

El xenodiagnóstico. Experiencia personal en 100 casos de enfermedad de Chagas crónica*

Ricardo Soto Uribarrí

HISTORIA

El **Xenodiagnóstico**, es un método diagnóstico basado en el descubrimiento del agente etiológico en un animal infectado con material procedente del enfermo.

En 1914, Brumpt¹ propuso el empleo de este nuevo método ideado por él, para el diagnóstico de algunas tripanosomiasis. El método consiste, en comprobar si los agentes transmisores naturales de una determinada tripanosomiasis, en general muy receptibles al desarrollo de los parásitos, se contaminan al chupar sangre de un animal sospechoso de estar infectado.

En un principio, Brumpt utilizó este método para el diagnóstico de tripanosomiasis por **Trypanosoma leptodactyli** y **Trypanosoma brasili** en batracios y reptiles, mediante el empleo de sanguijuelas (anélidos de la clase Hirudinea), en las cuales, estos tripanosomas evolucionan favorablemente. Posteriormente y

* Trabajo presentado ante la Ilustre Universidad del Zulia para optar al título de Doctor en Ciencias Médicas.

en vista de la gran receptividad que presentaban ciertos hemípteros para el desarrollo del **Trypanosoma cruzi**, comenzó a emplear tal método en el diagnóstico de la Enfermedad de Chagas al comprobarse que los tripanosomas chupados con la sangre se desarrollan en el intestino de los hemípteros y pueden evidenciarse en las heces o en el contenido intestinal de éstos.

Los tripanosomas transmitidos por artrópodos, tienen dos tipos de evolución: anterior y posterior, según su desarrollo se cumpla en el intestino anterior o posterior del artrópodo transmisor.

Según Dias,² los tripanosomas que evolucionan en el intestino posterior del artrópodo son los que mejor se prestan para el xenodiagnóstico, por ser los mejor adaptados a la evolución en el organismo del transmisor. Entre los tripanosomas de evolución posterior se encuentra el **Trypanosoma cruzi**, el cual, en las experiencias realizadas por Brumpt, empleando varias especies de triatominos (**Panstrongylus megistus**, **Triatoma infestans**, **Triatoma chagasi**, **Triatoma sordida**, y **Rhodnius prolixus**), transmisores naturales del parásito, encontró cerca del 100% de infección en los artrópodos, por lo que consideró este método como de utilidad para el diagnóstico de la Enfermedad de Chagas.

En cuanto al empleo en tripanosomas de evolución anterior como el **Trypanosoma gambiense** y el **Trypanosoma rhodesiense**, según Dias,² este método no tiene utilidad para el diagnóstico de la Enfermedad del Sueño o Tripanosomiasis africana, debido al bajo índice de infección que se obtiene en las moscas que chupan sangre de un animal o persona reconocidamente infectada; en segundo lugar, por la causa de error que representa la existencia de infecciones naturales por razas de tripanosomas no cíclicamente transmitidos por la *Glossina*. A excepción de los tripanosomas transmitidos por las sanguijuelas que aportan un elevado porcentaje de infección según Brumpt, en general todos los tripanosomas de evolución anterior dan índices de infección muy bajos como cita Dias²: 3% para **Trypanosoma gambiense** en **Glossina palpalis**, aproximadamente igual para el **Trypanosoma rhodesiense** con la *Glossina morsitans*, 0,2% para el **Trypanosoma brucei** en *Glossina morsitans*, en tanto que el **Trypanosoma vivax** alcanza el 20% en *Glossina palpalis*.

Otros tripanosomas de evolución posterior como el **Trypanosoma grayi** parásito de los cocodrilos africanos transmitido por la **Glossina palpalis** y el **Trypanosoma lewisi**, transmitido por pulgas aportan según Dias,² bajos índices de infección: 50% y 25% respectivamente.

En la naturaleza los índices de infección de los insectos que transmiten tripanosomas de evolución posterior, son incomparablemente más elevados que los que se encuentran en los insectos transmisores de tripanosomas de evolución anterior; Dias³ cita porcentajes del 30-50% para el **Trypanosoma cruzi** en sus diversos transmisores, al lado del 1/500 para el **Trypanosoma rhodesiense** en **Glossina morsitans**.

Estos datos que hablan de la gran infectividad del **Trypanosoma cruzi** para sus transmisores, hacen resaltar la utilidad que tiene el presente método en el diagnóstico parasitológico de la Enfermedad de Chagas, sin embargo, tuvo poca acogida como método diagnóstico a pesar de la gran utilidad que representaba para la determinación de infecciones latentes, por la falta de otro método que obra el diagnóstico con mayor certeza y más simplicidad.

En 1915, Margarino Torres,⁴ utilizando el Xenodiagnóstico confirmó como portadores del parásito, dos personas y un gato en los cuales demostró la presencia del **Trypanosoma cruzi**, mientras que empleando otros métodos los resultados habían sido negativos. Desde entonces, el método fue poco usado para el diagnóstico de la Enfermedad de Chagas, hasta 1934 en que José Francisco Torrealba en Venezuela, comenzó a emplear con entusiasmo dicho método y con numerosos trabajos^{5 6 7 8 9 10 11 12 13 14 15 16 17 18 19 20 21 22} demostró la notable importancia que tiene este procedimiento para el diagnóstico parasitológico de la Enfermedad de Chagas; el mismo Torrealba⁷ manifiesta que fue el precursor del Xenodiagnóstico en gran escala en el Continente Americano, después de los pocos casos en que lo utilizó M. Torres.

Posteriormente Dias² en 1935, en Brasil, comienza a emplear dicho método y concluye que, "de los diferentes métodos para el diagnóstico de la Enfermedad de Chagas es el Xenodiagnóstico el que ofrece mayor eficacia y seguridad".

A partir de 1940, el Xenodiagnóstico comenzó a ser empleado como método de rutina en el diagnóstico parasitológico de la Enfermedad de Chagas por los diversos autores, como puede apreciarse en los cuadros I, II y III y constituye el mejor método para evidenciar la presencia del **Trypanosoma cruzi** en el organismo del vertebrado sospechoso.

En Venezuela, la historia del Xenodiagnóstico se inicia como ya dijimos con J. F. Torrealba quien fue el introductor del método en el país en 1934; luego de su amplia labor xenodiagnóstica, desplegada en Zaraza (Edo. Guárico), fue que esta prueba comenzó a emplearse con entusiasmo en Brasil, Argentina, Méjico, Chile y Colombia.

Según Torrealba,⁵ hasta 1938 habían sido diagnosticados en Venezuela 32 casos de Enfermedad de Chagas, de los cuales 23 (71,8%) fueron diagnosticados por Xenodiagnóstico. Según Mayer, M. y cols.²³ para 1947 se habían diagnosticado parasitológicamente en Venezuela 401 casos de Enfermedad de Chagas de los cuales 282 por Xenodiagnóstico. Hasta el año 1949 Torrealba¹⁸ había practicado 227 xenodiagnósticos con 90 (39,3%) positivos. Entre los años 1937 — 1959, Pifano²⁴ ha utilizado el Xenodiagnóstico en 20.785 oportunidades incluyendo encuestas epidemiológicas o clínicamente sospechosos y ha diagnosticado por este método 1536 (7,38%) casos de Enfermedad de Chagas.

TECNICA DEL XENODIAGNOSTICO

En el Xenodiagnóstico, se utilizan los transmisores naturales de la enfermedad, que son insectos del Orden **Hemiptera**, Suborden **Gymnocerata**, Familia **Reduviidae**, Subfamilia **Triatominae** con sus diversos géneros siendo los más frecuentemente empleados: **Triatoma**, **Rhodnius** y **Panstrongylus**.

Lo técnica del Xenodiagnóstico comprende las siguientes fases:

CUADRO I

ALIMENTACIONES, NUMERO DE NINFAS, TIEMPO DE LECTURA Y
PORCENTAJE DE POSITIVIDAD DEL XENODIAGNOSTICO DE
VARIOS AUTORES.

	Autor	Ref.	Pac.	Alim.	Ninfas	Lectura	% de Pos.
1	Benaim P. y Drayer	(48)	42	2-3	6-10	30-228	50,00 %
2	Chiari, E. y Brener, Z.	(49)	35	1	10	60	31,40 %
3	Coura, J. R.	(50)	9	—	10	—	0,00 %
4	Coura, J. R.	(50)	20	—	10	—	15,00 %
5	Dias, E.	(34)	42	1	2-6	41-51	7,14 %
6	Dias, E.	(2)	38	1	3-6	41-51	16,66 %
7	Díaz U. y Cols.	(51)	9	—	—	—	0,00 %
8	Domínguez, Q. M.	(52)	993	1	12	?	6,70 %
9	Figallo, E. L.	(53)	23	2	20	30-45	13,00 %
10	Gould, R. M. y Cols.	(36)	38	1	5	40	21,00 %
11	Guerrero, L. y Cols	(54)	9149	—	—	—	30,00 %
12	Jiménez, J. C.	(55)	993	—	—	—	6,70 %
13	Jiménez, J. C.	(55)	234	—	—	—	5,90 %
14	Maekelt, G. A.	(32)	155	1	12	30-60	16,80 %
15	Maekelt, G. A.	(32)	184	1-6	20	40-60	31,00 %
16	Maekelt G. y Díaz	(56)	530	1	12	—	14,70 %

