

00381
2ej.
90



UNIVERSIDAD NACIONAL AUTONOMA DE MEXICO

FACULTAD DE CIENCIAS

Paragonimus mexicanus Y PARAGONIMIASIS EN MEXICO Y AMERICA

T E S I S

QUE PARA OBTENER EL GRADO DE :
DOCTOR EN CIENCIAS
(BIOLOGIA)

P R E S E N T A :
RAFAEL LAMOTHE ARGUMEDO



UNAM – Dirección General de Bibliotecas Tesis Digitales Restricciones de uso

DERECHOS RESERVADOS © PROHIBIDA SU REPRODUCCIÓN TOTAL O PARCIAL

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

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

UNIVERSIDAD NACIONAL AUTONOMA DE MEXICO

FACULTAD DE CIENCIAS

Paragonimus mexicanus Y LA PARAGONIMIASIS EN MEXICO Y AMERICA

TESIS

PARA OBTENER EL GRADO DE

DOCTOR EN CIENCIAS

(BIOLOGIA)

PRESENTA

RAFAEL LAMOTHE ARGUMENTO

1989

**TESIS CON
FALLA DE ORIGEN**

Agradecimientos

Resumen

Abstract

Introducción

Diagnosis actualizada del género *Paragonimus*

Historia del género.

Paragonimiasis en América.

América del Norte

América Central

América del Sur.

Material y métodos.

1.- Recolección de hospederos intermediarios.

a) Caracoles

b) Cangrejos

2.- Recolección de hospederos definitivos

3.- Técnicas de fijación, coloración y montaje de adultos y formas larvales.

4.- Infección experimental de caracoles. Examen de caracoles.

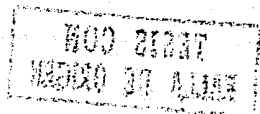
5.- Infección experimental en gatos

6.- Infección experimental en ratas

7.- Técnicas de fijación de formas larvales y adultos para microscopía electrónica de barrido: huevos, miracidios, metacercarias y adultos

Ciclo de vida de *Paragonimus*

Morfología:



Descripción del adulto y formas larvales.

Distribución geográfica

Hospederos intermediarios: Primarios y Secundarios.

Hospederos definitivos.

Ruta de migración de las metacercarias de *P. mexicanus* en animales de laboratorio.

Patología en la especie humana:

- a) Paragonimiasis pulmonar**
- b) Lesiones producidas por toxinas.**
- c) Paragonimiasis cerebral y espinal.**

Sintomatología

Diagnóstico: Parasitoscópico

Inmunológico

Radiológico

Investigaciones en México: Inmunológicas y Radiográficas.

Tratamiento

Profilaxis

Bibliografía

Conclusiones.

AGRADECIMIENTOS

Agradezco en forma especial a la Dra. Leonila Vazquez G. el haber aceptado ser la directora de esta tesis y sus recomendaciones en la elaboración de este trabajo.

A la M. en C. Margarita Bravo-Hollis, por su colaboración y críticas al manuscrito, sus consejos y sabias enseñanzas.

A mis alumnos, que de una u otra forma colaboraron conmigo: Claudia Abad Ibarra, Nora Barquín Alvarez, Froilán Esquinca Cano, Luis García Prieto, Elba Lázaro Chávez M., Serapio López Jiménez, Oscar Meave Gallegos, David Osorio Sarabia, Gerardo Pérez Ponce de León, Raúl Pineda López, Luis José Rangel Ruiz, Guillermo Salgado Maldonado Y Norma Sierra Romero.

A mi amigo y colaborador Jorge Caballero Deloya G.E.D. y a su esposa Isabel Rosas de Caballero.

A mi hermano Dr. Carlos Lamothe A., por su ayuda en la interpretación de los diagnósticos radiológicos.

Al Dr. Alfred E. Swalley, de la Universidad de Tulane, por la determinación taxonómica de los cangrejos.

Al Dr. Enile A. Malek, de la Universidad de Tulane, por la determinación taxonómica de la especie de caracol.

Al Dr. Ichiro Miyazaki y al Dr. Teiji Kifune, de la Universidad de Fukuoka en Japón.

Al Dr. Muneo Yokogawa, Jefe del Departamento de Parasitología de la Universidad de Chiba (Japón); al Dr. M. Tsuji, de la Universidad de Hiroshima (Japón), al Dr. Jiro Ito de la Universidad de Shizuoka (Japón), al Dr. Y. Tongu, de la

Universidad de Okayama (Japón) y a los Drs. S.Koyina, M.Kobayashi, y H. Hata de la Universidad de Chiba (Japón).

A las autoridades del Instituto de Biología de la UNAM, Dr. Carlos Marquez M. y Dr. José Sarukhan K. y al M en C. Antonio Lot Helgueras, que me permitieron realizar mi trabajo usando las instalaciones del Instituto de Biología, de la UNAM.

Al CONACyT, por haber apoyado en dos ocasiones el proyecto sobre *Paragonimus mexicanus* y la paragonimiasis en México.

Al Dr. Luis Luna, Director del Instituto de Enfermedades Pulmonares y a los Drs. Celso García y Moises Shelman Directores de la Unidad de Investigación de INEP, así como al Dr. Antonio Jiménez Galán del mismo Instituto.

A la Biol. Socorro Cao. del Departamento de Patología del Hospital Infantil, el haber hecho y teñido los cortes histológicos de una cápsula de *P.mexicanus* en el pulmón de un gato.

A la Dra. Beatriz de Lara Bojorque, del Departamento de Patología del Instituto Mexicano de la asistencia a la Niñez (IMAN) y a la M.V.Z. Aline S. de Aluja, por su ayuda en el diagnóstico e interpretación de la patología del pulmón de gato parasitado experimentalmente con *P.mexicanus*.

A la Dra. Dolores Evangelista de Huerta, Dr. Jesús Rueda P., Dr. Enrique Brizuela, Q.F.B. Jorge Ramirez Evaristo, Enf. Marcela Dueñas y Dr. Rogelio Cardenas, de la Dirección de Servicios Médicos Coordinados del Estado de Colima y del Centro de Salud "A". por su ayuda y colaboración en la realización de este trabajo; al Q.F.B. Rogelio Infiguez Naranjo y al Biol. Sergio Hernandez Tobias, de Colima por sus colaboración.

A la G.F.B. Roxana López Romero y al Dr. Luis Alonso Romero y a la Profra. Juanita L. de Vilchis de Tepic Nayarit, por su entusiasmo y colaboración en la realización de este trabajo.

Finalmente quiero agradecer en forma especial a los Profesores designados como miembros del Jurado para dictaminar esta Tesis, sus correcciones y atinadas observaciones:

Dra. Leonila Vázquez García

Dr. Teófilo Herrera Suárez

Dra. Ana Hoffmann Mendizabal

Dr. Harry Urad Brailovsky Alperowitz

Dr. Dionisio Peláez Fernández

M. en C. Juan Luis Cifuentes Lemus y

Dra. Evangelina Pérez Silva.

RESUMEN

En este trabajo se hace un análisis de las investigaciones sobre el género *Paragonimus* que se han hecho en México y en América, indicando la importancia de la paragonimiasis pulmonar, producida por estos tremátodos en la especie humana.

Se señalan las principales áreas endémicas, así como los principales hospederos, tanto intermediarios como definitivos, que intervienen en el ciclo de vida y que hasta la fecha se conocen, no solo de México sino también de América.

Se resalta el hecho de que en el Continente Americano sólo en Belice, Guatemala, Panamá y Brasil, a pesar de que existe la paragonimiasis en animales salvajes, hasta ahora no se ha registrado ningún caso en la especie humana en esos países.

Se describen tanto el adulto como las formas larvales de *Paragonimus mexicanus* y se relatan los experimentos realizados en animales de laboratorio, para conocer el ciclo biológico de esta especie.

Se citan la patología y la sintomatología que producen algunas de las especies del género *Paragonimus* en la especie humana y se mencionan brevemente los métodos de diagnóstico más usados.

Se hace referencia a las investigaciones más importantes realizadas en México, tanto epidemiológicas, inmunológicas y radiográficas, sobre paragonimiasis pulmonar y se nombran los principales fármacos y dosificación para su tratamiento.

Se detallan algunas de las medidas profilácticas más factibles de llevar al cabo y se hace incapié en que es la educación y la difusión del conocimiento de esta enfermedad lo que lograría una disminución y probable erradicación del problema.

Finalmente se da una lista, casi completa y actualizada de referencias bibliográficas sobre el género *Paragonimus* y la paragonimiasis en México y América.

ABSTRACT

Researches made in Mexico and America are analyzed in the present work, indicating the importance of the human pulmonary paragonimiasis, caused by these trematodes.

The main endemic areas are pointed out; likewise both, intermediate and definitive main hosts that are involved in the life cycle, which up to the moment are known not only from Mexico but from America.

It is relevant the fact that in America Continent any case of human paragonimiasis has been reported in Belice, Guatemala, Panama and Brazil, although this disease exist in wild animals.

The adult and larval forms belonging to the species *Paragonimus mexicanus* are described and the experiments made with laboratory animals are recounted in order to know the life cycle of this species.

The pathology and the simptomatology produced in man by the species of the genus *Paragonimus* and the diagnostic methods used most are mentioned.

The most important epidemiologic, immunologic and radiographic researches about pulmonary paragonimiasis in Mexico are refered; and the main medicines and doses for its treatment are named.

Some of the most feasible prophylactic measures are described and the fact that the education and knowledge of the disease are the means of decrease and probable eradication of this problem is emphasized.

Finally, an almost complete and recent list of bibliographical references about the genus *Paragonimus* and paragonimiasis in Mexico and America is given.

INTRODUCCION

La paragonimiasis pulmonar en la especie humana es una enfermedad producida por tremátodos de la familia Paragonimidae, cuyos hospederos definitivos son el hombre y varias especies de mamíferos domésticos o salvajes que se alimentan de crustáceos de agua dulce infectados con metacercarias.

En su forma adulta los parásitos viven normalmente en los pulmones de sus hospederos definitivos, aunque se pueden encontrar en el cerebro, nódulos linfáticos, hígado, diafragma, piel, etc. El habitat normal de estos parásitos es el pulmón, donde producen una serie de síntomas característicos, provocados por el desarrollo de una cápsula de naturaleza fibrosa (mal llamada quiste) dentro de la cual se encuentran los parásitos casi siempre en parejas, rodeados de material purulento y sanguinolento, que contiene una gran cantidad de huevos. Es una enfermedad de pronóstico grave que con frecuencia causa la muerte del hospedero. Desde el punto de vista zoonótico la paragonimiasis se ha clasificado como una metazoonosis del subtipo III, ya que en el ciclo biológico de *Paragonimus* actúan dos invertebrados como hospederos intermediarios y un vertebrado como definitivo.

La sintomatología en la especie humana suele ser insidiosa y depende del número de parásitos, y de la edad y el estado de salud del paciente. Al principio se manifiesta por tos seca, más tarde, esputo sanguinolento de color pardo herrumbroso, acentuado en las mañanas; en algunos casos se presenta dolor pulmonar y

pleuresía, así como hemoptisis, además de fiebre y eosinofilia. Todos estos síntomas dificultan el diagnóstico, pues se confunde fácilmente con la tuberculosis, la neumonía y la bronquiectasia.

El pronóstico es favorable en infecciones ligeras; en infecciones masivas o cuando el o los parásitos se localizan en cerebro u otras vísceras o coexisten otras infecciones pulmonares, el pronóstico es grave.

Esta parasitosis es producida por varias especies:

En Asia por *Paragonimus westermanii* (Kerbert, 1878) Braun, 1895, *P. strjabini* Chen, 1960, *P. heterotremus* Miyazaki, Vajrasthira y Harinasuta, 1964, *P. miyazakii* Kamo, Nishida, Hatsushika y Tomimura, 1961 y *P. pulmonalis*. (Baelz, 1883) Miyazaki, 1978. En Africa por *P. africanus* Vogel, 1963 y *P. uterobilateralis* Voelker y Vogel, 1965.

En América por: *P. kellicotti* Ward, 1908 y *P. mexicanus* Miyazaki e Ishii, 1968. (Mapa 1.)

DIAGNOSIS ACTUALIZADA DEL GENERO *PARAGONIMUS* BRAUN, 1899

Cuerpo ovoide o más o menos alargado, espinoso. Ventosa oral subterminal, faringe bien desarrollada, ciegos llegando cerca del extremo posterior. Acetábulo comparativamente pequeño, casi en la mitad del cuerpo. Testículos lobulados, simétricos o asimétricos en el tercio posterior del cuerpo, intercecales y postecuatoriales. Sin bolsa del cirro. Poro genital situado inmediatamente posterior al acetábulo, sobre la línea media ventral.

Ovario lobulado, a la derecha o a la izquierda de la línea media pretesticular. Receptáculo seminal pequeño. Canal de Laurer presente. Vitelógenas dendríticas muy desarrolladas, en los campos laterales y dorsales del cuerpo. Utero muy sinuoso en el área pretesticular y opuesto al ovario. Huevos relativamente pequeños, operculados. Vesícula excretora larga y tubular que puede llegar a nivel de la bifurcación cecal o a la faringe.

Cercaria con estilete del tipo microcercocercaria. Metacercaria enquistada o no en crustáceos. Adultos parásitos del pulmón de mamíferos incluyendo, al hombre.

Especie tipo: *Paragonimus westermani* (Kerbert, 1878)
Braun, 1899

Lista de las especies del género *Paragonimus* descritas hasta la fecha; las consideradas válidas se marcan con un asterisco:

1.-*P. rudis* (Diesing, 1850) Stiles y Hassall, 1900 especie

inquirenda

- * 2.-*P. compactus* (Cobbold, 1859) Braun, 1901
- * 3.-*P. westermanii* (Kerbert, 1878) Braun, 1899
- 4.-*P. ringeri* (Cobbold, 1880) Ward y Hirsch, 1915
- Syn. *P. westermanii*.
- 5.-*P. pulmonis* Kiyono, Suga y Yamagata, 1881 Syn. de
P. westermanii
- * 6.-*P. pulmonalis* (Baelz, 1883) Miyazaki, 1978
- * 7.-*P. kellicotti* (Ward, 1894) Ward, 1908
- 8.-*P. edwardsi* Gulati, 1926 Syn. de *P. westermanii*
- * 9.-*P. ohirai* Miyazaki, 1939
- * 10.-*P. iloktsuenensis* Chen, 1940
- 11.-*P. macacae* Sandoshan, 1954 Syn. de *P. westermanii*
- * 12.-*P. skrjabini* Chen, 1960
- * 13.-*P. yunnanensis* Ho y Chung, 1959
- * 14.-*P. miyazakii* Kamo, Nishida, Hatsushika y Tomimura, 1961
- * 15.-*P. szechuanensis* Chung y Ts'ao, 1955
- 16.-*P. westermanii* var. *szechuan* Chung y Ts'ao, 1962 Syn. de
P. skrjabini
- * 17.-*P. macrorchis* Chen, 1962
- 18.-*P. cenocopiosus* Chen, 1962 Syn. de *Euparagonimus cenocopiosus*
Chen, 1962
- * 19.-*P. fukiensis* Tang y Tang, 1962
- * 20.-*P. cheni* Hu, 1963
- 21.-*P. tuanshanensis* Chung, Ho, Cheng y Tsao, 1964
- * 22.-*P. heterotremus* Chen y Hsia, 1964
- * 23.-*P. proliferus* Hsia y Cheng, 1964
- 24.-*P. menglaensis* Chung, Ho, Chen y Tsao, 1964 Syn. de

P. proliferus

- 25.-*P. hokuensis* Ho et al., 1964 especie inquirenda
- * 26.-*P. siamensis* Miyazaki y Wykoff, 1965
- * 27.-*P. africanus* Vogel, 1963
- * 28.-*P. uterobilateralis* Voelker y Vogel, 1965
- 29.-*P. paishuihaensis* Ts'ao y Chung, 1965 especie inquirenda
- * 30.-*P. bangkokensis* Miyazaki y Vajrasthira, 1967
- * 31.-*P. harinasutai* Miyazaki y Vajrasthira, 1968
- * 32.-*P. sadoensis* Miyazaki, Kawashima, Hamajima y Otsura, 1968
- * 33.-*P. caliensis* Little, 1968
- * 34.-*P. mexicanus* Miyazaki e Ishii, 1968
- 35.-*P. peruvianus* Miyazaki, Ibañez y Miranda, 1969 Syn.
- P. mexicanus*
- * 36.-*P. amazonicus* Miyazaki, Grados y Uyema, 1973
- * 37.-*P. hueitungensis* Chung, Hsu, Ho, Kao, Shao, Chiu, Pi, Liu, Ouyang, Shen, Yi, y Yao, 1975
- * 38.-*P. inca* Miyazaki, Mazabel, Grados y Uyema, 1975
- * 39.-*P. westermanii ichunensis* Chung, Hsu y Kao, 1978
- 40.-*P. asymmetricus* Chen, 1977 Syn. de *P. westermanii*
- 41.-*P. filipinus* Miyazaki, 1978
- * 42.-*P. philippinensis* Ito et al., 1978
- 43.-*P. veocularis* Chen y Lee, 1979 Syn. de *P. westermanii*
- 44.-*P. ecuadorensis* Voelker y Arzube, 1979 Syn. de *P. mexicanus*
- 45.-*P. westermanii filipinus* Miyazaki, 1979 Syn. de *P. philippinensis*
- P. philippinensis*
- * 46.-*P. jiagsuensi* Cao, Liu, Zhao y Qiu, 1983
- * 47.-*P. mingingensis* Li y Chen, 1983

HISTORIA DEL GENERO

El primer dato que se tiene sobre el género *Paragonimus* es el aportado por Diesing en 1850, quien nombró como *Distomum rude* a los ejemplares encontrados por Naterer, encapsulados en los pulmones de una hembra de nutria gigante *Pteronura brasiliensis* en el Mato Grosso, en Brasil. (Yokogawa, 1982)

En 1878, Kerbert encontró en los pulmones de un tigre muerto, en el Zoológico de Amsterdam, un tremátodo que llamó *Distomum westermanii*; después de este descubrimiento, Ringer en Taiwan y Baelz en Japón, descubren y describen casi simultáneamente estos tremátodos pulmonares en la especie humana.

Baelz confunde los huevecillos de esta especie con esporas de una gregarina y la nombra *Gregarina pulmonalis* en 1880; pero al mismo tiempo envía ejemplares de estos a Leuckart, quien los identificó como huevos de un tremátodo; en 1883 Baelz nombró a este parásito como *Distoma pulmonale*.

Mientras que Baelz y otros médicos como Nakahama, continuaron sus estudios en Japón, Masson (1880) encontró en China en el esputo de un hombre, huevecillos que eran idénticos a los encontrados por Ringer en 1879, en un paciente de Taiwan que Masson le había enviado; Masson registró en su trabajo de 1880 el nombre de *Distoma ringeri* y señaló que esta especie tenía una amplia distribución en Taiwan.

De esta manera los descubrimientos hechos por Ringer en China y por Baelz en Japón fueron casi simultáneos, pero el registro de Masson escrito por Cobbold, en agosto de 1880 nombrando a *D.*

ringeri tiene prioridad por haber sido hecho un mes antes de que Baelz nombrara a *D. pulmonalis* en Septiembre de 1880, en Japón.

En 1889, Leuckart junto con Nakahama, compararon los tremátodos pulmonares encontrados por Kerbert en 1878 y por Baelz en 1883 y señalaron a *Distoma pulmonale* como especie válida, nombrando sinónimos de ésta a *D. ringeri* y a *D. westermani*, siendo que *D. ringeri* fue la primera especie descrita como parásito del hombre. (Yokogawa, 1982)

En 1899, Braun erigió el género *Paragonimus* e incluyó en este a *Distomum westermanii* que quedó como *Paragonimus westermanii*, que es la especie tipo. En 1900 Stiles y Hassal notan las similitudes de *Distomum rude* Diesing, 1850 con *Paragonimus westermanii* y transfieren a aquella especie al género *Paragonimus*, quedando esta especie como *Paragonimus rudis*, dado que la descripción original de *P. rudis* es incompleta e inadecuada, solo sirvió para distinguirla y colocarla dentro del género *Paragonimus*, quedando esta especie como "especie inquirenda" hasta que sea erigido el neotipo, para lo cual es necesario recolectar estos parásitos en los pulmones de la nutria brasileña en la localidad tipo. (Miyazaki, 1969, 1972)

LA PARAGONIMIASIS EN AMERICA.

Las especies del género *Paragonimus* que se han descrito para América son las siguientes:

- 1.- *Paragonimus rudis* (Diesing, 1850) Stiles y Hassal, 1900
- 2.- *Paragonimus kellicotti* (Ward, 1894) Ward, 1908
- 3.- *Paragonimus caliensis* Little, 1968
- 4.- *Paragonimus mexicanus* Miyazaki e Ishii, 1968
- 5.- *Paragonimus peruvianus* Miyazaki, Ibañez y Miranda, 1969
- 6.- *Paragonimus amazonicus* Miyazaki, Grados y Uyema, 1973
- 7.- *Paragonimus inca* Miyazaki, Mazabel, Grados y Uyema, 1975
- 8.- *Paragonimus ecuadoriensis* Voelker y Arzube, 1979

De las cuales son válidas las siguientes:

- *Paragonimus kellicotti* que se distribuye en Canadá y los Estados Unidos de Norteamérica.

- *Paragonimus mexicanus* que se distribuye desde México hasta Perú.

- *Paragonimus caliensis* que se distribuye en Colombia y

- *Paragonimus amazonicus* que se encuentra solamente en Perú.

Tanto *P. peruvianus* como *P. ecuadoriensis* son considerados como sinónimos de *P. mexicanus* y *P. rudis* como una especie *inquirenda*

AMERICA DEL NORTE

El primer dato que se tiene sobre el género *Paragonimus* en América del Norte fue el aportado por Ward en 1894, quien identificó a este tremátodo encontrado por Kellicott en el pulmón de un perro; inicialmente Ward lo identificó como *Distomum westernii*, pero en 1908 el mismo lo nombra como *Paragonimus*

kellicotti. A partir de esta fecha se han hecho numerosas contribuciones sobre esta especie, tanto en Canadá como en los Estados Unidos.

CANADA

Esta misma especie ha sido registrada en la Provincia de Quebec y Ontario por varios autores, como parásito de zorros, perros y gatos y hasta ahora sólo se ha registrado un caso en la especie humana por Beland y cols. (1969) pero que Sogandares-Bernal y Seedd, (1973) lo consideran como un error de diagnóstico.

ESTADOS UNIDOS DE NORTEAMERICA.

Esta especie ha sido registrada en 21 Estados de la Unión Americana, unas veces como *Paragonimus rudis*, otras con *P. westermanii* y en la mayoría de los casos como *P. kellicotti*.

Se ha encontrado como parásita de varios tipos de animales, tanto salvajes como domésticos. Es una de las pocas especies de *Paragonimus* cuyo ciclo biológico se conoce perfectamente bien, siendo los primeros hospederos intermediarios naturales los caracoles *Pomatopsis lapidaria* y *P. cincinnatensis* y experimentalmente *Oncomelania hupensis nasophora* y los segundos hospederos los crustáceos *Cambarus robustus* y otros del mismo grupo.

Hasta ahora sólo tres casos de paragonimiasis humana se han registrado como autóctonos en los Estados Unidos. Uno por Fehllinsen y Cooper en 1910 en Washington y otro por Abend también en 1910, sin precisar la localidad ni la especie del parásito y más recientemente otro en Missouri, registrado por Pachucki y sus colaboradores en 1984, el cual fue tratado con Praziquantel. El

ciclo de vida de *P. tellicotti* fue definido por Ameel desde 1934. Se supone que esta especie puede encontrarse en el Norte de México, sin que hasta la fecha se haya registrado su presencia, ni en la especie humana ni en animales silvestres o domésticos.

MEXICO

El primer caso de paragonimiasis pulmonar en México, fue registrado por Manuel Toussaint en el año de 1895, en un trabajo presentado ante la Academia de Medicina titulado: "Comunicación de un caso raro de Distoma Pulmonar"; este caso de paragonimiasis fue encontrado accidentalmente por Toussaint al localizar en los pulmones de un cadáver, huevecillos de un tremátodo, hecho que relacionó con los hallazgos de un médico alemán en Japón, muy probablemente Baelz, quien publicó sus hallazgos en 1883, en enfermos japoneses. (En Yokogawa S. *et al.*, 1960)

En 1913 Lara en su trabajo titulado: "Haemoptisis endémica de los países tropicales" publicado en la Revista Médica de Yucatán, dió a conocer siete casos de Distomosis Pulmonar Humana, pero describe con precisión sólo dos, los otros cinco únicamente los menciona, ya que pidieron su alta antes de terminar el tratamiento.

Sandground (1933) dudó de la autenticidad de los diagnósticos señalados por Lara y, al entrevistarse con él, Lara le menciona que había dignosticado 14 casos en Yucatán, de los cuales 10 eran de emigrantes coreanos y el resto de yucatecos

blancos. Sanground revisó el lóbulo de un pulmón preservado en formalina que Lara le proporcionó, de un caso fatal de paragonimiasis, sin encontrar ni trazas del parásito ni de sus huevecillos, por lo que en opinión de Sanground no debe considerarse más el Estado de Yucatán como una zona endémica de paragonimiasis. (Cuadro 1).

Por otro lado, el estado de Yucatán no tiene ríos y hasta ahora no se ha registrado ninguna especie de cangrejos del género *Pseudohelphusa* en esta zona que pudieran actuar como segundos hospederos intermediarios, sin embargo existen y con cierta abundancia varias especies de caracoles de la Familia Hydrobiidae, que pudieran actuar como primeros hospederos intermediarios en esta zona, principalmente en los Estados de Campeche y Quintana Roo.

En 1961 Martínez Báez del Instituto de Enfermedades Tropicales y Jiménez-Galán del Instituto de Enfermedades Pulmonares, registraron un caso de trematodiasis pulmonar en un paciente de Taretan Michoacán, confirmando que este caso de paragonimiasis es autóctono.

En 1965 Mazzotti, encontró en los pulmones de tres "tlacuaches" *Didelphis marsupialis* capturados en el estado de Colima, varios ejemplares de *Paragonimus*, que envió al Miyazaki, que trabajaba en ese entonces en la Universidad de Kyushu en Japón y que registraron en 1965 como el primer hallazgo de este género de tremátodos en México; ese mismo año Miyazaki e Ishii compararon los 27 ejemplares mexicanos de *Paragonimus* enviados por Mazzotti, con 47 ejemplares de *Paragonimus kellicotti* procedentes de los Estados Unidos de Norteamérica, el resultado

de ese estudio comparativo, fue que 26 de los ejemplares del material mexicano correspondían a una especie "A" y uno sólo a otra especie que nombraron "B"; esos mismos autores y en ese mismo año señalaron que los ejemplares de México considerados como la especie "A" pertenecían a una especie nueva, que nombraron *Paragonimus mexicanus* y la especie "B" quedó innominada.

En 1963 Miyazaki tuvo la oportunidad de estudiar los cortes histológicos del pulmón del paciente de Taretan, Michoacán que le enviara Martínez-Baez, señalando en su trabajo que los huevos encontrados por los médicos mexicanos pertenecían a la nueva especie de *Paragonimus* sin lugar a dudas, quedando confirmado de esa manera, que la Paragonimiasis pulmonar, aunque rara, existía en México.

En 1974 publicamos un trabajo sobre la paragonimiasis en México, resumiendo todo lo referente a esta enfermedad conocido hasta 1975. Posteriormente (Lamothe *et al.*, 1977) señalamos a *Pseudothelphusa (P.) dilatata* como el segundo hospedero intermediario de *Paragonimus mexicanus* en el Estado de Colima, en la costa occidental de México y además indicamos por primera vez, que la localidad tipo de este parásito era el arroyo de la "Barragana" en Comala, en las cercanías de la Ciudad de Colima.

Dos años después (Lamothe *et al.*, 1978, 1978 a) redescubrimos los adultos de *Paragonimus mexicanus* obtenidos experimentalmente de gatos domésticos y realizamos el estudio histopatológico del pulmón de un gato infectado experimentalmente. En 1979 (Lamothe *et al.*) describimos por primera vez las metacercarias desnudas de *P. mexicanus*

procedentes de la región de Comala, al mismo tiempo que Macías *et al.* (1979) describían cuatro casos de Paragonimiasis pulmonar humana en el Estado de San Luis Potosí, México. En 1980 (Miyazaki, Kifune y Lamothe), registramos dos nuevas zonas endémicas de Paragonimiasis en el estado de Colima: Coquimatlán y Madrid, como resultado de la Primera expedición Japonesa a México en 1978 y señalamos que *Paragonimus peruvianus* es sinónimo de *Paragonimus mexicanus*, confirmando que esta especie tiene una amplia distribución en América desde México hasta Perú.

En 1981, (Lamothe) señalamos a los hospederos definitivos e intermediarios de *Paragonimus mexicanus* en México y en otro trabajo (Lamothe, *et al.*, 1981) estudiamos la infección natural de *Didelphis virginiana californica* por *Paragonimus mexicanus* en Colima, México.

En 1981 Lifshitz y cols. registraron un nuevo caso de paragonimiasis ectópica en un paciente procedente de Morelia Michoacán. En 1983, Lamothe, Malek, y Meave confirmamos que *Aroapyrgus alleei* actúa como el primer hospedero intermediario de *P. mexicanus* en Colima, después de varios años de búsqueda.

Entre julio y agosto de 1983 y como resultado de la Segunda Expedición Japonesa a México encabezada por el Dr. Munee Yokogawa, se registran 23 casos de Paragonimiasis humana en las tres zonas endémicas en el Estado de Colima: Comala, Coquimatlán y Madrid (Yokogawa *et al.* 1985.) usando como prueba de diagnóstico el antígeno de *Paragonimus peruvianus*, confirmando plenamente que la paragonimiasis, aunque rara y de difícil diagnóstico, existe en México y que esta enfermedad representa un problema de Salud Pública.

En septiembre de 1983 Lamothe y col. localizamos una nueva zona endémica de paragonimiasis en las cercanías de Mecatán a 35 Km. de la Ciudad de Tepic sobre la carretera que va a San Blas. En abril de 1984 visitamos nuevamente esta zona colectando cangrejos del género *Pseudothelphusa* donde se encontraron metacercarias desnudas del género *Paragonimus* y "tlacuaches" *Didelphis virginiana californica* parasitados con *Paragonimus mexicanus*; de tal manera que el Estado de Nayarit representa por ahora la zona más septentrional de la paragonimiasis en México. (Lamothe *et al.*, 1986). (Mapa 2.).

CUBA

Solo se conoce un caso de Paragonimiasis humana en Cuba, señalado por Recio en 1928 y registrado por Pérez-Vigueras en 1935; por ahora parece ser el único caso registrado en este país.

AMERICA CENTRAL

BELICE

Recientemente Patton *et al.* en 1986, haciendo un estudio coprológico de varias especies de félidos en este país, señalaron la presencia de huevos de una especie de *Paragonimus*, en heces de jaguares y ocelotes, que por su morfología y dimensiones consideraron muy cercanos a *Paragonimus caliensis* Little, 1968, registrado en Colombia, sin embargo dada la distribución geográfica de *Paragonimus mexicanus* en el sur de México y en Guatemala, no es nada difícil que se tratara de esta especie; estudios más precisos confirmarán esta hipótesis.

GUATEMALA

Hasta antes de 1946 no se había registrado especie alguna de *Paragonimus* en este país. Fue Caballero y C. en ese año quien encontró por primera vez en el pulmón de un zorrillo *Mephitis macrura* y en un "tlacuache" *Didelphis mesamericana* varios ejemplares de este tremátodo pulmonar, que identificó como *Paragonimus rudis*.

Miyazaki en 1955 reestudiando el material recolectado por Caballero, lo identifica como *Paragonimus kellicotti*, y se inclina a considerar que *Paragonimus rudis* es una "especie inquirenda".

En 1980, (Miyazaki, Kifune y Lamothe) señalaron dos especies de cangrejos como hospederos intermediarios de *Paragonimus* en Guatemala: *Pseudothelphusa cobanensis* y *Pseudothelphusa propinqua*, considerando que las formas larvarias que albergaban estas dos especies de cangrejos eran idénticas a las encontradas en Colima, México y por lo tanto pertenecientes a *Paragonimus mexicanus*. Esto fue confirmado experimentalmente en perros, ya que las metacercarias encontradas en los cangrejos de Guatemala fueron llevadas vivas a Japón y dadas a comer a dos perros; a uno de ellos se le dieron 40 metacercarias y fue negativo después de 173 días de iniciada la infección y al otro se le dieron 33 metacercarias y después de 165 días, albergaba en la cavidad pleural un sólo gusano maduro, que fue idéntico a *Paragonimus mexicanus*; en ese trabajo Miyazaki y Kifune señalaron tres nuevas zonas endémicas en Guatemala, además de las señaladas por Caballero en 1946. A la fecha no se ha citado para

Guatemala ningún caso de paragonimiasis humana, pero no descartamos la posibilidad de que esta enfermedad exista en este país vecino.

EL SALVADOR.

Hasta la fecha no se tienen datos publicados sobre paragonimiasis en este país; sin embargo, Brenes y cols. (1980) citaron en su trabajo, un caso de paragonimiasis, por comunicación personal del Dr. Platero.

