). Changes associated with acquired immunity during initial infectious in saurian malaria. The Journal of Infectious Diseases 78: 138-150.

25. Thompson E. P. (1946). The effects of atabrine on the saurian. The Journal Infectious Diseases 78: 282-288.
26. Scorza J. V. (1971). Asexual and sexual stages of a malaria parasite in the trombocytes of *Tropidurus torquatus* (Iguanidae) infected with *Plasmodium tropiduri*. The Journal of Protozoology 18: 403-410.
27. Telford S. R. Jr. (1973). Malaria parasites of "borriguero" lizard, *Ameiva ameiva* (Sauria: Teiidae). The Journal of Protozoology 20: 203-207.
28. Rudzinska M. A. (1965). Pinocytotic uptake and the digestion of hemoglobin in malaria parasites. The Journal of Protozoology 12: 563-576.
29. Peláez D., R. Perez-Reyes y A. Barrera. (1944). Estudios sobre hematozoarios I. *Plasmodium mexicanum* Thompson and Huff en sus huéspedes naturales. Anales de la Escuela Nacional de Ciencias Biológicas 5: 197 - 215.
30. Williams F. E. (1959). The ecology of colonization as seen in the zoogeography of anoline lizards on small islands. The Quarterly Review of Biology 44: 345-389.
31. Huey, R. B.; E. R. Pianka and T. W. Schoener (1983). Lizard Ecology Studies of a Model Organism. Harvard University Press, Cambridge, Massachusetts and London England.
32. Telford S. R. Jr. (1979). A taxonomic reconsideration of some *Plasmodium* species from iguanid lizards. Annales de Parasitologie 54: 129-144.
33. Garnham P. C. C. (1966). Malaria Parasite and other Haemosporidia, Blackwell, Oxford. pp 1114
34. Telford S. R. Jr. (1983). Studies on african saurian malarial reptilian of *Plasmodium* from Tanzania skinks. The Journal of Parasitology 69: 1146-1149.
35. Earle D. P. (1979). A History of Malarial and its Ironies. Trans of Am. Clin and Climatological Association 91<sup>o</sup> annual meeting, 90: 1-26.
36. Schmitt G. D. y Larry Roberts (1984). Fundamentos de Parasitología, ed Continental, México,
37. Telford Jr. (1988). A contribution to the systematics of the reptilian malaria parasites, family Plasmodiidae (Apicomplexa: Haemosporina). Bulletin of the Florida State Museum of Biological Sciences. 34: 65-69.

38. Pearson T. W. (1986). Parasite antigens, toward new strategies for vaccines. Marcel Oelker, Inc.
39. Herban L.N. and R. Coatney(1969). *Plasmodium basilisci* from el Salvador and Honduras. The Journal of Parasitology, 55: 225-226.
40. Peláez D y R. Perez-Reyes (1952). Estudios sobre hematozoarios III. Las especies americanas del género *Plasmodium* en reptiles. Revista de Paludismo y Medicina tropical. 4: 138-159.
41. Peláez D., A. Barrera, F. de la Jara y R. Perez-Reyes. (1951). Estudios sobre hematozoarios II. Interés de las investigaciones sobre el paludismo en los animales. Revista de Paludismo y Medicina tropical (México), 5: 54-76.
42. Ayala S., E. Moreno, R. Bolaños (1978). *Plasmodium pessoai* sp.n. from two Costa Rica snakes. Journal of Parasitology 64: 330-335.
43. Nickerson et al.(1976). An annotated bibliography to some of the 1960 literature concerning reptilian parasites. Mancogram 1: 1-27.
44. Levine, et al. (1982). A newly revised classification of the protozoa. The Journal of Protozoology 27(1): 37-58.
45. Schall J.J. (1990). The ecology of lizard malaria. Parasitology Today 6: 263-269.
46. Aikawa M. (1967). Ultrastructure of the pellicular complex of *Plasmodium fallax*. The Journal of Cell Biology 35: 103-113.
47. Ayala S. (1978). Checklist, Host Index, and Annotated bibliography of *Plasmodium* from reptiles. The Journal of Protozoology 25: 87-100.
48. Harless and H. Merlock (eds.) (1979). urtles, perspectives and Research. vol: 2. (Collecting and Marking). Wiley Interscience, New York.
49. Fitch H. S. (1970). Reproductive Cycles in Lizards and Snakes. Museum of Natural History. The University of Kansas Printing Service. Lawrence, Kansas.
50. Duellman W. E. (1979). The South American Herpetofauna: Its Origin, Evolution, and Dispersal. Monograph of the Museum of Natural History, The University of Kansas Number 7, Lawrence, Kansas.