Autor	Ref.	Pac.	Alim.	Ninfas	Lectura	% de Pos.
17 — Mazza, S.	(57)	181	—	—	—	3,50 %
18 — Pifano, C. F.	(31)	80	1	11	?	33,80 %
19 — Pifano, C. F.	(31)	80	2	11	?	43,75 %
20 — Pifano, C. F. Cols.	(58)	8	1	—	45	100,00 %
21 — Pellegrino, y Cols	(59)	21	2-3	5-6	50-60	23,80 %
22 — Pellegrino, y Cols	(59)	10	1	5-6	60-70	30,00 %
23 — Pons, A.	(33)	4	4-6	5-7	30	75,00 %
24 — Schenone, H.	(35)	135	1	8	30-120	6,70 %
25 — Soto, R. y T. de Soto	(60)	30	1	10	30	23,00 %
26 — Torrealba, J. F.	(5)	38	Varias	8-12	40-90	43,10 %
27 — Torrealba, J. F.	(6)	20	Varias	5-12	?	25,00 %
28 — Torrealba, J. F.	(7)	66	1-3	12	45-48	33,00 %
29 — Torrealba, J. F.	(8)	5	1-5	7-24	28-53	20,00 %
30 — Torrealba, J. F.	(18)	60	2-3	8	30-66	63,30 %
31 — Torrealba, J. F.	(22)	61	1	10	45-52	37,70 %
32 — Torrealba, J. F. 14-17, 19 y 20)	(22)	7	1	10	45-50	71,40 %
33 — Torrealba, J. F.	(9-12)	61	1-3	5-12	20-120	54,00 %

CUADRO II

**RESULTADO DEL XENODIAGNOSTICO EN PACIENTES CON
SOSPECHA DE ENFERMEDAD DE CHAGAS DE DIVERSOS AUTORES**

Autor	Ref.	Pac.	Pos.	Neg.	% Pos.
1 — Dias, E.	(34)	42	3	39	7,14 %
2 — Dominguez, Q. M.	(52)	993	67	926	6,70 %
3 — Guerrero, L. y Cols.	(54)	8346	608	7738	7,20 %
4 — Jiménez, J. C.	(55)	993	67	926	6,70 %
5 — Mazza, S. y Cols.	(57)	181	5	176	3,50 %
6 — Pifano, C. F.	(24)	20.785	1536	19.249	7,30 %
7 — Schenone, H.	(35)	135	9	126	6,70 %
8 — Torrealba, J. F.	(7)	66	22	44	33,00 %
9 — Torrealba, J. F.	(8)	5	1	4	20,00 %
10 — Torrealba, J. F.	(22)	61	23	38	37,70 %
11 — Torrealba, J. F. (9-12, 14, 16, 17 y 20)	(9-12, 14, 16, 17 y 20)	122	71	51	54,00 %
12 — Torrealba, J. F.	(18)	60	38	22	63,30 %
13 — Torrealba, J. F.	(5)	38	14	24	43,10 %
TOTAL		23.807	1.964	21.843	8,20 %

CUADRO III

RESULTADO DEL XENODIAGNOSTICO EN PACIENTES CON MACHADO-G JERREIRO POSITIVO DE DIVERSOS AUTORES

Autor	Ref.	Pac.	Pos.	Neg.	% de Pos.
1— Chiari, E. y Brener, Z.	(49)	35	11	24	31,40 %
2 — Coura, J. R.	(50)	29	3	26	10,30 %
3— Díaz Ungria. Cols	(51)	9	0	9	0,00 %
4— Figallo, E. L.	(53)	23	3	20	13,00 %
5— Gould, R. Cols	(36)	38	8	30	21,00 %
6— Guerrero, L. Cols	(54)	9149	2744	7405	30,00 %
7— Maekelt, G. A. y Díaz	(56)	530	78	452	14,70 %
8— Maekelt, G. A.	(32)	184	57	127	31,00 %
9— Maekelt, G. A.	(61)	53	22	31	41,50 %
10— Pellegrino, J. Cols	(62)	7	3	4	42,80 %
11— Pellegrino, J. Cols	(59)	31	8	27	25,80 %
12— Pifano, C. F.	(37)	80	25	55	33,80 %
13— Pifano, C. F.	(31)	80	35	45	43,70 %
14— Pifano, C. F.	(58)	8	8	0	100,00 %
15— Pons, A.	(33)	4	3	1	75,00 %
16— Soto, U. y F. de Soto	(60)	30	7	23	23,30 %
17— Torrealba, F. Cols	(22)	7	5	2	71,40 %
TOTAL		10.297	3.020	7.277	29,30 %

I — CRIA DE LOS TRIATOMINOS.

Como condición indispensable los Triatominos para utilizarse en el Xenodiagnóstico deben ser criados en el laboratorio a partir de los huevos; tomando en cuenta que no es posible la infección hereditaria del insecto según los meticulosos estudios de Brumpt. Los triatominos, deben ser alimentados exclusivamente en aves que no estén siendo utilizadas al mismo tiempo para alimentar insectos infectados. Se ha mencionado la posibilidad de contaminación de los huevos con las heces de adultos infectados, lo que podría traer consigo la infección de la

ninfa en el momento de la eclosión, esta eventualidad, que se presenta muy raramente puede ser obviada mediante la desinfección de los huevos, que según Siqueira,²⁵ resisten la acción de los numerosos desinfectantes empleados corrientemente y no impiden su evolución.

Para la cría de los *Trietominae* se han publicado diversas técnicas, una de ellas, es la utilizada en el Instituto Venezolano de Investigaciones Científicas, la cual, según Gómez y Fernández,²⁶ tiene las siguientes pautas para el mantenimiento de la colonia de **Rhodnius prolixus** que es el principal transmisor de la Enfermedad de Chagas en Venezuela:

1) **Temperatura ambiental** de 28° C, con la cual obtienen mayor número de huevos y disminución en los períodos requeridos para el comienzo de la oviposición, la eclosión y la duración de la oviposición.

2) **Humedad** entre el 60 y el 70%.

3) **Envase** constituido por un frasco de vidrio de 3.900 cc, conteniendo 12 hojas tipo correspondencia, perforadas, lo que da una superficie total de aproximadamente 7.000 centímetros cuadrados. Este papel doblado en forma de canal y con algunas perforaciones, ofrece un albergue adecuado al **Rhodnius prolixus**, permite una mayor utilización del volumen del envase y sirve como vía de acceso a la fuente de alimentación que se coloca sobre la tapa del frasco, la cual, está constituida por una tela metálica o malla fina para impedir que los huevos sean proyectados hacia afuera y la salida de las ninfas pequeñas.

4) **Iluminación:** se obtiene una mayor reproducción en un ambiente iluminado, lo que se explicaría, "como una manifestación del incremento general de la actividad del organismo, producida por el mayor número de horas con luz, y a la vez indicaría una tendencia hacia la actividad diurna del **Rhodnius prolixus**".

5) **Alimentación** dos horas por frasco cada 14 días, utilizan la gallina, por ser más común, manuable y de piel delgada.

6) **Limpieza** del frasco y cambio de papeles cada 14 días con la alimentación.

7) Separación de sexos cuando alcanzan el 5º estadio evolutivo, de esta manera los adultos empleados están libres de cópulas anteriores a las planificadas.

Empleando esta técnica, logran una producción de 3.000 ejemplares adultos cada 14 días con una longevidad media de 99 días.

Otra técnica de cría de los Triatominos, es la utilizada en el Departamento de Parasitología de la Facultad de Medicina de Ribeirao Preto, Universidad de Sao Paulo descrita en forma resumida por Squeira:²⁵ adultos de ambos sexos son colocados en cristalizadores de vidrio que son tapados con un tejido de malla estrecha, el fondo del cristalizador es recubierto con papel filtro y en su interior se coloca un soporte de cartón que protege los Triatominos de la luminosidad intensa y a la vez, le sirve de vía de acceso a la fuente de alimentación. Luego de la oviposición, los huevos son transferidos a pequeños cristalizadores mantenidos a temperatura ambiente. La alimentación se realiza semanalmente con gallinas.

II — ESPECIE DE TRIATOMINO.

Se tiene la tendencia a emplear la especie local, o mejor el transmisor natural de la enfermedad más importante en la región, basados en una experiencia realizada por Dias³ en la cual practicó Xenodiagnósticos seriados con **Rhodnius prolixus** y **Triatoma infestans** principales transmisores en Venezuela y Brasil respectivamente, en perros inoculados con una cepa de **Trypanosoma cruzi** venezolana; los resultados fueron 56,8% y 38,1% de positividad para **Rhodnius prolixus** y **Triatoma infestans** respectivamente. Repitió la experiencia empleando **Triatoma infestans** y **Panstrongylus megistus**, transmisores importantes en Brasil y **Rhodnius prolixus**, en perros inoculados con una cepa brasilera de **Trypanosoma cruzi**; los resultados fueron 90,4% 83,4% y 54,7% de positividad para **Panstrongylus megistus**, **Triatoma infestans** y **Rhodnius prolixus** respectivamente. Este resultado re-

presenta una diferencia estadísticamente significativa, por lo que el autor concluye, que debe emplearse la especie más común en la región de donde proviene el paciente o animal sospechoso.

Este concepto es reforzado por la observación realizada por Pifano²⁷ donde pudo comprobar, utilizando cepas regionales de **Trypanosoma cruzi** venezolanas, una mejor adaptación del protozooario al **Rhodnius prolixus** proveniente del área correspondiente a la cepa, que a la misma especie vectora proveniente de otra localidad.