HONDURAS

La paragonimiasis pulmonar humana fue notificada en este país por primera vez por Larach, en 1966 en una joven de 23 años de edad, y atribuido a *Paragonimus westermanii*.

En 1983 Brenes y cols. dan cuenta por segunda vez de un caso de paragonimiasis cutánea en un hombre de 31 años, sin precisar la especie.

NICARAGUA

Hasta 1983 no se habían confirmado casos de paragonimiasis humana, pero en octubre de 1983, Romero Cabello del Departamento de Ecología Humana de la Facultad de Medicina de México, me mostró una fotografía de un gusano joven que sin lugar a dudas pertenece a una especie de *Paragonimus*, el cual fue encontrado por un médico, en la cámara ocular anterior de un paciente nicaraguense. A reserva de confirmar posteriormente este dato, queda señalado como el primer caso de paragonimiasis en ese país.

COSTA RICA

RESUMEN

En este trabajo se hace un análisis de las investigaciones sobre el género Paragonimus que se han hecho en México y en América, indicando la importancia de la paragonimiasis pulmonar, producida por estos tremátodos en la especie humana.

Se señalan las principales áreas endémicas, así como los principales hospederos, tanto intermediarios como definitivos que intervienen en el ciclo de vida y que hasta la fecha se conocen, no sólo de México sino también de América.

Se resalta el hecho de que en América sólo en Belice, Guatemala, Panamá y Brasil a pesar de que existe la paragonimiasis en animales salvajes hasta ahora no se ha registrado ningún caso en la especie humana, en esos países.

Se describen tanto el adulto como las formas larvales de P. mexicanus y se relatan los experimentos realizados en animales de laboratorio, para conocer el ciclo biológico de esta especie.

Se citan la patología y la sintomatología que producen algunas de las especies del género Paragonimus en la especie humana y se mencionan brevemente los métodos de diagnóstico más usados.

Se hace referencia a las investigaciones más importantes realizadas en México, tanto epidemiológicas, inmunológicas y radiográficas, sobre paragonimiasis pulmonar y se nombran los principales fármacos y dosificación para su tratamiento.

Se detallan algunas de las medidas profilácticas más factibles de llevar al cabo y se hace hincapié en que es la educación y la difusión del conocimiento de esta enfermedad lo que lograría una disminución y probable erradicación del problema.

Finalmente se da una lista, casi completa y actualizada de referencias bibliográficas sobre el género Paragonimus y la paragonimiasis en México y en América.

V. B.
Leonilda Lopez

El primer registro que se tiene sobre *Paragonimus* en Costa Rica fue señalado por Caballero en 1956, en los pulmones de un zorrillo *Urocyon cinereoargenteus* y que identificó como *Paragonimus rudis*.

En 1961 Montero-Gei y cols.* reconocen a esta misma especie en los pulmones del tlacuache cuatro ojos: *Philander opossum fuscogriseus* y en el mismo año Caballero y Montero-Gei, (1961) la citaron en el mismo hospedero.

En 1965 Sogandares-Bernal y Smalley indicaron que *Ptychophallus tristani* es el segundo hospedero intermediario de *Paragonimus* sp. en Costa Rica.

En 1968 Morera estudió por primera vez dos casos de paragonimiasis pulmonar en la especie humana y en ese mismo año Brenes y cols. citaron como nuevo hospedero definitivo a *Procyon lotor* y señalaron a *Pyrgophorus* sp. como el primer hospedero intermediario de *Paragonimus* en Costa Rica. En 1974 Miyazaki indicó la presencia de *Paragonimus peruvianus* en Costa Rica.

En 1975, Malek y cols. comunicaron que *Aroapyrgus costaricensis* es el primer hospedero intermediario de *Paragonimus* en Costa Rica y consideraron a esta especie como *Paragonimus mexicanus*. En 1976 Brenes y cols. mencionaron un caso de Paragonimiasis errática y Rojas y cols.** reconocieron la presencia de *Paragonimus caliensis* en ese país.

* Montero-Gei, F., R.A. Vargas y G.M. Chinchilla, 1961. *Philander opossum fuscogriseus* nuevo huésped natural de *Paragonimus rudis* (Diesing, 1850) Braun, 1899 en Costa Rica. *Congr. Lat. Amer.*
** Rojas, G. E. Monge y R. Brenes 1976. *Paragonimus caliensis* en Costa Rica (Abstract) *Proc. Congr. Latinoamer. Parasitol. IV*. San José Costa Rica 7-11 Dic. 1976. pp 44. *Microbiol.* 58 Abstract.

Brenes y colaboradores (1980) resumieron la posición taxonómica y el ciclo de vida de *Paragonimus mexicanus* y mencionan cuáles, hasta el momento, el estado de la paragonimiasis en el Nuevo Mundo.

Finalmente Brenes y cols., en 1982 estudiaron un caso de paragonimiasis cerebral en una niña de Costa Rica e identificaron al parásito como *Paragonimus mexicanus*.

PANAMA

El primer registro sobre paragonimiasis en este país fué hecho por Thatcher, en 1967, en varios animales salvajes y domésticos, como : *Didelphis marsupialis*, *Philander opossum*, *Nasua narica*, *Felis onca*, *Felis catus* y *Canis familiaris* considerando que la especie responsable de dicha parasitosis es *Paragonimus rudis* y señaló además que el hospedero intermediario de esta especie es *Pseudothelphusa richmondi*.

En 1968a Miyazaki e Ishii, estudiando el material de Thatcher, mencionaron en su trabajo que la especie responsable de tales parasitosis es *Paragonimus mexicanus* y señalaron que la especie "B" del material estudiado por Thatcher es similar a *Paragonimus caliensis*. En 1972a Miyazaki señaló la presencia de *Paragonimus peruvianus* en *Didelphis marsupialis* y a *Pseudothelphusa richmondi* como segundo hospedero de esta especie. En 1975 Miyazaki y Hendricks reconocieron por primera vez la presencia de metacercarias de *Paragonimus caliensis* en cangrejos de este país. (Cuadro 2.).

COLOMBIA

La primera especie de *Paragonimus* descrita para Colombia fue *Paragonimus caliensis* hecha por Little en 1968, quien registró a *Didelphis marsupialis*, *Didelphis azarae* y *Philander opossum* como los hospederos definitivos de esta especie y mencionó que el cangrejo *Strengeria= Hypolobocera* sp. es el segundo hospedero intermediario de *Paragonimus caliensis*, además mencionó en su trabajo haber encontrado dos especies más de hospederos definitivos: *Felis wiedii* y *Felis yagouaroundi* que estaban parasitados por una especie de *Paragonimus* muy semejante a *Paragonimus uterobilateralis*, que es una especie típicamente africana.

En 1971, Malek y Little registraron en su trabajo que *Aroapyrgus colombiensis* es el primer hospedero intermediario de *Paragonimus caliensis* en Colombia y en 1973 Little y Epler * describieron por primera vez el ciclo biológico de esta especie y señalaron la distribución geográfica de ésta en Colombia. En 1981 Buitrago y cols. describieron por primera vez un caso de paragonimiasis pulmonar en un paciente colombiano.

* Little, M.D. y G. Epler. 1973 The life cycle of *Paragonimus caliensis* in Colombia. Abstr. of invited papers 9 th. Int. Congr. Trop. Med. and Malaria Athens I.: 150

VENEZUELA

La paragonimiasis fue registrada por primera vez en este país por Iturbe y González en el año de 1919, en cerdos y perros de la Ciudad de Caracas, considerando que esta enfermedad era producida por *Distomum pulmonale*; en 1942 Iturbe señaló a los mismos hospederos pero consideró que la especie que provocaba esta enfermedad en estos animales era *Paragonimus kellicotti*. En 1973, Rincón Salas y sus colaboradores notificaron por primera vez una paragonimiasis ectópica en Venezuela en la especie humana.

ECUADOR

El primer autor que confirmó esta enfermedad en Ecuador fue Heinert en 1932, quien señaló nueve casos de paragonimiasis pulmonar en la especie humana, registrados entre 1921 y 1930, pero desgraciadamente no mencionó a la especie responsable; sin embargo, insinuó que podría tratarse de *Paragonimus westermanii*.

Este mismo autor, en su trabajo de 1947 se refirió a 26 casos de paragonimiasis registrados en Ecuador hasta 1940, citando también los casos encontrados desde 1921.

Arcos (1951) mencionó los casos de paragonimiasis pulmonar humana registrados en la Provincia de Manabí, sin señalar el agente causal. Salinas Bustos (1951) también se refirió en su trabajo a varios casos de paragonimiasis en la especie humana, considerando que el agente causal era *Paragonimus westermanii*. León (1955) registró también la paragonimiasis, aunque no señaló ninguna provincia del Ecuador en especial, su trabajo estaba enfocado principalmente al diagnóstico de esta enfermedad. Cevallos Vitteri y Segovia (1957) mencionaron casos de

paragonimiasis en doce niños manabitas, sin puntualizar la especie de *Paragonimus* causante.

Rodríguez (1963) mencionó en su trabajo sobre el ciclo biológico de *Paragonimus westermanii* a *Potamon* sp. como el segundo hospedero intermediario de la paragonimiasis en Ecuador. Von Buchwald (1965) estudió algunos aspectos anatomopatológicos de la paragonimiasis pulmonar. En 1967 Carrera señaló un caso de distomatosis pulmonar con diseminación subcutánea y Montalván en 1968 hizo un estudio epidemiológico y clínico de la paragonimiasis en Ecuador.

En 1971, Yokogawa y cols. registraron metacercarias de *Paragonimus* en *Strigeria eigenmanni* en Caluma situada en la provincia de Bolívar, en las estribaciones de los Andes Ecuatorianos. En 1978 Arzube y Voelker resumen toda la información sobre la paragonimiasis en Ecuador señalando que entre 1921 y 1976 se habían registrado 511 casos de paragonimiasis, siendo Porto Viejo (Provincia de Manabí) la zona más afectada, con 83 casos, le seguía Santo Domingo de los Colorados (Provincia de Pichinda) con 74 casos y Manta (Manabí) con 70 casos. En 1979 Voelker y Arzube registraron una nueva especie de *Paragonimus* que nombraron *Paragonimus ecuadoriensis* como parásito de los pulmones de *Nasua nasua* que actúa como hospedero natural y a gatos domésticos como hospederos experimentales; en ese mismo trabajo señalaron también que, *Hypobolocera aequatorialis* actuaba como segundo hospedero intermediario de esta especie en Ecuador, y registraron que los huevos encontrados en el esputo de dos pacientes de esa área

correspondían a la misma especie de parásito. Sin embargo, Miyazaki, Kifune y Lamothe (1980) consideraron que esta especie, con *Paragonimus peruvianus* son sinónimos de *Paragonimus mexicanus*.

En 1980 Urrutia reconoció la presencia de paragonimiasis en el Nororiente Ecuatoriano, mencionando que se han registrado hasta ahora más de 2000 casos. Finalmente Yokogawa y sus colaboradores (1983) mencionaron en su trabajo, sobre los resultados de la expedición Japonesa al Ecuador realizada en 1982, tres nuevas zonas endémicas de paragonimiasis en Ecuador: Casacay, Caluma y Zapallo y consideraron que *Paragonimus ecuadoriensis* es sinónimo de *Paragonimus mexicanus*.

PERU

En Perú, el primer caso de paragonimiasis en la especie humana, fue registrado por Barton, en 1910, en un paciente de Lima. En 1915 Arce señaló la importancia de la paragonimiasis pulmonar y Morales en 1963 la citó por primera vez en el Departamento de Cajamarca. En 1967 Ibañez y cols. encontraron las formas adultas de una especie de *Paragonimus* en los pulmones de un gato en Cajamarca, cuyos dueños también padecían de paragonimiasis y consideraron a esta especie como distinta de *Paragonimus westermanii* y probablemente una especie nueva que nombraron tentativamente como *Paragonimus peruensis*, hecho que confirman más tarde, Miyazaki y cols. en 1969, quienes nombraron esta especie *Paragonimus peruvianus*.

En 1967 Miranda y cols. señalaron tres nuevas áreas endémicas en Perú. Cuba y cols. en 1970 determinaron todas las zonas endémicas hasta esa fecha registradas en todo el país y en ese

mismo año Grados y sus colaboradores registraron otras nuevas.

En 1971 Miyazaki y sus colaboradores encontraron la metacercaria de *Paragonimus peruvianus* en el hepatopáncreas de *Pseudothelphusa chilensis*; en 1972 Miyazaki y Grados registraron la presencia de *Paragonimus callensis* y mencionan que es la segunda especie del género *Paragonimus* en Perú; en ese mismo año señalaron la presencia de *Paragonimus peruvianus* en Panamá y en otro trabajo Miyazaki, Arellano y Grados confirmaron por primera vez que la paragonimiasis pulmonar humana en Perú es causada por *Paragonimus peruvianus*. EN 1972 Grados y cols. estudiaron la epidemiología de la paragonimiasis en el Perú. En 1973 Naquira y cols., observaron por primera vez la paragonimiasis en escolares de San Juan y Magdalena en el Departamento de Cajamarca.

En 1973 Miyazaki, Grados y Uyema encontraron una especie nueva del género *Paragonimus* como parásita de los pulmones de dos marsupiales *Philander opossum* y *Chironectes minimus* y a la cual nombraron *Paragonimus amazonicus*.

En 1974 Ibañez y cols. señalaron la presencia de *Paragonimus* y registran la incidencia de la paragonimiasis en el Norte Peruano, así como el proceso del desarrollo de *Paragonimus peruvianus* en gatos domésticos infectados experimentalmente con esta especie. y Cuba y cols.* en 1967, señalaron la infección natural en *Pseudothelphusa chilensis* con metacercarias de *Paragonimus.sp.*

* Cuba, C. O. Grados, H. Román y C. Mazabel, 1967. Paragonimiasis en San Juan de Cajamarca. Informe Asoc. Microbiol. Trujillo.

En 1975 Miyazaki, Mazabel, Grados y Uyema notificaron la presencia de otra especie nueva que nombran *Paragonimus inca*.

En 1976 Naquira y cols. señalaron la presencia de paragonimiasis en los Distritos de San Juan y Magdalena, en el Departamento de Cajamarca, usando pruebas inmunológicas, radiográficas y examen de heces. Finalmente Yokogawa y sus colaboradores (1983) describen en su trabajo el hallazgo de tres nuevas áreas endémicas de paragonimiasis, encontrando más de 200 casos positivos; al comparar sus resultados con los obtenidos en el Ecuador, sugieren que *P. ecuadoriensis* y *P. peruvianus* son la misma especie y que estas dos especies son sinónimos de *P. mexicanus*.

BRASIL

Las investigaciones sobre *Paragonimus* en Brasil se iniciaron hace más de 130 años cuando Diesing en 1850 y después en 1855 describió el primer tremátodo pulmonar con el nombre de *Distomum rude*, que habían sido recolectados por Natterer en 1828, de los pulmones de una nutria gigante *Lutra (Pteronura) brasiliensis* en el Mato Grosso. (En Miyazaki y Hendricks, 1975)

La especie fue redescrita por Braun en 1901 como *Paragonimus rudis*, ya que el género fue establecido por el mismo en 1899. La especie tipo del género es *Paragonimus westermanii* (Kerbert, 1878); Caballero y Montero-Gei, (1961) en comunicación personal con Travassos, señaló en su trabajo que *Paragonimus rudis* parasita también a *Didelphis marsupialis* y a otro marsupial pequeño en Brasil sin precisar cual.

Brenes y cols. en 1980, en la discusión de su trabajo, mencionaron que *Paragonimus rudis* fué una especie válida; pero en vista de que los tipos se habían perdido, según comunicación personal de Caballero ésta se debe considerar como una "especie inquirenda". Más recientemente Voelker y cols. realizaron en 1981 un viaje especial al Mato Grosso en Brasil, para dilucidar la situación taxonómica de *Paragonimus rudis*. Para ello examinaron 242 cangrejos de 15 localidades diferentes alrededor de Villa Bela (Mato Grosso) y 112 más de otras localidades en las cercanías de Cáceres y Cuiabá en los márgenes del río Paraguay, durante la época de secas de 1980; pero ninguno de los 354 cangrejos examinados estuvieron parasitados con larvas de *Paragonimus* por lo que la pregunta de ¿ que es *Paragonimus rudis*,? queda aún sin resolver. Estos mismos autores, recientemente revisaron el material tipo depositado en el Museo de Historia Natural de Viena, resumiendo que es imposible observar los órganos internos más importantes y que, por lo tanto, de acuerdo a las reglas Internacionales de Nomenclatura Zoológica, *Paragonimus rudis* debe ser tratado como *nomen nudum*. (Cuadro 3.).

MATERIALES Y METODOS.

1.- RECOLECCION DE HOSPEDEROS INTERMEDIARIOS.

a).-Caracoles.

Los caracoles de la especie *Araapyrgus alleei* Morrison, 1946 fueron recolectados, en el Ojo de Agua cercano a la población de Madrid, a unos 40 Km. al suroeste de la Ciudad de Colima, tamizando las raíces sumergidas de *Ficus* sp. y de *Piper hispidum*, los cuales crecen en las cercanías de este manantial, y constituyen el hábitat favorito de dichos caracoles; también se encuentran en arroyos pequeños de poca corriente con 2 a 3 m de ancho y con 15 a 20 cm de profundidad.

Estos pequeños caracoles pertenecen a la familia Hydrobiidae, tienen conchas de 4 a 4.5 vueltas y miden entre 1.48 a 3.13 mm. de altura por 1.11 a 1.68 de anchura, la abertura mide 0.83 a 1.3 mm. de largo por 0.57 a 0.97mm. de ancho. Los moluscos se transportaron vivos en cubetas al laboratorio y más tarde algunos fueron separados en frascos pequeños, que contenían agua del mismo manantial; para comprobar si estaban infectados naturalmente con formas larvarias de tremátodos; otros se trituraron entre dos placas de vidrio para observarlos con microscopio de disección. Los caracoles que resultaron positivos con larvas de *P. mexicanus* se aislaron y las larvas se pasaron a un recipiente especial de vidrio con una solución de 0.4% de cloruro de sodio para observarlas en vivo, colocándolas entre porta y cubreobjeto sellados con vaselina. Las glándulas de penetración, así como algunos órganos internos se pusieron de manifiesto mediante colorantes vitales como el rojo neutro y el

sulfato de azul de Nilo. Las medidas se tomaron de 10 cercarias y las demás se fijaron con formol al 10 % caliente. Los dibujos se hicieron con la ayuda de la cámara clara y las medidas se dan en milímetros.

b.- Cangrejos

Fueron recolectados siempre a mano, debajo de piedras y rara vez en oquedades en la orilla de los arroyos. Se colocaron en cubetas, con esponjas húmedas para transportarlos vivos al laboratorio, donde se median y sexaban; después se disecaron, separando el caparazón cefalotorácico desde su borde posterior hacia delante con la ayuda de pinzas de punta curva, para dejar al descubierto la glándula digestiva; ésta se prensó entre dos placas de vidrio transparente de 12 por 8 cm. y 5 mm. de grueso y se examinó con microscopio de disección, para poder contar las metacercarias; después se separaban cuidadosamente las piezas de vidrio y, con la ayuda de una pipeta Pasteur con bulbo y un par de agujas de disección, se recogían las metacercarias y se colocaban en una pequeña caja de Petri con una solución al 0.6 % de cloruro de sodio o una solución de Ringer.

Algunos cangrejos se fijaron completos en formol al 10 % durante 24 horas y se conservaron en alcohol de 70 %, para su posterior identificación. En algunos casos se separaron los gónopodos de los machos, para identificar la especie.

2.- RECOLECCION DE HOSPEDEROS DEFINITIVOS.

Los "tlacuaches" *Didelphis virginiana californica* y *Philander opossum pallidus* fueron capturados con trampas tipo

Tomahawk, para animales vivos, usando como cebo una mezcla de sardinas enlatadas y plátanos. Las trampas se colocaron en la noche, a la orilla de los arroyos y ríos y se recogieron al día siguiente por la mañana muy temprano.

Los mamíferos capturados se anestesiaron con éter o cloroformo, prolongando la anestesia hasta su muerte; una vez muertos, sexados y después de examinar minuciosamente las pieles para recolectar ectoparásitos, se procedió a su disección.

Las vísceras fueron separadas cuidadosamente y colocadas en cajas de Petri con suero fisiológico; principalmente se revisaron los pulmones, corazón, hígado y el aparato digestivo y se examinó detenidamente tanto la cavidad pleural como la abdominal en busca de gusanos inmaduros.

En los mamíferos parasitados con *Paragonimus*, se localizaban las cápsulas pulmonares y se hacía un dibujo esquemático de los pulmones, señalando con un círculo cada cápsula y su situación; después se abría, se extraían los parásitos y se anotaba en el círculo el número de ellos que contenía cada cápsula.

2.- TECNICAS DE FIJACION, COLORACION Y MONTAJE DE ADULTOS Y FORMAS LARVALES.

Los tremátodos adultos vivos fueron aplanados entre dos placas de vidrio y fijados con líquido de Bouin o alcohol de 70% durante 24 horas; después se desmontaron y se lavaron en alcohol de 70% hasta que quedaron completamente blancos.

En el laboratorio se tiñeron con alguna de estas cuatro técnicas de coloración: carmalum de Mayer, hematoxilina de

Delafield, paracarmin de Mayer y tricrómica de Gomori. Una vez aclarados en salicilato de metilo, se montaron en bálsamo de Canadá y se etiquetaron.

Para el estudio histopatológico se seleccionó una cápsula del pulmón de un gato infectado experimentalmente, la cual, fijada en liquido de Bouin 48 horas, se deshidrató en alcoholes sucesivos, se aclaró en xilol y se embebió en parafina; los cortes, a 10 micra de espesor, y se tifieron unos con la tricrómica de Masson, otros con Hematoxilina-eosina y otros con la técnica de Wilder, cuya base es el carbonato de plata.

4.- INFECCION EXPERIMENTAL DE CARACOLES.

Cientos de huevos de *Paragonimus mexicanus* fueron obtenidos de las heces y de varias cápsulas pulmonares de un " tlacuache ", *Didelphis virginiana californica* capturado en la localidad de Madrid, Colima y otros de las heces de un gato *Felis catus* infectado experimentalmente con *P. mexicanus*.

Los huevos fueron aislados por sedimentación e incubados posteriormente en cajas de Petri que contenían agua de clorinada, con pH de 6.8, a temperatura de laboratorio (21 a 24 °C) hasta obtener los miracidios.

Los caracoles se obtuvieron tamizando las raíces sumergidas de *Ficus* sp. y de *Piper hispidum* y mantenidos en acuarios en el laboratorio en condiciones controladas, y alimentados con las mismas raíces que constituían su alimento natural en esa localidad, hasta obtener dos o tres generaciones libres de parásitos.

Se usaron 50 microsirasucas y se colocaron 15 miracidios y

un caracol en cada uno de los microsiracusas durante cuatro o cinco horas.

El tamaño de los caracoles varió de 1.5 a 3.1 mm. de longitud, y se sacrificaron en diferentes tiempos, con el fin de obtener varios estados del desarrollo del parásito; el número de caracoles y el tiempo de sacrificio varió de acuerdo al avance en el desarrollo de las formas larvarias dentro de los mismos.

Examen de caracoles

Cada uno de los caracoles aplastado entre dos portaobjetos se examinó con un microscopio de disección, quitando cuidadosamente los restos de concha, agregando una solución de cloruro de sodio al 0.4 % y poniendo un cubreobjetos. Para hacer resaltar algunas estructuras internas de las formas larvarias, se utilizaron en ocasiones colorantes como el rojo neutro, sulfato azul de Nilo y azul de metileno, aplicándolos por capilaridad entre porta y cubreobjetos. En otros casos se hicieron preparaciones permanentes, fijando el material con Bouin o formaldehído al 10% y se tñeron con hematoxilina de Delafield o paracarmin de Mayer.

5.- INFECCION EXPERIMENTAL EN GATOS.

Algunos cangrejos de la especie *Pseudothelphusa (P) dilatata* fueron recolectados a mano en el arroyo conocido como "Rio de la Barragana" en las cercanías de la población de Comala del Estado de Colima. Se obtuvieron por disección numerosas metacercarias, las cuales se matuvieron vivas en frascos pequeños con solución Ringer en un termo a 40 durante varios días. La solución Ringer

se cambió cada tercer día, y se separaron las metacercarias muertas, precisando la capacidad de supervivencia de éstas hasta 21 días, por el movimiento que presentaban.

Se escogieron al azar dos lotes de 25 metacercarias cada uno y se administraron por vía oral, con la ayuda de un gotero, a dos gatos domésticos, *Felis catus*, que procedían de la Ciudad de México y que no mostraron síntomas de parasitismo en los exámenes previos.

Las heces de los gatos se examinaron cada tercer día, a partir del décimo quinto día de su infección, mediante la técnica de Telemán modificada por Rivas y la de Stoll para la cuenta de huevecillos.

6.- INFECCION EXPERIMENTAL DE RATAS.

Las metacercarias fueron obtenidas, por el método habitual, de cangrejos procedentes, en esta ocasión, de tres localidades del Estado de Colima: Madrid, Comala y Coquimatlán.

Las ratas (*Rattus norvegicus*) de cepa Wistar y de 100 a 150 g. de peso aproximadamente, fueron infectadas oralmente de dos formas diferentes: una de ellas usando la sonda de Calvin y la otra una pipeta Pasteur con bulbo de goma. En el primer caso se prefirió semianestesiarse siempre a las ratas y en el segundo caso sólo en algunas ocasiones, ya que se observó que si se dejaban las ratas varias horas sin agua, en el momento de la inoculación éstas bebían con facilidad la solución Ringer que contenía las metacercarias; por este método se infectaron los lotes de la segunda, tercera y cuarta etapas del experimento.

7.- TECNICAS DE FIJACION DE FORMAS LARVIARIAS Y ADULTOS PARA MICROSCOPIA ELECTRONICA DE BARRIDO.

Huevos.

Los huevos de *A. mexicanus* se aislaron de las heces de hospederos infectados en forma natural y experimentalmente, con la ayuda de una pipeta Pasteur, pasados a pequeñas cajas de Petri con agua corriente y después lavados varias veces con agua destilada. Se fijaron con Glutaraldehído al 3 % en una solución amortiguada de fosfatos 0.1 M., a un pH de 7.4, durante dos horas a 40 y se lavaron en una solución de sacarosa 0.25 M en amortiguador de fosfatos al 0.1 M. a un pH de 7.4, durante dos horas y se fijaron otras dos horas con tetróxido de Osmio (OsO₄) al 2 % en amortiguador de fosfatos a 0.1 M. a un pH de 7.4; posteriormente se lavaron en una solución de sacarosa a 0.25 M en el amortiguador de fosfatos durante seis horas, haciendo un cambio cada hora. Se deshidrataron en alcoholes graduales de 50, 70, 96 y 100 % y se transfirieron a series graduales de acetona al 50, 70 % y en acetona pura, con cambios de 30 minutos en cada uno y a temperatura ambiente. Los huevos se secaron a punto crítico con Bióxido de carbono, en una secadora "Technics CPA-11" y se recubrieron con una capa homogénea de carbón y oro con el auxilio del aparato JEOL Modelo JFC-1100. Las observaciones se hicieron con un microscopio electrónico de barrido* (MEB) JEOL Modelo JSM-35: entre 1100 y 10,000 aumentos, con un voltaje de 20 Kv.

Miracidios

Los miracidios se obtuvieron de huevos aislados de las heces de perros y gatos infectados experimentalmente, los huevos recién aislados de las heces se incubaron durante varios días, usando el método de cultivo de Harada-Mori (Beaver *et al.* 1964) en diferentes meses del año y a temperatura ambiente de laboratorio.*

Los miracidios una vez liberados del huevo, se fijaron en Glutaraldehído al 3 %, en amortiguador de fosfatos, con un pH de 7.4 por dos horas y a 40, se deshidrataron en alcoholes graduales hasta alcohol absoluto y se les transfirió a una mezcla seriada de etanol y acetato de amilo de 50, 70, 96% y acetato de amilo puro. Se secaron a punto crítico y fueron recubiertos con carbono y oro, para ser observados al microscopio electrónico de barrido, para su registro fotográfico entre 1100 y 4000 aumentos con un voltaje de 20 Kv.

Metacercarias.

Las metacercarias desnudas fueron obtenidas del hepatopáncreas de cangrejos (*Pseudohelphusa (P). dilatata*) de Colima México y se fijaron en una solución de glutaraldehído al 2.5 % en una solución amortiguada de fosfatos con un pH de 7.4

*Lazaro-Chávez M.E. 1984 Estructura y ultraestructura del huevo y miracidio de *Paragonimus mexicanus* Miyazaki e Ishii, 1968 (Trematoda: Paragonimidae) Tesis. Facultad de Ciencias UNAM 1-108.

durante 12 horas y se refijaron en una solución al 1 % de tetróxido de Osmio amortiguada de fosfatos durante una hora.

En algunas se destruyó el tegumento, exponiéndolas a ondas ultrasónicas durante 5 minutos antes de la postfijación, para obtener una imagen más aumentada de las espinas. (Tongu et al. 1985)

Para la microscopía electrónica de barrido los ejemplares fueron deshidratados en alcoholes sucesivos hasta alcohol absoluto y puestos en acetato de isoamilo. Después se secaron a punto crítico y se cubrieron con una capa de oro y carbón, para observarlos con un microscopio electrónico de barrido "JEOL S-25-II".

Adultos.

Los gusanos adultos se obtuvieron de los pulmones de un "Tlacuache" (*Didelphis virginiana californica*) capturado en la localidad de Madrid, Colima y de un gato infectado experimentalmente, con tres meses de infección.

Se fijaron en una solución al 2.5% de glutaraldehído amortiguada con fosfatos a un pH de 7.4 durante 12 horas, refijados en una solución al 1 % de tetróxido de Osmio, amortiguada con fosfatos, una hora, se deshidrataron en alcoholes sucesivos hasta alcohol absoluto y se pusieron en acetato de isoamilo y se secaron a punto crítico, cubriéndolos con una capa de carbón y oro, se observaron y fotografiaron con microscopio de barrido "JEOL S-25-II".

Para la microscopía electrónica de transmisión (MET) los ejemplares se fijaron en una solución al 2.5 % de glutaraldehído

amortiguada con fosfatos con un pH de 7.4. Se refijaron en tetróxido de osmio al 1%, amortiguado con fosfatos durante una hora y se deshidrataron en alcoholes sucesivos; se pusieron en una solución de butil-glicil eter y se embebieron en Epon. Los cortes se tifieron con acetato de uranilo y citrato de plomo y fueron observados en microscopio electrónico de transmisión tipo "Hitachi HS-8".

El material se preparó para la microscopía electrónica de transmisión (TEM) mediante las siguientes etapas: fijación en tetróxido de osmio (OsO₄) al 1% en tampón fosfato a pH 7.4 durante 1 hora, deshidratación en una serie de alcoholes (70%, 80%, 90% y 100% de alcohol absoluto) durante 1 hora cada uno, inclusión en Epon 812 en butil-glicil eter. Los cortes se realizaron con un microtomo de tipo MT-8000 (Hitachi) y fueron tificados con acetato de uranilo (1%) y citrato de plomo (2%) en solución acuosa. Los cortes fueron observados en un microscopio electrónico de transmisión Hitachi HS-8.

Los cortes se realizaron con un microtomo de tipo MT-8000 (Hitachi) y fueron tificados con acetato de uranilo (1%) y citrato de plomo (2%) en solución acuosa. Los cortes fueron observados en un microscopio electrónico de transmisión Hitachi HS-8.

CICLO DE VIDA DE *PARAGONIMUS MEXICANUS*

El ciclo de vida de las especies del género *Paragonimus* se inicia cuando los huevecillos son expectorados y caen al agua o cuando son deglutidos y salen al exterior con las heces del hospedero y llegan al agua. En el agua se desarrolla dentro del huevo la primera forma larvaria ciliada: miracidio, éste al nacer, nada activamente un tiempo y si no encuentra un caracol *Aroapyrgus alleei* de la familia Hydrobiidae, dentro de las siguientes 24 horas muere; pero, si se pone en contacto con éste, penetra en él, pierde sus cilios y las placas y se transforma en un esporocisto, en cuyo interior se forma la primera generación de redias, (redias madres), dentro de cada una de ellas se desarrolla otra generación de redias hijas y dentro de cada una de ellas se originan las cercarias, las cuales abandonan lentamente al caracol, desplazándose sin nadar; las cercarias del tipo microcercocerca, se caracterizan por su cauda corta y por presentar un estilete en la ventosa oral; la infección de los cangrejos tiene lugar en su medio y todavía no sabemos cómo se infecta el cangrejo, si porque las cercarias penetren a través de sus tegumentos o porque sean ingeridas por el cangrejo con el caracol.

Las cercarias dentro del cangrejo se transforman en metacercarias; éstas son desnudas, muy activas y se encuentran principalmente en el hepatopáncreas del cangrejo y menos frecuentemente en la musculatura de las patas y quelas o en la musculatura del cuerpo. Las metacercarias se caracterizan por su pigmentación rojiza, ciegos amarillos y vesícula excretora

larga, que va desde la bifurcación cecal hasta el poro excretor en el extremo posterior del cuerpo.