51. Malagón F. y J. L. Tapia (1988). Eliminación de oquistes de *Isospora* por pollos alimentados con mosquitos infectados por *Plasmodium vivax*. Revista Mexicana de Parasitología 1: 1-36.
52. Garnham P.C.C. (1984). The Present State of Malaria Research: an Historical Survey 12: 1305-1445.
53. Malagón Gutierrez F. y J.J. Tapia Malagón. (1985). La naturaleza coccidial de los Plasmodia. 38-53. Quiroz-Romero, H. y García Yanes, Y. (Eds.). Parasitología. Volúmen Conmemorativo del 25 aniversario de la Sociedad Mexicana de Parasitología A.C. Editorial Impresiones Aries al Instante. S.A. México.
54. Malagón Gutierrez F. y M. Salmerón. (1988). *Plasmodium* (Sauramoeba) pelaezi n. sp., a malaria parasite of the mexican iguanid lizard *Urosaurus bicarinatus bicarinatus* (Dumeril, 1856) (Sauria: Iguanidae) Systematic Parasitology 12: 141 - 148.
55. Hobart M. S. and E. A. Taylor. (1950) An Annotated Checklist and and Key to the Reptiles of Mexico, Exclusive of the Snakes. Smithsonian Institution United Stated National Museum.
56. Wendell B. John. (1964) A Revision of the Lizards of the Genus *Ctenosaura*. Proceeding of the National Museum vol. 73:12 1-58.
57. Smith M. Hobart. (1939) The Mexican and Central American Lizards of the Genus *Sceloporus*. Zoological series Field Museum of Natural History :26 1-37.
58. Alvarez del Toro M. (1977) Los Reptiles de Chiapas. Museo de Historia Natural. Chiapas, México.
59. Rzedowski J. (1981) La Vegetación de México. Ed. Limusa, México.
60. Instituto Nacional de Estadística, Geografía e Informática. Carta Geológica 1:250 000 Cuernavaca E 14-5.
61. Instituto Nacional de Estadística, Geografía e Informática. Uso del Suelo y Vegetación. 1:250 000 Cuernavaca E 14-5.

51. Malagón F. y J. L. Tapia (1988). Eliminación de oquistes de *Isospora* por pollos alimentados con mosquitos infectados por *Plasmodium vivax*. Revista Mexicana de Parasitología 1: 32-33.
52. Garnham P.C.C. (1984). The Present State of Malaria Research: an Historical Survey 12: 1305-1445.
53. Malagón Gutierrez F. y J.J. Tapia Malagón. (1985). La naturaleza coccidial de los Plasmodia. 38-53. Quiroz-Romero, H. y García Yanes, Y. (Eds.). Parasitología. Volúmen Conmemorativo del 25 aniversario de la Sociedad Mexicana de Parasitología A.C. Editorial Impresiones Aries al Instante. S.A. México.
54. Malagón Gutierrez F. y M. Salmerón. (1988). *Plasmodium* (Sauramoeba) pelaezi n. sp., a malaria parasite of the mexican iguanid lizard *Urosaurus bicarinatus bicarinatus* (Dumeril, 1856) (Sauria: Iguanidae) Systematic Parasitology 12: 141 - 148.
55. Hobart M. S. and E. A. Taylor. (1950) An Annotated Checklist and Key to the Reptiles of Mexico, Exclusive of the Snakes. Smithsonian Institution United States National Museum.
56. Wendell B. John. (1964) A Revision of the Lizards of the Genus *Ctenosaura*. Proceeding of the National Museum vol. 73:12 1-58.
57. Smith M. Hobart. (1939) The Mexican and Central American Lizards of the Genus *Sceloporus*. Zoological series Field Museum of Natural History :26 1-37.
58. Alvarez del Toro M. (1977) Los Reptiles de Chiapas. Museo de Historia Natural. Chiapas, México.
59. Rzedowski J. (1981) La Vegetación de México. Ed. Limusa, México.
60. Instituto Nacional de Estadística, Geografía e Informática. Carta Geológica 1:250 000 Cuernavaca E 14-5.
61. Instituto Nacional de Estadística, Geografía e Informática. Uso del Suelo y Vegetación. 1:250 000 Cuernavaca E 14-5.