Sin embargo, según Zeledón y Vieto, citado por Siqueira²⁵ en una cepa costarricense de **Trypanosoma cruzi**, el principal transmisor de la región presentó menor porcentaje de infección comparado con otros Triatomíneos.

Igualmente Torrealba citado por Díaz,²⁸ en crías de **Panstrongylus megistus**, **Triatoma sordida** y **Triatoma infestans**, obtenidas a partir de huevos procedentes del Brasil, practicó xenodiagnósticos con resultados de positividad semejantes a los obtenidos con el **Rhodnius prolixus** por lo que este autor no le da mucho valor al empleo de los transmisores regionales en el Xenodiagnóstico.

III — ESTADIO EVOLUTIVO DE LOS EJEMPLARES.

Los ejemplares escogidos para practicar un Xenodiagnóstico, deben ser mantenidos por lo menos 15 días en ayunas a fin de que se alimenten mejor, es aconsejable, que ese ayuno sea de 30 días con lo cual, se asegura una mayor ingestión de sangre.

En cuanto al estadio evolutivo de los insectos, la mayoría de los autores están de acuerdo en que deben emplearse ninfas en su 5º estadio evolutivo, ya que son más voraces y se alimentan hasta la repleción completa, por lo que tienen mayor posibilidad de infectarse con el **Trypanosoma cruzi** al chupar mayor cantidad de sangre. Es aconsejable, utilizar siempre ninfas ya que ellas necesitan alimentarse para poder mudar, se debe evitar el uso de ninfas de primer estadio, debido a la

dificultad que presentan en los primeros días para la introducción de la trampa en la piel.

No es aconsejable utilizar las formas adultas porque son poco voraces, y además, no pueden ingerir mucha sangre, debido a la rigidez de su quitina que impide la distensión del abdomen como ocurre en las ninfas, de 5º estadio evolutivo que pueden ingerir hasta 0,5 cc. de sangre en una sola alimentación.

IV — NUMERO DE NINFAS

Se debe utilizar el mayor número posible de ninfas de acuerdo con la mayoría de los autores, por considerar que no todos los ejemplares se infectan al alimentarse y en segundo lugar, porque al utilizar un mayor número de ejemplares, aumentan las probabilidades de que por lo menos uno se infecte, sobre todo en los casos crónicos antiguos en que la parasitemia es muy baja.

Lo antes expuesto, fue comprobado por las experiencias de Pedreira,²⁹ quien en 1.025 Triatominos examinados sólo encontró 212 positivos, es decir un 20,6% e incluso en algunos pacientes empleó hasta 60 ninfas y sólo se infectaron 13 ejemplares como máximo. Igualmente, Mazza³⁰ refiere que en un Xenodiagnóstico a lo sumo 3 ninfas se infectan, por lo que no es muy partidario del método puesto que el porcentaje de positividad en los 10 insectos empleados está muy lejos del 100%.

Dias,³ aconseja emplear entre 3 a 6 ninfas por cada Xenodiagnóstico. Pedreira, según refiere Siqueira,²⁵ recomienda emplear por lo menos 5 ninfas en cada Xenodiagnóstico, en base a su experiencia ya mencionada donde apenas un 20% de los triatominos utilizados se infectaron. Pifano,³¹ aconseja emplear 12 ninfas como mínimo. Torrealba,³ recomienda utilizar alrededor de 20 ninfas con comidas repetidas y nocturnas, tratando de imitar en lo posible las condiciones naturales del insecto; Maekelt³² recomienda 20 ninfas en cada Xenodiagnóstico.

Como vemos, en la breve revisión realizada en relación al número de ejemplares, las cifras oscilan entre 5 y 20, esto coincide también con lo que podemos observar en el cuadro I en la

referente al número de ninfas empleadas por los diferentes autores.

V — TECNICA DE APLICACION DE LOS TRIATOMINOS.

Los Triatomino; seleccionados se colocan en pequeños recipientes de vidrio o de cartón, de aproximadamente 5 cm. de diámetro y en uno de sus extremos se colocará un tejido de malla fina que permita el fácil paso de la trompa de los insectos.

En el interior del envase que contiene los triatomino; se puede colocar papel absorbente, doblado en canales y con perforaciones, lo cual permite la vía de acceso fácil de los insectos para picar, esconderse luego de la alimentación y absorber las heces resultantes de la defecación que sigue a la comida.

El sitio de aplicación puede ser cualquier lugar de la piel, sin embargo, se prefiere de elección la cara anterior del antebrazo, donde la piel es más delgada y en los niños la espalda a nivel de la región supraescapular.

En lo referente al tiempo que deben permanecer los insectos picando, existen dos criterios, para unos deben chupar aproximadamente 30 minutos, tiempo que consideran suficiente para una buena alimentación; otros, prefieren esperar hasta que los insectos se retiren espontáneamente. Una vez retirado el recipiente, se identifica con el nombre del paciente y fecha de la alimentación.

VI — NUMERO DE COMIDAS.

Autores como Torrealba^{5 6} recomiendan varias comidas, con intervalos de 4 a 10 días y en los intervalos alimentarlos en aves. Pifano,³¹ recomienda dos alimentaciones en base a los resultados obtenidos en 80 pacientes con Enfermedad de Chagas crónica, en los cuales, con una sola alimentación encontró 24 (33,8%) positivos, mientras que con dos alimentaciones obtuvo 35 (43,7%) de positivos empleando 1.236 **Rhodnius prolixus** con una sola comida, se infectaron 618 (50%), mientras que, en 1.120 **Rhodnius prolixus** con dos comidas, se lograron infectar 824 (73,5%). Co-

mo vemos, la diferencia lograda por Pifano, entre una y dos comidas, es bastante significativa por lo que este autor recomienda dos alimentaciones.

Maekelt³² y Pons³³ recomiendan hasta seis comidas. Dias^{2,34} y Schenone³⁵ emplean una sola comida.

La mayoría de los autores emplean dos comidas como mínimo, debido a la baja parasitemia (niveles submicroscópicos) del **Trypanosoma cruzi** en las infecciones crónicas, este comportamiento según Pifano³¹ se debe a las descargas parasitarias desde los tejidos a la sangre, en una forma irregular y discontinua. Lo anteriormente expuesto explicaría el porqué en un Xenodiagnóstico, no todas las ninfas se infectan.

Basados en el efecto observado en los animales de experimentación, en los cuales se logra un aumento de la parasitemia al administrar esteroides, algunos autores han sugerido el empleo de esta técnica en los pacientes que van a ser sometidos al Xenodiagnóstico; así, Gould y cols.,³⁶ realizan un estudio sobre el efecto de los esteroides en el resultado del Xenodiagnóstico, emplean Prednisolona a la dosis de 50 mg. por vía endovenosa en 19 pacientes con Machado-Guerreiro positivo, a los cuales les habían practicado previamente Xenodiagnóstico logrando un solo caso positivo; administran la Prednisolona y posteriormente practican el Xenodiagnóstico, reportan tres casos (15%) positivos de los cuales, uno fue el mismo positivo antes de la administración del esteroide. Repiten la experiencia de Xenodiagnóstico al cabo de 4-6 y 8 días después de la Prednisolona y obtienen 3-4 y 3 positivos respectivamente. Como se ve, el resultado obtenido no muestra un aumento significativo para el empleo de esta técnica.

VII — TIEMPO DE ESPERA. (XENOCULTIVO)

El tiempo que debe transcurrir entre la alimentación (una o varias) y la lectura, es lo que Torrealba denomina "Xenocultivo" y su duración debe ser de 30 a 60 días, para permitir la multiplicación del parásito en el aparato digestivo del vector, en el caso de que los tripanosomas chupados sean muy escasos, ya que en los casos agudos, con gran cantidad de tripanosomas

en la sangre, el tiempo es mucho menor e inclusive ya en los primeros 10 días pueden ser positivos.

La mayor eficiencia del Xenodiagnóstico en relación a los métodos directos para demostrar el parásito, es debido a la reproducción de los tripanosomas ingeridos con la sangre.

La evolución del **Trypanosoma cruzi** en el huésped invertebrado es como sigue: el insecto al picar, chupa con la sangre las formas de tripanosomas presentes en ella, las cuales van a sufrir a lo largo del tubo digestivo, una serie de modificaciones hasta dar origen a las formas infectantes en el intestino posterior, por ser un *Trypanosoma* de evolución posterior y transmisión contaminativa. Dias, citado por Pessoa³⁷ divide la evolución en el transmisor en tres fases: a) **Estomacal**, donde las transformaciones evolutivas son poco acentuadas, en algunos tripanosomas se inicia la migración del blefaroplasto hacia el extremo anterior, otros degeneran y finalmente muchos permanecen sin alteraciones; pueden encontrarse formas redondeadas con o sin flagelo libre. b) **Intestinal o duodenal**, los parásitos se transforman en critidias las cuales se multiplican activamente por división binaria, esta fase es la de multiplicación y crecimiento, lo que parece ser que se mantiene por toda la vida del insecto. c) **Rectal**: Las critidias en esta fase tienen un tamaño variable, existen unas denominadas **nectomonas**, que son libres y se hallan en la luz intestinal; otras, que se adhieren a la superficie epitelial o se insinúan entre los pliegues quitinosos, son llamadas **haptomonas** las cuales continúan multiplicándose y por desplazamiento de su blefaroplasto hacia el extremo posterior dan origen a los **tripanosomas metacíclicos**. En el recto la evolución es: nectomonas-haptomonas-tripanosomas.