El hombre y otros animales se infectan cuando comen cangrejos con metacercarias crudos o mal cocidos. Las metacercarias al llegar al aparato digestivo de estos hospederos atraviesan las paredes del esófago o del estómago y llegan a la cavidad torácica o abdominal (en roedores infectados experimentalmente pasan por el esófago) y migran hasta alcanzar los pulmones (atravesando el diafragma si pasaron por el estómago), donde se desarrollan hasta alcanzar su estado adulto, aproximadamente en unos 65 a 70 días, esto último en gatos, experimentalmente. (Lamothe *et al.* 1977.) (Fig. 1).

MORFOLOGIA

ADULTO.

REDESCRIPCION. (Lamothe *et al.* 1978)

Los parásitos son fusiformes, alargados de color rosa pálido a rojo cuando vivos, el extremo anterior ligeramente más ancho que el posterior, miden de 6.053 a 8.587 mm. de largo por 2.704 a 3.783mm. de anchura máxima. La cutícula de 0.007 a 0.015 mm. de grueso se encuentra cubierta de espinas, que miden de 0.022 a 0.037 mm. de largo y estan, por lo general, uniformemente distribuidas, son puntiagudas, y con frecuencia alrededor del acetábulo se presentan espinas dobles, siendo éstas mas abundantes en el tercio posterior del cuerpo.

La ventosa oral es subterminal, de contorno circular, musculosa, ligeramente menor que el acetábulo, mide de 0.370 a 0.627 mm. de largo por 0.595 a 0.805 mm. de ancho; el acetábulo, tambien musculoso y un poco mayor que la ventosa oral, se

encuentra situado ligeramente hacia arriba del ecuador del cuerpo y mide de 0.595 a 0.724 mm. de largo por 0.611 a 0.740 mm. de ancho; la relación entre las dos ventosas es de 1:1.8 - 1:1.2 X 1:1.2 - 1:0.9.

La boca se abre en medio de la ventosa oral y se continúa con la faringe, que es menor que la ventosa oral es musculosa cilíndrica y mide de 0.257 a 0.483 mm. de largo por 0.322 a 0.402 mm. de ancho; el esófago, es angosto, de paredes finas, no musculoso y mide de 0.080 a 0.322 mm. de largo por 0.112 a 0.241 mm. de ancho; los ciegos intestinales se extienden laterodorsalmente, hasta el extremo posterior del cuerpo, son más largos que éste y presentan en su trayecto dos o tres asas, que le dan un aspecto de zig-zag, están rodeados por las glándulas vitelógenas tanto dorsal como ventralmente y la bifurcación cecal tiene lugar a una distancia del extremo anterior del cuerpo que varía de 0.611 a 0.805 mm.

El aparato reproductor masculino está representado por dos testículos, situados en el tercio posterior del cuerpo uno frente al otro, son intercecales y postováricos, así como ramificados pero menos acentuadamente que el ovario. El derecho mide de 1.191 a 2.753 mm. de largo por 0.644 a 1.127 mm. de ancho y el izquierdo de 0.966 a 2.720 mm. de largo por 0.354 a 1.966 mm. de ancho; de cada uno y de su borde interno sale un conducto eferente que se une con el del lado contrario para formar un conducto deferente o espermiducto muy corto, un poco antes de desembocar a la vesícula seminal; ésta se ensancha y asciende y a la altura del borde posterior del acetábulo y en algunos casos a la mitad del

acetábulo se dobla y desciende, después se estrecha y forma un conducto eyaculador delgado, musculoso, el cual se encuentra rodeado en todo su trayecto por células prostáticas, pequeñas, sin llegar a formar una pars prostática.

La vesícula seminal mide de 0.289 a 1.288 mm. de largo por 0.048 a 0.112 mm. de ancho y el conducto eyaculador mide de 0,193 a 0.450 mm. de largo por 0.032 a 0.064 de ancho; éste desemboca en el atrio genital que su vez termina en el poro genital, situado abajo del acetábulo, sobre la línea media y está rodeado por una gran cantidad de células glandulares pequeñas; dista del borde posterior del acetábulo de 0.045 a 0.228 mm.

El aparato reproductor femenino está representado por un solo ovario, finamente ramificado, situado en el lado derecho del cuerpo en doce de los ejemplares estudiados y en dos de ellos se encuentra en el lado izquierdo; éste por regla general sobrepasa ligeramente al acetábulo.

El ovario presenta de cuatro a nueve lobulaciones profundas y largas que terminan en varias ramificaciones pequeñas y finas, y mide de 0.805 a 1.191 mm. de largo por 0.483 a 1.288 mm. de ancho. Del ovario parte un pequeño oviducto, delgado que presenta un oocapto, de gruesas paredes musculosas, que termina en el ootipo, rodeado por las células que forman la glándula de Mehlis; el ootipo de forma alargada e irregular con frecuencia está lleno de espermatozoides; al ootipo desemboca el receptáculo seminal de forma ovoide, el cual muestra una doble pared refringente, delgada y mide de 0.144 a 0.627 mm. de largo por 0.064 a 0.193 mm. de ancho, éste en casi todos los ejemplares se encuentra situado a la derecha de la línea media del cuerpo, al ootipo

llega también el conducto vitelino, que parte del reservorio vitelino y con frecuencia desemboca en las cercanías del oocipito.

Del ootipo sale el conducto o canal de Laurer, que mide de 0.354 a 0.644 mm. de largo por 0.032 a 0.080 mm. de ancho, desemboca sobre la línea media dorsal del cuerpo, en las cercanías del reservorio vitelino y es un conducto de paredes musculosas que presenta externamente en todo su trayecto numerosas células glandulares pequeñas; del ootipo sale también el útero que al principio de su recorrido es delgado y fino, pero después se ensancha y se dirige hacia el lado opuesto del ovario, formando numerosas asas, que rara vez sobrepasan el borde anterior del acetábulo, el borde anterior del testículo y el ciego correspondiente; el útero, antes de desembocar en el poro genital, forma un metratermo musculoso, que presenta en todo su trayecto numerosas células glandulares pequeñas, semejantes a las del canal de Laurer y desemboca en el poro genital.

Los huevos son ovoides, de cáscara amarillenta, lisa y presentan en uno de sus extremos un opérculo, miden de 0.060 a 0.101 mm. de largo por 0.037 a 0.075 mm. de ancho.

Las glándulas vitelógenas se extienden desde la ventosa oral hasta el extremo posterior del cuerpo, sobre los campos laterales, dejando libre únicamente la parte central del cuerpo; están constituidas por numerosos folículos tubulares muy ramificados, que se unen formando dos viteloductos laterales sinuosos, que se reúnen abajo del acetábulo, constituyendo un reservorio vitelino de forma triangular, situado sobre la línea

media del cuerpo y desemboca por medio de un corto viteloducto al ootipo.

El aparato excretor está representado por una vésicula excretora de forma tubular que se extiende dorsalmente desde la bifurcación cecal hasta el extremo posterior del cuerpo donde desemboca al exterior a través del poro excretor, que es terminal y medio. (Fig. 2).

HUEVO.

Los huevos son de forma oval y ligeramente asimétricos, presentan una coloración pardo amarillenta, tanto en las cápsulas pulmonares como en el útero de los gusanos adultos o en las heces de los hospederos definitivos. Miden de 0.060 a 0.101 mm. de longitud total y presentan una anchura que varía de 0.037 a 0.075 mm. Son operculados y la superficie presenta pequeñas oquedades o concavidades poco profundas de 1 a 2 micra de diámetro, opuesto al opérculo muestran una pequeña proyección o prominencia característica, de forma asteroide. El opérculo es convexo y rodeado por un ligero engrosamiento en forma de collar y está unido a la cápsula del huevo de forma hermética por procesos parecidos a dientes pequeños, cuatro grandes y alrededor de 120 pequeños, que se encuentran alrededor del borde de la cápsula y solo observables cuando se desprende el opérculo en el momento del nacimiento del miracidio. La altura del opérculo es de 0.003 a 0.007 mm. y su diámetro de 0.015 a 0.037 mm. (Ishii, Miyazaki y Tokunaga, 1970)

MIRACIDIO.

Es alargado, con forma de perinola, presenta en el extremo

anterior una papila apical y dos procesos laterales en forma de hombros a la altura de la primera y segunda hileras de placas ectodérmicas; el extremo posterior es romo. Mide de 0.041 a 0.090 mm. de largo por 0.017 a 0.060 mm. de anchura máxima; el cuerpo está cubierto por 17 placas ciliadas dispuestas en cuatro hileras transversales, separadas entre sí por áreas angostas sin cilios.

La primera hilera contiene seis placas ectodérmicas de forma triangular, cuyos vértices se dirigen hacia delante y rodean la base de la papila apical y sus bases muestran una muesca central ocupada por un núcleo bien definido; estas placas miden de 0.016 mm. de largo por 0.014 mm. de ancho en su base, mostrando cilios relativamente pequeños.

La segunda hilera consta de siete placas de forma rectangular, más largas que anchas, que miden de 0.040 mm. de largo por 0.011 mm. de ancho; sus cilios son un poco más largos que los de la hilera anterior. (Lázaro-Chávez M.E. 1984)

La tercera hilera está representada por tres placas ectodérmicas, de forma también rectangular pero más anchas que largas, miden de 0.009 mm. de largo por 0.022 mm. de ancho y los cilios son ligeramente más largos que los de la segunda hilera.

El extremo posterior está ocupado por una sola placa de forma acorazonada y su ápice, dirigido hacia la región posterior del cuerpo, mide de 0.014 mm. de largo por 0.012 mm. de ancho y los cilios son más largos que los de las placas anteriores.

En el extremo anterior existe una pequeña prominencia o papila apical, que es ligeramente protusible y en cuya base se encuentra la glándula apical, que está situada en el tercio

anterior del cuerpo, tiene forma sacular y contiene cuatro núcleos. A los lados de esta glándula apical se encuentran un par de glándulas de penetración que desembocan al exterior cada una por un conducto pequeño que se encuentra en la base de la papila apical.

Abajo de ésta se encuentra una masa ganglionar, de forma oval que representa al sistema nervioso.

El aparato excretor está constituido por un par de células en flama, que se localizan cerca del margen posterior de la segunda hilera de placas ectodérmicas; cada una se conecta con un tubo sinuoso, abriéndose al exterior dorsalmente por medio de un poro situado entre la segunda y tercera hileras de placas ectodérmicas; en el resto de la cavidad del cuerpo se observan grandes células germinales con núcleos redondos, que contienen gránulos de cromatina y grandes nucleólos; también existen células somáticas de tipo cuboidal.

ESPOROCISTO.

Los esporocistos fueron observados en caracoles infectados experimentalmente con miracidios, obtenidos en el laboratorio, a las 24 horas de iniciadas las infecciones y se siguieron observando hasta el décimo primer día. Inicialmente éstos se encontraron implantados entre las laminillas branquiales y en la pared interna de la cavidad paleal siendo aún inmaduros.

Tienen una forma sacular alargada y miden de 0.040 a 0.051 mm. de largo por 0.018 a 0.024 mm. de ancho; el extremo anterior es más delgado y presenta un repliegue característico y el extremo posterior es redondeado, el cuerpo es liso y carece de

cilios.

Los esporocistos, del noveno al décimo primer día de desarrollo, presentaban un cuerpo más alargado y mayor número de células germinales. localizándose principalmente alrededor del aparato digestivo del caracol. (Rangel y Lamothe,1986)

REDIA MADRE.

Las reديات madres también fueron observadas en caracoles infectados experimentalmente a partir de los 14 días de iniciada la infección hasta los 76 días, y se encontraban localizadas principalmente alrededor del estómago, del intestino y de la glándula digestiva. Mostraban una forma alargada, oval y contenían pocas reديات hijas en su interior, en diferentes estados de desarrollo. Midieron de 0.152 a 0.267 mm. de largo por 0.054 a 0.101 mm. de ancho. La cutícula es rugosa, sin cilios; presentan una boca terminal con una faringe relativamente larga y un saco intestinal más pequeño que la faringe, contienen en su interior a la segunda generación de reديات, y se observó en general que sólo una o dos de ellas se desarrollan más rápidamente que las demás. (Rangel y Lamothe,1986).

REDIA HIJA.

Las reديات hijas o segunda generación de reديات, fueron también observadas a partir de los 70 días de iniciada la infección hasta los 259 días, se localizaban principalmente en el sistema linfático, en la glándula digestiva y junto al estómago e intestino del caracol. Las reديات hijas tienen forma oval alargada, con una longitud que varía de 0.341 a 0.492 mm. y una anchura de 0.096 a 0.136 mm. La cutícula es rugosa, sin espinas

ni cilios; existen pequeñas papilas alrededor de la boca sin que tengan una distribución determinada. La boca es amplia, terminal y comunica con una faringe muscular que mide de 0.028 a 0.050 mm. de largo por 0.024 a 0.040 mm. de ancho, que se comunica con un saco intestinal que mide de 0.040 a 0.068 mm. de largo por 0.016 a 0.030 mm. de ancho. En el interior del cuerpo se hallaron entre 5 a 18 cercarias en diferentes grados de desarrollo y en el extremo posterior del cuerpo fué posible observar un grupo pequeño de embriones. (Ito et al., 1985)

CERCARIA.

Pertenece al tipo de las microcercocercas por presentar una cauda muy pequeña. Se vieron a partir de los 70 días de iniciada la infección hasta los 259 días, libres o dentro de las reñas hijas. También se observaron en caracoles infectados en forma natural. Su cuerpo es elipsoidal con una longitud que varía de 0.127 a 0.170 mm. por una anchura de 0.043 a 0.084 mm., está cubierto de espinas pequeñas cuyas puntas se encuentran dirigidas hacia la región posterior, algunas de éstas más grandes se localizan en la región ventral, otras alrededor de la ventosa oral y otras más en el extremo posterior de la cauda, donde son muy notables.

En la región anterior y ventralmente tienen papilas ciliadas y papilas en forma de domo, principalmente alrededor de la boca y otras en la región dorsal del cuerpo.

La ventosa oral, bien desarrollada, se encuentra situada en el extremo anterior del cuerpo, mide de 0.033 a 0.042 mm. de largo por 0.029 a 0.043 mm. de ancho y en su región dorsal se

encuentra un largo y prominente estilete, que presenta estriaciones longitudinales muy finas y mide de 0.020 a 0.029 mm. de largo y de 0.004 a 0.005 mm. de ancho en su base.

El acetábulo, musculoso y casi circular, es ligeramente más pequeño que la ventosa oral, se sitúa en la región ecuatorial del cuerpo y mide de 0.018 a 0.023 mm. de largo por 0.018 a 0.025 mm. de ancho. La mitad posterior del cuerpo está ocupada ventralmente por una estructura musculosa peculiar que hemos llamado "pseudoventosa", la cual consiste en un surco o depresión amplia con los bordes laterales poco musculosos que forman una membrana marginal hialina de tipo estriado; mide de 0.080 a 0.095 mm. de largo por 0.060 a 0.070 mm. de ancho; la cauda es corta y está situada ventralmente en el extremo posterior del cuerpo, tiene forma cónica y mide de 0.014 a 0.020 mm. de largo por 0.012 a 0.018 mm. de ancho, y presenta en la región terminal numerosas y pequeñas espinas, sólidas y puntiagudas y en su interior se observan varios cuerpos esféricos.

La boca se abre en medio de la ventosa oral y se continúa con una prefaringe corta que comunica con una faringe pequeña, musculosa, de forma esférica, hay un pequeño esófago y los ciegos son inconspicuos. La comisura nerviosa está situada transversalmente, cruzando la faringe.

El aparato excretor, típicamente protonefridial, está formado por 60 células en flama, cuya fórmula es la siguiente:

$$2 [(3+3+3+3+3) + (3+3+3+3+3)] = 60$$

Se presentan como cinco grupos anteriores y cinco grupos posteriores de cada lado, cada grupo con tres protonefridios; los cinco grupos anteriores forman el conducto colector anterior y

los cinco grupos posteriores forman el conducto colector posterior, ambos se unen a la altura del ecuador del acetábulo y desembocan lateralmente en la región anterior de la vesícula excretora, que tiene forma de "I" y se caracteriza por presentar en su interior un epitelio de células cuboidales; la vesícula excretora mide de 0.031 a 0.035 mm. de largo y desemboca en el poro excretor, situado en el extremo posterior del cuerpo sobre la línea media, dorsalmente. (Ito, *et al.*, 1985)

No todos los protonefridios muestran el mismo grado de desarrollo; los grupos situados en los extremos anterior y posterior del cuerpo están mejor desarrollados y son más grandes que los situados en la parte media del cuerpo.

Entre la faringe y el acetábulo se encuentran lateralmente dos grupos de glándulas de penetración; las externas cuatro o cinco son de mayor tamaño que las internas y tienen mayor afinidad por colorantes vitales como el rojo neutro y el sulfato de azul de Nilo. Las internas, siempre tres, son más pequeñas, muestran pequeños gránulos y no tienen tanta afinidad por los colorantes vitales. De los cuatro grupos de glándulas de penetración salen conductos muy finos que se dirigen sinuosamente hacia la región anterior del cuerpo y desembocan dorsalmente a ambos lados del poro de salida del estilete.

Las cercarias son muy activas y su movimiento es semejante al de las sanguijuelas, utilizando para ello la ventosa oral, el acetábulo y la pseudoventosa; sin embargo, su desplazamiento es lento, muestran un fototactismo positivo y muchas fueron observadas en la superficie del agua, moviéndose activamente.

METACERCARIA.

En vivo, las metacercarias son desnudas, ya que carecen de cubierta quística; muestran una gran actividad, desplazándose libremente por contracciones de su cuerpo y con la ayuda de sus ventosas. Su cutícula es gruesa y espinosa y las espigas cuticulares tienen en general una sola punta. El cuerpo es de un color rojizo, debido a que presentan en el mesenquima numerosas concreciones rojas, de color rosa o naranja, dispuestas principalmente a lo largo de los ciegos intestinales, tanto dorsal como ventralmente; algunas metacercarias relativamente pequeñas mostraban menor actividad y granulaciones más escasas.

La ventosa oral es subterminal y más pequeña que el acetábulo. Con frecuencia, algunas metacercarias relativamente pequeñas, presentaban aún el estilete típico de las cercarias en la parte media del borde dorsal. La ventosa ventral está situada en la región ecuatorial del cuerpo; los ciegos intestinales muestran una coloración amarillenta característica, siendo más delgados en la zona preacetabular y bastante más anchos en la mitad posterior del cuerpo; la vesícula excretora, muy notable, es tubular, sin ramificaciones y ocupa todo el espacio intercecal, al microscopio se observa de color blanco lechoso con luz incidente y de color negro con luz reflejada, lo que contrasta notablemente con lo transparente del mesenquima, se extiende desde la bifurcación cecal hasta el extremo posterior del cuerpo y con azul de metileno se tiñe de color azul pálido y los bordes se hacen más visibles, destacándose mejor sus límites anteriores, y cambia de forma constantemente debido a los

movimientos del cuerpo.

Las metacercarias, teñidas y montadas tienen forma oval, alargada y son aplanadas en sentido dorsoventral, miden de 0.853 a 1.233 mm. de largo y de 0.354 a 0.515 mm. de anchura máxima a nivel del acetábulo, su cutícula es gruesa y espinosa, mide de 0.003 a 0.004 mm. de ancho y las espinas cuticulares que terminan en una sola punta, miden de 0.003 a 0.006 mm. de largo. (Lamothe *et al.*, 1979).

La ventosa oral es subterminal y más pequeña que el acetábulo, mide de 0.075 a 0.108 mm. de largo por 0.093 a 0.138 mm. de ancho; algunas metacercarias, sobre el borde dorsal, llevan un pequeño estilete de forma alargada que termina en punta roma, y mide 0.011 mm. de largo por 0.003 mm. de ancho.

El acetábulo, casi circular y de mayor tamaño que la ventosa oral, está situado en la región ecuatorial del cuerpo y mide de 0.150 a 0.191 de largo por 0.153 a 0.206 de ancho. La relación de las ventosas es de 1: 2.0 - 1:1.7 X 1:1.6- 1:1.4. La distancia entre el centro de la ventosa oral y el centro del acetábulo varía de 0.354 a 0.547.

El aparato digestivo, bien desarrollado, está representado por la boca, que se abre en el centro de la ventosa oral, seguida de una faringe musculosa, en forma de barril y mide de 0.045 a 0.080 de largo por 0.037 a 0.080 de ancho; se continúa con el esófago pequeño, de 0.011 a 0.056 mm. de largo por 0.018 a 0.048 mm. de ancho; la bifurcación cecal tiene lugar a una distancia del extremo anterior que varía de 0.146 a 0.206 mm. Los ciegos intestinales son sinuosos, lisos, muy delgados en su porción

preacetabular y ensanchados muy notablemente en la postacetabular, terminando muy cerca del extremo posterior del cuerpo.

El aparato excretor está representado por una vesícula excretora tubular, alargada, que ocupa gran parte del espacio intercecal, desde la base de la faringe hasta el extremo posterior del cuerpo, donde termina en el poro excretor situado sobre la línea media dorsal subterminalmente. La vesícula excretora mide de 0.662 a 0.933 mm. de largo. La metacercaria presenta 60 células en flama, distribuidas de igual manera que en la cercaria.

DISTRIBUCION GEOGRAFICA.

Los tremátodos pulmonares del género *Paragonimus* se encuentran parasitando una gran cantidad de mamíferos que comen cangrejos o acociles, tanto en México como en América Latina.

Paragonimus mexicanus se desarrolla normalmente en el hombre, y existe un peligro potencial para éste, donde quiera que se encuentre; sin embargo la paragonimiasis humana esta limitada a la distribución de los hospederos intermediarios y a los hábitos alimenticios de la población, especialmente al consumo de crustáceos crudos o mal cocidos que hace posible la infección. Afortunadamente tales hábitos no son muy comunes en nuestro medio por lo que en general la incidencia y distribución de la paragonimiasis es baja; sin embargo podemos decir que en América las áreas endémicas más importantes son México, Costa Rica, Ecuador y Perú, ya que hasta ahora no se han señalado en la especie humana en Belice, Guatemala, Panamá ni Brasil, no obstante que en estos tres primeros países se ha encontrado a *P. mexicanus* en animales salvajes y domésticos.

En México fue citada originalmente para el estado de Colima, y posteriormente la hemos señalado en los Estados de Michoacán, Veracruz, Tabasco, Chiapas y Nayarit. Aunque se han registrado algunos casos en San Luis Potosí y Yucatán, hasta ahora no hemos constatado la presencia de este tremátodo en los hospederos intermediarios habituales, ni en los definitivos, por lo que estos dos Estados quedan pendientes como zonas endémicas de paragonimiasis en la República Mexicana, hasta que nuevas evidencias sean presentadas. En la zona norte del Estado de

Hidalgo recientemente se presentaron dos casos de paragonimiasis pulmonar en dos niños (Karam y Bernal, 1987) que comían cangrejos, pero hasta ahora no se han encontrado hospederos intermediarios (Mapa 2). y recientemente se señaló un nuevo caso de Huauchinango, Pue., en una señora que comió cangrejos. (Salazar, *et al.*, 1987)

En América Central, *Paragonimus mexicanus* se distribuye en Guatemala (Caballero, 1946; Miyazaki *et al.* 1980) en cuatro Departamentos Sololá, Sta. Rosa, Guatemala y Escuintla. En el Salvador, Brenes *et al.* (1980), citan un caso comunicado por el Dr. F. Platero. En Honduras, Larach (1966) y Brenes *et al.* (1983), han señalado casos aislados. En Nicaragua, hasta 1983 no se había notificado ningún caso de paragonimiasis; pero en octubre de 1983, el Dr. Romero Cabello del Departamento de Ecología Humana de la Facultad de Medicina de la UNAM, recibió la fotografía de un gusano joven incrustado en la cámara anterior del ojo de un paciente, que sin duda pertenece a una especie de *Paragonimus*, por lo que queda por confirmar dicha parasitosis en esta República. En Costa Rica son numerosos los casos de paragonimiasis pulmonar y cerebral que han sido comunicados por Brenes *et al.* (1980). En Panamá sólo se ha reconocido en mamíferos salvajes. (Cuadro 4.).

En América del Sur se ha señalado para Colombia *P. caliensis* y hasta ahora sólo un caso humano registrado por Buitrago *et al.* (1981) sin precisar la especie.

En Venezuela, Rincón Salas *et al.* (1973) dieron cuenta de un caso de paragonimiasis ectópica en la especie humana, en

Ecuador son numerosos los casos de paragonimiasis pulmonar humana. Y solo dos especies de *Paragonimus*: *P. peruvianus* y *P. ecuatoriensis*; sin embargo, Yokogawa *et al.*, (1982) señalaron que ambas son sinónimos de *P. mexicanus*.

En Perú numerosos casos se han notificado desde 1910 y se han encontrado tres especies: *P. peruvianus*, *P. inca* y *P. amazonicus*. Yokogawa *et al.* (1983) descubrieron tres nuevas áreas endémicas en este país: San Juan, Magdalena y Codebamba en el Departamento de Cajamarca y sugieren que *P. peruvianus* es sinónimo de *P. mexicanus*. En Brasil se ha señalado a *P. rudis* como especie *inquirenda* sólo en animales salvajes. Son hasta ahora Ecuador y Perú los países con mayor número de áreas endémicas y con mayor número de casos de paragonimiasis humana en América.

HOSPEDEROS

HOSPEDEROS INTERMEDIARIOS.

PRIMARIOS

Desde que iniciamos nuestras investigaciones sobre el género *Paragonimus* en México en 1976, en el estado de Colima, habíamos buscado insistentemente el caracol que intervenía en el ciclo biológico de este parásito. En el mes de enero de 1979, encontramos en un manantial cercano a la población de Madrid una especie de caracol que, por su morfología y hábitos, lo situamos dentro de la familia Hydrobiidae; después de revisar cerca de 11,000 caracoles en el mes de septiembre de 1979, encontramos en uno las formas larvales, principalmente redias y cercarias de una especie de *Paragonimus* que supusimos correspondían a

Paragonimus mexicanus, por ser ese lugar donde habíamos capturado cangrejos del género *Pseudothelphusa* y tlacuaches del género *Didelphis* infectados con dicho tremátodo.

Los pequeños caracoles fueron identificados por el Dr. Emile A. Malek del Departamento de Medicina Tropical de la Universidad de Tulane, como *Aroapyrgus alleei* Morrison, 1946

Diferentes especies de hidróbidos del mismo género han sido registrados como hospederos intermediarios de otras especies de *Paragonimus* en América Central y en América del Sur, que parasitan tanto al hombre, como a animales salvajes y domésticos.

Así, por ejemplo, Malek y Little en 1971, describieron a *Aroapyrgus colombiensis* como especie nueva, procedente de un tributario del río Pichinde, cercano a la población de Pichinde de la Municipalidad de Cali en Colombia y lo señalaron como el primer hospedero intermediario de *Paragonimus caliensis* en Colombia.

Malek *et al.*, en 1975 y Brenes *et al.* en 1980 registraron a *Aroapyrgus costarricensis* (Morch, 1880) como el primer hospedero intermediario de *Paragonimus mexicanus* en Costa Rica. Todos estos autores encontraron que la infección natural en los caracoles es menor al 1%, pero éstos mostraron ser muy susceptibles a la infección en condiciones experimentales (Rangel y Lamothe, 1986).

El hábitat natural de *Aroapyrgus alleei* son pequeños arroyos de 2 o 3 m. de anchura y de 15 a 30 cm de profundidad o pozas en cuyas orillas viven una gran diversidad de plantas; sin embargo, los caracoles se encontraron en grandes cantidades entre

las raíces sumergidas de *Piper hispidum* y *Ficus* sp. plantas que abundan a lo largo de estos arroyos y alrededor de las pozas.

Muchos de ellos fueron localizados también, adheridos a las paredes de concreto o en el piso de canales, donde se alimentaban de hojas en descomposición y en donde *Spiragryra* sp. era muy abundante.

El caracol es pequeño y muestra una concha espiralada, oval, perforada, la espira es cónica con 4 o 4.5 vueltas, separadas por suturas profundas. La vuelta del cuerpo es grande y redondeada. La abertura es oblicuamente angulada arriba y redondeada abajo, el ombligo es poco profundo y posterior al engrosamiento del labio. La escultura de la concha muestra líneas microscópicas espirales y líneas de crecimiento más gruesas. El color de la concha es gris amarillento, si bien en los caracoles muertos es blanca. El opérculo es córneo, oval y de tipo paucispiral, con un núcleo casi basal.

La concha de 4 a 4.5 vueltas mide de 1.48 a 3.13 mm. de altura, y de 1.11 a 1.68 mm. de anchura. La abertura de 0.83 a 1.3 mm. de longitud y de 0.57 a 0.97 de mm. anchura. La relación entre la altura de la abertura y la altura de la concha es de cerca de 1: 0.42 mm.

El animal presenta tentáculos largos, delgados y pigmentados en su base. La branquia vista claramente a través del manto y de concha, tiene de 24 a 26 laminillas, es ancha cerca del collar del manto, pero se va haciendo más angosta hacia la región posterior.

La rádula es pequeña y similar a la de otros hidróbidos, muestran un diente central transverso, con su base hundida en el

centro, tiene dos cúspides basales a cada lado y en el lado reflejado tienen de 4 a 5 cúspides a los lados de una más grande central. Los dientes laterales tienen de 9 a 10 cúspides, y la quinta del lado interno (mesocono) es más grande que las otras; el diente marginal interno es más delgado y casi con el mismo número de cúspides (22 a 26) que el marginal externo.

El pene es largo, simple y sin papilas, proyecciones o glándulas accesorias, nace dentro de un pliegue circular, a la derecha de la línea media dorsal y a una corta distancia posterior al ojo derecho, como en otras especies del género *Aroapyrgus*. El pene muestra una constricción cerca de la porción terminal y ésta última está fuertemente pigmentada con melanóforos.

En la hembra el oviducto se ensancha anteriormente y forma una bolsa de maduración, ya que son ovovivíparos y que corresponde al oviducto paleal de otras especies de hidróbidos, que son ovíparos. Dentro se observan muchos embriones activos a nivel de la última vuelta del cuerpo y parte de la penúltima.

Varias especies de hidróbidos han sido registradas como hospederos intermediarios de *Paragonimus* en América Central y en América del Sur. Malek *et al.* (1975) registraron en Costa Rica a *Aroapyrgus costarricensis* (Morch, 1861) como el primer hospedero intermediario de *P. mexicanus* en este país. Recientemente Malek y Parenze (1981) registraron a *Aroapyrgus colombiensis* en Perú como el hospedero potencial de *Paragonimus* en áreas endémicas y enzóticas en este país y no dudan de la posibilidad de que esta misma especie exista en el Ecuador, pero hasta la fecha esto no

ha sido confirmado.

Otras especies de caracoles de la familia Hydrobiidae es probable que sirvan como hospederos intermediarios de *Paragonimus*, tanto en México, como América Central y del Sur; el hallazgo de *Aroapyrgus alleei* infectado naturalmente con formas larvarias de *P.mexicanus* en Colima, México por Ito y sus colaboradores en 1985 así lo confirman. (Cuadro 5.).

SECUNDARIOS.-

En julio de 1976 (Lamothe *et al.*, 1977) parte del personal del laboratorio de Helmintología del Instituto de Biología de la UNAM, realizó un viaje de exploración a Colima con el fin de recolectar algunos cangrejos en la búsqueda de formas larvarias (metacercarias) en éstos. Los cangrejos fueron localizados en un arroyo conocido con el nombre de arroyo de la Barragana, en las cercanías del pequeño poblado de Comala, a 7 Km al norte de la Ciudad de Colima; el arroyo nace de un pequeño manantial de aguas completamente limpias y está bordeado por una vegetación típicamente tropical, se encuentra situado a una altura sobre el nivel de mar de 760 m. y éste desemboca al río Comala que, a su vez, es tributario del río Armería, el cual desemboca en Boca de Pascuales en la costa del Pacífico mexicano.

En esa ocasión se recolectaron 24 cangrejos, pero sólo 5 de ellos se encontraron infectados con metacercarias de *Paragonimus*, lo que representa un 12 % de infección, porcentaje que consideramos bastante alto; las metacercarias siempre se encontraron desnudas, es decir, sin una cubierta quística, muy

activas y libres, principalmente entre los divertículos del hepatopáncreas; el número de metacercarias recolectadas fue de 357 y se mostraron altamente infectivas experimentalmente en gatos.

La especie de cangrejo fue identificada por el Dr. Fernando A. Manrique del Instituto Tecnológico de Estudios Superiores de Monterrey, de la Escuela de Ciencias Marítimas y Tecnología de Alimentos de Guaymas Sonora, como *Pseudothelphusa (P.) dilatata*. La especie parece tener una amplia distribución en la región occidental de la República Mexicana, desde Colima hacia el sur, en el Estado de Michoacán (Huetamo) adentrándose hasta el Estado de Morelos, donde ha sido recolectada en la Estacas, Tetecalitla, Yautepec y Lago de Tequesquitengo, localidades hasta ahora no investigadas por nosotros, en la búsqueda de larvas de *Paragonimus*

Otra especie del género *Pseudothelphusa* que albergaba metacercarias de *P. mexicanus* fue localizada en las poblaciones de Taretan y Caracha en el Estado de Michoacán, pero de esta especie de cangrejo, que parece ser *Pseudothelphusa beliana*, su identidad exacta no ha sido confirmada hasta ahora.