En relación a la duración del Xenocultivo, Dias³⁸ considera como período óptimo 40 a 60 días y recomienda que nunca debe ser menor de 30 días; Pedreira,³⁹ considera como tiempo óptimo 60 días; Pifano,⁴⁰ recomienda la investigación a los 45 días. En el cuadro I, podemos observar los tiempos de Xenocultivo empleados por los diversos autores consultados al respecto.

Durante el tiempo de espera o Xenocultivo, los insectos deben ser conservados a temperatura ambiente, al abrigo de hormigas y otros enemigos.

Hasta el presente no se conoce la temperatura ambiental óptima para la evolución del **Trypanosoma cruzi** en el aparato digestivo del triatmino, sólo se sabe, que las bajas temperaturas retardan su evolución. Mayer y Pifano,⁴³ trataron de ver si era posible acortar el tiempo de lectura mediante observaciones, variando la temperatura, humedad y alimentación de los insectos, sin embargo obtuvieron resultados contradictorios.

No se han encontrado formas evolutivas de **Trypanosoma cruzi** en la hemoínfa de los triatominos, como observó Gómez⁴¹ para el **Trypanosoma rangeli**; Pifano y Mayer,⁴² encontraron en el jugo de la trampa del **Rhodnius prolixus** formas evolutivas del **Trypanosoma rangeli**, siendo más abundante las de **trypanosoma** que las de **critida** en las cuales observaron formas en división; estos autores consideran el proceso como parte del ciclo evolutivo del **Trypanosoma rangeli** y la probable transmisión del parásito por la picada, aclarando quizás el porqué, de la no infectividad del contenido intestinal de los insectos infectados para los animales del laboratorio.

VIII -- LECTURA.

Según Dias,⁴⁴ las deyecciones de los triatominos son de dos tipos: excreción malpighiana y heces. La excreción malpighiana es el producto de unos canales tubulares llamados tubos de Malpighi, que desembocan en la unión del intestino medio con el posterior y que se comportan como aparato excretor; la excreción es un líquido amarillo, que seca rápidamente al entrar en contacto con el aire. Las heces son negras y se desecan lentamente; estas deyecciones de una manera general, son expulsadas minutos después de la alimentación.

La excreción Malpighiana en las primeras horas que siguen a la alimentación, tiene un aspecto hialino, incoloro, transparente y fluido; a partir del día siguiente, es siempre amarilla por la presencia de gran cantidad de uratos. Según Osorno,⁴⁵ la se-

cuencia de las deyecciones de los triatominos es: hialinas-blancas-amarillas claras-oscuras y negras.

La eliminación espontánea de las heces, se efectúa gota a gota, ésto, puede lograrse también por percusión o expresión del abdomen.

En cuanto al examen del contenido intestinal, existen diversas técnicas utilizadas por los autores y entre las cuales citaremos:

a) aspiración y disección (Dias²), la aspiración, consiste en tomar las heces por medio de micropipetas de la ampolla rectal, teniendo cuidado de no perforar la ampolla y aspirar la hemolinfa. En caso de ser negativa, el autor recomienda la disección del insecto para aislar el tubo digestivo y los órganos abdominales. La técnica de disección descrita por Dias,⁴⁶ consiste en: retirar las patas y alas, abrir el cuerpo por la cara dorsal y retirar los músculos torácicos y órganos genitales, eliminar las adherencias de los órganos con la cara ventral e introducir el todo, en un líquido fijador (Schaudinn modificado por Mayer o líquido de Carnoy). Termina la disección cuando los tejidos han adquirido la rigidez suficiente para que las diferentes partes conserven lo mejor posible sus relaciones y formas. Antes de fijar, toma material para examen al fresco o practicar extendido con posterior coloración. Con el material fijado, practica inclusión en parafina y realiza cortes seriados, coloreados con Giemsa y hematoxilina férrica.

Mediante la técnica de disección, Dias⁴⁶ pudo observar además de las diferentes formas cíclicas encontradas en el tubo digestivo, la presencia en el interior de los tubos de Malpighi, de critidias, a veces en gran número que pueden ocupar toda la extensión de los tubos, o limitarse exclusivamente a la zona cercana al intestino; se observan las critidias fijadas perpendicularmente a la superficie epitelial. Considera el autor que esta localización, representa una forma activa de multiplicación con acentuado tropismo por la zona y refiere que en opinión de Chagas, esta localización se explica porque el parásito, encuentra condiciones más propicias para su desarrollo lejos de la flora bacteriana intestinal.

b) Pifano,⁴⁰ recomienda la siguiente técnica: matar los insectos con vapores de cloroformo y seccionar con un corte de tijera el último segmento abdominal. El contenido intestinal sale espontáneamente por el orificio, o bien, se ayuda mediante una ligera presión sobre el abdomen del insecto; mezclar en un portaobjetos una partícula de heces con una gota de suero fisiológico; cubrir con laminilla cubreobjetos y examinar al fresco con objetivo de 43x ó 45x y ocular de 5x ó 10x.

Si el resultado del examen al fresco es positivo, retirar horizontalmente la laminilla subreobjetos para extender el material, dejar secar la preparación fijar con alcohol metílico y colorear por el método Gernsa; examinar con objetivo de inmersión para estudiar la morfología y diferenciar **Trypanosoma cruzi** de **Trypanosoma rangeli**.

c) Recientemente (1962), Mcekelt⁴² propuso una nueva técnica de lectura, la cual consiste en la homogenización de todos los insectos de un Xenodiagnóstico, en forma íntegra, con sus alas, extremidades, cabeza, tórax y abdomen, en un homogenizador eléctrico. Coloca los insectos en un recipiente de vidrio de 20 cc. de capacidad con 10 cc. de solución salina fisiológica y los lleva al homogenizador a 9.000 r.p.m., durante un minuto, que es la velocidad y tiempo óptimo de homogenización y de mínimo daño al parásito.

Después de la homogenización, las partes quitinosas más gruesas, son separadas de las vísceras por filtración a través de algodón; el filtrado, es centrifugado a 1030 XG, durante 10 minutos en tubos de 16 x 150, el líquido sobrenadante es descartado y el sedimento resuspendido en el líquido restante. Con un asa de platino se toma parte del sedimento y se coloca en un portaobjetos, se cubre con laminilla 22 x 22 y se examina por contraste de fase, con filtro verde y aumento de 160x. Se considera negativo el Xenodiagnóstico, cuando en 200 campos no se ven flagelados.

Empleando este método con 12 ninfas, una sola comida y lectura entre los 30 a 60 días, el autor obtuvo 57 positivos de 184 pacientes con Machado-Guerreiro positivo es decir, un 31%; como control, utilizó 155 pacientes con Machado-Guerreiro posi-

tivo y lectura por la técnica habitual del examen al fresco del contenido intestinal, con lo que obtuvo 26 positivos, es decir, un 16%. Concluye el autor diciendo que es innegable la mayor sensibilidad de este método, el cual requiere menos esfuerzo, menor pérdida de tiempo y mayor número de insectos y alimentaciones.

CAUSAS DE ERROR

Luego de las consideraciones hechas sobre la técnica del Xenodiagnóstico, citaremos las fuentes de error de un Xenodiagnóstico, las cuales según Maekelt y Alcañiz⁴⁷ son:

- 1) El número de las comidas de los insectos en el paciente.
- 2) El número de los insectos empleados en el Xenodiagnóstico.
- 3) El estado evolutivo de los insectos utilizados.
- 4) La cantidad de sangre chupada del paciente como consecuencia de los tres primeros factores.
- 5) El estado evolutivo de la enfermedad.
- 6) El tipo de comidas adicionales del insecto antes de la lectura (ej.: gallinas).
- 7) El intervalo entre la primera comida en el paciente y el examen del insecto.
- 8) El tipo de examen del insecto.
- 9) La experiencia, cuidado y paciencia desplegada durante el examen parasitológico del insecto.
- 10) La mortalidad de los insectos antes del examen.
- 11) El intervalo entre la última comida y el examen del insecto.
- 12) Las condiciones de mantenimiento de los insectos antes del examen.
- 13) Factores desconocidos como:

- a) Quimioterapéuticos previos a la alimentación del insecto.
- b) Estado de inmunidad del paciente.
- c) Estado inmunológico y de resistencia y susceptibilidad del insecto.
- d) Flora bacteriana, micológica o virológica en el intestino del insecto nociva al **Trypanosoma cruzi**.
- e) pH del contenido intestinal del insecto.

MATERIAL Y METODO

A partir del año de 1966 en la actividad de consulta que se realiza en el Departamento de Medicina Tropical y Microbiología de la Facultad de Medicina de la Universidad del Zulia, en su local del Hospital Universitario, hemos practicado Xenodiagnóstico en los casos de enfermedad de Chagas crónica diagnosticados por el Machado-Guerreiro; en dicha consulta han sido diagnosticados como chagásicos 78 pacientes que sumados a 22 diagnosticados en los viajes de investigación de campo al Distrito Baralt (Estado Zulia), constituyen los 100 casos objeto del presente trabajo.

Como puede apreciarse en el gráfico 1, 86 de los casos están comprendidos entre la tercera y sexta década de la vida, de los cuales 41 (47.6%), presentaron manifestaciones clínicas, radiológicas y electrocardiográficas que hablan del compromiso cardíaco en el curso de la infección.