Pseudothelphusa (Pseudothelphusa) sp. de Agua Blanca, también en el Estado de Michoacán, cerca de San José Purúa, es otra especie que encontramos parasitada con metacercarias de *Paragonimus*, pero la infección fue muy baja (de 54 cangrejos revisados, sólo dos albergaban cada uno una metacercaria) que identificamos como perteneciente a *P. mexicanus*, y capturamos solo un hospedero definitivo que fué identificado como *Didelphis virginiana californica* parasitado con 14 gusanos adultos en los

dos pulmones.

Otra especie que encontramos como hospedero intermediario de *P. mexicanus* fue *Pseudothelphusa (Tehuana) poglayenorum*, de la región de los Tuxtlas, en el Estado de Veracruz.

En un pequeño arroyo entre Tapijulapa y Oxolotán del Estado de Tabasco, encontramos en un sólo cangrejo de 8 revisados, una sola metacercaria que identificamos como perteneciente a *Paragonimus mexicanus*; ésta especie de cangrejo fue identificada como *Potamocarcinus (Zilchia) maxillipes*.

En una localidad llamada Puente de Escocia, en las cercanías de Nueva Alemania en Chiapas encontramos 6 cangrejos infectados (de 19 revisados) con metacercarias de *Paragonimus mexicanus*; estos cangrejos pertenecían a la especie *Potamocarcinus (Raddaus) tuberculatus* y en un arroyo situado en la Finca Brasil, a 5 Km. de Nueva Alemania, también en el Estado de Chiapas localizamos 26 cangrejos de la misma especie, de los cuales sólo 11 de ellos albergaban metacercarias desnudas de *P. mexicanus*. En estas localidades desconocemos cuales son los hospederos definitivos de esta especie. (Cuadro 6.).

En Guatemala, Miyazaki y Kifune registran en 1980, dos especies de cangrejos como hospederos intermediarios de *Paragonimus mexicanus* : *Pseudothelphusa cobanensis* y *Pseudothelphusa propinqua*, considerando que las formas larvales que albergan estas dos especies son idénticas a las encontradas en Colima y pertenecientes a *Paragonimus mexicanus*. Esto fue confirmado experimentalmente en perros, ya que las metacercarias encontradas, fueron llevadas a Japón y dadas a comer a dos

perros; a uno de ellos se le dieron 40 metacercarias y fué negativo después de 173 días de iniciada la infección y al otro se le dieron 33 metacercarias y después de 165 días albergaba en la cavidad pleural un solo gusano maduro, que fue identificado como *Paragonimus mexicanus*. En este trabajo Miyazaki y Kifune señalan tres nuevas localidades endémicas en Guatemala, además de las señaladas por Caballero en 1946.

En Costa Rica Sogandares-Bernal y Smalley señalaron desde 1965 que el segundo hospedero intermediario de *Paragonimus* sp. era *Ptychophallus tristani*.

En 1980, Brenes, Zeledón y Rojas resumieron la posición taxonómica y el ciclo de vida de *Paragonimus mexicanus* en Costa Rica y señalaron que además de *P. tristani*, existen como segundos hospederos intermediarios *Ptychophallus costarricensis* y *Ptychophallus xantusi*.

Thatcher, en 1967 señaló que *Pseudothelphusa richmondi* es el segundo hospedero de *Paragonimus* en Panamá. Miyazaki e Ishii (1968) estudiando el material de Thatcher, mencionan que es *P. mexicanus* el responsable de los parásitos encontrados por Thatcher y no *Paragonimus rudis* como el había supuesto en un principio. En 1972a, Miyazaki señaló la presencia de *P. peruvianus* en *Pseudothelphusa richmondi* en Panamá y en 1982 este mismo autor registró a *Ptychophallus montanus cocleensis* y a *Ptychophallus exillipes* como hospederos intermediarios de *Paragonimus mexicanus* en ese mismo país. (Cuadro 7.).

En Ecuador los primeros en señalar el segundo hospedero intermediario de *Paragonimus* fueron Yokogawa y sus colaboradores en 1971. Estos mencionan que es *Strengeria eigenmanni* en Caluma,

Provincia de Bolívar en las estribaciones de los Andes. Más tarde, Voelker y Arzube en 1979 describieron la metacercaria de esta especie en el mismo hospedero y resultó ser similar a la descrita por Yokogawa y semejante a la de *Paragonimus peruvianus*.

En Perú fué Miyazaki y sus colaboradores en 1971 los que encontraron y describieron a la metacercaria de *P. peruvianus* en el hepatopáncreas de *Pseudothelphusa chilensis*, señalando por primera vez que ésta es desnuda, muy activa y resistente a los jugos gástricos. (Cuadro 8.).

HOSPEDEROS DEFINITIVOS DE *PARAGONIMUS MEXICANUS* EN MEXICO Y

AMERICA

El primer registro de paragonimiasis en animales salvajes en México, fué hecho por Mazzotti y Miyazaki en 1965, del estudio de un material procedente de los pulmones de tres "tlacuaches", capturados en el estado de Colima y que fueron determinados como *Didelphis marsupialis* por Mazzotti en 1963, pero sin precisar la localidad exacta, en el Estado de Colima. Miyazaki e Ishii en 1968, basándose en los 27 ejemplares de parásitos enviados por Mazzotti y recolectados en 1963, consideraron esta especie de tremátodo, como nueva para la Ciencia y la nombraron *Paragonimus mexicanus*, después de haber comparado estos ejemplares con otros de *Paragonimus kellicotti*, tremátodo que parasita a diversos animales carnívoros de Canadá y Estados Unidos de Norteamérica.

En enero de 1978 (Lamothe *et al.*, 1981) recolectamos por primera vez dos "tlacuaches" en el río de la Barragana, en las

cercanías del poblado de Comala, a 7 Km. al norte de la Ciudad de Colima, que resultaron infectados naturalmente con adultos de una especie de *Paragonimus* que fue identificado más tarde como *Paragonimus mexicanus*.

Los "tlacuaches" fueron identificados por el M en C. Cornelio Sánchez, del Laboratorio de Mastozoología del Instituto de Biología como *Didelphis virginiana californica* Kerr.

Por lo tanto, desde ese momento consideramos al arroyo de la Barragana en Comala, Colima, como la localidad tipo de *Paragonimus mexicanus*.

A partir de esa fecha hemos recolectado en diversas ocasiones y en diferentes localidades de los estados de Colima, Michoacán Veracruz y Nayarit, "tlacuaches" infectados naturalmente con esta especie de tremátodo pulmonar. (Cuadro 9.).

Durante el mes de septiembre de 1978 y como resultado de la Expedición Japonesa a México, formada por el Dr. I. Miyazaki y T. Kifune del Departamento de Parasitología de la Escuela de Medicina de la Universidad de Fukuoka, financiada por el Ministerio de Educación, Ciencia y Cultura del Japón, se exploraron diferentes zonas dentro del Estado de Colima, en la Costa Occidental de México, para determinar otros focos endémicos de paragonimiasis en animales silvestres. (Miyazaki, Kifune y Lamothe, 1980).

Además de Comala, que hasta ese momento era la única localidad conocida, se descubrieron dos nuevas zonas endémicas en el Estado: La Esperanza, situada a 17 Km. al suroeste de la Ciudad de Colima, en el Municipio de Coquimatlán y el Ojo de Agua

cercano a la población de Madrid a unos 23 Km. al suroeste de la Ciudad de Colima en el Municipio de Tecomán, no sólo, para vertebrados sino también para cangrejos, como ya habíamos señalado anteriormente, y que actúan como segundos hospederos intermediarios de ésta especie de parásito en el Estado.

Durante esta expedición (que duró del 10 al 30 de septiembre de 1978) se capturaron 17 "tlacuaches" de las tres localidades mencionadas, de los cuales 15 resultaron parasitados con 208 ejemplares de *Paragonimus mexicanus* como se observa en la tabla 2.

Continuando con nuestras investigaciones y queriendo saber como se comportaba la infección en éste hospedero planeamos un programa de salidas al Estado de Colima a las tres zonas endémicas descubierta en 1978 entre enero y diciembre de 1979.

Un total de 18 "tlacuaches" todos de la especie *Didelphis virginiana californica* Kerr, fueron capturados en las tres localidades; de éstos, 16 estuvieron infectados con 196 individuos de *Paragonimus mexicanus* lo que representaba un 88.8% de prevalencia y un 12.25 % de intensidad promedio.

Respecto a la incidencia ésta fue más alta en Madrid y en la Barragana que en la Esperanza, como se observa en la tabla, variando de un 100 % en Madrid hasta un 66.6% en la Esperanza, con el mismo comportamiento en relación a la intensidad de infección.

En relación con el tamaño de los hospederos, ya que no fué posible saber la edad exacta de cada uno de ellos, la incidencia de infección fue de un 75 % en los más pequeños, de un 100 % en los medianos y de un 87.5 % en los más grandes, que suponíamos

eran los más viejos y en los que se registraba una mayor frecuencia de cápsulas calcificadas y en ocasiones vacías, como se observa en la tabla 1.

Respecto al sexo de los hospederos notamos que la incidencia de infección con *Paragonimus mexicanus* es casi igual entre machos y hembras como se observa en la tabla ,pero la subseptibilidad es mayor en términos de intensidad de infección en los machos que en la hembras.

La distribución de las formas adultas de *P. mexicanus* en los pulmones de estos hospederos se muestra en la tabla 4 ,y notamos que el pulmón derecho es más afectado que el izquierdo, siendo la zona media de ambos pulmones las más parasitada. (Tabla 3.).

Comparando estos resultados con los obtenidos por Miyazaki, Kifune y Lamothe en el mes de septiembre de 1978 (publicado en 1980) en las mismas localidades endémicas del Estado de Colima, éstos son similares, ya que el número de hospederos definitivos capturados por dichos autores en esa fecha fue de 17 de los cuales 15 estuvieron parasitados con 208 ejemplares de *P. mexicanus*, lo que representa un 88.2 % de prevalencia y una intensidad de 13.9 % por hospedero infectado.

Nuestros resultados basados en las capturas de todo un año, nos permiten señalar que la infección permanece relativamente constante en esas localidades, tanto en incidencia como en intensidad de infección, en el periodo antes citado.

Durante la realización de esta parte del trabajo, se llevó a cabo simultáneamente la recolección del segundo hospedero intermediario, el cangrejo *Pseudohelphusa (P.) dilatata* en las

mismas localidades, constatando que, a pesar de existir una fluctuación en la intensidad y prevalencia de la infección en el crustáceo a lo largo del año, ésta es lo suficientemente alta para que la infección en el hospedero definitivo se mantenga constante en las tres localidades estudiadas.

En el Estado de Michoacán hemos capturado también tlacuaches de la especie *Didelphis virginiana californica*, tanto en Caracha, cerca de Uruapan, como en Agua Blanca, en las cercanías de San José Purúa, que se encontraban parasitados con tremátodos del género *Paragonimus* y los cuales fueron identificados más tarde como *Paragonimus mexicanus*.

Más recientemente en el Estado de Nayarit, localizamos otras dos zonas endémicas, el Guayabito en las cercanías del pueblo de Mecatán a 35 Km. de Tepic, sobre la nueva carretera que va a San Blas y el Mamey que se encuentra a 5 Km. hacia el Noreste de Mecatán; en ambas localidades en Junio de 1984 pudimos capturar varios ejemplares de tlacuaches *Didelphis virginiana californica* que se encontraban parasitados con *Paragonimus mexicanus* siendo esta localidad la más septentrional de la Paragoniniasis en México.

Por ahora este marsupial es considerado como el principal hospedero definitivo de *Paragonimus mexicanus* en México; se distribuye desde el sur de Texas y Tamaulipas por el Este y desde Sonora y Coahuila por el Noreste hacia el Sur, por ambas costas, a través de la mayor parte del territorio nacional hasta América Central, tan lejos como el Sureste de Nicaragua, excepto en la parte norte de la Plataforma Central Mexicana y en la Península de Yucatán, ya que en ésta zona es remplazada por la subespecie

Didelphis virginiana yucatanensis Allen, 1901.

La segunda especie de mamífero que actúa como hospedero definitivo de *Paragonimus mexicanus* en México es *Philander opossum pallidus*.

Un ejemplar de esta especie de marsupial fué capturado por R. Pineda López en los últimos días del mes de agosto de 1978 en las cercanías de la estación de Biología Tropical "Los Tuxtlas" Veracruz, el cual albergaba un solo ejemplar de *Paragonimus* en una sola cápsula situada en el pulmón derecho de éste hospedero. El 13 de diciembre de 1979 tuvimos la oportunidad de capturar otro ejemplar de dicha especie, en la misma localidad, con tres ejemplares de la especie de tremátodo en una sola cápsula, situada también en el pulmón derecho; los cuatro ejemplares fueron medidos y comparados cuidadosamente con ejemplares de *Paragonimus mexicanus* recolectados de los pulmones de tlacuaches *Didelphis virginiana californica* capturados en varias localidades de Colima y se identificaron como *Paragonimus mexicanus* Miyazaki e Ishii, 1968.

Aunque estos ejemplares difieren ligeramente de la descripción original de esta especie, consideramos que tales diferencias son variaciones morfológicas de la misma. Hasta ahora no se ha registrado en México otra especie de hospedero natural para *Paragonimus mexicanus* y su hallazgo en este marsupial amplía la distribución geográfica del mismo en México.

En 1981 capturamos en Oxolotán, cerca de Tapijulapa, otro ejemplar de *Philander opossum pallidus* parasitado por seis gusanos adultos en los pulmones y que identificamos como

Paragonimus mexicanus

En América Central, la presencia de *Paragonimus* fue señalada por primera vez por Caballero en 1946, en los pulmones de *Didelphis mesamericana* y de *Mephitis macrura* capturados en Guatemala; los ejemplares fueron identificados como *Paragonimus rudis* (Diesing, 1850). En ese trabajo el autor hace sinónimos de *Paragonimus rudis* a todas las especies del género *Paragonimus* registradas hasta entonces. En 1956, Caballero redescubrió brevemente a *Paragonimus rudis*, parásito de los pulmones de *Urocyon cinereoargenteus* de Costa Rica, e insiste en que esta es la única especie del género. En 1961, Caballero y Montero-Gei encontraron también en los pulmones de *Philander opossum fuscogriseus* numerosos ejemplares de *Paragonimus*, que identificaron como *Paragonimus rudis*, especie que continúa siendo un enigma. Más recientemente Brenes, Zeledón y Rojas (1968) obtuvieron 47 ejemplares de *Paragonimus* de dos individuos de *Philander opossum*, de un mapache *Procyon lotor* y de un zorro gris *Urocyon cinereoargenteus*. Brenes et al. (1980) resumieron la posición taxonómica y ciclo de vida de *Paragonimus mexicanus* y trataron del estado actual de la paragonimiasis en el Nuevo Mundo.

En Panamá, la primera referencia sobre la paragonimiasis en animales salvajes fue señalada por Thatcher en 1967, quien registra a *Didelphis marsupialis*, *Philander opossum*, *Felis onca*, *Nasua narica* y *Felis catus* como hospederos definitivos de *Paragonimus* en Achioté Provincia de Colón; este autor identifica a todos los ejemplares, como *Paragonimus rudis* (Diesing, 1850) sin mostrar sus caracteres morfológicos y considera que

Paragonimus kellicotti como sinónimo de *Paragonimus rudis*

En 1968 Little examinando 12 de los ejemplares adultos de la Colección de Thatcher, señala que cuando menos dos de ellos pertenecen a *Paragonimus caliensis* y los otros 10 los separa en dos grupos sin asignarles ningún nombre específico.

En 1972a Miyazaki, examinando cinco ejemplares adultos de la colección del Laboratorio de Parasitología del Gorgas Memorial de Panamá, cuatro de *Didelphis marsupialis* y uno de *Philander opossum*, llegó a la conclusión de que los cuatro ejemplares parásitos de *Didelphis marsupialis* pertenecían a la especie *Paragonimus peruvianus* y que el ejemplar de *Philander opossum* correspondía a *Paragonimus mexicanus*. Este mismo autor y sus colaboradores, en 1980, sinonimizan a *Paragonimus peruvianus* con *Paragonimus mexicanus*.

En Ecuador son Yokogawa y sus colaboradores, en 1971, quienes registraron la presencia de metacercarias de *Paragonimus* en el cangrejo *Strengeria eigenmanni* en Caluma, Provincia de Bolívar. En 1979, Voelker y Arzube denominan *Paragonimus ecuadoriensis* a una nueva especie de *Paragonimus*, parásita de los pulmones de *Nasua nasua* como hospedador definitivo y natural de ésta especie y a gatos domésticos como hospederos experimentales, diciendo, además que es *Hypobolocera aequatorialis* su segundo hospedero intermediario. Puntualizando que la localidad tipo de esta especie nueva, es el Membrillal, cerca de Jipijapa, en la Provincia de Manabí (Cordillera de la Costa de Ecuador); basan la descripción en 10 ejemplares maduros extraídos de *Nasua nasua* y en 23 ejemplares obtenidos de los pulmones de 2 gatos domésticos

Felis catus infectados experimentalmente.

En Perú el primer registro de formas adultas de *Paragonimus* fue señalado por Ibañez y Miranda en 1967, como parásito de los pulmones de un gato doméstico (*Felis catus*) procedente de Asunción, en la Provincia de Cajamarca y cuyos dueños también padecían de paragonimiasis. En 1968, los mismos autores señalan que *Didelphis azarae pernigra* es también hospedero natural de *Paragonimus* en este país.

En 1969 Miyazaki y sus colaboradores determinan que esta es una especie nueva y la nombran *Paragonimus peruvianus*. En 1978 Miyazaki, Kifune, Habe y Uyema y como resultado de la Expedición Científica Japonesa a Perú en 1976 señalan a *Didelphis paraguayensis* como el hospedero natural de esta especie en Tingo María, Perú; en 1980 Miyazaki, Kifune y Lamothe, estudiando el material de México y el de Perú, consideran que *Paragonimus peruvianus* y *Paragonimus ecuadorensis* son sinónimos de *Paragonimus mexicanus*.

En 1983a Yokogawa y sus colaboradores señalan tres nuevas áreas endémicas de paragonimiasis en Perú, encontrando más de 200 casos positivos de esta enfermedad en la especie humana y al comparar sus resultados con los obtenidos en Ecuador sugieren que *Paragonimus peruvianus* y *Paragonimus ecuadoriensis* son la misma especie y que ambas son sinónimos de *P. mexicanus*.

Finalmente Tongu *et al.*, (1985) al estudiar la ultraestructura del huevo, metacercaria y adulto de *Paragonimus mexicanus* procedente de Colima, México y comparándolo con los ejemplares de *Paragonimus peruvianus* del Perú, y especialmente con la metacercaria, señalaron que la única diferencia entre

ambas es el número de papilas externas alrededor de acetábulo, que en *P. peruvianus* es de 22 a 25 y en *P. mexicanus* es de 30 a 35; pero consideran que esta diferencia no tiene valor taxonómico y por lo tanto opinan que *P. peruvianus* es sinónimo de *P. mexicanus*. (Tabla 5.).

RUTA DE MIGRACION DE LAS METACERCARIAS DEL GENERO *PARAGONIMUS*

Experimentos realizados por S. Yokogawa en 1916 y 1919 (En Yokogawa *et al.*,1960) en perros y gatos, con metacercarias de *P. westermani*, demostraron que las metacercarias se desenquistaban en la parte superior o media del intestino delgado, atravesaban la pared intestinal y pasaban a la cavidad abdominal; de ahí se dirigían hacia el diafragma, lo atravesaban y pasaban a la cavidad pleural y finalmente llegaban a los pulmones, donde se instalaban definitivamente.

En 1962 M. Yokogawa y sus colaboradores usando la técnica de Azul de Evans confirmaron la migración de la metacercaria de *P. westermani* en gatos y en ratas. Anteriormente Lewart y sus colaboradores en 1954 (Citado por Yokogawa *et al.*,1965) habían usado el azul de Evans por vía intravenosa para demostrar los sitios de penetración de la cercaria se *Schistosoma*, de tal manera que M. Yokogawa *et al.*, en 1962 demostraron que en ratas, *P. westermani* se desenquista y penetra a la pared intestinal de 30 a 60 min. después de que las ratas habían ingerido las metacercarias, y que los sitios de penetración eran evidentes y median entre 1 y varios cms de diámetro y se teñían de azul intenso.

En ratas inyectadas con azul de Evans, 15 minutos después de ingeridas 20 metacercarias y sacrificadas 15 minutos más tarde, mostraron de 2 a 8 puntos hemorrágicos a lo largo del intestino y de 2 a 5 larvas fueron recuperadas en la cavidad del cuerpo, es decir, que éstas, se habían desenquistado y atravesado la pared intestinal a los 30 minutos; en una serie de experimentos con ratas, Yokogawa (1965) demostró que 45 minutos después de que las ratas habían ingerido las metacercarias, se les inyectaba azul de Evans y se mataban 15 minutos más tarde, los sitios de penetración a lo largo del intestino eran de 4 a 15; en dos casos se encontraron en la pared abdominal y de 3 a 13 larvas en la cavidad abdominal.

En una tercera serie de experimentos Yokogawa y sus colaboradores (1962) señalaron que si a las ratas, a las 2 horas y 45 minutos de administrarles 20 metacercarias se les inyectaba con azul de Evans por vía intravenosa y se sacrificaban 15 minutos más tarde, los sitios de penetración eran evidentes como puntos azules a lo largo del intestino delgado, algunas larvas se encontraban en la pared abdominal y el 26.5 % de metacercarias ingeridas en la cavidad abdominal.

Otros experimentos realizados por Yokogawa y sus colaboradores en 1962, con metacercarias de *P. westermani* demostraron que una vez que las larvas se instalan en la cavidad abdominal, emigran hacia el diafragma, y a los 10 días más o menos, después de haber crecido considerablemente, atraviesan por éste, hasta llegar a la cavidad pleural; pocas son las que lo hacen a través de la porción muscular, la mayoría lo hacen a

través del tejido conectivo de los hiati aórtico y esofágico; después de llegar a la cavidad torácica, penetran a los pulmones unos 20 a 30 días después de iniciada la infección.

Fan en 1963, experimentando con ratas demostró que las metacercarias de *P. westermani* penetran por la pared intestinal y llegan a la cavidad abdominal después de 2 horas de iniciada la infección; algunas de éstas tardan en llegar a la cavidad pleural más de 10 días, otras llegan a penetrar al hígado y retardan su llegada a la cavidad pleural entre 13 y 20 días. Hashigushi *et al.* en 1969, demostró que las metacercarias de *P. ohirai* en ratas, llegan a la cavidad abdominal a los 5 días de iniciada la infección y lo hacen a través de la pared intestinal, se les puede encontrar alrededor del hígado a los 10 días y emigran a la cavidad pleural después de los 15 días.

Sogandares - Bernal y Seed (1973), experimentando con ratas demostraron que las metacercarias de *P. kellicotti* atraviesan por la pared intestinal y llegan a la cavidad abdominal a las 2 horas de haberlas ingerido, pasan al hígado y atraviesan el diafragma a los 15 o 20 días.

Recientemente Tantalean *et al.* (1974) en Perú hicieron varios experimentos infectando gatos con metacercarias de *P. peruvianus* y demostró que estas larvas llegan a la cavidad abdominal pasando por la pared del estómago y del cardias y no lo hacen a través del intestino como en otras especies del género, considerando que este comportamiento se debe a que las metacercarias de *P. peruvianus* son desnudas, es decir, que carecen de la cubierta quística. Este mismo autor usando ratas infectadas con metacercarias de *P. peruvianus*, encontró que éstas

pasan por la pared del estómago y llegan a la cavidad abdominal a la hora con 30 minutos y atraviesan el diafragma a los 10 días de iniciada la infección; el hecho de haber observado metacercarias en el esófago de un gato infectado naturalmente le hizo pensar que las metacercarias podrían penetrar por esófago, aunque en sus experimentos no consideró a este órgano en sus revisiones. Este hecho ya había sido señalado por Looss (citado por Yokogawa, 1965) que suponía que las metacercarias de *P. westermani* era capaces de pasar a través del estómago o del esófago de sus hospederos definitivos, sin dar más argumentos que los que había observado en sus experimentos; sin embargo, en esa época se desconocía la existencia de *P. mexicanus*, que característicamente carece de cubiertas quísticas, lo que hace factible en esta especie la hipótesis de Looss, de que la metacercaria de algunas especies del género *Paragonimus* puedan penetrar a la cavidad torácica pasando por el esófago.

RUTA DE MIGRACION DE LA METACERCARIA DE *PARAGONIMUS MEXICANUS* EN ANIMALES DE LABORATORIO.

Con el objeto principal de saber en que sitio o sitios penetraba la metacercaria de *Paragonimus mexicanus* en el hospedero definitivo y el tiempo en que esto se realizaba, Ramirez, en 1986 * diseñó una serie de cuatro experimentos usando para ello ratas blancas *Rattus norvegicus* cepa "Wistar"

* Ramirez, L.S. 1986. Ruta de migración de la metacercaria de *Paragonimus mexicanus* Miyazaki e Ishii, 1968 en *Rattus norvegicus*. Tesis Facultad de Ciencias UNAM. pp. 1-70

Empleó dos métodos de infección: el primero consistió en el uso de una sonda bucofaringea recomendada por Hashiguchi (1969) con la cual se aseguraba que las ratas quedaban parasitadas y el segundo recomendado por Tantalean *et al.* (1974) usando una pipeta Pasteur y dándoselas directamente en la boca.

Con el primer método, la sonda llega directamente al esófago y accidentalmente hasta el estómago y por lo tanto las metacercarias no quedan mucho tiempo en el esófago y el punto de partida sería directamente el estómago. Con el segundo método, aunque había la posibilidad de que las ratas regurgitaran algunas de las metacercarias, éstas iniciarían la ruta de migración desde la cavidad bucal, como ocurre en condiciones naturales. A la mayoría de las ratas se les anestesió ligeramente con éter, antes de infectarlas. Ramirez (*op. cit.*) usó en las cuatro etapas la Técnica de Azul de Evans, diseñada por Lewert y col. en 1954 (En Yokogawa *et al.* 1962); la cual consiste en inyectar de 10 a 15 ml. de Azul de Evans al 3% por kilogramo de peso del hospedero, por vía intravenosa, 15 minutos antes de hacer la necropsia, con el objeto de poner en evidencia los puntos hemorrágicos en el aparato digestivo de las ratas, puntos por donde las metacercarias atraviesan este, para emigrar hacia los pulmones.

DISEÑO EXPERIMENTAL DE CADA UNA DE LAS ETAPAS.

PRIMERA ESTAPA.

En esta primera serie de experimentos, Ramirez, inculcó 14 ratas con un número variable de metacercarias (4 a 20) usando para ello una sonda bucofaringea, por lo que fue necesario

anestesiarse ligeramente a las ratas con éter. Los tiempos de sacrificio variaron de 1.30 horas hasta 143 días, usando la Técnica de Azul de Evans para la localización de puntos hemorrágicos. A los animales infectados, se les dejó permanentemente agua y alimento. (Tabla 6.).

SEGUNDA ETAPA.

En esta segunda serie de experimentos se cubrieron algunos tiempos con respecto a la primera etapa y se repitieron otros. Se infectaron 17 ratas con una pipeta Pasteur, el número de metacercarias varió de 9 a 27; también en este lote se dejó agua y alimento permanentemente. (Tabla 7.).

TERCERA ETAPA.

En esta serie de infecciones experimentales y con base en los resultados obtenidos en la primera y segunda etapas, se redujo el número de ratas a 6 únicamente, cubriendo algunos tiempos de sacrificio de una hora a 60 días y se inocularon 20 metacercarias a cada uno de los hospederos, usando una pipeta Pasteur. En esta etapa se privó de agua y alimento a las ratas 12 horas antes y 24 horas después. (Tabla 8.).

CUARTA ETAPA.

En esta etapa se aumentó el número de ratas a 7 y se cubrieron otros tiempos de sacrificio de 12 a 63 horas; también se usó un número constante de 25 metacercarias por hospedero; se usó una pipeta Pasteur y se les privó de agua y alimento 12 horas antes y 24 horas después de la inoculación. (Tabla 9.).

RESULTADOS.

Como resultados de esta serie de experimentos, que tenían como objetivo determinar la ruta de migración de la metacercaria de *Paragonimus mexicanus* Ramirez pudo concluir que ésta puede seguir distintas rutas dentro del hospedero definitivo y que los puntos donde penetra pueden ser: el esófago, el estómago o el intestino y probablemente esto dependa del tipo de alimentación que tenga el hospedero en condiciones naturales, ya que a la hora y media de iniciada la infección las metacercarias se encontraban en la luz del estómago y podían permanecer en este órgano hasta seis días. Como se puede observar en las tablas 1 y 2 que corresponden a los resultados de la primera y segunda etapas de experimentos, (en este caso se usó un sonda bucofaringea) se puede suponer que las metacercarias quedaron depositadas directamente en la parte media o final del esófago y como en esta etapa a las ratas se les dejó con agua y alimento a su alcance, las metacercarias pudieron ser arrastradas hasta el estómago o intestino en pocas horas.

En la tercera y cuarta etapas, usó para la infección una pipeta Pasteur y se les dieron un número constante de metacercarias, pero dejándolas sin agua ni alimento. El resultado fue que las metacercarias se encontraban con mayor frecuencia en la pared del esófago: dos, a las 14 horas en la etapa 3 y cuatro, entre las 14 y 49 horas, en la etapa 4; por lo que podemos deducir que la metacercaria de *Paragonimus mexicanus* en ratas, pasa del aparato digestivo al respiratorio con mayor frecuencia por el esófago y esto trae como consecuencia que las metacercarias o el adulto joven no requieren una estancia

prolongada en la cavidad abdominal, como sucede con otras especies del género *Paragonimus*. Así por ejemplo *P. kellicotti* (Citado por Cheng, 1937) pasa a menudo por el hígado de 2 a 3 semanas, *P. miyazaki* según Hashiguchi (1969) la metacercaria reside en el hígado o pared abdominal un tiempo considerable para completar su desarrollo, en cambio, *P. mexicanus* al penetrar por el esófago, puede llegar a los pulmones directamente a las 49 horas de iniciada la infección, aunque es probable que no se enquiste inmediatamente, ya que se recuperó una metacercaria en la musculatura de la cavidad torácica a las 63 horas. Se sabe por ejemplo que *P. ohirai* (según Hashiguchi 1969) pasa hasta 20 días en la cavidad pleural y Ramírez observó adultos encapsulados en los pulmones, a los 36 días.

De acuerdo a estas observaciones (Ramírez, 1986 *op.cit.*) la metacercaria de *P. mexicanus* puede llegar a la cavidad torácica a las 16 horas de iniciada la infección, pasando por el esófago y enquistarse en el pulmón a los 36 días. Sin embargo, consideramos que estos resultados no son concluyentes y que se requiere volver a realizarlos, para su posible confirmación.

PATOLOGIA DE LA PARAGONIMIASIS EN LA ESPECIE HUMANA.

Las especies de *Paragonimus* que normalmente emigran desde el aparato digestivo al aparato respiratorio, donde se instalan definitivamente, producen durante su trayecto lesiones a varios órganos y tejidos. Se sabe, por ejemplo, que *P. westermani* durante su emigración lesiona la cubierta serosa de algunos órganos como: los tejidos mesentéricos, la cápsula adiposa renal, los tejidos alrededor del sistema porta, el conducto biliar y la superficie del hígado. Los gusanos jóvenes que se instalan temporalmente en el hígado dan lugar a puntos hemorrágicos y áreas de infiltración leucocitaria; pero las lesiones más graves se denotan cuando los gusanos jóvenes atraviesan el diafragma donde originan escaras en la región tendinosa o muscular.

En lesiones ligeras, los síntomas pasan muchas veces desapercibidos; sin embargo, en lesiones masivas los gusanos durante su migración pueden romper grandes vasos sanguíneos y causan graves hemorragias. Se han registrado casos de hemoptisis severa debida a la rotura de grandes vasos, por gusanos jóvenes en su migración dentro de los pulmones .

PARAGONIMIASIS PULMONAR. FORMACION DE CAPSULAS.

Cuando los gusanos crecen y maduran en los pulmones (rara vez en otros órganos) provocan una reacción drástica del hospedero, y ésta consiste principalmente en una hemorragia e infiltración leucocitaria alrededor del parásito y el desarrollo de tejido

fibroso, el cual eventualmente forma una cápsula gruesa. Estas cápsulas son a veces superficiales, pero por lo común se forman profundamente en los tejidos; las que se forman en otros órganos son similares a las pulmonares y difíciles de distinguir de las originadas por otro tipo de gusanos, como las que producen los cisticercos de *Taenia*.

Las cápsulas superficiales son de color pardo rojizo y contienen un material purulento y sanguinolento de color pardo oscuro, además de huevos y cristales de Charcot-Leyden, y a veces al gusano o gusanos vivos o muertos que con frecuencia, están desintegrados.

El desarrollo de las cápsulas de *P. westermani* ha sido observado por numerosos investigadores, principalmente en el Japón, en infecciones experimentales de perros y gatos. Cuando los gusanos jóvenes penetran al pulmón hay una ligera hemorragia de los tejidos cercanos y una moderada infiltración leucocitaria a lo largo de su ruta de emigración; pero en el sitio donde se desarrollarán hasta adultos, se produce una proliferación interlobular, peribronquial y perivascular de tejido conjuntivo en el área que rodea inmediatamente a los gusanos y con frecuencia la cavidad de la cápsula se conecta directamente con algún canal respiratorio. Pronto se forma una red de tejido que rodea al gusano, excepto por la abertura dentro del pasaje respiratorio, por la cual escapan los huevos del gusano.

La superficie interna de la cápsula es lisa y está cubierta parcialmente por células epiteliales irregulares que derivan del estrato epitelial de los bronquiolos, en el cual el gusano ha sido incluido. Es evidente que en la especie humana se forman de

la misma manera, es decir, como se ha observado que se forman en los animales infectados experimentalmente, sin embargo, las cápsulas en el hombre no son tan gruesas ni tan definitivas como en los animales, se forman más profundamente en los pulmones y el proceso de encapsulación es más lento y menos intenso; esto puede ser debido, según algunos autores, al hecho de que, por lo común, hay un solo gusano por cápsula en la especie humana.

Frecuentemente las ramas bronquiales no son incluidas dentro de la cápsula y esto parece deberse a un reblandecimiento o destrucción del tejido parenquimatoso alrededor del gusano; con frecuencia se encuentran huevos incluidos en la pared de la cápsula y a veces se infiltran en el tejido pulmonar, formando centros de reacción en los cuales se presentan células gigantes.

Cuando los gusanos mueren o escapan de las cápsulas, las paredes y el contenido se reabsorben lentamente y a veces se presenta una calcificación. Ocasionalmente los parásitos maduros escapan y llegan a la cavidad pleural, donde producen lesiones de varios tipos, éstas pueden ser más o menos extensas entre las superficies serosas de la cavidad pleural y la superficie pulmonar, la cual produce una pleuritis crónica y a veces puede acumularse una gran cantidad de fluido pardo rojizo, que contiene corpúsculos sanguíneos, huevos y cristales de Charcot-Leyden. Las membranas pleurales se engruesan, y en ocasiones éstas pueden producir exudados pardo amarillentos y adherirse a los pulmones, pericardio o diafragma, particularmente bajo la superficie del esternón.

Hay poca información con respecto a la especie humana, sobre

las lesiones producidas por la acumulación de huevos que son llevados por la circulación sanguínea a otros lugares fuera de los pulmones; algunos autores como Musgrave, 1907 (citado por Yokogawa, 1964) registran lesiones pericárdicas producidas por huevos; en tres casos el corazón estaba involucrado; en uno de los casos mostraba numerosas y pequeñas áreas parduscas que contenían gran cantidad de huevecillos en los músculos superficiales del corazón. Algunos autores, sugieren que en muchos casos de paragonimiasis cerebral humana ésta es producida por la migración de gusanos adultos que llegan al cerebro y no por huevos que son arrastrados por la corriente sanguínea.

LESIONES PRODUCIDAS POR TOXINAS.

Pocos trabajos hay en la literatura sobre los daños que provocan las sustancias tóxicas, producidas por gusanos pulmonares. Una de las contribuciones más importantes sobre este aspecto fue realizada por Mera en 1952 (citado por Yokogawa, 1964) que consistió en la extracción de una sustancia tóxica de gusanos adultos de *P. ohirai*, a la que llamó tentativamente "tox'na de *Paragonimus*". Grandes dosis de esta sustancia fueron inyectadas a ratas sanas con resultados fatales, pero dosis pequeñas produjeron en las ratas cambios patológicos notables en algunos órganos, parecidos a los que se producen en animales infectados experimentalmente. Este autor sugirió que la congestión y hemorragias producidas en el hígado, bazo, páncreas, riñones y glándulas suprarrenales, en ratas infectadas con *P. ohirai* fueron causadas por esta toxina. Los experimentos de Mera dieron por primera vez una evidencia definitiva de que las especies del género *Paragonimus* producen sustancias tóxicas que

dañan de alguna manera al hospedero.

Otros autores como Tomita en 1956 (citado por Yokogawa, 1964) experimentando con *P. ohirai* en ratas y ratones, agregaron nuevas evidencias del efecto de toxinas extraídas, no de gusanos adultos, sino del contenido de cápsulas pulmonares. Inyectada esta substancia a ratones sanos, éstos mostraron una gran congestión y hemorragias en los pulmones, con una considerable infiltración celular en bronquios, bronquiolos y alrededor de ellos, así como un grave daño al hígado, que mostró, entre otros daños, una degeneración de lípidos y una reducción de glicógeno.

PARAGONIMIASIS CEREBRAL.

Esta ha sido registrada desde hace mucho tiempo principalmente por autores japoneses. Los cambios patológicos encontrados en el cerebro son producidos por la emigración de los gusanos. Las lesiones varían en tamaño, desde muy pequeñas (del tamaño de un frijol) hasta muy grandes (como la palma de la mano de un niño). Las lesiones incluyen tanto la substancia gris como la blanca y a veces son afectados los núcleos. Las lesiones contienen generalmente *debris* como: pus de color amarillento, huevos y cristales de Charcot-Leyden; a veces también se encuentran restos de gusanos muertos y rara vez gusanos vivos. Las lesiones se localizan en cualquiera de los lóbulos del cerebro, y muy rara vez en los núcleos o en el cerebelo y son más frecuentes en el hemisferio derecho que en el izquierdo.

Según Yokogawa y Suyemori (1921) (Citado por Yokogawa, 1982 a.) es posible que los gusanos que entran al cerebro frecuentemente escapen y vuelvan a los pulmones. Estos autores

demostraron que gusanos introducidos quirúrgicamente en la cavidad craneal de animales, escapan por los vasos linfáticos o sanguíneos y regresan a los pulmones. La paragonimiasis cerebral es más frecuente en hombres que en mujeres y más frecuente en niños y jóvenes que en adultos.

La mayoría de los casos de paragonimiasis cerebral es causada por los gusanos que emigran dentro del cerebro y no por los huevos que son transportados por el torrente sanguíneo.

(Miyazaki, 1975)

PARAGONIMIASIS ESPINAL.

Es menos frecuente que la cerebral, pero se han registrado varios casos, tanto en Japón como en Corea y lo mismo sucede con la paragonimiasis subcutánea, producida principalmente por *Paragonimus skrjabini* en China y Thailandia.

SINTOMATOLOGIA

PARAGONIMIASIS PULMONAR.

La sintomatología en la especie humana producida por gusanos del género *Paragonimus* se manifiesta principalmente como una afección pulmonar crónica, llamada hemoptisis endémica o distomiasis pulmonar; los síntomas más comunes son: tos, expectoración profusa y hemoptisis.

En sus primeras etapas, provoca pleuresía en varios grados de severidad, y ocasionalmente neumotórax, los síntomas más marcados son: tos y esputo sanguinolento, acompañados de anemia y eosinofilia. Puede haber dolor en el pecho debido a la pleuritis y generalmente se presenta en infecciones ligeras y hemoptisis; estos síntomas dificultan el diagnóstico, que se confunde fácilmente con la tuberculosis, neumonía y bronquiectasia.

Algunos autores como Hirano en 1957 (Citado por Yokogawa, 1960) basándose en el examen de 69 pacientes con paragonimiasis diagnosticada por pruebas de intradermoreacción, señaló la siguiente sintomatología para la paragonimiasis pulmonar:

- 1.- Sensación de pesadez en las piernas
- 2.- Dolor de los miembros
- 3.- Tos seca
- 4.- Expectoración
- 5.- Esputo sanguinolento
- 6.- Disminución de la capacidad pulmonar y
- 7.- Eosinofilia.

En casos ligeros de paragonimiasis, es decir, cuando existen uno o dos gusanos, los síntomas no suelen ser muy severos y no

interfieren mucho con las actividades normales de los pacientes; en casos moderados, la tos se vuelve persistente, con hemoptisis más frecuentes y el dolor del pecho es casi constante y severo; en casos graves debidos a infecciones nasivas, los síntomas pulmonares causan sufrimiento intenso, pueden incapacitar completamente al paciente y generalmente producen la muerte.

El pronóstico en infecciones ligeras es favorable, con curación espontánea, casi siempre por la muerte del parásito, que generalmente no vive más de 5 o 6 años, no así en infecciones intensas, donde el pronóstico es grave y causa la muerte de los pacientes o cuando coexiste con otras infecciones pídgenas superpuestas, como la tuberculosis o infecciones de tipo viral, por ser éstas especialmente peligrosas.

Otros autores como Kimegasa (1939) (Citado por Yokogawa M. et al., 1960) estudiando a niños en Formosa, parasitados con *P. westermanni*, señaló que, para su edad, su peso era menor que el de niños sanos y que presentaban una capacidad menor de pensar y memorizar que los niños no parasitados, concluyendo que la reducida capacidad física y mental de estos niños parasitados, era directamente proporcional al grado de infección.

Posteriormente Komiya y colaboradores (1952) (Citado por Yokogawa, 1964) estudiando los síntomas de 32 pacientes en Japón con una paragonimiasis moderada, señalaron que once de ellos presentaban una anemia ligera, nueve tenían murmullos en la yugular; veintinueve mostraron eosinofilia entre el 6 y 15%, uno tenía 24% y los otros fueron normales. (Yokogawa, 1964).

PARAGONIMIASIS CEREBRAL

Los síntomas clínicos de ésta han sido estudiados intensamente por investigadores japoneses. Los síntomas cerebrales se desarrollan varios meses o varios años después de que los pacientes presenten síntomas de paragonimiasis pulmonar. La paragonimiasis cerebral puede ser diagnosticada con bastante certeza en pacientes con paragonimiasis pulmonar crónica.

Los síntomas clínicos son similares a los de la epilepsia jacksoniana, tumor cerebral y embolismo en el cerebro. Algunos de los principales síntomas de la paragonimiasis cerebral son la parálisis (hemiplejía o monoplejía), el severo dolor de cabeza y las convulsiones. En algunos casos el dolor de cabeza y los vértigos son seguidos por una parálisis parcial de brazos o piernas, la cual termina casi siempre por una parálisis general; en otros casos el paciente puede tener un ataque apoplético, seguido de coma y parálisis de los brazos, con un desarrollo gradual de parálisis general similar a la que se produce en el reblandecimiento cerebral. Algunos autores registran en casos de paragonimiasis cerebral, convulsiones, seguidas de hemiplejía y varios tipos de parálisis.

Graumann y sus colaboradores (1957) (Citado por Yokogawa S. *et al.*, 1960) registraron una serie poco común de casos en pacientes de Corea del Sur que presentaban paragonimiasis cerebral; los principales síntomas en éstos fueron:

- 1.- Dolor de cabeza severo.
- 2.- Calambres.
- 3.- Vómito

4.-Mareos y

5.-Ataques epilépticos. A veces estados de inconsciencia, en un gran número de casos hemiplejias y parálisis. En muchos casos se presentaron afasias, (trastornos en el habla), disturbios visuales, ataxia, etc. Estos autores no encontraron un patrón común en el curso clínico de la enfermedad, ya que casi todos los casos mostraron una progresión lenta hacia la muerte en los primeros años.

Algunos autores han registrado paragonimiasis espinal, que produce con frecuencia una p[ar]álisis y la muerte de los pacientes. o paragonimiasis orbital, en forma de tumores que contenían hasta 10 cápsulas (en una de ellas se encontró un gusano vivo). En áreas endémicas es frecuente encontrar paragonimiasis abdominal y en algunas ocasiones se han descrito casos de paragonimiasis subcutánea, en pecho, abdomen, escroto y región inguinal, que generalmente producen un edema local, no doloroso y ligeramente ambulatorio. (Yokogawa,1964).

En México se han comprobado 33 casos de paragonimiasis, 32 de ellos como paragonimiasis pulmonar y solo uno como paragonimiasis visceral. El primero fue señalado por el Dr. Toussaint en 1895 en un cadáver, sin precisar la procedencia; dos en el estado de Michoacán, uno registrado por Martínez-Báez y Jiménez-Galán en 1961, de Taretan y otro por Lifshitz *et al.*, en 1981, procedente de Morelia, que es el único caso de paragonimiasis visceral; cuatro casos diagnosticados por Macías y sus colaboradores, de San Luis Potosí; 33 casos notificados por Yokogawa *et al.* en 1985, de Colima; dos casos de Hidalgo

señalados por Karam y Bernal en 1987, procedentes de San Sebastián en Hidalgo y uno confirmado por Salazar *et al.* también en 1987, del Estado de Puebla procedente de Huauchinango. Todos los casos fueron hallazgos y en ninguno se sospechó la enfermedad. Algunos casos de paragonimiasis cutánea se han registrado en Honduras (Brenes *et al.*, 1983) y Ecuador (Carvajal-Huerta *et al.*, 1979) y cuando menos uno en Costa Rica de paragonimiasis cerebral, señalado por Brenes y col. en 1982 y originado por *Paragonimus mexicanus*.

DIAGNOSTICO

El diagnóstico clínico en pacientes con síntomas pulmonares, como son: tos seca y persistente, esputo sanguinolento y eosinofilia, sobre todo en aquellos que viven en zonas endémicas; la hemoptisis, el dolor de pecho y la fiebre no son síntomas constantes y pueden confundirse fácilmente con la tuberculosis y otras afecciones pulmonares.

El diagnóstico clínico es comprobado, por exámenes coproparasitológicos pruebas sero-inmunológicas y el uso de los rayos x.

Es importante considerar en el interrogatorio el antecedente de ingesta de crustáceos de agua dulce, crudos o mal cocidos, especialmente en áreas endémicas. Aunque en México no es frecuente comer crustáceos de río (cangrejos y acociles), en algunos lugares se preparan como "ceviche" de cangrejo, el cual se consume sin cocinar. (Bernal, 1987)

No obstante que la metacercaria de *Paragonimus mexicanus* es desnuda, ésta es muy resistente al jugo gástrico artificial y al jugo de limón, donde pueden permanecer vivas hasta 6 horas y en solución salina, a 4°C hasta 21 días, pero sucumbe rápidamente, al aumentar la temperatura sobre los 40 grados centígrados.

A.- PARASITOSCOPICO.

Los huevos de *Paragonimus* se pueden encontrar en el esputo sanguinolento de los pacientes por el método directo; la presencia de cristales de Charcot-Leyden ayuda al diagnóstico; cuando los huevos son escasos, se recomienda usar una técnica de

concentración por centrifugación, agregando al esputo hidróxido de sodio o de potasio al 2%. En infecciones ligeras casi no se encuentran huevos de *Paragonimus* en el esputo, por lo que se recomienda hacer también examen de heces, especialmente en niños y ancianos, repetidos en series de tres consecutivos. Para los exámenes coproparasitológicos se recomienda el método de Kato, que es un método cualitativo y el de Kato-Katz que es cuantitativo. o las técnicas de concentración como la de Ritchie (Formol-Eter) (Yokogawa, *et al.* 1985) o la de Teleman modificada por Rivas.

B.- INMUNOLOGICO.

Se considera en general que las técnicas serológicas son métodos suplementarios de diagnóstico, aunque en la actualidad tienen una amplia aplicación en áreas que se consideran endémicas.

Las pruebas de intradermorreacción son fácilmente aplicables y no tienen efectos colaterales; se las considera muy útiles en zonas endémicas en donde se pueden aplicar a un gran número de personas. Se usan para distinguir la paragonimiasis de otras afecciones pulmonares, como la tuberculosis, o para diferenciar la paragonimiasis cerebral de tumores, hemorragias cerebrales y otras paragonimiasis extrapulmonares.

Si la prueba de intradermorreacción es negativa debe descartarse con seguridad la paragonimiasis, pues esta prueba es positiva después de 10 a 20 años de lograda la recuperación. Las pruebas de fijación de complemento y de aglutinación son usadas como criterio de cura, ya que son negativas después de 3 a 9

meses del restablecimiento de un paciente, que ha recibido tratamiento quimioterápico específico.

PRUEBA DE INTRADERMORREACCION

Un considerable número de trabajos han sido publicados en los últimos años sobre la preparación de antígenos y las técnicas se han estandarizado. La prueba de intradermorreacción se ha usado y generalizado especialmente en áreas endémicas. Consiste en inyectar intradérmicamente en la cara interna del antebrazo 0.01 ml. del antígeno; esto produce una pequeña ampolla de 2 o 3 mm. de diámetro, si después de 15 minutos la ampolla excede de 10 mm. y hay eritema se considera positiva. Con frecuencia se forman ramificaciones en forma de pseudópodos.

Varios autores entre ellos Yokogawa (1951) (Citado por Yokogawa, 1964) han usado como antígeno el extracto salino mertriolado de adultos de *Paragonimus westermani* con una efectividad del 95% en casos comprobados de pacientes japoneses con paragonimiasis, en diluciones de 1: 5,000; de 1: 10,000 y de 1: 20,000; sin encontrar diferencias significativas.

Otros autores como Morishita (1954), (Citado por Yokogawa, 1964) emplearon un extracto salino de miracidios; Yokogawa *et. al.*, en 1954 prepararon un extracto salino de cercarias y metacercarias, y otros investigadores como Okabe (1956) (Citado por Yokogawa *et al.*, 1960) prepararon un extracto de gusanos adultos en una solución de coca. Sadun *et al.* (1959), prepararon un antígeno de la fracción proteínica alcalina soluble de gusanos adultos; otros como Yamamura, 1959, Miyazaki, 1959 y

Yokogawa *et. al.* en 1960 usaron como antígeno la fracción polipeptídica de gusanos adultos. (Yokogawa *et al.* ,1960).

Sin embargo Yokogawa señala que el antígeno que mejores resultados le ha dado es el extracto de adultos de *P. westermanni* en solución salina de Veronal; la preparación de este antígeno es descrita por este autor en 1956 y usada por él y sus seguidores con mucho éxito desde entonces. (Yokogawa M. 1964)

Otras pruebas como la de precipitinas, floculación y fijación de complemento se han implementado para determinar la paragonimiasis. Yokogawa *et al.* (1960) recomienda que para investigaciones epidemiológicas se use primero la prueba de intradermorreacción y que la de fijación de complemento se aplique en aquellos individuos que muestren reacciones dudosas o falsas positivas en la pruebas dérmicas. (Comunicación personal del Dr. Yokogawa, 1983)

C.- RADIOLOGICO

Muchos estudios se han realizado en los últimos años, con el empleo de los Rayos X para el diagnóstico de la paragonimiasis pulmonar. Desde 1916 Ando y Yamada (Yokogawa *et al.* ,1960) registraron que las radiografías de enfermos con paragonimiasis se confundían fácilmente con aquellos enfermos que padecían de tuberculosis. Miyaki en 1939 (En Yokogawa, 1965) fué el primero en usar la tomografía y probar que en los casos de paragonimiasis la presencia de cavidades y sombras nodulares son típicos de esta enfermedad.

Diaconita y Goldis, en 1964, señalaron que las tomografías y el examen broncográfico son indispensables en la diagnosis

de la paragonimiasis. Iwasaki en 1956 y Shigeyasu en 1959 (En Yokogawa, 1960) usando tomografías y radiografías con alto kilovoltaje, señalaron que los signos típicos de la paragonimiasis son, en este orden:

- 1.- Sombras por infiltración
- 2.- Sombras cavitadas y
- 3.- Sombras nodulares.

Davis *et al.* en 1974, consideraron que en radiografías de rutina, cerca del 70 % de las lesiones son del tipo infiltrativo, 20 % son lesiones cavitadas y cerca del 10 % son lesiones nodulares; sin embargo, aplicando las técnicas tomográficas, las sombras cavitadas son reconocidas en el 70 % de los casos. Diferentes tipos de lesiones coexisten en muchos casos; en la mitad de éstos se encuentran lesiones cavitadas solitarias y en la otra mitad, éstas se encuentran asociadas a sombras infiltrativas.

A veces las sombras cavitadas son múltiples y del tipo multilocular; cuando este tipo de casos se llegan a curar, quedan como sombras estriadas (fibrosis) en las radiografías.

Las sombras debidas a la paragonimiasis, según Davis *et al.* (*op.cit.*), rara vez se encuentran en el vértice del pulmón; cerca del 30 % se localizan en el campo pulmonar superior, 40 % en la parte media y 30 % en la base. Junto a estos tres tipos de lesiones, se encuentran con frecuencia: cambios en la pleura, depósitos de calcio y crecimiento de los nódulos linfáticos hiliares.

En general, se considera que el diagnóstico de la

paragonimiasis por el solo uso de los Rayos X, no es fácil, porque no existen grandes diferencias con la tuberculosis pulmonar, con la cual muchas veces se confunde. Las radiografías pueden confirmar en los enfermos con paragonimiasis tratados con Bitionol, cómo las sombras cavitadas y nodulares son absorbidas después de 1 a 3 meses del tratamiento y en algunos casos entre 6 meses y un año; por lo tanto es posible evaluar el efecto de un fármaco en el tratamiento contra la paragonimiasis siguiendo periódicamente las lesiones en las radiografías después del mismo.

Recientemente en muchas partes del mundo se han señalado un gran número de casos de paragonimiasis, que se habían confundido con la tuberculosis pulmonar y que fueron tratados como tales, por lo que se recomienda que, cuando la condición de un paciente no muestre mejoría en las radiografías a pesar del tratamiento antituberculoso, se piense en la paragonimiasis.

INVESTIGACIONES EN MEXICO.

INMUNOLOGIA

Un intento para conocer los caracteres antigénicos de *Paragonimus mexicanus* lo hicieron Barquin *et al.* en 1982; quienes analizaron un extracto por doble inmunodifusión y por inmunoelectroforesis, empleando el suero hiperinmune de un conejo y los sueros de gatos infectados experimentalmente con *P. mexicanus*, concluyendo que este extracto contiene solo trece proteínas, según fué revelado en un gel de poliacrilamida con dodecil sulfato de sodio, menos que las encontradas por Yoshimura (1969 y 1970) empleando el mismo procedimiento SDE-PAGE, con

extractos de *Paragonimus ohirai* que mostr6 24, *P. westermanii* y *P. nityazakii* 23 y *P. kellicotti* 17.

Otras investigaciones se realizaron durante la segunda expedici6n japonesa a M6xico, encabezada por el Dr. Muneo Yokogawa y que se llev6 a cabo entre julio y agosto de 1983 en el Estado de Colima. Los sujetos a prueba fueron habitantes de tres poblaciones del Estado: Comala, Coquimatl6n y Madrid. (Yokogawa *et al.* 1985)

Las siguientes pruebas fueron seleccionadas para el estudio inmunol6gico de la paragonimiasis:

- 1.- Intradermorreacci6n (IDT)
- 2.- Fijaci6n de Complemento (CFT) y
- 3.- Doble Difusi6n Agar-Gel. (DDT)

A todos los sujetos positivos a la prueba de Intradermorreacci6n y muchos de los posibles, pero negativos a esta prueba, se les practic6 examen de heces, para la b6squeda de huevos de *Paragonimus* por dos m6todos: el de Kato-Katz modificado y el de Ritchie. (Yokogawa *et al.*, 1985)

INTRADERMORREACCION.

Se us6 como antígeno el extracto salino de Veronal de gusanos adultos liofilizados y deslipizados, obtenidos de gatos infectados experimentalmente con metacercarias de *Paragonimus mexicanus* en Jap6n. El antígeno contenía 50 microgramos de proteina por ml. Se usaron jeringas nuevas y est6riles para tuberculina, para inyectar 0.01 ml. de antígeno en la cara interna del antebrazo de cada individuo. Esta cantidad es suficiente para formar una pequeña 6mpula de 3 6 4 mm. de

diámetro y se consideró como positiva en aquellos individuos en los que la reacción formó una roncha de más de 5 mm. de diámetro después de pasados 15 minutos de aplicada. La roncha fué acompañada de eritema en aquellos sujetos positivos, a los cuales se les extrajo una muestra de sangre de 10 ml., la cual fué almacenada en una hielera y, en el laboratorio, se separó el suero, que fué congelado a -200 hasta su uso para las otras pruebas, que se realizaron en el Laboratorio de Parasitología de la Escuela de Medicina de la Universidad de Chiba, en Japón.

FIJACION DE COMPLEMENTO.

De las muchas modificaciones que se han hecho para esta prueba, fué seleccionada la que utiliza títulos punto final de 50% de hemólisis (Yokogawa *et al.*, 1985) Un título de anticuerpos de 1:10 y 50% de hemólisis se consideró como una reacción positiva. Antígenos de gusanos adultos de *P. mexicanus*, *P. westermanii* y *P. niyazakii* se usaron, conteniendo 120 microgramos de proteína por ml.

DOBLE DIFUSION AGAR-GEL.

Se empleó 0.1% de los antígenos ya señalados, para esta prueba y 0.9% de agarosa en un buffer salino de Veronal con un pH de 8.2 en las placas. El tamaño de las perforaciones fué de 2 mm. de diámetro, tanto para el antígeno como para el suero y la distancia entre ellas fué de 3 mm. Se agregaron a cada una 5 microlitros, tanto del antígeno como del suero.

RESULTADOS.

La prueba de intradermoreacción fue aplicada a 1002 personas entre hombres y mujeres de las poblaciones de Comala, Coquimatlán y Madrid en el Estado de Colima. (Tabla 10).

De la 1002 personas a las que se les aplicó el antígeno, sólo 33 resultaron positivas, lo que representa un 3.3 %, notándose una mayor prevalencia en mujeres que en hombres; comparando estos resultados con los obtenidos por Yokogawa *et al.* en 1983 a. en Perú y Ecuador indican que la prevalencia de paragonimiasis en México es mas baja.

Los resultados positivos de la prueba de intradermoreacción por edad y sexo, no mostraron diferencias significativas, excepto que la prevalencia fué ligeramente mayor en niños de menos de 9 años de edad. (Tabla 11.).

Pruebas de fijación de complemento y doble difusión se hicieron con los 33 sueros positivos, de las personas de las tres poblaciones del Estado de Colima, éstas se realizaron en Japón, y se usaron tres antígenos para ambas pruebas: el de *P. mexicanus*, el de *P. westermanii* y el de *P. miyazakii*. (Yokogawa *et al.*, 1985).

De los 33 casos positivos sólo 3, es decir, el 9.1 % resultaron positivos con el antígeno de *P. mexicanus* en las pruebas de fijación de complemento, 2 con el antígeno de *P. westermanii* y ninguno con el antígeno de *P. miyazakii*. Ninguno de estos tres fue positivo para la prueba de doble difusión. (Tabla 12.).

DIAGNOSTICO RADIOGRAFICO.

Del total de casos de paragonimiasis citados de México sólo se tienen registros radiográficos de 8 de ellos. del primero, Martínez-Báez y Jiménez-Galán (1961) dan como diagnóstico un infiltrado subclavicular izquierdo, probablemente excavado. Macías *et al.* (1979) registraron cuatro casos; en el No. 1 señalan un infiltrado parahiliar izquierdo, difuso con áreas claras en su seno, sugiriendo destrucción del parénquima pulmonar; en el No. 2 aprecian una opacidad densa del segmento superior del lóbulo inferior derecho, de límites irregulares, con infiltrado de los segmentos posterior y lateral del mismo lóbulo, en cuyo seno se observan áreas claras; en el No. 3 señalan consolidación cavitada del lóbulo inferior izquierdo, además de un infiltrado discreto en la porción axilar del lóbulo superior derecho y en el No. 4 confirman un proceso fibroso del lóbulo superior derecho, imágenes de dilatación bronquial, fibrosis discreta con calcificaciones en el vertice pulmonar izquierdo e infiltrado en la base izquierda adyacente a la punta del corazón. Lifshitz *et al.* (1981) informaron un caso que mostró atelectasia basal izquierda, acentuación de la trama broncovascular en ambos hemitorax e imágenes de densidad aumentada de diámetro, mal delimitadas y trazas de fibrosis.

Karam y Bernal (1987) dieron cuenta de los dos primeros casos de niños con paragonimiasis en México; el primero mostró a su ingreso un proceso alveolar confluyente en el lóbulo medio derecho, e imagen nodular parahiliar derecha. Fué dado de alta

después de un tratamiento con antibióticos, antihistamínicos y broncodilatadores; dos meses y medio después ingresó nuevamente y la radiografía reveló una deformidad en el tercio externo e interno del hemidiafragma derecho y adherencias de tipo pleural, hilio derecho prominente y en su parte inferior bandas de fibrosis, que interpretaron como secuelas de un proceso inflamatorio. El segundo caso mostró en la radiografía una área de infiltrado parahiliar derecho, con halo hiperdenso por reacción inflamatoria.

En la Tabla 13 se señalan el año, el autor, el caso, el diagnóstico (interpretado de acuerdo con Iwasaki 1956) (En Yokogawa, 1965 y Davis *et al.*, 1974) y la localidad.

En los casos de Martínez-Báez y Jiménez-Galán, el primero de Macías *et al.* y el de Lifshitz *et al.* es el pulmón izquierdo el afectado. En el segundo caso registrado por Macías y los dos casos señalados por Karam y Bernal, es el pulmón derecho el afectado; el tercero y cuarto casos de Macías *et al.* son probablemente ambos pulmones los parasitados.

Resumiendo, podemos decir que de los ocho casos de paragonimiasis de los que se tiene registros radiográficos en México: tres afectaron el pulmón derecho, tres el izquierdo y en dos casos probablemente ambos pulmones.

TRATAMIENTO

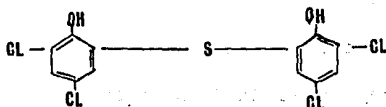
Numerosos fármacos han sido usados para combatir la paragonimiasis. En Japón en un principio se usó el Hidrocloruro de emetina, en grandes dosis, pero era muy tóxico y siempre tenía reacciones secundarias, como dolor de cabeza, náuseas, fatiga, mareos, etc. y estaba contraindicado en personas de edad, mujeres embarazadas y en pacientes débiles por otras condiciones. Después se usaron con cierto éxito (Yokogawa y Ro, 1939) una combinación de Emetina con Prontosil, que daba mejores resultados que la Emetina sola. Mas tarde se usó la Emetina combinada con sulfas, (Narihara, 1939; Sato, 1940), pero tenían el inconveniente de producir reacciones secundarias; el tratamiento resultaba muy largo y los resultados no eran muy satisfactorios. Posteriormente se usó la Cloroquina, con mejores resultados (Chung, 1954), pero no actuaba en la paragonimiasis cerebral.

En 1956 Yokogawa y sus colaboradores ensayaron numerosas sustancias en diferentes diluciones contra larvas de *Paragonimus westermanii*, como la Cloroquina y la Atebrina que mataban a la metacercaria de esta especie en soluciones de 1: 300,000 en 24 horas, la Emetina en 1: 209,000 y el Estibnal en solución de 1: 20,000 que también las mataba en 24 horas; pero falló su experimento en encontrar evidencia alguna de acción antihelmíntica con Hetrazán, Terramicina, Eritromicina, Fumazilina, Piperazina, Violeta de gentiana, Carbarsona y Sulfonamida.

En 1961, Yokogawa y sus colaboradores encontraron que el Bitinol (Bitin: Tanabe Co.) mataba a la larva enquistada de

Paragonimus westermanii en una dilución de 1: 1,390,000 en 24 horas y parece ser que esta substancia es a la fecha la más efectiva.

Su fórmula estructural es:



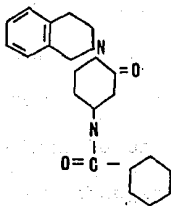
BITIONOL

Su fórmula química es: 2, 2', thiobis 4,6 diclorofenol; es un polvo blanco, cristalino, sin olor y sin sabor, insoluble en agua, pero soluble en solventes orgánicos; su punto de fusión es 1280 y 1.37 de gravedad específica. Ha sido usado bajo el nombre comercial de Actamer (Monsanto, Co. U.S.A.) como un ingrediente de cosméticos, debido a su efecto esterilizante sobre la piel. Este agente químico demostró ser un excelente antihelmintico contra el céstodo de aves *Raillietina kashiwarensis* y contra el tremátodo *Fasciola hepatica*. (Yokogawa, 1974)

Después de confirmar su eficacia en animales infectados experimentalmente con *Paragonimus westermanii* y *Paragonimus ohirai*, Yokogawa en 1965 hizo los primeros intentos clínicos en trece pacientes que habían sido tratados previamente con Emetina y Sulfonamidas, con excelentes resultados de curación. La dosis empleada fué de 50 mg/kg de peso, en días alternados, con un total de 5 a 15 dosis. Se ha observado que el Bitionol, casi no tiene efectos secundarios y lo más frecuente es la diarrea y sólo en dos casos se observó dolor abdominal, vómito y urticaria; el

porcentaje de cura es entre un 50 a 60 %.