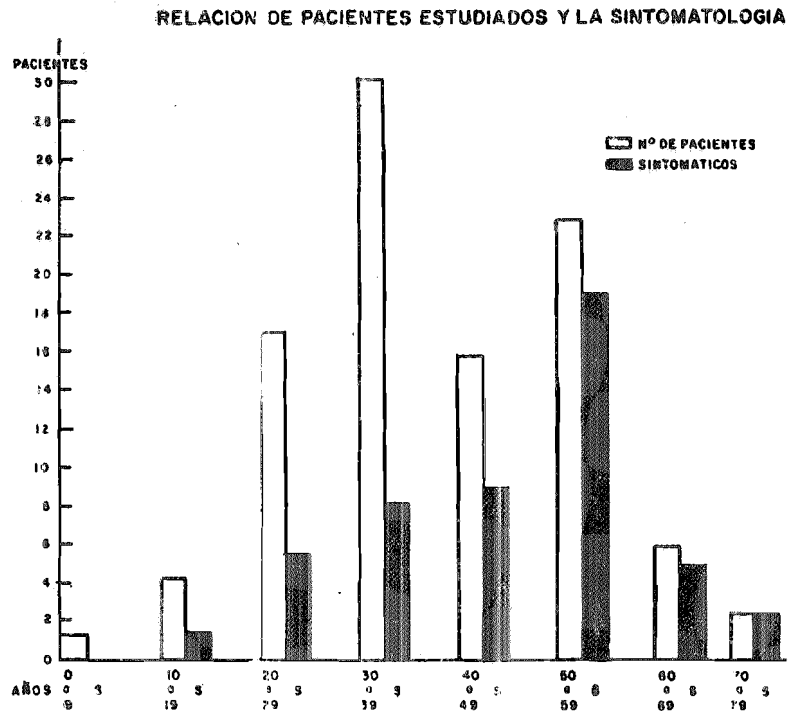
En nuestros pacientes practicamos el Xenodiagnóstico empleando la siguiente técnica:

1) **Cría de los triatominos:** Los triatominos empleados para el Xenodiagnóstico los mantenemos en el laboratorio a partir de ninfas de primer estadio evolutivo suministradas por la Dirección de Malariología y Saneamiento Ambiental del Ministerio de Sanidad y Asistencia Social. Alrededor de 500 ejemplares son colocados en frascos de vidrio de 3.900 cc., (Fig. 1) que con-

tienen papel de filtro plegado y perforado; la boca del frasco es tapada con una malla de nylon mantenida por medio de ligas y cordeles, por encima de esta malla colocamos otra de plástico la cual retiramos solo cuando se van a alimentar, esto lo hacemos para evitar que otros insectos puedan alimentarse con las heces y sangre que en ocasiones quedan en la malla cuando los reduvidos se alimentan, lo que traería como consecuencia la ruptura de la malla de nylon y posterior escape de las ninfas.

Los frascos que contienen las ninfas, son mantenidos a temperatura ambiente del laboratorio la cual fluctúa de acuerdo con las épocas entre 24-32°C que consideramos adecuada si tomamos en cuenta que la temperatura necesaria para su reproducción

Gráfico I



es de 17-35°C. La iluminación a la que se mantienen los frascos es la misma del laboratorio. La alimentación la realizamos cada 15 días utilizando para ello pavos que mantenemos en el Bioterio de la Facultad de Medicina

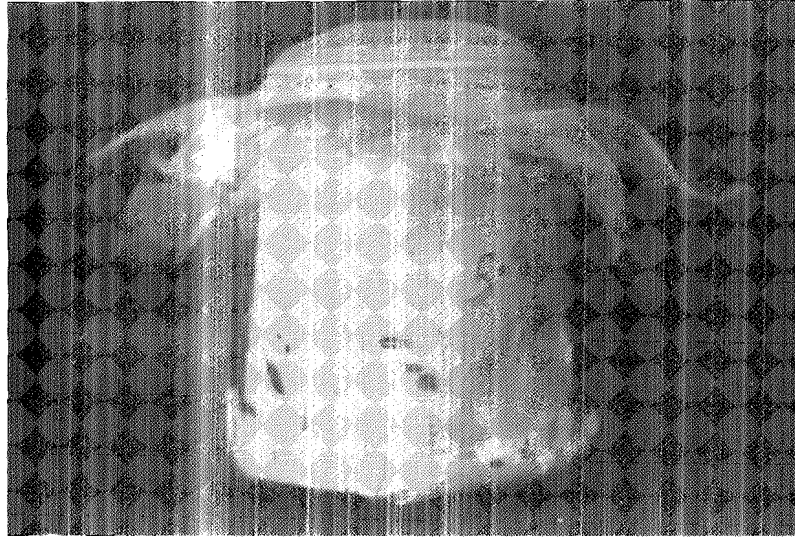


Figura 1

2) **Especie de Triatomino empleada:** La especie de triatomino empleada es el **Rhodnius prolixus** Stal, 1859, (Fig. 2) escogida por ser la más importante en el país como transmisora de la enfermedad de Chagas, debido a su gran domiciliaridad y distribución en Venezuela. Guerrero y Cois,⁵¹ en su importante trabajo: "Campaña contra la Enfermedad de Chagas" citan el encuentro de vectores del **Trypanosoma cruzi** en un área aproximada de 750.000 Km² de los 912.050 que constituyen el territorio venezolano. El **Rhodnius prolixus** fue hallado en todas las regiones del país desde 0 a más de dos mil metros sobre el nivel del mar, excepto en el estado Nueva Esparta, la Península de Paraguaná y una pequeña faja costera. Su gran domiciliaridad, que-

da demostrada por el autor al citar que de 350.000 triatominos capturados en el interior de las viviendas entre los años 1960-64, el 69% fueron **Rhodnius prolixus**, 30% **Triatoma maculata** y el 1% restante otras especies. En relación a la infectabilidad del **Rhodnius prolixus** por el **T. cruzi** el autor refiere un porcentaje mayor del 50% infectados naturalmente. Estos tres hechos: gran distribución en el territorio nacional, alto grado de infectabilidad por el **T. cruzi** y domiciliaridad acentuada, fueron los que nos indujeron a emplear la especie **Rhodnius prolixus** para el xenodiagnóstico, además, por la facilidad de mantener los ejemplares en el laboratorio.

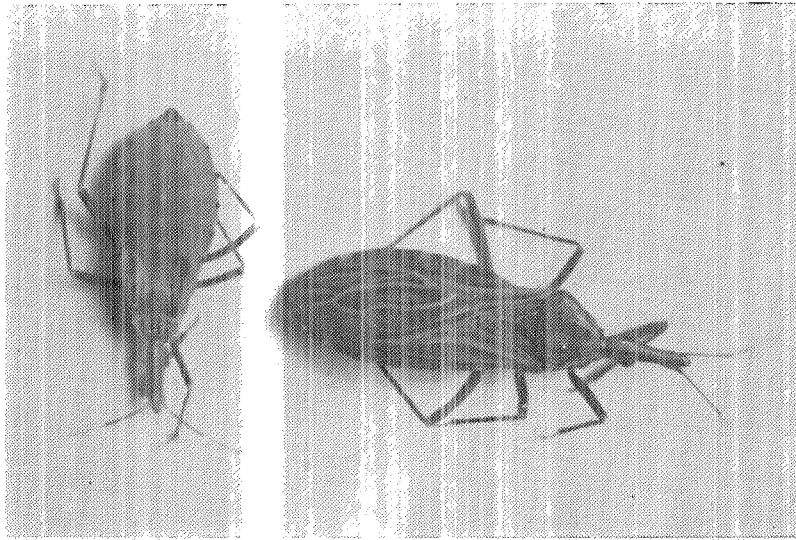


Figura 2

3) **Estadio evolutivo del Rhodnius prolixus.** Utilizamos ninfas de 5º estadio evolutivo por las consideraciones mencionadas al hablar de la técnica del Xenodiagnóstico en la primera parte del presente trabajo.

4) **Número de ninfas de Rhodnius prolixus.** En cada paciente utilizamos 10 ninfas número que queda comprendido entre las

cifras mínima de 5 y máxima de 20 empleadas por los diversos autores y que podemos apreciar en el Cuadro I. Los ejemplares utilizados siempre tenían un ayuno de 30 días como mínimo.