Recientemente y en diversos lugares (Thailandia, Filipinas, Corea, etc.), se han usado el Niclofolan y el Praziquantel. El primero en Thailandia por Vanijanonta *et al.*, en 1983 en una sola dosis de 2 mg/kg de peso, con resultados curativos de 100% y el segundo, en una sola dosis de 3 X 25 mg/kg de peso, con una efectividad de 80% y de una dosis de 3 X 25 mg/kg en dos días consecutivos, efectivo en el 100% de casos sobre *Paragonimus heterotremus*. Los efectos colaterales del Niclofolan son más altos que los del Praziquantel, pues con éste prácticamente no se presentaron. En Corea y en Japón se sigue experimentando con el Praziquantel, ante diferentes infecciones por *Paragonimus*, especialmente con *Paragonimus westermanii*. El Praziquantel (Embay 8440, Biltricid, y en México se ha presentado como Cisticid) es un polvo blanco cristalino, derivado de la isoquinolin-pirazina, cuya fórmula estructural es la siguiente:



PRAZICUANTEL

Su fórmula química es: 2,ciclo hexil carbonil 1,2,3,6,7, 11 b hexa-hidro 4 H pirazina [2,1a] isoquinolin 4-1. El Praziquantel fué desarrollado en conjunto por los laboratorios Merck y Bayer, de Alemania Occidental; su alto efecto antihelmíntico contra varias clases de helmintos, especialmente céstodos, fué primero investigado experimentalmente en animales por Thomas y Gonnert (1977,1978). (En Rim H.J.,1983)

En pacientes con infecciones por *Taenia solium* y *Taeniarhynchus saginatus*, tuvo un efecto antihelmintico de 100% en dosis de 10 mg/kg (Paz,1977) y (Rim,1979). Tambien reveló casi un 100 % de efecto antihelmintico contra *Vampirolepis nana* (Schenone et al.,1977) y contra *Diphyllobothrium latum* en una sola dosis de 25 mg/kg (Bylund et al.,1977). (En Rim,1983) Este fármaco ha mostrado una gran efectividad contra *Clorarchis sinensis*, *Metagonimus yokogawai* y *Paragonimus westermanii* en Corea (Rim et al. 1978,1979 y 1981) Recientemente Rim (1983) ha demostrado en Corea que con una dosis de 3 X 25 mg/kg de peso durante tres días consecutivos, obtuvo un 100 % de curación en 10 pacientes con paragonimiasis, producida por *Paragonimus westermanii*.

En México se ha usado el Bitional con éxito contra *Paragonimus mexicanus* por Macias et al. en 1979; por Lifshitz et al. en 1981 y por Karam y Bernal, en 1986.

PROFILAXIS

Desde que se conoce el ciclo de vida de algunas de las especies del género *Paragonimus* y especialmente el de *Paragonimus westermanii*, ha sido posible señalar ciertos métodos de prevención, en varias partes del mundo; sin embargo, sólo algunos ofrecen posibilidades prácticas. En teoría, los siguientes métodos de interferencia de los respectivos ciclos de vida se han sugerido:

1.- Destrucción de los parásitos adultos en el hombre, por tratamiento adecuado.

2.- Muerte de los reservorios (mamíferos) para destruir a los adultos que viven en los pulmones.

3.- Evitar la contaminación del agua o la tierra con esputo y heces de individuos infectados.

4.- Eliminación de los caracoles que actúan como hospederos intermediarios.

5.- Muerte o destrucción de los segundos hospederos intermediarios (cangrejos).

6.- Prevención de infecciones en el hombre, por ingestión de metacercarias libres, en ríos o arroyos provenientes de cangrejos muertos o parcialmente destruidos.

7.- Prevención de infecciones en el hombre por comer cangrejos crudos o mal cocidos.

En el primer caso, la dificultad más seria es, cuando menos en México, la de diagnosticar la paragonimiasis en el hombre, ya

que ésta se confunde fácilmente con la tuberculosis y otras afecciones pulmonares y, de hecho, su sintomatología es prácticamente desconocida por la mayoría de los médicos, aun en aquellas zonas que se han señalado como endémicas.

Por otro lado, es prácticamente imposible eliminar a todos los mamíferos salvajes que se alimentan de cangrejos; aunque, hasta ahora se han señalado solamente dos para México, falta conocer a otros que pudieran actuar como reservorios naturales, sin contar a perros y gatos, que actúan como reservorios y, como se ha demostrado, son altamente susceptibles a infecciones experimentales.

El tratamiento adecuado de esputos y heces serán posibles en cuando se puedan implementar técnicas de diagnóstico, rápidas y efectivas, para descubrir la paragonimiasis en el hombre.

La destrucción de caracoles es prácticamente imposible y de hecho, como hemos comprobado, la infección de estos es muy baja, menos del 1 % en condiciones naturales, en el caso de los caracoles de la familia Hydrobiidae.

La eliminación de los cangrejos es prácticamente imposible, ya que la mayoría de las especies de la familia Pseudohelphusidae no son de hábitos acuáticos, sino anfibios.

Es posible evitar la infección no tomando agua en los arroyos y no comiendo cangrejos de agua dulce crudos o mal cocidos.

Resumiendo: se puede señalar que una de las formas más efectivas de prevención de la paragonimiasis, es la educación, para evitar que la población, principalmente rural, coman cangrejos crudos o mal cocidos.

Evitar el fecalismo y señalar la importancia de construir letrinas.

Difundir entre los médicos, enfermeras, técnicos de laboratorio, patólogos, etc. qué es la paragonimiasis, cuáles son los principales síntomas y cómo se puede prevenir o evitar y, finalmente, difundir los métodos de diagnóstico inmunológico más rápidos y efectivos, especialmente en zonas endémicas, para descubrir esta enfermedad de manera precisa y eficaz y, finalmente propiciar la exploración e investigaciones sobre las áreas del País en que pueda sospecharse la existencia de paragonimiasis.

BIBLIOGRAFIA.

- ABEND, L. 1910. Ueber Haemoptysis Parasitaria. *Deut. Arch. Klin. Med.* 100: 501-511.
- ABBOTT, R.T. 1952. A study of an intermediate snail host (*Thiara granifera*) of the oriental lung fluke (*Paragonimus*). *Proc. U.S. Nat. Mus* 102: 71.
- AJI, T., H. OH, Y. TONGU, S. INATOMI, H. HATA, M. KOBAYASHI, M. YOKOGAWA, H. MIRANDA y N. IBAEZ, 1984. Ultrastructure of tegumental surface of the metacercariae of *Paragonimus peruvianus*. *Jap. J. Parasit.* 35: 15-22.
- AMEEL, D.J. 1931. More data on the lung fluke *Paragonimus* in North America. *Science n.s.* 74: 493-494.
- AMEEL, D.J. 1932. The muskrat a new host for *Paragonimus*. *Science n.s.* 75: 382.
- AMEEL, D.J. 1932a. Life history of North American lung flukes of mammals. *J. Parasitol.* 18 (2):264-268.
- AMEEL, D.J. 1934. *Paragonimus*, its life history and distribution in North America and its taxonomy. (Trematoda: Troglotremitidae) *Amer. J. Hyg* 19: 279-317.
- AMMEL, D.J. 1938. Observations on the natural history of *Pomatiopsis lapidaria* Say. *Amer. Midl. Nat.* 19: 702
- AMEEL, D.J., W.W. CORT y A. VAN DER WOUDE. 1951. Development of the mother sporocyst and rediae of *Paragonimus kellicotti* Ward, 1908. *J. Parasitol.* 37 (4): 395-404.
- AMUNARRIZ-URRUTIA, M. 1977. Paragonimiasis en las márgenes del río Napo. *Rev. Ecuat. Hig. Med. Trop.* 30 (3): 315-317.
- ARCE, J. 1915. La Paragonimiasis en el Perú. *Cron. Med. (Lima)* 32: 249-254.
- ARCOS, V.L. 1951. Paragonimiasis pulmonar. *Gac. Med. Ecuador* 6:379-382.
- ARZUBE, R.M.E. y J. VOELKER. 1978. Sobre la incidencia de Paragonimiasis en el Ecuador 1972-1976. *Rev. Ecuat. Hig. Med. Trop.* 32: 73-76.
- BARQUIN, N., R. LAMOTHE A. y A. FLISSER. 1982. *Paragonimus mexicanus*: An antigenic analysis. *Bol. Chil. Parasit.* 37: 42-46
- BARTON, L. 1910 Un caso de distomatosis pulmonar contrida en el Perú. *La Crónica Médica* 27: 142-144.
- BASCH, P.F. 1959. Two new molluscan intermediate host of *Paragonimus kellicotti* J. *Parasitol.* 45 (3):273.
- BAZAN, J. y L. GINOCCHIO. 1956. A propósito de un caso de Paragonimiasis pulmonar. *Bol. Med. Quir. Piura* 6: 204-207.
- BEAVER, P.C., E.A. MALEK y M.D. LITTLE. 1964. Development of *Spirometra* and *Paragonimus* eggs in Harada-Mori cultures. *J. Parasitol.* 50 (5): 664-666.
- BELAND, J.E., J. BOONE, R.E. DONEVAN y E. MANKIEWICZ. 1969. Paragonimiasis (The lung fluke) report of four cases. *Amer. Rev. Respirat. Disease* 99: 281-271.
- BEMRICK, W.J. y J.C. SCHLOTTHAUER. 1971. *Paragonimus kellicotti* (Ward, 1908) in a Minnesota skunk (*Mephitis mephitis*) J. *Wildlife Dis.* 7: 36
- BERNAL-R, R.M. 1987. Diagnóstico integral de la paragonimiasis

- pulmonar. *Rev. Mex. Patol. Clin.* 34 (4): 209-213.
- BISGARD, G.E. y R. L. LEWIS. 1964. Paragonimiasis in a dog and cat. *J.A.V.M.A.* 144 (5): 501-507.
- BRENES, R., M.D. LITTLE, O. RAUDALES, G. MUÑOZ y G.PONCE. 1983. Cutaneous paragonimiasis in man in Honduras. *Amer. J. Med. Hyg.* 32 (2): 376-378.
- BRENES, R., B. RODRIGUEZ, G. VARGAS, E. OCANPO y P.J. Ruiz. 1982. Cerebral hemorrhagic lesions produced by *Paragonimus mexicanus*. *Am. J. Trop. Hyg.* 31: 522-526.
- BRENES, R., R. ZELEDON y G. ROJAS. 1968. The finding *Paragonimus* sp. in mammals, crabs and snails in Costa Rica. *Bol. Chil. Parasitol.* 23: 70.
- BRENES, R., R. ZELEDON y G. ROJAS. 1980. Biological cycle and taxonomic position of a Costa Rica *Paragonimus* and the present status of *Paragonimus* from New World. *Brenesia* 18: 353-366.
- BROWN, H.W. y K.L. HUSSEY. 1947. Experimental therapy of paragonimiasis in dogs. *J. Parasitol.* 33: 33-35.
- BUCHWALD, C.von. 1965. Aspectos anatomopatológicos de paragonimiasis pulmonar. *Rev. Ecuat. Hig. Med. Trop.* 22: 165-172.
- BUITRAGO, B., G. RODRIGUEZ y A.ABRIL. 1981. Paragonimiasis humana; primera descripción de un caso colombiano. *Biomédica* 1: 142-151.
- BYRAM, J. E., S.C. ERNEST, R.D. LUMSDEN y F.SOGANDARES-BERNAL. 1975. Virus-like inclusions in cecal epithelial cells of *Paragonimus kellicotti* (Digenea: Troglotreematidae). *J. Parasitol.* 61 (2): 253-264.
- BYRD, E.E. 1941. The excretory system of *Paragonimus*. *J. Parasitol.* 27 Suppl. 10.
- BYRD, E.E. 1941 a. The opossum *Didelphis virginiana* Kerr, a new host for *Paragonimus* in Tennessee. *Science* 93: 542.
- BYRD, E.E., R.J. REIBER y M.V. PARKER. 1942. The anatomy of a lung fluke from the opossum (*Didelphis virginiana* Kerr). *J. Tenn. Acad. Sci.* 17: 116-129.
- BYRD, E. E., R.J. REIBER y M.V. PARKER 1942 a. Mammalian trematodes I. Trematodes from the opossum *Didelphis virginiana* Kerr. *J. Tenn. Acad. Sci.* 17: 130-142.
- CABALLERO y C., E. 1946. Estudios helmintológicos de la región oncercosa de México y de la República de Guatemala. Trematoda II. Presencia de *Paragonimus* en reservorios naturales y descripción de un género nuevo. *An. Inst. Biol. UNAM.* 17:137-165.
- CABALLERO y C., E. 1956. Presencia de *Paragonimus rudis* (Diesing, 1850) Braun, 1899 en mamíferos silvestres de Centroamérica. *An. Inst. Biol. UNAM* 27: 397-401.
- CABALLERO y C., E. y F. MONTERO-GEI. 1961. Descripción de dos tremátodos de un marsupial de la República de Costa Rica y un catálogo de los tremátodos que parasitan a Marsupialia Illinger, 1811. *An. Esc. Nat. Cienc. Biol.* 10: 45-86.
- CAPRON, A., M. YOKOGAWA, J. BIGUET, M. TSUJI y G. LUFFAN. 1965. Diagnostic immunologique de la paragonimose humaine mise évidence d'anticorps seriques spécifiques par immuno-electrophorese. *Bull. soc. path. Exotique* 58 (3): 474-487.
- CAPRON, A., A. VERNES, M. TSUJI y D. AFCHAIN. 1969. Les

- Paragonimoses humaine et experimentales. Structure antigenique et relations hôte-parasite de trois especes du genre *Paragonimus*. *Ann. Parasitol. Hum. et Comp.* 44 (6): 709-732.
- CARVAJAL-H., F. ZEREGA, M. LOAIZA, A. BORJA y J. RUMBEA. 1979. Paragonimiasis cutánea; clinica e histopatologia: eosinofilia tropical o síndrome de helmintiasis parenteral. *Rev. Ecuat. Hig. Med. Trop.* 32: 69-82.
- CARRERA, . 1967. Distomatosis pulmonar con diseminación cutánea. *Rev. Ecuat. Hig. Med. Trop.* 24: 267- 268.
- CEVALLOS-VITERI, A. y A. SEGOVIA. 1957. Doce casos de Paragonimiasis en niños manabitas. *Rev. Ecuat. Pediatr.* 9:51-59.
- COOPERRIDER, D.E. 1952. Check list of parasites of domestic animals reported in Georgia. *Vet. Med.* 47: 65-70.
- CORVETTO, A. 1921. Paragonimiasis pulmonar. *Cron. Med.* 32: 246-252.
- CORVETTO, A. 1921. Un caso mas de paragonimiasis pulmonar. *Med. Ibera.* 15: 359-362.
- CRAM, E. B. 1924. Report of Helminthological Society of Washington. *Proc. Helm. Soc. Washington.* 11: 228.
- CUBA, C. 1970. Paragonimiasis. Areas endémicas determinadas en el Perú, hasta la actualidad. Libro de Conferencias y Mesas redondas del III Congreso Peruano de Microbiología y Parasitología. Trujillo Perú. 1: 149-154.
- CHENG, P.D. 1937. The germ cell cycle in the trematode *Paragonimus kellicotti* Ward. *Trans. Amer. Micr. Soc.* 56: 208-236.
- DAVIS, G.M., K.HATANO, T.SHIMAD y M. YOKOGAWA. 1974. X Ray diagnosis of paragonimiasis. Keiso Shuppan Service Center. Tokyo Japan pp. 1- 144.
- DAWES, B. 1968. *The Trematoda*. With special reference to British and other european forms. Cambridge University Press 1-644 pp.
- DEARBORNE, N. 1918. Foods on some predatory fur-bearing animals in Michigan. *Univ. Mich. Sch. Forest. Conserv. Bull. No.1.*
- DE WITT, W.B. 1952. *Pomatiopsis lapidaria* its occurrence in the Washington D.C. area and its laboratory rearing in comparison to that of *Oncomelania* spp. *J. Parasitol* 38: 221.
- DIACONITA, G.H. y H.G. GOLDIS. 1964. Investigations on pathomorphology and pathogenesis of pulmonar Paragonimiasis. *Acta Tuberc. Scand.* 44: 51-25.
- DIESING K.M. 1850. *Systema Helminthum Vindovanae*. Vol. I.: I-XVI+: 1-679 pp. Viena.
- DUBEY, J.P., P.C. STROMBERG, y M.J. TOUSSANT. 1977. A new drug against *Paragonimus* infection. *Experientia* 33(9): 1154-1155.
- DUBEY, J.P., M.J. TOUSSANT y E.A. HOOVER. 1979 Experimental *Paragonimus kellicotti* infection in dogs. *Vet. Parasitol.* 5 (4): 325-337.
- ELIASOFF, L.B. y C.R. HARDEM. 1977. Treatment of *Paragonimus kellicotti* infestation. *Feline Practice Parasitology* 7 (5): 45-47.
- ERICKSON, A.B. 1944. Helminths of Minnesota canidae in relation to

- food habits and a host list and key to the species reported from North America. *Amer. Midl. Nat.* 32 (2): 358-372.
- ERICKSON, A.B. 1946. Incidence of worms parasites in Minnesota mustelidae and host list and key to North America species. *Amer. Midl. Nat.* 36 (2):494-509.
- FAN, P.C. y O.K. KHAW. 1963. Comparative studies on larval migration of *aragonimus westermanii* in various experimental animals. Part. 1. *Chinese M.J. Republic of China* 10:207-214.
- FEHLINSEN, F. y C.M. COOPER. 1910. Paragonimiasis or parasitic Hemophytis *J.A.M.A.* 54: 679.
- FELLMAN, W. y H. ESSEX. 1929 Distomatose pulmonaire chez le chat. *Ann. Parasitol Hum. et Comp.* 7: 204-208.
- GARDNERS, A.L. 1973. The systematics of the genera *Didelphis* (Marsupialia: Didelphidae) in North and Middle America. *Spec. Publ. The Mus. Texas Tech. Univ. No 4* : 1-81 14 figs.
- GESINSKI, R.M., R.E. THOMAS y V. GALLICCHIO. 1964. Survey of *Paragonimus* in Ohio mink. *J. Parasitol.* 50 (1): 151.
- GRADOS, O., C. CUBA, C. ACEVEDO y H. ROMAN. 1967. Paragonimiasis en el Valle de Codebamba. Informe Asoc. Microbiol. Trujillo.
- GRADOS, O., C. CUBA, N. MORALES y C. MAZABEL. 1972. Epidemiología de la Paragonimiasis en el Perú. *Arch. Peruanos Pat. Clin.* 26: 33-54.
- GRADOS, O., N. IBANEZ H.M. 1961. Investigaciones de los huéspedes intermediarios de *Paragonimus westermani* en el Valle de Chicama (Trujillo Perú). *Arch. Peruanos Pat. y Clin.* 15 (1-2): 25-35.
- GRADOS, O., N. IBANEZ y M. ARRASCO. 1967. Distribución de la Paragonimiasis en el Perú. *Arch. Peruanos Pat. Clin.* 16: 167-178.
- GRADOS, O.B., D. RIVERA L. y M. MIRANDA Z. 1971. Paragonimiasis pulmonar. Caso tratado con 2-2 thiobis (4-6 diclorophenol). *Arch. Peruanos Pat. Clin.* 25: 89-98.
- HALL, M.C. 1925. The goat as a host of *Paragonimus*. *J. Parasitol.* 11: 227-228.
- HANSON, H. 1911. *Distoma pulmonale* in Wisconsin. *John Hopkins Hosp. Bull.* 22: 112-114.
- HARCASTLE, A.B. 1941. *Paragonimus* in cat from North Carolina. *J. Parasitol.* 27: 541.
- HARKEMA, R. y G.C. MILLER. 1964. Helminth Parasites of the raccoon *Procyon lotor* in the Southeastern United States. *J. Parasitol.* 50 (1): 60-66.
- HARLEY, J.P. 1972. *Paragonimus kellicotti* in Kentucky. *Amer. Midl. Nat.* 88 (2): 474-475.
- HARLEY, J.P. 1972a. A survey of the helminths of muskrat *Ondatra z. zibetica* Miller, 1912 in Madison County Kentucky. *Trans. Kentucky Acad. Sci.* 33 (1-2): 13-15.
- HASHIGUCHI, Y. 1972 Migration and growth of *Paragonimus ohirai* and *P. miyazakii* metacercariae artificially introduced into rats. *Research Report Kochi Univ. Vol. 21 Natural Sci.* 8:141-146.
- HASHIGUCHI, Y. y T. TAKEI. 1969. Studies on the migration of *Paragonimus ohirai* Miyazaki, 1939 in albin rats transplanted with the metacercariae into their pleural

- cavity. *J. Jour. Parasit.* 18 (5):459-465.
- HEALY, G.R. 1970. Trematodes transmitted to man by fish, frogs and crustacea. *J. Wildlife Dis.* 6: 155-261.
- HEINERT, J.F. 1932. La Paragonimiasis en el Ecuador. *An. Soc. Med. Guiner. del Guayas. Año 23 Vol. 12 (4):* 137--148.
- HEINERT, J.F. 1947. Paragonimiasis pulmonar o distomatosis pulmonar en el Ecuador. *Rev. Kuba Med. Trop. y Parasitol.* 3: 101-106.
- HENRY, A., 1927. Distomatose pulmonaire chez le vison. *Bull. Soc. Centr. Med. Vet.* 8: 84-88.
- HERMAN, L. H. y D.R. HELLAND. 1966. Paragonimiasis in a cat. *J.A.V.M.A.* 149 (6):753-757.
- HOOVER, E.A. y P.J. DUBEY. 1978. Pathogenesis of experimental pulmonary paragonimiasis in cats. *Amer. J. Vet. Res.* 39 (11): 1827-1832.
- HUNTER III, G.W., L.S.RITCHIE, C. PAN, S. LIN, S. SUGIURA, K. NAGANO y M. YOKOGAWA. 1957. Intradermal test and their usefulness in the field for the detection of schistosomiasis, paragonimiasis and clonorchiasis. *J. Parasitol.* 43: 28.
- IBÁÑEZ, N. y E. FERNÁNDEZ. 1980. Actual state of the paragonimiasis in Peru (1980). *Bol. Peruano Parasitol.* 2: 12-18.
- IBÁÑEZ, N., FERNÁNDEZ E. y H. MIRANDA. 1977. *Paragonimus peruvianus*: ubicación del ovario y descripción de ciertas estructuras internas anexas a los genitales. *Excursa Parasit. en Mem. Dr. E. Caballero y C. Publ. Esp. No. 4 Inst. Biol. UNAM.*: 177-
- IBÁÑEZ, N. H. GUERRA y E. FERNÁNDEZ. 1980. Metacercarias de *Paragonimus peruvianus* en área andina del Departamento de La Libertad, Perú. *Bol. Peruano Parasit.* 2 (1-2): 19-26. 185.
- IBÁÑEZ, N. y H. MIRANDA. 1967. Paragonimiasis. Hallazgo de formas adultas del género *Paragonimus* Braun, 1899 en gato *Felis domesticus* procedente de la zona endémica de Cajamarca Perú. *Arch. Peruanos Pat. Clin.* 22: 25-30.
- IBÁÑEZ, N. y H. MIRANDA. 1968. Paragonimiasis III. Hallazgo del parásito adulto en hurón *Didelphis azarae pernigra*. *Arch. Peruanos Pat. Clin.* 22:25-30.
- IBÁÑEZ, N., C. MIRANDA, E. FERNÁNDEZ y C. CUBA. 1974. *Paragonimus* y paragonimiasis en el Norte peruano. Proceso del desarrollo de *Paragonimus peruvianus* Miyazaki, Ibañez y Miranda, 1969 en *Felis cati* gato doméstico, infectado experimentalmente. *Rev. Per. Biol.* 1:31-56.
- ISHII, Y. 1966. Differential morphology of *Paragonimus kellicotti* in North America. *J. Parasitol.* 52: 920-925.
- ISHII, Y. e I. MIYAZAKI, 1970. Comparative study on the eggshell of American *Paragonimus* through the scanning electron microscope. *Jap. J. Parasit.* 19: 541-548.
- ISHII, Y., I. MIYAZAKI y J. TOKUNAGA, 1970. Scanning electron microscopy of helminths ova (5) American *Paragonimus*. *Igaku no Ayumi* 75 (10): A 135-136.
- ISSHIKI, O. 1962. Morphological studies on the egg of the lung fluke V. Eggs of *Paragonimus kellicotti* Ward. *Jap. J. Parasit.* 11: 353-363.
- ITO, J., M. YOKOGAWA, R. LAMOTHE y H. HATA. 1985. Studies on the cercariae of *Paragonimus mexicanus* in *Aroapyrgus alleei*

- from Colima Mexico, with special reference to its morphology (Trematoda: Troglotremitidae) *Jap. J. Parasit.* 34 (2): 71-77.
- ITURBE, J. 1942. Invertebrate host of *Schistosoma mansoni* and *Paragonimus kellicotti* in the Valley of Caracas and in other parts of Venezuela. *Proc. 8th. Amer. Sci. Congr. Washington D.C. 6:* 371-382.
- ITURBE, J. y E. GONZALEZ. 1919. Quelques observations sur les cercaires de la vallee de Caracas; Premier partie. *Publ. Lab. Iturbe.* pp. 1-27.
- JORDAN, H.E. y E.E. BYRD. 1958. *Paragonimus* in wild and domesticated animals in Georgia. *J. Parasitol.* 44: 470.
- KARAM, B.J. y R.M. BERNAL A. 1987. Paragonimiasis pulmonar. Informe de dos casos en niños. *Bol. Med. Hosp. Infantil. Mex.* 44 (1): 690-695.
- KRUIDENIER, F. 1948. Metachromatic determination of mucoprotein distribution in *Paragonimus kellicotti* Ward. (Trematoda: Troglotremitidae) *J. Morphol.* 92: 531-543.
- KUROCHKIN, Y.V. 1987. Paragonimiasis. En: "Trematodos. Fauna de la URSS". Acad.Sci.URRS. Moscú. Lab. Helm. 1-150 pp. (En ruso).
- LAMMELER, H., YOKOGAWA y N. GURALP. 1981. Therapy in platyhelminth infections I. General Review. *Review of Advances in Parasitology.* Warszawa, 1987.
- LAMOTHE A.,R. 1981. Hospederos definitivos e intermediarios de *Paragonimus mexicanus*. *An.Inst.Biol.UNAM.* 52 Ser.Zool.(1):39-44.
- LAMOTHE A.,R.,1982. Epidemiologia de la paragonimiasis. *Neumol. Cir. Torax Mex.* 42 (3): 147-159.
- LAMOTHE A.,R.1985. La Paragonimiasis en el Continente Americano. *Salud Pública Mex.* 27 (6): 514-523.
- LAMOTHE A.,R. 1985a. *Paragonimus mexicanus* y la paragonimiasis en México. Parasitología I. Vol. Conmemorativo del 25 Aniversario de la Soc. Mex. de Parasitol. A.C. vol. 1:151-165.
- LAMOTHE A.,R.1986. La Paragonimiasis pulmonar humana en México. *Salud Pública Mex.* 28 (1): 37-40.
- LAMOTHE A.,R.,J.L. ALONSO y R. LÓPEZ. 1986. Una nueva zona endémica de paragonimiasis en México. *An. Inst. Biol. UNAM.* 57 Ser. Zool. (2): 415-418.
- LAMOTHE A.,R. y J. CABALLERO D. 1976. Paragonimiasis en México. *Neumol. Cir. Torax Mex.* 37: 407-427.
- LAMOTHE A.,R., J.CABALLERO D.y E. LAZARO CH.1977. *Pseudothelphusa (P). dilatata* Rathbum (Crustacea:Decapoda) segundo hospedero intermediario de *P. mexicanus* (Trematoda). *An. Inst. Biol. UNAM* 48 Ser. Zool. (1): 295-298.
- LAMOTHE A.,R., J.CABALLERO D. y E. LAZARO CH. 1978. Redescrición de *Paragonimus mexicanus* Miyazaki e Ishii, 1968 obtenidos experimentalmente. *Neumol. Cir. Torax Mex.* 39 (1):35-43.
- LAMOTHE A.,R., J. CABALLERO D. y E. LAZARO CH.1978a. Paragonimiasis experimental en gatos (*Felis catus*) con *Paragonimus mexicanus* Miyazaki e Ishii, 1968. *Neumol. Cir. Torax Mex.* 39 (2): 71-80.
- LAMOTHE A.,R.,J.CABALLERO D. y E. LAZARO CH.1978b. Paragonimiasis (Nota). *An. Inst. Biol. UNAM.* 49 Ser. Zool.(1): 271-276.
- LAMOTHE A.,R., J.CABALLERO D. y E. LAZARO CH.1979. Descripción de

- la metacercaria de *Paragonimus mexicanus* Miyazaki e Ishii, 1968 (Trematoda: Troglotrematidae). *Neumol. Cir. Torax. Méx.* 40 (3):179-187.
- LAMOTHE A.,R., J.CABALLERO D.,R.PINEDA y O. MEAVE. 1985. Hallazgo de *Paragonimus mexicanus* en un nuevo hospedero y una nueva localidad en México. *Universidad y Ciencia* 2 (3): 41-45.
- LAMOTHE A.,R. y L. GARCIA P. 1988. Helmintiasis del hombre en México. Tratamiento y Profilaxis. A.G.T. Editor S.A. México,1988. I-XIV 139 pp.
- LAMOTHE A.,R.,E. A. MALEK y O.MEAVE. 1983. *roapyrgus alleei* Morrison,1946 (Gastropoda:Hydrobiidae) first intermediate host of *Paragonimus mexicanus* in Colima Mexico. *J. Parasitol.* 69 (1):226-228.
- LAMOTHE A.,R., R.PINEDA y O.MEAVE. 1981. Infección natural de *Paragonimus mexicanus* en *Didelphis virginiana californica* en Colima, México. *An. Inst. Biol. UNAM* 52 Ser. Zool. (1): 45-50.
- LARA, A.N. 1913. Hemoptisis endémica de los países tropicales. *Rev. Med. Yucatán.* 9 (1): 1-5.
- LARACH, C.J. 1961. Paragonimiasis pulmonar (Presentación de un caso). *Rev. Med. Hondureña* 29 (1-4): 49-54.
- LARACH, C.J. 1966. Paragonimiasis pulmonar (Presentación de un caso). *Rev. Med. Hondureña* 34: 111-114.
- LA RUE, G.R. y D.J. AMEEL. 1937. The distribution of *Paragonimus*. *J. Parasitol.* 23: 382.
- LEON, H.A. 1955. Diagnóstico de la paragonimiasis. *Gac. Med. Ecuador* 10: 903-910.
- LIFSHITZ, G.A.,R. MANCILLA J., C.R. ARIZA y R.ORTIZ DE G.1981. Paragonimiasis.Informe de un caso. *Gac. Med. México.* 117 (7):291-294.
- LITTLE, M.D.1968. *Paragonimus caliensis* sp.n. and paragonimiasis in Colombia. *J. Parasitol.* 54: 738-746.
- LOVERDE, P.T. 1979. Chromosomes of two species of *Paragonimus*. *Trans. Amer. Microsc. Soc.* 98 (2): 280-285.
- LUMSDEN, R.D. y F.SOGANDARES-BERNAL. 1970. Ultrastructural manifestation of pulmonary paragonimiasis. *J. Parasitol.* 56 (6): 1095-1109.
- MACIAS, J.J.,J.ROSILLO, B.MONCADA y A.AGUILLON. 1979. Paragonimiasis pulmonar. Presentación de cuatro casos. *Neumol. Cir. Torax Mex.* 40 (1): 1-15.
- MACY, D.W. y K.S. TODD. 1975. Treatment of canine paragonimiasis with bithionol acetate. *Vet. Med. Small Animal Clinician* PET. Pract. Jan. 1975 pp. 57-58.
- MALEK, E.A.1980. *Snail-transmitted parasitic diseases.* Vol.I 334 pp. Vol. II 324 pp. C.R.C. Press Inc. Boca Raton Florida.
- MALEK, E.A.1985. Snail host of schistosomiasis and other snail transmitted diseases in Tropical America. A manual. 325 pp. *Pan-American Health Organization WHO* Scientific Public. No. 478.
- MALEK, E.A.,R. BRENES y G. ROJAS.1975. *Aroapyrgus costaricensis* host of Paragonimiasis in Costa Rica. *J. Parasitol.* 61:355.
- MALEK, E.A. y T.C. CHENG. 1974. *Medical and Economical Malacology.* New York. and London Academic. Press. 398 pp.
- MALEK, E.A.,N.IBAÑEZ y G. GUERRA. 1985. Description of redia and cercaria of *Paragonimus peruvianus* from experimentally

- infected *Aroapyrgus colombiensis* of Codebamba Valley, Peru. *J. Parasitol.* 71. (2):253-256.
- MALEK, E.A. y D. LITTLE. 1971. *Aroapyrgus colombiensis* n.sp. (Gastropoda: Hydrobidae) snail intermediate host of *Paragonimus calliensis* in Colombia. *Nautilus* 85: 20-26.
- MALEK, E.A. y W.L. PARENSE. 1981. Some peruvian hydrobiids, potencial snail host of paragonimiasis. *Nautilus* 95: 91-92.
- MARTINEZ-BAEZ, M. 1970. La labor del Instituto de Salubridad y Enfermedades Tropicales en el Campo de la Parasitología. *Gac. Med. Méx.* 100 (2):113-118.
- MARTINEZ-BAEZ, M. 1970 a. Paragonimiasis en México. *Gac. Med. Méx.* 100: 136.
- MARTINEZ-BAEZ, M. y A. JIMENEZ-GALAN. 1961. Un caso de trematodiasis pulmonar registrado en México. *Rev. Inst. Salubr. Enf. Trop.* 21: 101-144.
- MAZZOTTI, L. e I. MIYAZAKI. 1965. The first record of adults lung flukes *Paragonimus* in Mexico. *Jap. J. Parasit.* 14 (1): 34-36.
- MCKEVER, S. 1958. Observation on *Paragonimus kellicotti* Ward from Georgia. *J. Parasitol* 44: 324-327.
- MILLER, G.C. y R. HARKEMA. 1964. Studies on helminths of North Carolina Vertebrates V. Parasites of the mink. *Mustela vison* Schreber. *J. Parasitol.* 50 (6):717-720.
- MILLS, R.R., F. SOGANDARES BERNAL y J.R. SEED. 1966. Studies in American paragonimiasis III. Phosphomonoesterase activity. *J. Parasitol.* 52: 363-366.
- MIRANDA, H.O. HERNANDEZ, H. MONTENEGRO y F.ALVA. 1967. Paragonimiasis. Nota sobre tres nuevas areas de procedencia de portadores de la enfermedad. *Arch. Peruanos Pat. Clin.* 21: 215-222.
- MIYAZAKI, I. 1955. Morphological features of adult of *Paragonimus kellicotti* with reference to the taxonomy of *P. rudis* (Texto japonés) *Med. and Biol.* 37: 11-15. In: Lung flukes in the western hemisphere Overseas Technical Cooperation Agency. Tokyo Japan, 1972.
- MIYAZAKI, I. 1964. Notes on the metacercaria of *Paragonimus kellicotti* Ward, 1908 in North America. *Jap. J. Parasit.* 13: 453-457.
- MIYAZAKI, I. 1969. On the lung flukes causing human Paragonimiasis. *Jap. J. Trop. Med.* 10: 8-13.
- MIYAZAKI, I. 1972. Lung flukes in the western hemisphere. OTCA, Tokyo, Japan, 29 pp.
- MIYAZAKI, I. 1972a. Occurrence on the lung fluke *Paragonimus peruvianus* in Panama. *J. Parasitol.* 58: 841-842.
- MIYAZAKI, I. 1974. Occurrence on the lung flukes *Paragonimus peruvianus* in Costa Rica. *Jap. J. Parasit.* 23: 280-284.
- MIYAZAKI, I. 1974a. *Paragonimus* and paragonimiasis in Latin America countries In: Third Intern. Congr. Parasit. Munich. August 25-31, 1974 Proc. I. 530 Vienna Austria. Publ.
- MIYAZAKI, I. 1974. V. Lung flukes in the world. Morphology and Life history. Symp. Epid. Paras. Dis. (1974) Intern. Med. Found. of Japan Tokyo, Japan.
- MIYAZAKI, I. 1975 Cerebral Paragonimiasis. Topics on Tropical Neurology. In *Contemporary Neurology Series* 12:109-132

- Davis Company Philadelphia, U.S.A.
- MIYAZAKI, I. 1979. Identity of *Paragonimus mexicanus* Miyazaki et Ishii, 1968 and *P. peruvianus* Miyazaki, Ibañez et Miranda, 1969. *Jap. Med. J.* 2898: 46-49 (En japonés).
- MIYAZAKI, I. 1982. Paragonimiasis. In: CRC Handbook Series in Zoonoses Section C.: Parasitic Zoonoses Vol. III. Edit. by Steele J.H. CRC Press: 143-164.
- MIYAZAKI, I., C. ARELLANO y O. GRADOS. 1972. The first demonstration on the lung fluke *Paragonimus* from man in Peru. *Jap. J. Parasit.* 21:168-172.
- MIYAZAKI, I. y O. GRADOS. 1972. Occurrence of the lung fluke *Paragonimus caliensis* in Peru. *J. Parasitol.* 58 (6):1210-1211.
- MIYAZAKI, I. y O. GRADOS. 1972a. The second species on the lung flukes in Peru, *Paragonimus caliensis* Little, 1968. *Jap. J. Parasit.* 21: 275-279.
- MIYAZAKI, I., O. GRADOS y N. UYEMA. 1973. A new fluke found in Peru *Paragonimus amazonicus* sp.n. *Jap. J. Parasit.* 22:48-54.
- MIYAZAKI, I. y L.D. HENDRICKS. 1975. Studies on the lung fluke *Paragonimus* in Panama with special reference to differential morphology on its metacercariae. *Med. Bull. Fukuoka Univ.* 2: 295-302.
- MIYAZAKI, I., N. IBAÑEZ y H. MIRANDA. 1969. On a new lung fluke found in Peru, *Paragonimus peruvianus* sp.n. (Trematoda: Troglotrematidae). *Jap. J. Parasit.* 18:123-130.
- MIYAZAKI, I., N. IBAÑEZ y H. MIRANDA. 1971. Studies on the metacercaria of *Paragonimus peruvianus* (Trematoda: Troglotrematidae). *Jap. J. Parasit.* 20 (5): 425-430.
- MIYAZAKI, I. e Y. ISHII. 1968. Comparative study on the mexican lung fluke with *Paragonimus kellicotti* Ward, 1908. *J. Parasitol.* 54 (4):845-846.
- MIYAZAKI, I. e Y. ISHII. 1968a. Studies on the mexican lung fluke with special reference to a description of *Paragonimus mexicanus* sp.n. *Jap. J. Parasit.* 17: 445-453.
- MIYAZAKI, I., T. KIFUNE, S. HABE y N. UYEMA. 1978. Reports of Fukuoka University Scientific Expedition to Peru, 1976. Dept. Parasit. Sch. Med. Fukuoka Univ. Occas. Publ. (1):1-28.
- MIYAZAKI, I., T. KIFUNE y R. LAMOTHE A. 1980. Taxonomical and Biological studies on the lung flukes of Central America. Occas. Publ. No. 2 Fukuoka Univ. Dept. Parasit. Sch. Med. 1-80.
- MIYAZAKI, I., C. MAZABEL y O. GRADOS. 1974. Mature *Paragonimus amazonicus* first found from water opossum in Peru. *J. Parasitol.* 60 (3):547-548.
- MIYAZAKI, I., C. MAZABEL, O. GRADOS y N. UYEMA. 1975. Studies on the lung fluke in Tingo Maria, Peru with special reference to the description of *Paragonimus inca* sp. n. (Trematoda: Troglotrematidae). *Med. Bull. Fukuoka Univ.* 2:303-311.
- MIYAZAKI, I. y L. MAZZOTTI. 1964. Investigation of the genus *Paragonimus* in Central and North America. *Jap. J. Parasit.* 13 (4): 293.
- MIYAZAKI, I. y K. NISHIMURA. 1975. Cerebral Paragonimiasis. In: Topics on Tropical Neurology (1975). Contemporary Neurology

- Series 12: 109-132. Davis Co. Philadelphia.
- MIYAZAKI, I. y N. UYEMA. 1980. On the metacercaria of *Paragonimus inca* first found in Peru. *Med. Bull. Fukuoka Univ.* 7(4): 395-400.
- MONTALVAN, J.A. 1967. Proyecto de un programa de Investigación sobre Paragonimiasis en Ecuador. *Rev. Ecuatoriana de Enf. del Torax* 2: 103-107.
- MONTALVAN, J.A. 1968. Paragonimiasis en el Ecuador. Estudio Epidemiológico y Clínico. *Rev. Fac. Cienc. Med. Univ. Guayaquil.* 1: 9-59.
- MORALES, R.F. 1963. Paragonimiasis pulmonar en el Perú. Presentación de 5 casos. *Rev. Med. Cir. (Trujillo) Perú* 1: 26-40.
- MORERA, P. 1968. Trematodiasis pulmonar. Estudio de dos casos encontrados en Costa Rica. *Acta Med. Costa Rica.* 11:225-237.
- MORRISON, J.P.E. 1946. The non marine mollusks on San José Island with notes on those of Pedro González Island Pearl Inland, Panamá. *Smithsonian Misc. Collec.* 106: 1-49.
- NAQUIRA, C.E., E. DELGADO, F. NAQUIRA, A. ELLIOT y M. TANTALEAN. 1976. La Paragonimiasis en la población de los distritos de San Juan y Magdalena (Departamento de Cajamarca). *Biota* 11(86): 23-33.
- NAQUIRA, C.E., E. DELGADO, M. TANTALEAN, F. NAQUIRA y A. ELLIOT. 1973. Prevalencia de enteroparásitos en escolares de los distritos de San Juan y Magdalena. *Rev. Res. Med. Tropical Univ. Nac. M.S. Marcos* 2: 37-41.
- NICKERSON, W.S. 1911. *Paragonimus* in the cat in Minneapolis. *Science* 33:271.
- NOBLE, G.A. 1963. Experimental infection of crabs with *Paragonimus*. *J. Parasitol.* 49 (2): 352.
- NULL, M.M. 1910. TOCHIL or endemic hemoptysis. *Northwest Med.* 2: 364-366.
- PACHUCKI, C.T., R.A. LEVANDOWSKI, V.A. BROWN, B.H. SONNENKALB y M.J. VRUNO. 1984. American Paragonimiasis treated with praziquantel. *New England J. Med.* 311 (9): 582-583.
- PATTON, S., A. RABINOWITZ, S. RANDOLPH y S.S. JOHNSON. 1986. A coprological survey of parasites of wild neotropical Felidae. *J. Parasitol.* 72 (4):517-520.
- PAZ G. 1977. Treatment of Taeniasis saginata with Praziquantel (Embay 8440) *Bol. Chileno de Parasitología* 32:14-16.
- PECHMAN, R.D. 1976. The radiographic features of pulmonary Paragonimiasis in the dog and cat. *J.A.V.R.S.* 17 (5):182-191.
- PEREZ-VIGUERAS, I. 1935. Notas sobre la fauna parasitológica de Cuba. Part. I (Vermes). *Mem. Soc. Cubana Hist. Nat.* 9: 45-49.
- PRESIDENTE, J.J.A. y R.O. RAMSDEN. 1975. *Paragonimus kellicotti* infection in wild carnivores in Southeastern Ontario II. Histopathological features. *J. Wild Diseases* 11 (3):364-375.
- RAMSDEN, R.O. y P.Y.A. PRESIDENTE. 1975. *Paragonimus kellicotti* infection in wild carnivores in Southwestern Ontario I. Prevalence and gross pathological feature. *J. Wildlife Diseases* 11 (1):136-141.
- RANGEL, R. L.J. y R. LAMOTHE. 1986. Estudio de las formas larvarias de *Paragonimus mexicanus* Miyazaki e Ishii, 1968, en el primer hospedero intermediario *Araopyrgus alleei*

- (Mollusca:Gastropoda) de Colima México. *An. Inst. Biol. UNAM.* 57 Ser. Zool. (1):31-48.
- RIM, H.J.1983. Experimental and clinical experience with praziquantel in Korea. Intern.Sym. Human Trematode Infec. in Southeast and East Asia, 1983. *Korea. Inst. Trop. Endemic. Diseases Korea Univ.* 1:1-96
- RINCON, L.A., E. DURAN y J.R. MORELL. 1973. Localización ectópica de *Paragonimus* sp. Braun,1899 (Trematoda:Troglotrematidae). *Arch. Venezol. Med. Trop. Parasitol.* 5:365-374.
- RODRIGUEZ, G. y A.E. SMALLEY.1969. Los cangrejos de agua dulce de México de la Familia Pseudothelphusidae (Crustacea:Brachiura). *An.Inst. Biol. UNAM* 40 Ser. Cienc. del Mar y Limnol. (1):69-112 26 fgs 12 lam.
- RODRIGUEZ, J.D.1963. Contribución al estudio del ciclo evolutivo de *P.westermani* (Kerbert,1878) Braun,1899. *Rev. Guat. Med. Clin. Biol.*(1):20-34.
- SALAZAR, M., J.RODRIGUEZ, B. LAUFER y F.SOSA. 1987. Paragonimiasis pulmonar. Informe de un caso. *Salud Pública Méx.* 29 (6): 470-473.
- SALINAS-BUSTOS, E. 1951. Paragonimiasis pulmonar. *Gac. Med. Ecuador.* 6: 405-409.
- SANCHEZ, J. 1895. Zoología Médica. Nota acerca de gusanos parásitos del hombre. *Gac. Med. Méx.* 32 (9):186-197.
- SANDGROUND, J.A.1933. Certain helminthic and protozoan parasites of man and animals in Yucatan. In: The Peninsula of Yucatan, Medical Biological, Meteorological and Sociological Studies. *Carnegie Inst. of Washington:* 228-248.
- SEED, J.R., F. SOGANDARES-BERNAL y A.A. GAM. 1968. Studies on American Paragonimiasis VI. Antibody response in three domestic cats infected with *Paragonimus kellicotti*. *Tulane Stud. Zool. Bot.* 15: 70-74.
- SEED, J.R., F. SOGANDARES-BERNAL y R.R. M'LS. 1966. Studies on American Paragonimiasis II. Serological observations of infected cats. *J. Parasitol.* 52: 358-362.
- SHORT, T.R. y T.D. HENDRICKSON. 1960. Canine paragonimiasis in Arkansas. *J.A.V.M.A.* 137: 417-419.
- SKRJABIN, K.I., B.E. SUDARIKOV e Y. KUROCHKIN,1978. *Trematody Shibatnyi i cheloveka. Osnovy Trematodologii* 26:1-80. Itzdateslvo Nauka Moskba 1978. (En ruso).
- SMITH, A.J. 1911. Ova of *Schistosoma japonica*; ova of *S.mansonii*; ova of *Paragonimus westermani*. *Proc. Path. Soc. Phila.* 14:64.
- SMITH, R.J. 1963. Effects and viability of irradiated *Paragonimus metacercariae* in the white rat. *J. Parasitol.*49(5):36 Sec.2.
- SOGANDARES-BERNAL, F. 1965. Studies on America Paragonimiasis I. Age immunity of snail host. *J. Parasitol.* 51 (6): 958-960.
- SOGANDARES-BERNAL, F.1965a. Parasites from Louisiana crayfishes. *Tul. Stud. Zool. Bot.* 12: 79-85.
- SOGANDARES-BERNAL, F.1966. Studies on American Paragonimiasis IV. Observations on the pairing of adults worms in laboratory infections of domestic cats. *J. Parasitol.* 52:701-703.
- SOGANDARES-BERNAL, F. y E.A. MALEK. 1961. *Pomatiopsis lapidaria* Say (Gastropoda: Amnicolidae) in Louisiana. *J. Parasitol.* 47 (5): 832.

- SOGANDARES-BERNAL, F. y J.R. SEED. 1973. American Paragonimiasis. *Current Topics in Comparative Pathobiology*. New York. and London Vol. I.: 56. Edit. Academic Press.
- SOGANDARES-BERNAL, F. y A.E. SMALLEY. 1965. *Paragonimus metacercariae in Pseudothelphusa tristani* Rathbun from Costa Rica. *J. Parasitol.* 51: 304.
- SOGANDARES-BERNAL, F. y A.E. SMALLEY. 1967. Studies on American Paragonimiasis V. Further observations on the presence of *Paragonimus* in fresh-water crabs from Costa Rica, with notes in susceptibility to cercariae of *P. kellicottii*. *Tul. Stud. Zool. Bot.* 13: 125-128.
- STEWART, T.B. y D.J. JONES. 1959. Occurrence of the lung fluke *Paragonimus rudis* (Diesing, 1850) in native pigs in Georgia. *J. Parasitol.* 45: 548.
- STILES, CH. W. y A. HASSALL. 1899 (1900). Notes on parasites. 50-52. U.S. Dept. of Agriculture 16 th. Annual Report of the Bureau of Animal Industry (1899) 558-611.
- STROMBERG, P.C. y J.P. DUBEY. 1978. The life cycle of *Paragonimus kellicottii* in cats. *J. Parasitol.* 64 (6): 998-1002.
- STROMBERG, P.C., M.J. TOUSSANT y J.P. DUBEY. 1978. Population biology of *Paragonimus kellicottii* metacercariae in Central Ohio. *Parasitology*, 77 (1): 13-18.
- SWALES, W.E. 1934. The present status of knowledge of helminth parasites of domesticated and semidomesticated mammals and economically important birds in Canada as determined from work published prior to 1933. *Can. J. Res.* 8: 468-477.
- TANTALEAN, V.M. y A. HUIZA F. 1986 La ruta migratoria de la larva de *Paragonimus mexicanus* Miyazaki e Ishii, 1968 en el gato doméstico infectado experimentalmente. *Rev. Cienc. UNMSM* 74 (1): 63-69.
- TANTALEAN, V.M., A. HUIZA F. y E. DELGADO A. 1974. La infección de cangrejos procedentes del Valle de Codebamba (Cajamarca) por metacercarias de *Paragonimus*. *Rev. Peruana Biol.* 1 (2): 192-193.
- TANTALEAN, V.M., C. NAQUIRA V., A. HUIZA F. y E. DELGADO A. 1974. La vía de penetración de *Paragonimus peruvianus* en animales de experimentación. *Rev. Inst. Med. Trop. Sao Paulo.* 16 (6): 332-336.
- TAYLOR, D.W. 1966. A remarkable snail fauna from Coahuila, México. *The Veliger* 9: 152-228.
- TERASAKI, K. 1978. Chromosome analysis on a South American lung fluke *Paragonimus peruvianus*. *Jap J. Parasit.* 27 (1): 51-55.
- THATCHER, V.E. 1967. *Paragonimus* in some wild and domestic animals of Panama. *Trans. Amer. Micr. Soc.* 86: 335-336.
- TONGU, Y., T. AJI, H. OH, A. ISHII, M. YOKOGAWA, H. HATA, J. ITO y R. LAMOTHE A. 1985. Surface ultrastructure of *Paragonimus mexicanus* Miyazaki et Ishii, 1968. *Jap. J. Parasit.* 34 (6): 441-447.
- TOUSSAINT, M. 1895. Comunicación de un caso raro de *Distoma pulmonar*. *Gac. Med. México.* 32 (21): 488-492.
- TRAVASSOS, L., J.F.T. FREITAS, A. KOHN. 1969. *Trematodeos do Brasil*. *Mem. Inst. Oswaldo Cruz.* 67 (1): 1-886. 557 figs.
- VANIJANONTA, S., D. BUNNAG y T. HARINASUTA. 1983. *P. heterotremus*

- and other *Paragonimus* spp. in Thailand: Pathogenesis, Clinic and Treatment. In *Int. Sym. on Human trematode infections in Southeast and East Asia. Inst. Trop. Endemic Dis. Korea Univ. 1-96.*
- URRUTIA, M.A.1980. *Paragonimiasis en el Nororiente ecuatoriano. Rev. Ecuador. Hig. Med. Trop. 33: 33-50.*
- VOELKER, J. y M. ARZUBE. 1979. Ein neuer lungeneigel aus der Kusten kordillere von Ecuador: *Paragonimus ecuadoriensis* n.sp. (*Paragonimidae:Trematoda*). *Tropenmed. Parasitol. 30: 249-263.*
- VOELKER, J., G. MULLER y A. PRATA. 1981. What is *Paragonimus rudis*(Diesing,1850)? Report on a field study in Mato Grosso Brazil. *Mem. Inst. Oswaldo Cruz 76(4): 409-414.*
- VOELKER, J., U. ZILLMAN y M. ARZUBE. 1980. Taxonomic problems in lung flukes (Trematoda) with special reference to *Paragonimus ecuadoriensis* Voelker y Arzube,1979. *Zentralbl. Bakt. Hyg. 267.*
- WAITZ, J.A., P.MCCLAY y P.E. THOMPSON. 1963. Activity of 2' 2' thiobis 4,6 dichlorophenol (Bithionol) against *Paragonimus kellicotti* in rats. *J. Parasitol. 49 (5): Sec. 2: 16.*
- WALLACE, F.G. 1931. The North American lung fluke. *Science 73 (1896): 481-482.*
- WALLACE, F.G. 1931a. Lung flukes of the genus *Paragonimus* in American mink I. *Am. Vet. Assoc. 31: 225-234.*
- WARD, H.B.1894. On the presence of *Distomum westermanni* in the United States. *Veg.Mag. 1:355-357.*
- WARD, H.B..1895. The asiatic lung distome in the United States. *Med. News 66 (9): 236-239.*
- WARD, H.B. 1908. Data for the determination of human entozoa. *Trans. Amer. Micr. Soc. 28: 177-201.*
- WARD, H.B. y E. F. HIRSCH. 1915. The species of *Paragonimus* and their differentiation. *Ann. Trop.Med. Parasit. 9:109-162.*
- WORLEY, D.F. 1964. Helminth parasites of dogs in Southeastern Michigan. *J.A.V.M.A. 144 (1): 42-46.*
- YAMAGUTI, S.1971. Synopsis of Digenetic trematodes of vertebrates Vol.I and II. Keigaku Publ.Co. Tokyo Japan. 1074 pp. 349 pl.
- YAMAGUTI, S. 1975. A Synoptical review of the life histories of digenetic trematodes of vertebrates. Keigaku Publ. Co. Tokyo Japan 1-590 pp. 219 pl.
- YOKOGAWA, M. 1955. Studies on *Paragonimus kellicotti*. The egg production of *Paragonimus kellicotti* *Kinaichugaku Zasshi 4 (1):57-63.*
- YOKOGAWA, M. 1964. *Paragonimus* and paragonimiasis. *Progress in Medical Parasitology in Japan 1.:61-182.* Meguro Parasitological Museum, Tokyo, Japan.
- YOKOGAWA, M. 1965. *Paragonimus* and paragonimiasis. *Adv. Parasitol., 3:99-158.*
- YOKOGAWA, M.1965. The mass treatment of Paragonimiasis with small doses of Bitin-S. *Asia Med. J. 8 (5):53-54.*
- YOKOGAWA, M.1969. *Paragonimus* and paragonimiasis. *Adv. Parasitol. 7: 375-387.*
- YOKOGAWA, M.1974. Epidemicology and Control of paragonimiasis VI. In: *Parasitic Diseases (Ed.M.Sasa) International Medical Foundation of Japan.Tokyo Japan 137-149.*

- YOKOGAWA, M., 1982. Newly introduced questions concerning *Paragonimus westermani*. *Jour. Form. Med. Assoc.* 81: 774-780.
- YOKOGAWA, M. 1982. Paragonimiasis. In: C.R.C. *Handbook Series in Zoonoses Parasitic Zoonoses*. (3):123-142.
- YOKOGAWA, M. 1983. Experimental chemotherapy for paragonimiasis a review. Intern. Sym. Human Trematode Infecc. in Southeast and East Asia, 1883 Korea. *Inst. Trop. Endemic. Diseases Korea Univ.*
- YOKOGAWA, M. 1983. Pathobiological studies on Paragonimiasis in Peru and Ecuador. Report of results of the Research Support by Grant-in-aid for scientific Research in 1982. Chiba Univ. Japan 1-52.
- YOKOGAWA, M., S. KOJIMA, M. KOBAYASHI, H. HATA, J. ITO, M. TSUJI, H. MIRANDA, N. IBANEZ, E. FERNANDEZ y H. GUERRA., 1983. Peruvian Paragonimiasis: Diagnostic Value of the Enzyme-Linked Immunosorbent Assay (Elisa). *Jap. J. Parasit.* 32 (4): 317-322.
- YOKOGAWA, M., J.A. MONTALVAN, J. RUMBEEA y W. DROUET, 1971. Unas metacercarias de *Paragonimus* recientemente encontradas en la República de Ecuador. *Rev. Ecuat. Hig. Med. Trop.* 28:75-82.
- YOKOGAWA, M., T. OKURA, M. TSUJI, M. IWAKASI y M. SHIGEYASU, 1962. Chemotherapy of paragonimiasis with Bithionol III. The follow-up studies for one year after treatment with bithionol. *Jap. J. Parasit.* 11 (2):103-116.
- YOKOGAWA, M., M. TSUJI, J. ITO, S. KOJIMA, S. TONGU, M. KOBAYASHI, H. HATA, R. LAMOTHE, R. PINEDA y D. OSORIO. 1985. Pathobiological Studies in Paragonimiasis in Mexico. Report of results of the Research support by Grant-in-Aid for Scientific Research. Chiba University. 1-48.
- YOKOGAWA, M., H. YOSHIMURA, M. SANO, T. OKURA y M. TSUJI. 1962. The route of migration of the larva of *Paragonimus westermanii* in the final host. *J. Parasitol.* 48 (4):325-351.
- YOKOGAWA, S., W.W. CORT y M. YOKOGAWA, 1960. *Paragonimus* and Paragonimiasis. *Exp. Parasitol.* 10: 81-137 and 139-205.
- YOSHIMURA, K. 1969. *Paragonimus westermanii*, *P. ohirai* and *P. miyazakii* electroforesis comparison of whole body proteins. *Exp. Parasitol.* 25:118-130.
- YOSHIMURA, K., Y. HISHINUMA y M. SATO, 1970. A preliminary study on the electrophoretic patterns of *Paragonimus kellicotti* Ward, 1908 adults worms. *Progress of Medical Parasitology in Japan* 3: 12-17.
- ZILLMANN, U. y J. VOELKER. 1980. Species characterization of the lung fluke *Paragonimus ecuadoriensis* by Isoenzyme Electrophoresis. *Tropenmed. Parasit.* 31: 15-20.

CONCLUSIONES

Desde que iniciamos nuestras investigaciones sobre *Paragonimus mexicanus* Miyazaki e Ishii, 1968 y la paragonimiasis en México (septiembre de 1976) hemos descubierto a la fecha doce áreas endémicas en la República Mexicana, en siete Estados: Colima, Chiapas, Hidalgo, Michoacán, Nayarit, Tabasco y Veracruz y quedan pendientes por ahora los registros de Lara (1913) en Yucatán, Macías *et al.* (1979) de San Luis Potosí y Salazar *et al.* (1987) de Puebla, por no haber investigado la presencia de formas larvarias (metacercarias en cangrejos) o adultos en hospederos definitivos (mamíferos) de dichos Estados y ser todos ellos casos de paragonimiasis en la especie humana.

Por otro lado, aunque sabíamos que Mazzotti (Mazzotti y Miyazaki, 1965) recolectó algunos ejemplares de *Paragonimus* en tlacuaches de Colima, (Miyazaki y Mazzotti, 1964) que sirvieron para establecer la especie a Miyazaki e Ishii, no se sabía cuál era la localidad exacta, dato que pudimos definir más tarde como: Arroyo de la Barragana en las cercanías de la población de Comala, Colima.

Nuestras primeras investigaciones nos permitieron describir por primera vez la metacercaria de esta especie en México (Lamothe *et al.*, 1979), además hemos confirmado que existen cuando menos dos especies de mamíferos salvajes que actúan como hospederos definitivos: *Didelphis virginiana californica* y *Philander opossum pallidus*, sin descartar la posibilidad de que otras especies de mamíferos, tanto salvajes como domésticos

puedan serlo también.

Demostramos así mismo que experimentalmente, tanto perros como gatos son susceptibles a la infección con *Paragonimus mexicanus* (Lamothe et al., 1978a) y que algunos roedores principalmente *Rattus norvegicus* también lo son experimentalmente, por lo que otras especies de roedores salvajes pudieran actuar como reservorios en la naturaleza, aunque esto no lo hemos confirmado.

Precisamos que los segundos hospederos intermediarios de *Paragonimus mexicanus* son: en Colima, *Pseudothelphusa* (*P*) *dilatata*; en Michoacán, una especie del género *Pseudothelphusa* no identificada aún; en Veracruz, *Pseudothelphusa poglayenorum*; en Tabasco, *Potamocarcinus* (*Zilchia*) *maxillipes*; en Chiapas, *Potamocarcinus* (*Raddaus*) *tuberculatus*; en Nayarit, una especie del género *Pseudothelphusa*; probablemente *P. peyotensis* y en Hidalgo, el segundo hospedero intermediario probablemente sea *Platychiropsus typicus*. (Lamothe, 1985a.).

Que el primer hospedero intermediario en Colima es el molusco gastrópodo *Aroapyrgus alleei*, de la familia Hydrobiidae, lo cual nos llevó tres años descubrir y confirmar que, efectivamente, era la especie que intervenía en el ciclo biológico de *Paragonimus mexicanus* en esa localidad. (Lamothe et al., 1983)

Casi hemos cerrado experimentalmente el ciclo biológico de *Paragonimus mexicanus*, usando como hospedero intermediario al *Aroapyrgus alleei* cultivado en el laboratorio y sólo nos falta dilucidar cómo se infecta el segundo hospedero intermediario (cangrejo) tanto en condiciones naturales como experimentales. (Rangel y Lamothe, 1986).

Finalmente, hemos logrado que la paragonimiasis en México sea considerada como una zoonosis más y enseñada en los cursos de Microbiología y Parasitología de todas las escuelas de medicina del país, despertando el interés de médicos, veterinarios, químicos, biólogos, parasitólogos y patólogos, los que esperamos continúen trabajando en este interesante e importante tema, que puede convertirse en un futuro, en un problema de Salud Pública.

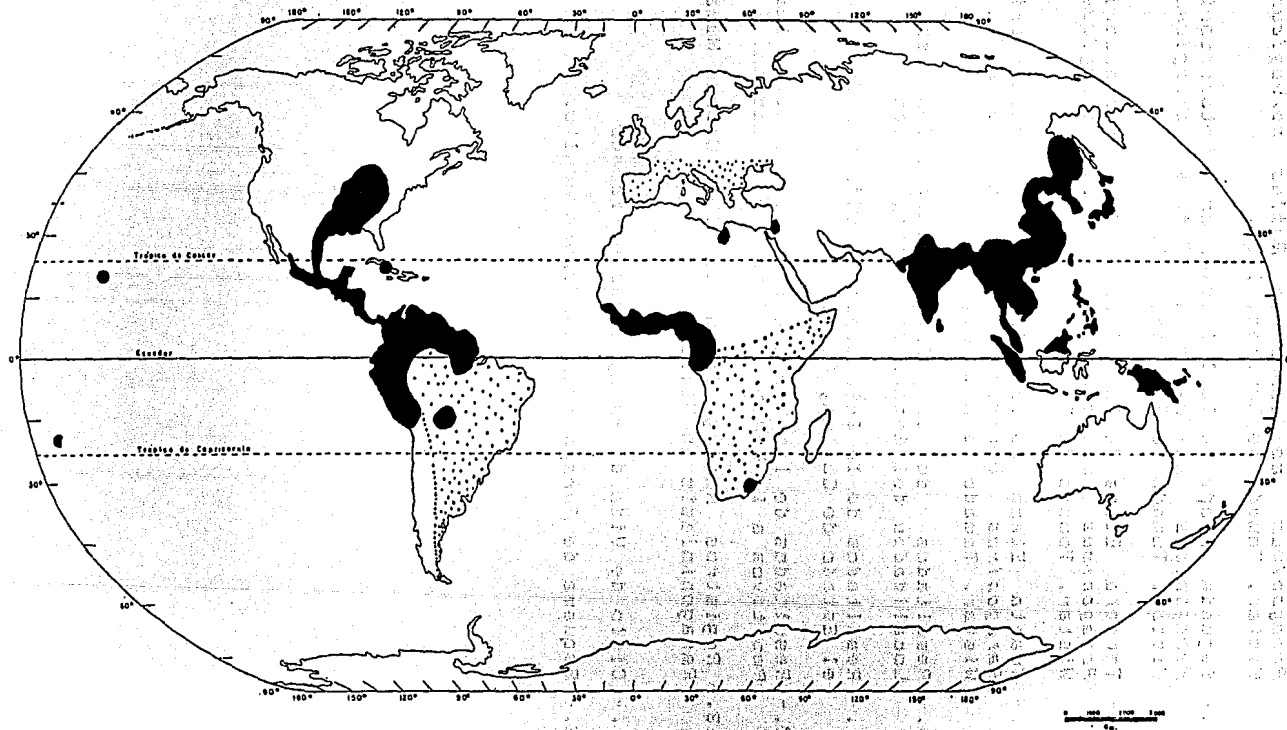
INDICE DE FIGURAS

- MAPA 1.- Distribución Mundial del género *Paragonimus*.
- MAPA 2.- Areas Endémicas de Paragonimiasis en la República Mexicana (1988).
- CUADRO 1.- Areas Endémicas de Paragonimiasis en México Registradas hasta 1987.
- CUADRO 2.- Paragonimiasis humana en América del Norte y América Central.
- CUADRO 3.- Paragonimiasis humana en América del Sur.
- CUADRO 4.- Areas Endémicas de Paragonimiasis en América del Sur.
- CUADRO 5.- Primer Hospedero Intermediario de *Paragonimus mexicanus* en México, América Central y América del Sur.
- CUADRO 6.- Segundo Hospedero Intermediario de *Paragonimus mexicanus* en México.
- CUADRO 7.- Segundo Hospedero Intermediario de *Paragonimus mexicanus* en América Central.
- CUADRO 8.- Segundo Hospedero Intermediario de *Paragonimus mexicanus* en América del Sur.
- CUADRO 9.- Hospederos Definitivos Naturales de *P. mexicanus* en México (Lamothe, 1981).
- CUADRO 10.- Hospederos Definitivos Naturales de *P. mexicanus* en América Central y América del Sur.
- CUADRO 11.- Casos Humanos de Paragonimiasis en la República Mexicana (1895-1987).
- TABLA 1.- Infección de *Didelphis virginiana californica* con *P. mexicanus* de acuerdo al tamaño.
- TABLA 2.- Infección de *Didelphis virginiana* con *P. mexicanus* en tres localidades de Colima, México.
- TABLA 3.- Distribución de las Formas Adultas de *P. mexicanus* en los Pulmones de *Didelphis virginiana californica*.
- TABLA 4.- Infección de *Didelphis virginiana californica* con *P. mexicanus* de Acuerdo al Sexo.