5) **Aplicación de los triatominos.** Utilizamos envases de cartón (Fig. 3) de forma cilíndrica, de 4,5 cms. de diámetro que tienen en su fondo una lámina de plástico, la boca es tapada por una malla de nylon sujeta por un anillo de cartón que se coloca en la boca del envase (Fig. 4). En el interior, colocamos papel absorbente plegado que permite el acceso de los insectos a la piel del paciente, e impide que las heces caigan sobre la misma. El envase es aplicado sobre la cara anterior del antebrazo izquierdo, mantenido en su lugar por la mano derecha del paciente colocada sobre el fondo de la caja (Fig. 5); este proce-

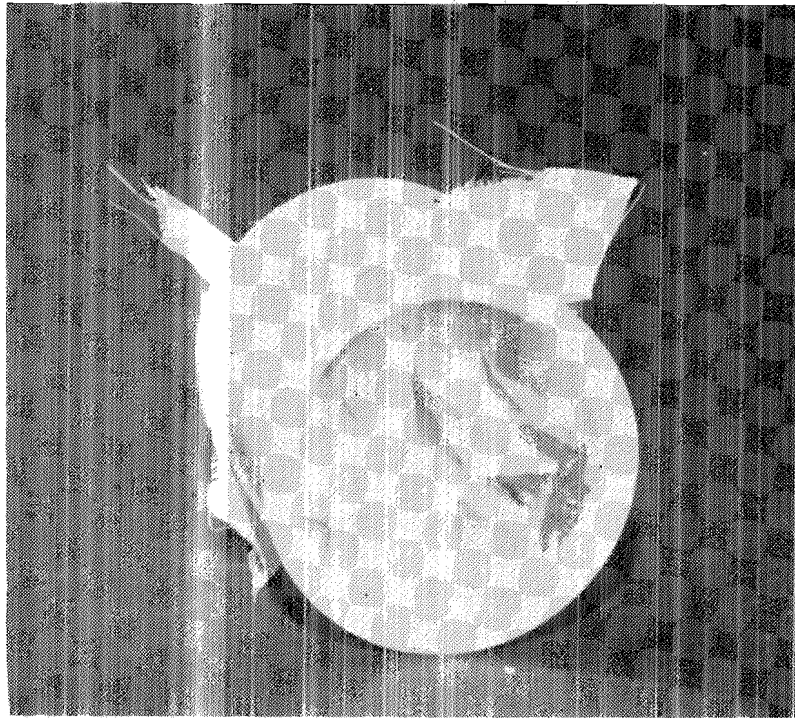


Figura 3

dimiento permite darle oscuridad al interior del envase y al mismo tiempo controlar la alimentación, ordenando al paciente retirar su mano para observar a través de la lámina de plástico.



Figura 4

El tiempo durante el cual dejamos picar los insectos, fue siempre hasta la repleción total, la cual verificábamos cuando se retiraban espontáneamente, en caso de que tres o más ninfas no se alimentaran se utilizaban otros insectos. Cada recipiente era marcado con el nombre del paciente y la fecha de alimentación.

6) Número de alimentaciones. Nuestros cien casos fueron divididos en dos grupos, uno de 70 con una alimentación y otro de 30 con dos alimentaciones y un intervalo entre la 1ª y 2ª de 15 días.

7) **Número de Xenodiagnósticos:** Al 74% de los pacientes les fue practicado un xenodiagnóstico, al 22% dos y al 4% tres.

8) **Tiempo de espera (Xencultivo):** En el grupo con una alimentación, la lectura la efectuamos a los treinta días, y en el de dos alimentaciones treinta días después de la segunda alimentación. Escogimos este lapso de tiempo por tratarse de casos crónicos, ya que en los casos agudos la lectura puede realizarse entre dos y diez días después de la alimentación, debido a la gran cantidad de Tripanosomas ingeridos e inclusive, podría utilizarse la llamada "prueba del chipo" preconizada por Díaz Ungría⁵¹ para los casos de infección experimental, la cual consiste en examinar la sangre ingerida por el triatomino inmediatamente después de su alimentación. Durante el tiempo de espera, los insectos son conservados en el mismo recipiente, a temperatura del laboratorio la cual osciló en las diversas épocas entre 24-32°C al no poder mantenerlos en un microclima ideal de 20-25°C debido a la temperatura de nuestro medio.

9) **Lectura.** Cumplido el tiempo de espera examinamos uno por uno todos los insectos, utilizando la siguiente técnica (Figs.

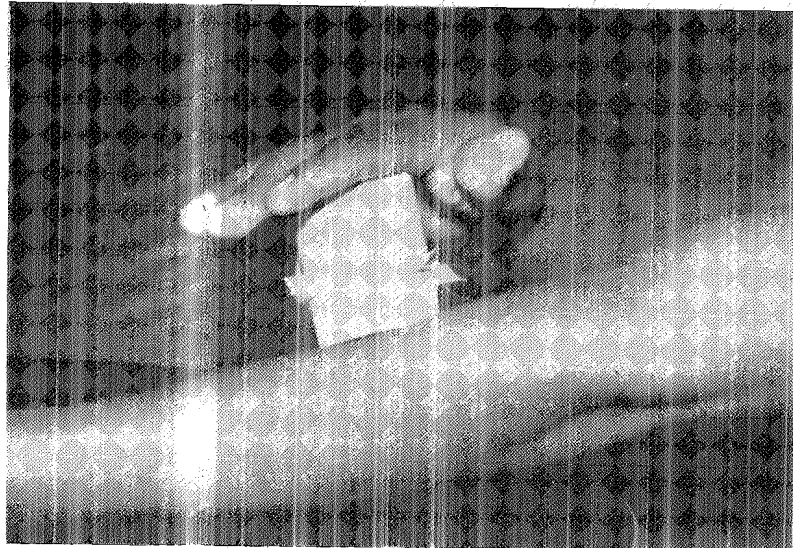


Figura 5

6-10): se toma el insecto por medio de una pinza a nivel del tórax, con una tijera practicamos un corte a nivel del último segmento abdominal, con otra pinza hacemos presión sobre el abdomen para obtener el contenido intestinal, el cual se deposita sobre una gota de sol. fisiológica, previamente colocada en una lámina portaobjetos practicamos dilución del contenido intestinal en solución fisiológica y se cubre con laminilla de 22 x 22, llevamos al microscopio para observar toda la preparación con ocular de 10x y objetivo de 25x.

En caso de ser positivo, practicamos deslizamiento de la laminilla sobre la lámina para obtener un extendido, dejamos secar y fijamos con alcohol metílico por 5 minutos, coloreamos con Giemsa y observamos con objetivo de inmersión de 100x para diferenciación morfológica entre **T. cruzi** y **T. rangeli** si es necesario.



Figura 6

A continuación, presentamos una relación detallada de cada paciente sobre su procedencia, indicando como tal, el sitio probable donde adquirió la infección y datos epidemiológicos acerca de si ha vivido en ranchos, conoce el transmisor, referencia de picadas e infestación del rancho por el transmisor.