- TABLA 5.- Hospederos Definitivos Naturales y Experimentales de *P.mexicanus* en América Central.
- TABLA 6.- Primera Etapa de la Infección con Metacercarias de *Paragonimus mexicanus* en *Rattus norvegicus* cepa Wistar. Tomado de Ramirez, 1986.
- TABLA 7.- Segunda Etapa de la Infección con Metacercarias de *Paragonimus mexicanus* en *Rattus norvegicus* cepa Wistar. Tomado de Ramirez, 1986.
- TABLA 8.- Tercera Etapa de la Infección Con Metacercarias de *Paragonimus mexicanus* en *Rattus norvegicus* cepa Wistar. Tomado de Ramirez, 1986.
- TABLA 9.- Cuarta Etapa de la Infección con Metacercarias de *Paragonimus mexicanus* en *Rattus norvegicus* cepa Wistar. Tomado de Ramirez, 1986.
- TABLA 10.- Resultados de la Intradermoreacción en Tres Localidades del Estado de Colima, México.
- TABLA 11.- Resultados de la Intradermoreacción por Edad y Sexo en el Estado de Colima, México.
- TABLA 12.- Resultados de las Pruebas de F.D. y D.D. de los Sueros Positivos a la Prueba de Intradermoreacción.
- TABLA 13.- Registros Radiográficos de los Casos Humanos de Paragonimiasis en México.

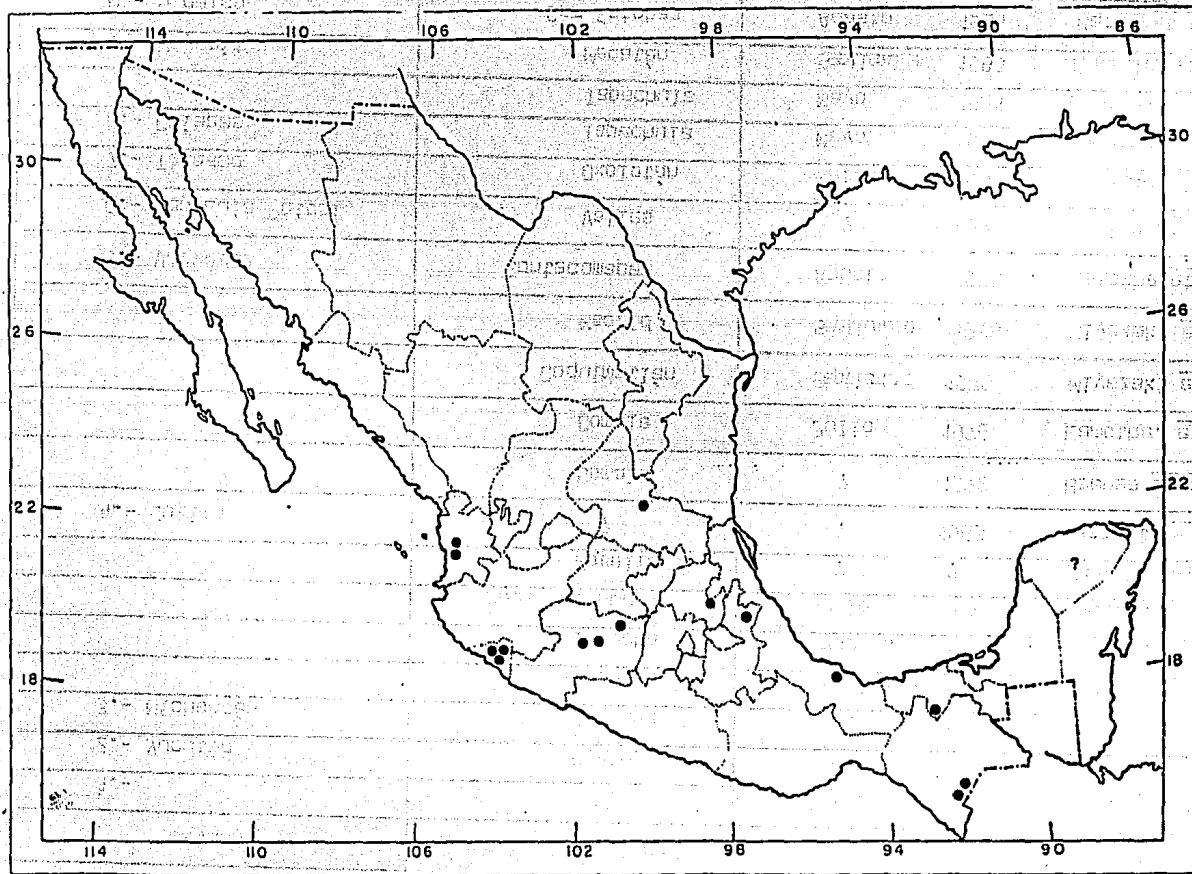
FIGURA 1.- Ciclo de Vida de *Paragonimus mexicanus*

FIGURA 2.- Esquema de *Paragonimus mexicanus* Adulto.



- Áreas Endémicas Conocidas
- Probables Áreas Endémicas

Mapa No.1 Distribución mundial del Género Paragonimus
 (Tomado de Kurochkin, 1985)



Mapa No. 2 Areas Endémicas de Paragonimiasis en la República Mexicana (1988)

Cuadro 1. AREAS ENDEMICAS DE Paragonimiasis EN MEXICO REGISTRADAS HASTA 1987

Estado	Localidad	Fecha de registro Autor y año		
1.-	?	Julio de 1895	Toussaint, 1895	
2.- Yucatán	Mérida ?	?	1913	Lara, 1913
3.- Michoacán	Taretan	Mayo	1959	Martínez Baéz <u>et al.</u> 1961
	Taretan	Septiembre	1979	Lamothe, 1984
	Caracha	Febrero	1980	Lamothe, 1984
	Agua Blanca	Junio	1981	Lamothe, 1984
4.- Colima	Morelia	?	?	Lifshitz <u>et al.</u> 1981
	?	?	1963	Mazzotti <u>et al.</u> 1965
	Comala	?	1972	Brenes <u>et al.</u> 1980
	Comala	Julio	1976	Lamothe, <u>et al.</u> 1977
	Coquimatlán	Septiembre	1978	Miyazaki <u>et al.</u> 1980
5.- Veracruz	Madrid	Septiembre	1978	Miyazaki <u>et al.</u> 1980
	Sontecomapan	Agosto	1978	Lamothe <u>et al.</u> 1985
	6.- San Luis Potosí	Valles	?	1979
7.- Tabasco	Oxolotán	Marzo	1981	Lamothe, 1984
8.- Chiapas	Tapachula	Mayo	1981	Lamothe, 1984
	Tapachula	Mayo	1981	Lamothe, 1984
9.- Nayarit	Mecatán	Septiembre	1983	Lamothe <u>et al.</u> 1986
10.- Hidalgo	San Esteban	Agosto	1986	Karam <u>et al.</u> 1987
11.- Puebla	Huachinango	?	1987	Salazar <u>et al.</u> 1987

Cuadro 2. PARAGONIMIASIS HUMANA EN AMERICA DEL NORTE,
Y AMERICA CENTRAL

País	Casos	Autor (es)	Año	Notas
Canadá	1	Beland <u>et al.</u>	1969	Sogandares y Seed, 1973.
Estados Unidos de Norteamérica	3	Fehlisen y Cooper	1910	
		Abend	1910	
		Packucki <u>et al.</u>	1984	
México	43	Toussaint	1895	
		Lara	1913	
		Martínez Baez y Jiménez Galán	1951	
		Macías <u>et al.</u>	1979	
		Lifshitz <u>et al.</u>	1981	
		Yokogawa <u>et al.</u>	1985	
		Karam y Bernal	1987	
		Salazar	1987	
Cuba	1	Recio	1928	Pérez-vigueras 1935
Belice	-	-----	---	---
Guatemala	-	-----	----	-----
Salvador	1	Brenes <u>et al.</u>	1980	-----
Honduras	2	+ Larach	1966	
		Brenes <u>et al.</u>	1983	
Nicaragua	1	-----	1983	Comunicación personal de Romero-Cabello, 1983
Costa Rica	6	Morena	1968	
		Brenes <u>et al.</u>	1976	
		Rojas <u>et al.</u>	1976	
		Brenes <u>et al.</u>	1982	
Panamá	-	-----	--	-----

CUADRO 3. Paragonimiasis humana en América del Sur.

País	Casos	Autor (es)	Año	Notas
Colombia	1	Buitrago <u>et al.</u>	1981	
Venezuela	1	Rincón <u>et al.</u>	1973	
Ecuador	+ 2000	Heinert	1932	
		Heinert	1947	
		Arcos	1951	
		Sabinas Bustos	1951	
		León	1955	
		Cevallos-V	1957	
		Rodríguez	1963	
		Van Buchwald	1965	
		Carrera	1967	
		Montalvan	1968	
		Yokogawa <u>et al.</u>	1971	
		Arzube y Volker	1978	
Perú	+ 2000	Volker y arzube	1979	
		Urrutia	1980	
		Yokogawa <u>et al.</u>	1983	
		Barton	1910	
		Arce	1915	
		Corvetto	1921	
		Morales	1963	
Brasil	--	Ibañez <u>et al.</u>	1967	
		Miyazaki <u>et al.</u>	1972	
		Grados	1973	
		Naquira	1973	
		Yokogawa <u>et al.</u>	1983	
		-----	-----	-----

CUADRO 4. AREAS ENDEMICAS DE PARAGONIMIASIS EN AMERICA CENTRAL

PAIS	DEPARTAMENTO O PROVINCIA	LOCALIDAD	REFERENCIAS
Guatemala	Sololá	Finca Olas de Moca	Caballero, 1986
	Santa Rosa	Guazacapan	
	Guatemala	Finca el Rincón	Miyasaki y kifure 1980
	Ecuintla		
Salvador	?		Brenes et al.
Nicaragua	?		Com. personal
Costa Rica	?		Brenes et al. 1980, 1981
Panamá			Sólo en animales silvestres

CUADRO 5. Primer hospederero intermediario de Paragonimus mexicanus en México, América Central y América del Sur.

Hospederero	Autor	Año	Localidad	País
<u>Aroapyrgus alleei</u>	Lamothe et al.	1983	Colima	México
<u>Aroapyrgus alleei</u>	Ito et al.	1985	Colima	México
<u>Pyrgophorus</u> sp.	Brenes et al.	1968	San José	Costa Rica
<u>Aroapyrgus costarricensis</u>	Malek et al.	1975	San José	Costa Rica
<u>Aroapyrgus costarricensis</u>	Brenes et al.	1980	San José	Costa Rica
<u>Aroapyrgus colombiensis</u> (potencial)	Malek y Parenze	1981	Cajamarca	Perú

CUADRO 6. Segundo Hospedero Intermediario de Paragonimus mexicanus en México.

Hospedero	Autor	Año	Localidad
<u>Pseudothelphusa (P.) dilatata</u>	Lamothe <u>et al.</u>	1977	Comala, Col.
<u>Pseudothelphusa (P.) dilatata</u> ?	Lamothe <u>et al.</u>	1984	Coquimatlán, Col.
<u>Pseudothelphusa (P.) dilatata</u> ?	Lamothe <u>et al.</u>	1984	Madrid, Col.
<u>Pseudothelphusa (P.) sp. ?</u>	Lamothe <u>et al.</u>	1984	Taretan, Mich.
<u>Pseudothelphusa (P.) beliana</u>	Lamothe <u>et al.</u>	1984	Agua Blanca, Mich.
<u>Pseudothelphusa (P.) beliana</u>	Lamothe <u>et al.</u>	1984	Caracha, Mich.
<u>Pseudothelphusa (Tehuana) poglayanum</u>	Lazaro-Ch.	1984	Los Tuxtlas, Ver.
<u>Potanocarcinus (Zilchua) maxillipes</u>	Lamothe <u>et al.</u>	1984	Tapijulapa, Tab.
<u>Potanocarcinus (Raddus) tuberculatus</u>	Lamothe <u>et al.</u>	1984	Puente Escocia, Chis.
<u>Potanocarcinus (Raddus) tuberculatus</u>	Lamothe <u>et al.</u>	1984	Finca Brasil, Chis.
<u>Pseudothelphusa sp.</u>	Lamothe <u>et al.</u>	1986	El Guayabito, Nay.
<u>Pseudothelphusa sp.</u>	Lamothe <u>et al.</u>	1986	El Mamey, Nay.

CUADRO 7. Segundo Hospedero intermediario de Paragonimus mexicanus en América Central.

Hospedero	Autor	Año	Localidad	País
<u>Pseudothelpusa cobanensis</u>	Miyazaki y Kifune	1980	Finca Rincón	Guatemala
<u>Pseudothelpusa propincua</u>	Miyazaki y Kifune	1980	Río San Luis Río San Diego Finca Concepción Finca el Baúl	Guatemala
<u>Ptychophallus tristani</u>	Sogandares y Smalley	1965	Alajuela	Costa Rica
	Brenes <u>et al.</u>	1967	Alajuela	
	Miyazaki	1974	El Fierro y San José	
	Miyazaki	1974	Balsa de Mora	
<u>Potamocarcinus magnus</u>	Brenes <u>et al.</u>	1967	Alajuela	
	Miyazaki	1974	El Fierro	
	Miyazaki	1974	Balsa de Mora	
<u>Ptychophallus costarricensis</u>	Brenes <u>et al.</u>	1980	-----	
<u>Ptychophallus paraxantusi</u>	Brenes <u>et al.</u>	1980	-----	
<u>Ptychophallus richmondi</u>	Thatcher	1967	Achiote	Panamá
	Miyazaki <u>et al.</u>	1975	Achiote, Agacate y Río Mandinga	
<u>Ptychophallus exilipes</u>	Miyazaki <u>et al.</u>	1975	Achiote y agacate	
<u>Ptychophallus montanus cocleensis</u>	Miyazaki <u>et al.</u>	1975	Achiote	

CUADRO 8. Segundo Hospedero intermediario de P. mexicanus en América del Sur.

Hospedero	Autor	Año	Localidad
<u>Strengeria eigenmanni</u>	Yokogawa, <u>et al.</u>	1971	Caluma, Ecuador
<u>Hypoblocera aequatorialis</u>	Voelker y Arzube	1979	Manbrillal Manabi, Ecuador
<u>Pseudathelphusa chilensis</u>	Miyazaki <u>et al.</u>	1971	Cajamarca, Perú

Cuadro No. 9. Hospederos definitivos naturales de P. mexicanus en Mexico (Lamothe, 1981).

<u>Didelphis virginiana californica</u>	Comala, Col. La Esperanza, Col. Madrid, Col. Teretan, Mich. Caracha, Mich. Agua Blanca, Mich. Arroyo Guayabito, Nay. El Mamey, Nay.
<u>Philander opossum pallidus</u>	Sontecomapan, Ver. Oxolotán, Tab.

Cuadro No. 10. Hospederos definitivos naturales de P. mexicanus
en América Central y América del Sur.

Hospedero	Localidad	País
<u>Didelphis mesamericana mesamericana</u>	Olas de Moca	Guatemala
<u>Mephitis macrura macrura</u>	Guazacapan	Guatemala
<u>Urocyon cinereo argenteus costarricensis</u>	Alajuela	Costa Rica
<u>Philander opossum fuscogriseus</u>	Alajuela	Costa Rica
<u>Procyon lotor</u>	Alajuela	Costa Rica
<u>Didelphis marsupialis</u>	Achiote	Panamá
<u>Nasua narica</u>	Achiote	Panamá
<u>Felis onca</u>	Achiote	Panamá
<u>Felis catus</u>	Achiote	Panamá
<u>Canis familiaris</u>	Achiote	Panamá
<u>Nasua nasua</u>	Membrillal Manabí	Ecuador
<u>Felis catus</u>	Cajamarca	Perú
<u>Didelphis azarae pernigra</u>	Cajamarca	Perú
<u>Didelphis paraguayensis</u>	Tingo María	Perú

Cuadro No. 11. Casos humanos de Paragonimiasis
en la República Mexicana 1895-1987.

No. de Casos	Año	Estado	Referencia
1	1895	?	Toussaint.
1	1961	Michoacán	Martínez Saéz y Jiménez Galán
4	1979	San Luis P.	Macías <u>et al.</u>
1	1981	Michoacán	Lifshitz <u>et al.</u>
23	1985	Colima	Yokogawa <u>et al.</u>
2	1987	Hidalgo	Karam y Bernal
1	1987	Puebla	Salazar F. <u>et al.</u>

TABLA 1. Infección de Didelphis virginiana californica con P. mexicanus de acuerdo al tamaño.

Tamaño	Hosp. recol.	Hosp. infect.	%	X
35-40 cm.	4	3	75	3.75 ± 2.87
41-45 cm.	6	6	100	12.8 ± 8.56
46-50 cm.	8	7	87.5	12.75 ± 11.8

TABLA 2. Infección de Didelphis virginiana con P. mexicanus en tres localidades de Colima.

Localidad	Hosp. recol.	Hosp. infect.	%	X
Madrid	9	9	100	12.44 ± 9.46
Barragana	6	5	83.3	10 ± 11.81
Esperanza	3	2	66.6	8 ± 8

TABLA 3. Distribución de las formas adultas de P. mexicanus en los pulmones de Didelphis virginiana californica

Región	Pulmón derecho	Pulmón Izquierdo
Región anterior	32	13
Región media	47	39
Región posterior	17	35
Cavidad pleural	13	

TABLA 4. Infección de Didelphis virginiana californica con P. mexicanus de acuerdo al sexo.

Sexo	Hosp. recol.	Hosp. infect.	%	X
Machos	10	9	90	12.2 ± 10.55
Hembras	8	7	87.5	9.25 ± 8.87

TABLA 5. Hospederos definitivos naturales y experimentales en América Central.

Hospedero	Localidad	País	Autor, año
* <u>Panthera onca?</u>		Belice	Patton et al. 1986
* <u>Felis pardalis?</u>		Belice	Patton et al. 1986
<u>Didelphis (m) mesamericana</u>	Olas de Moca	Guatemala	Caballero, 1946
<u>Mephitis (m) macrura</u>	Guazacapan	Guatemala	Caballero, 1946
<u>Canis familiaris</u>	Experimental	Guatemala	Miyazaki et al. 1980
<u>Urocyon cinereus argenteus costarricensis</u>		Costa Rica	Caballero, 1956
<u>Philander opossum</u>		Costa Rica	Caballero y Montero Gel, 1961.
<u>Philander opossum</u>	Alajuela	Costa Rica	Brenes et al. 1968
<u>Procyon lotor</u>	?	Costa Rica	Brenes et al. 1968
<u>Urocyon cinereus argenteus</u>	?	Costa Rica	Brenes et al. 1968
* <u>Felis domesticus</u>	Alajuela	Costa Rica	Brenes et al. 1980
	San José	Costa Rica	Brenes et al. 1980
	Punta Arenas	Costa Rica	Brenes et al. 1980
	San José	Costa Rica	Brenes et al. 1980
	San José	Costa Rica	Brenes et al. 1980
	Experimental	Costa Rica	Brenes et al. 1980
* <u>Felis pardalis mearnsi</u>	Guanacaste	Costa Rica	Brenes et al. 1980
<u>Canis familiaris</u>	Experimental	Costa Rica	Brenes et al. 1980
<u>Philander opossum fuscogriseus</u>	Alajuela	Costa Rica	Brenes et al. 1980
	Punta Arenas	Costa Rica	Brenes et al. 1980
	San José	Costa Rica	Brenes et al. 1980
	Alajuela	Costa Rica	Brenes et al. 1980
<u>Procyon lotor</u>	Alajuela	Costa Rica	Brenes et al. 1980
	Alajuela	Costa Rica	Brenes et al. 1980
<u>Urocyon cinereus argenteus</u>	Alajuela	Costa Rica	Brenes et al. 1980
	Alajuela	Costa Rica	Brenes et al. 1980
* <u>Didelphis marsupialis</u>	San José	Costa Rica	Brenes et al. 1980
	San José	Costa Rica	Brenes et al. 1980
<u>Ateles geoffroyi</u>	Experimental	Costa Rica	Brenes et al. 1980
<u>Didelphis marsupialis</u>	Achiote	Panamá	Thatcher, 1967
<u>Philander opossum</u>	Achiote	Panamá	Thatcher, 1967
<u>Nasua narica</u>	Achiote	Panamá	Thatcher, 1967
<u>Felis onca</u>	Achiote	Panamá	Thatcher, 1967
<u>Felis catus</u>	Achiote	Panamá	Thatcher, 1967
* <u>Canis familiaris</u>	Achiote	Panamá	Thatcher, 1967
<u>Philander opossum</u>	Col. Gorgas Memorial	Panamá	Miyazaki, 1972

Tabla 6.- Primera etapa de infección con metacercarias de Paragonimus mexicanus en Rattus norvegicus cepa Wistar. Tomado de Ramírez, 1986.

Tiempo de infección	Número de metacercarias infectadas	Número de metacercarias recuperadas	Localización
1.30 hrs.	20	1	Libre en estómago
3.00 hrs.	20	2	Luz intestinal
24.00 hrs.	15	0	-----
25.00 hrs.	6	0	-----
6 días	15	3	Libres en estómago
8 días	10	3	Libres en estómago
10 días	10	0	-----
13 días	16	0	-----
15 días	18	1	Músculos del cuello
		Adultos recuperados	
36 días	19	2	Encapsulados en pulmón
78 días	13	0	-----
90 días	18	2	Encapsulados en pulmón
90 días	18	5	Encapsulados en pulmón
143 días	15	1	Encapsulados en pulmón

Tabla No. 7.- Segunda etapa de infección con metacercarias de Paragonimus mexicanus en Rattus norvegicus en Wistar Tomado de Ramírez, 1986.

Tiempo de Infección	Número de metacercarias Infectadas	Número de metacercarias recuperadas	Localización
1 hr.	18	2	Luz del esófago
2 hrs.	20	2	Estómago
3 hrs.	20	1	Luz del esófago
6 hrs.	20	0	-----
12 hrs.	20	0	-----
24 hrs.	20	0	Puntos hemorrágicos en Intestino Delgado
36 hrs.	27	0	-----
48 hrs.	20	0	-----
72 hrs.	25	0	-----
6 días	25	0	-----
12 días	20	0	-----
24 días	20	0	-----
		adultos recuperados	
36 días	9	0	-----
48 días	15	0	-----
60 días	20	0	-----
72 días	20	1	Enquistado en pulmón
84 días	20	1	Enquistado en pulmón

Tabla No. 8.- Tercera etapa de infección con metacercarias de *P. mexicanus* en *Rattus norvegicus* cepa Wistar tomada de Ramírez 1986.

Tiempo de infección	Número de metacercarias infectadas	Número de metacercarias recuperadas	localización
1 hr.	20	0	-----
14 hrs.	20	2	En tejido esofágico
24 hrs.	20	0	-----
12 días	20	0	-----
		adultos recuperados	
48 días	20	0	-----
60 días	20	1	libre en cavidad del tórax

Tabla No. 9.- Cuarta etapa de infección con metacercarias de P. mexicanus en Rattus norvegicus cepa Wistar tomada de Ramírez, 1966.

Tiempo de infección	Número de metacercarias infectadas	Número de metacercarias recuperadas	Localización
12 hrs.	25	0	-----
14 hrs.	25	4	3 en el tejido esofágico 1 en la luz
16 hrs.	25	2	1 en tejido esofágico 1 en la cavidad del tórax
21 hrs.	25	0	-----
35 hrs.	25	0	-----
49 hrs.	25	2	1 en tejido esofágico 1 en tejido pulmonar
63 hrs.	25	1	1 sobre músculos de la cavidad del tórax

TABLA 10. Resultados de la ID en tres localidades del Estado de Colima

	Lugar	No. de Exa.		Total	No. (%) positivos		Total
		H.	M.		H.	M.	
	Comala	113	231	344	6(5.31)	7(3.03)	13(3.80)
(--)	Coquim.	40	87	127	2(5.00)	1(1.15)	3(2.26)
(--)	Madrid	183	348	531	5(3.45)	12(3.45)	17(3.20)
(--)	Totales	336	666	1002	13(3.87)	20(3.00)	33(3.29)

TABLA 11. Resultados de la Prueba de ID por edad y sexo en el Estado de Colima.

Edad	No. de exa.		Total	No. (%) positivos		Total
	H.	M.		H.	M.	
9	109	111	220	5(4.59)	3(2.70)	8(3.64)
10-19	133	235	368	2(1.50)	4(1.06)	6(1.63)
20-29	28	97	125	4(14.3)	3(3.09)	7(5.60)
30-39	12	84	96	2(16.7)	4(4.76)	6(6.25)
40-49	16	50	66	0(----)	1(2.00)	1(1.52)
50--	38	89	127	0(----)	5(5.62)	5(3.99)
Totales	336	666	1002	13(3.87)	20(3.00)	33(3.29)

TABLA 12. Resultados de las pruebas de FC. y DD. de los sueros positivos de las pruebas de ID.

No.	Area	Edad	Sexo	PFC			PDD		
				P. mex.	P. west.	P. miy.	P.mex.	P. west.	P.miy.
1	Mad.	32	F	X 14.2	(-)	(-)	(-)	(-)	(-)
2	Mad.	48	F	X 15.6	X 10.5	(-)	(-)	(-)	(-)
3	Mad.	25	M	X 21.1	X 11.5	(-)	(-)	(-)	(-)

TABLA 13. REGISTRO RADIOGRAFICO DE LOS CASOS HUMANOS DE PARAGONIMIASIS EN MEXICO.

Año	Autor	Caso	Diagnóstico	Localidad
1961	Martínez-Baez y Jiménez-G	1	Sombras con infiltración excavadas.	Taretan, Mich.
1979	Macías <u>et al.</u>	1	Sombras cavitadas con infiltración	San Luis Potosí
1979	Macías <u>et al.</u>	2	Sombras cavitadas con infiltración	San Luis Potosí
1979	Macías <u>et al.</u>	3	Sombras cavitadas con infiltración	San Luis Potosí
1979	Macías <u>et al.</u>	4	Sombras con infiltración	San Luis Potosí
1981	Lifshitz <u>et al.</u>	1	Sombras nodulares	Morelia, Mich.
1987	Karam y Bernal	1	Sombras nodulares	San Sebastian, Hgo.
1987	Karam y Bernal	2	Sombras cavitadas con infiltración.	San Sebastian, Hgo.

CICLO DE VIDA DE Paragonimus mexicanus

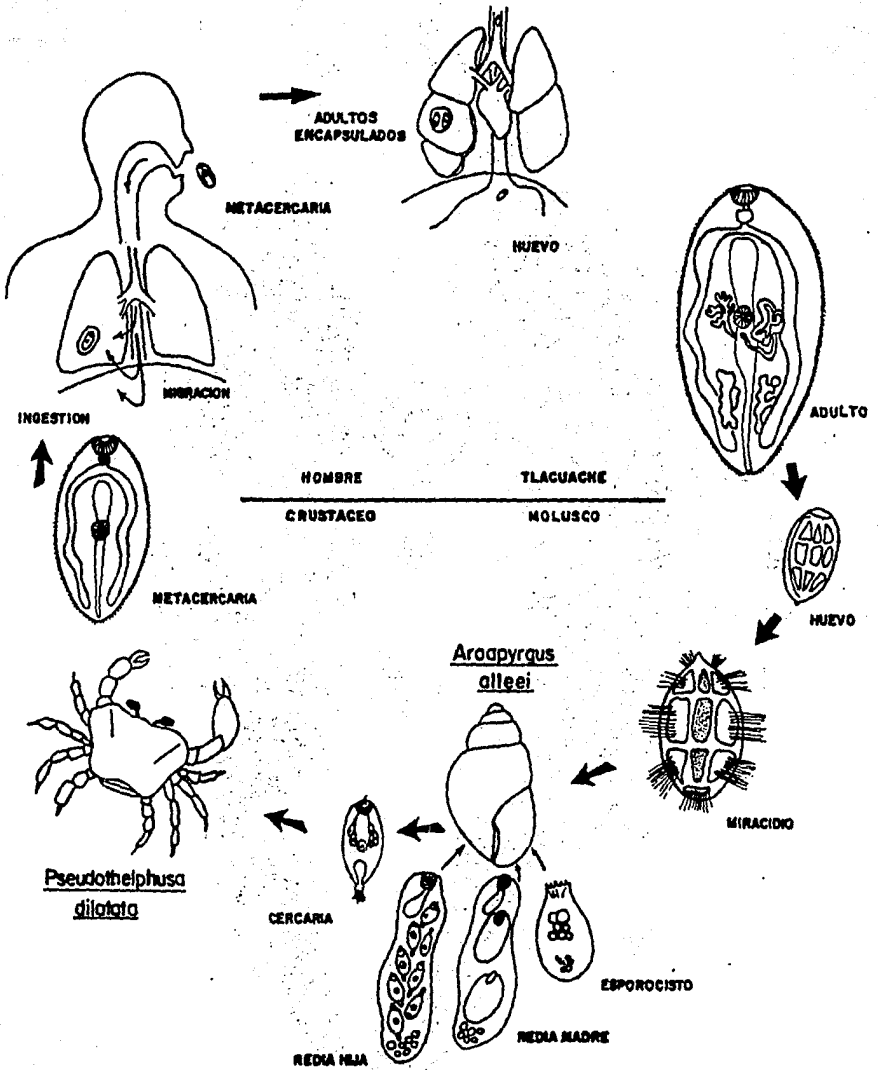


Fig. 1.

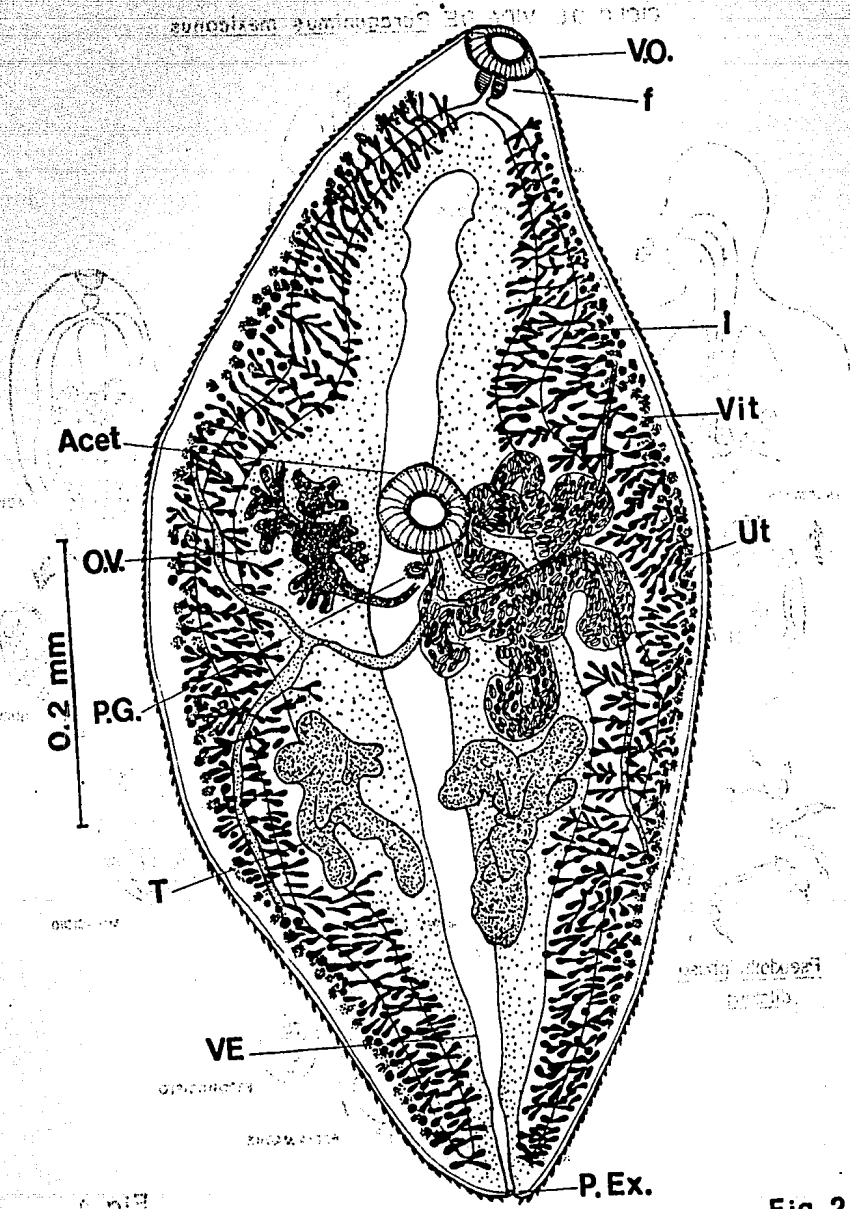


Fig. 2