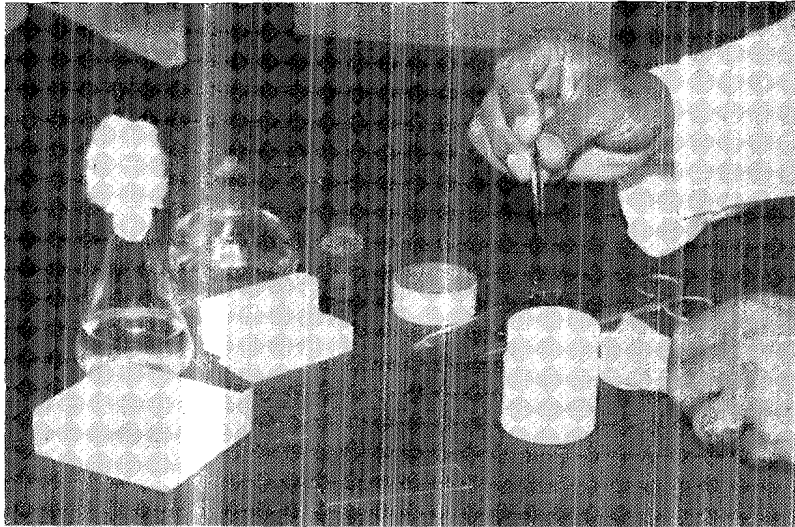


Figura 7

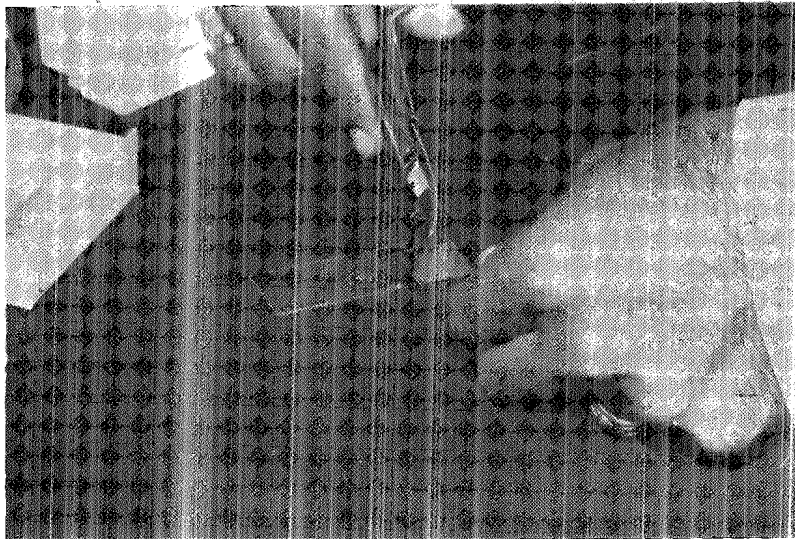


Figura 8

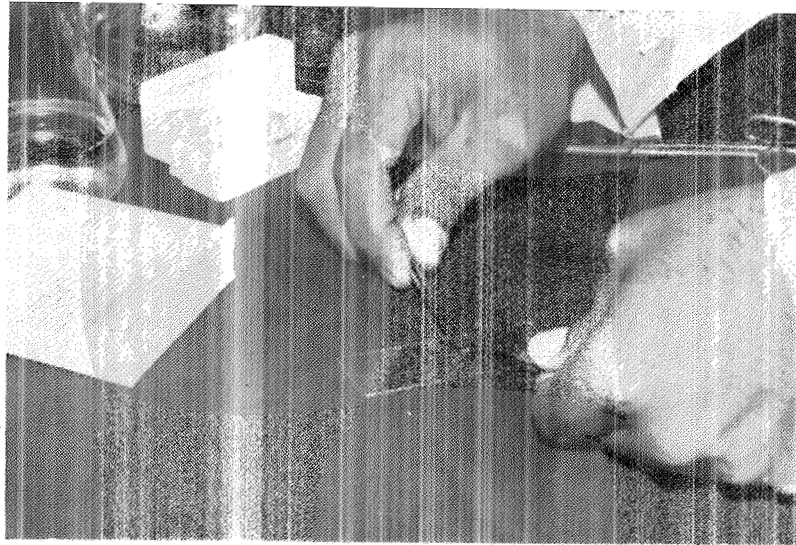


Figura 9

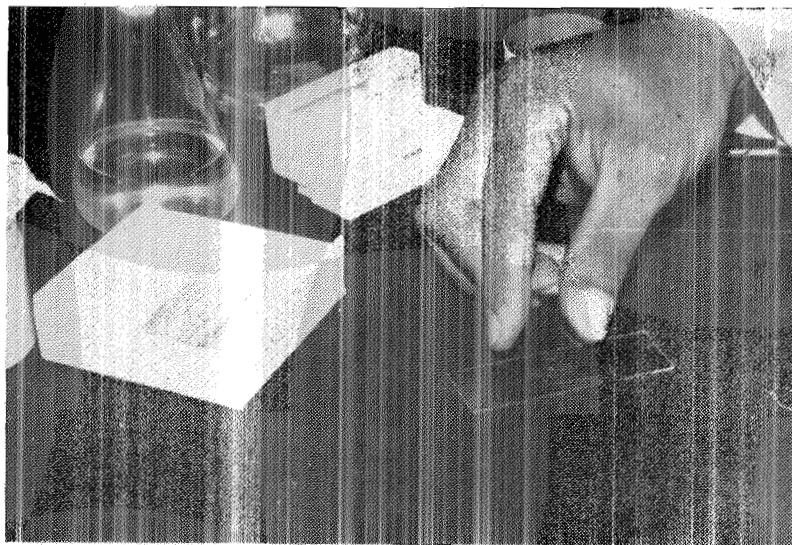


Figura 10

Paciente	Procedencia	Zona endémica	Vivió o vive en rancho	Conoce el transmisor	Refiere picadas	Infest. rancho
1 -- N.B.	Quíbor Mun. San Juan B.R. Ditto. Jimenez Edo. LARA	si	si	si	si	si
2 -- T.R.	San Juan de Los M. Mun. San Juan de Los M. Ditto. Koscio Edo. GUARICO	si	si	si	no	no
3 -- F.V.	Mene Grande Mun. Libertador Ditto. Baralt. Edo. ZULIA	si	si	si	no	si
4 -- J.G.	Escuque Mun. Escuque Ditto. Escuque Edo. TRUJILLO	si	no	no	no	no
5 -- D.M.	Machango Mun. Gral. Urdaneta Ditto. Baralt. Edo. ZULIA	si	si	si	no	si
6 -- E.R.	Montero Mun. Ditto. Edo. FALCON	si	si	si	no	si
7 -- F.A.	San Mateo Mun. Ditto. Crespo Edo. LARA	si	si	si	si	si

8 — E.C.	Meñe Grande Mun. Libertador Dtto. Baralt Edo. ZULIA	sí	no	sí	no	no
9 — J.D.	Curupara Mun. Bolívar Dtto. MERIDA	sí	sí	sí	no	sí
10 — J.P.	Sabana Alta Mun. Simón Plana Dtto. Palavicino Edo. LARA	sí	sí	sí	sí	no
11 — C.C.	La Bombita Mun. Gral Urdaneta Dtto. Baralt Edo. ZULIA	sí	sí	sí	sí	sí
12 — P.G.	La Bombita Mun. Gral Urdaneta Dtto. Baralt Edo. ZULIA	sí	sí	sí	sí	sí
13 — A.C.	Machango Mun. Gral. Urdaneta Dtto. Baralt Edo. ZULIA	sí	sí	sí	sí	sí
14 — A.M.	Colón Mun. San Juan de C. Dtto. Ayacucho Edo. TACHIRA.	sí	no	sí	no	no

Paciente	Procedencia	Zona endémica	Vivió o vive en rancho	Conoce el transmisor	Refiere picadas	Infest. del rancho
15 — T.G.	Boconó Mun. Boconó Dtto. Boconó Edo. TRUJILLO	sí	no	sí	no	no
16 — J.M.	Sta. Cruz de Mora Mun. Mora Dtto. Tovar Edo. MERIDA	sí	sí	sí	no	sí
17 — J.V.	San Camilo Mun. El Nula Dtto. Paz Edo. APURE	sí	no	sí	no	no
18 — P.M.	San Juan de Lagunillas Mun. San Juan Dtto. Lagunillas Edo. MERIDA	sí	sí	sí	sí	sí
19 — P.M.	San Miguel Mun. Zea Dtto. Tovar Edo. MERIDA	sí	sí	sí	no	no
20 — E.R.	COLOMBIA	sí	sí	sí	sí	sí
21 — M.P.	Mene Grande Mun. Libertador Dtto. Barait Edo. ZULIA	sí	sí	sí	sí	sí

22 —	B.M.	San Rafael Mun. Rafael Rangel Dtto. Boconó Edo. TRUJILLO	sí	sí	sí	sí	sí
23 —	R.P.	Machango Mun. Gral. Urdaneta Dtto. Baralt Edo. ZULIA	sí	sí	sí	no	sí
24 —	R.M.	San Ignacio Mun. Cúpira Dtto. Paéz Edo. MIRANDA	sí	sí	sí	sí	sí
25 —	D.N.	La Pastora Mun. Cuicas Dtto. Trujillo Edo. TRUJILLO	sí	sí	sí	sí	sí
26	P.C.	Mene Grande Mun. Libertador Dtto. Baralt Edo. ZULIA	sí	sí	sí	sí	sí
27 —	A.D.	Peña Azul Mun. Cuicas Dtto. Trujillo Edo. TRUJILLO	sí	no	sí	no	no
28 —	E.A.	San Isidro Mun. Seboruco Dtto. Jáuregui Edo. TACHIRA	sí	sí	sí	no	no

Paciente	Procedencia	Zona endémica	Vivió o vive en rancho	Conoce el transmisor	Refiere picadas	Infest. del rancho
29 — B.C.	Santa Apolonia Mun. Santa Apolonia Ditto. Justo Briceño Edo. MERIDA	sí	sí	sí	no	no
30 — A.R.	El Vigía Mun. El Vigía Ditto. Alb. Adriani Edo. MERIDA	sí	sí	sí	sí	sí
31 — D.Ch.	Mene Grande Mun. Libertador Ditto. Baralt Edo. ZULIA	sí	sí	no	no	no
32 — G.F.	Bolivia Mun. Bolivia Ditto. Carache Edo. TRUJILLO	sí	sí	sí	no	sí
33 — A.Ch.	Zipayare Mun. Valmore R. Ditto. Bolívar Edo. ZULIA	sí	sí	sí	sí	sí
34 — I.M.	El Blanco Mun. José Ma. Blanco Ditto. Iribarren Edo. LARA	sí	sí	sí	no	sí
35 — J.O.	COLOMBIA	sí	sí	sí	no	sí

36 — V.G.	Mene Grande Mun. Libertador Dtto. Baralt Edo. ZULIA	no	no	no	no	no
37 — A.B.	Mene Grande Mun. Libertador Dtto. Baralt Edo. ZULIA	si	si	no	no	no
38 — C.L.	Mene Grande Mun. Libertador Dtto. Baralt Edo. ZULIA	si	si	no	no	no
39 — I.S.	Mene Grande Mun. Libertador Dtto. Baralt Edo. ZULIA	si	no	si	no	no
40 — F.C.	Mene Grande Mun. Libertador Dtto. Baralt Edo. ZULIA	si	si	no	no	no
41 — I.R.	Mene Grande Mun. Libertador Dtto. Baralt Edo. ZULIA	si	no	no	no	no
42 — V.A.	Mene Grande Mun. Libertador Dtto. Baralt Edo. ZULIA	si	si	si	no	no

Paciente	Procedencia	Zona endémica	Vivió o vive en rancho	Conoce el transmisor	Refiere picadas	Infestat. del rancho
43 — C.M.	Mene Grande Mun. Libertador Dpto. Baralt Edo. ZULIA	sí	no	sí	no	no
44 — A.L.	Mene Grande Mun. Libertador Dpto. Baralt Edo. ZULIA	sí	no	sí	no	no
45 — A.G.	Mene Grande Mun. Libertador Dpto. Baralt Edo. ZULIA	sí	no	sí	no	no
46 — E.S.	Mene Grande Mun. Libertador Dpto. Baralt Edo. ZULIA	sí	no	sí	no	no
47 — O.C.	Mene Grande Mun. Libertador Dpto. Baralt Edo. ZULIA	sí	no	sí	no	no
48 — T.C.	Mene Grande Mun. Libertador Dpto. Baralt Edo. ZULIA	sí	no	no	no	no
49 — L.G.	Mene Grande Mun. Libertador	sí	no	no	no	no

50	— M.F.	Dtto. Baralt Edo. ZULIA	sí	sí	sí	sí	sí
		Carache Mun. Carache Dtto. Carache Edo. TRUJILLO					
51	— E.F.	Carache Mun. Carache Dtto. Carache Edo. TRUJILLO	sí	sí	sí	sí	sí
52	— P.L.	Carira Mun. Hevia Dtto. Jauregui Edo. TACHIRA	sí	sí	sí	no	no
53	— N.D.	El Dividive Mun. Miranda Dtto. Betijoque Edo. TRUJILLO	sí	sí	sí	sí	sí
54	— S.P.	Río Tocuyo Mun. Camacaro Dtto. Torres Edo. LARA	sí	sí	sí	sí	sí
55	— R.M.	Pecaya Mun. Pecaya Dtto. Bolívar Edo. FALCON	sí	sí	sí	no	no
56	— J.D.	La Grita Mun. La Grita Dtto. Jauregui Edo. TACHIRA	sí	sí	sí	sí	sí

Paciente	Procedencia	Zona endémica	Vivió o vive en rancho	Conoce el transmisor	Refiere picadas	Infestac. del rancho
57 — E.A.	San Pedro Mun. Palmarito Dtto. Justo Briceño Edo. MERIDA	sí	sí	sí	no	sí
58 J.V.	Escuque Mun. Escuque Dtto. Escuque Edo. TRUJILLO	sí	sí	sí	no	no
59 — J.Ch.	Machango Mun. Gral. Urdaneta Dtto. Baralt Edo. ZULIA	sí	sí	sí	no	sí
60 — I.A.	Urumaco Mun. Urumaco Dtto. Democracia Edo. FALCON	sí	sí	sí	sí	sí
61 — P.C.	Palmarejo Mun. Veroes Dtto. San Felipe Edo. YARACUY	sí	sí	sí	no	no
62 — J.G.	Santa Ana Mun. Sta. Ana Dtto. Trujillo Edo. TRUJILLO	sí	sí	sí	sí	sí
63 — N.M.	Puerto Cabello Mun. San Rafael	no	no	sí	no	no

64	J.B.	Dtto. Mara Edo. ZULIA	si	si	si	no	si
65	V.F.	San Jacinto Mun. San Jacinto Dtto. Trujillo Edo. TRUJILLO	si	si	no	no	no
66	J.C.	Sta. Cruz de Mora Mun. Tovar Dtto. Tovar Edo. MERIDA	si	si	si	no	si
67	A.R.	Tovar Mun. Tovar Dtto. Tovar Edo. MERIDA	si	si	si	no	si
68	L.H.	Biscucuy Mun. Biscucuy Dtto. Sucre Edo. PORTUGUESA	si	si	si	no	no
69	V.V.	El Pedregal Mun. Obaria Dtto. Democracia Edo. FALCON	si	si	si	si	si
70	J.B.	Cerro Largo Mun. Cuicas Dtto. Trujillo Edo. TRUJILLO	si	si	si	si	si

Paciente	Procedencia	Zona endémica	Vivió o vive en rancho	Conoce el transmisor	Refiere picadas	Infestac. del rancho
71 — J.P.	Machango Mun. Gral. Urdaneta Ditto. Baralt Edo. ZULIA	sí	sí	sí	sí	sí
72 — J.L.	Pueblo Nuevo Mun. Pueblo Nuevo Ditto. Falcón Edo. FALCON	sí	sí	sí	sí	sí
73 — R.M.	Las Virtudes Mun. Carrillo Ditto. Carache Edo. TRUJILLO	sí	sí	sí	sí	sí
74 — A.M.	San Simón Mun. San Simón Ditto. Jáuregui Edo. TACHIRA	sí	no	sí	no	no
75 — M.M.	Buena Vista Mun. Buena Vista Ditto. Uribarri Edo. LARA	sí	sí	sí	sí	sí
76 — M.G.	Carora Mun. Carora Ditto. Torres Edo. LARA	sí	sí	sí	sí	sí
77 — J.L.	Turagual Mun. MOCORUO	sí	sí	sí	sí	sí

78	— J.M.	Dtto. Colina Edo. FALCON	sí	sí	sí	sí	sí
79	— J.A.	La Cejita Mun. La Cejita Dtto. Valera Edo. TRUJILLO	sí	sí	no	no	no
80	— J.P.	San José de Cocodite Mun. Pueblo Nuevo Dtto. Pueblo Nuevo Edo. FALCON	sí	sí	sí	no	no
81	— N.C.	San Lorenzo Mun. Gral. R. Urdaneta Dtto. Baralt Edo. ZULIA	sí	sí	no	no	no
82	— L.R.	Valera Mun. Valera Dtto. Valera Edo. TRUJILLO	sí	no	no	no	no
83	— B.B.	El Carmelo Mun. La Concepción Dtto. Urdaneta Edo. ZULIA	no	sí	no	no	no
84	— R.C.	Santa Bárbara Mun. S. Carlos del Zulia Dtto. Colón Edo. ZULIA	sí	sí	no	no	no

Paciente	Procedencia	Zona endémica	Vivió o vive en rancho	Conoce el transmisor	Refiere picadas	Infestac. del rancho
85 — J.M.	El Blanco Mun. José Ma. Blanco Dtto. Iribarren Edo. LARA	si	si	no	no	no
86 — E.G.	Carache Mun. Carache Dtto. Carache Edo. TRUJILLO	si	si	si	si	si
87 — P.B.	Boconó Mun. Boconó Dtto. Boconó Edo. TRUJILLO	si	si	no	no	no
88 — M.L.	COLOMBIA	si	si	si	si	si
89 — C.M.	San Lázaro Mun. San Lázaro Dtto. Boconó Edo. TRUJILLO	si	si	si	no	no
90 — I.D.	Altagrada Mun. Montes de Oca Dtto. Torres Edo. LARA	si	si	si	si	si
91 — J.N.	Cruz Carrillo Dtto. Carache Edo. TRUJILLO	si	si	si	no	no
92 — M.S.	TOLUCO	si	si	si	si	si

93	—	C.R.	Mun. Carrillo Dtto. Carache Edo. TRUJILLO	si	si	si	si	si	si
94	—	S.Q.	Sta. Cruz de Mora Mun. Tovar Dtto. Tovar Edo. Mérida	si	si	si	no	si	si
95	—	J.V.	COLOMBIA	si	si	si	no	si	si
96	—	C.G.	Palmas Reales Mun. Cuicas Dtto. Trujillo Edo. TRUJILLO	si	si	si	si	si	si
97	—	N.Ch.	San Rafael Mun. Dtto. Edo. FALCON	si	si	si	no	si	si
98	—	E.B.	El Vigta Mun. El Vigta Dtto. Alberto Adriani Edo. MERIDA	si	si	si	no	no	no
99	—	J.C.	La Morita Mun. Carrillo Dtto. Carache Edo. TRUJILLO	si	si	si	no	si	si
100	—	J.C.	Miquiribos Mun. Betijoque Dtto. Betijoque Edo. TRUJILLO	si	si	si	no	no	si

RESULTADOS

En nuestra labor xenodiagnóstica, obtuvimos como resultado global: 16 positivos (16%). Como puede verse en el cuadro IV, de los 70 pacientes sometidos al xenodiagnóstico con una alimentación y lectura a los 30 días, 12 (17,1%) fueron positivos a **Trypanosoma cruzi**. En el cuadro V observamos que de los 30 pacientes con xenodiagnóstico practicado con dos alimentaciones con un intervalo de 15 días y lectura 30 días después de la segunda alimentación, 4 (13,3%) fueron positivos al **T. cruzi**. En relación al número de xenodiagnósticos practicados a cada paciente, analizando los cuadros IV y V podemos ver los siguientes resultados:

- 1) Un solo xenodiagnóstico, practicado a 73 pacientes con un resultado de 10 positivos (13,6%) a **T. cruzi**.
- 2) Dos xenodiagnósticos practicados a 23 pacientes con los siguientes resultados:
 - a) Positivos los dos: 1
 - b) Positivo el primero y negativo el segundo: 1
 - c) Negativos los dos: 18
 - d) Negativo el primero y positivo el segundo: 3.

Si tomamos en cuenta que dos pacientes ya fueron positivos en su primer xenodiagnóstico, obtenemos entonces un resultado del 14,2% de positividad en los casos en que repetimos el xenodiagnóstico por ser negativo el primero.

- 3) Tres xenodiagnósticos fueron practicados a 4 pacientes, en tres siempre fue negativo y en el restante siempre positivo a **Trypanosoma cruzi**. En general observamos, que en el 12% de nuestros casos la positividad se obtuvo con el primer xenodiagnóstico.

Solamente observamos un caso de infección mixta a **T. cruzi** y **T. rangeli**, comprobada por la morfología de uno y otro en extendido del contenido intestinal coloreado con el Giemsa.

CUADRO IV

70 PACIENTES A LOS CUALES SE LES PRACTICO EL XENODIAG-
NOSTICO CON UNA ALIMENTACION Y LECTURA A LOS 30 DIAS.

Pacientes	Nº de xeno. pract.	Resultados
N.B.	Tres	Negativos
T.R.	Dos	POSITIVOS
F.V.	Tres	Negativos
A.M.	Uno	POSITIVO
J.G.	Uno	Negativo
E.R.	Uno	Negativo
F.A.	Uno	Negativo
E.C.	Uno	Negativo
J.D.	Uno	Negativo
J.P.	Uno	Negativo
C.C.	Uno	Negativo
P.G.	Dos	1o. POSITIVO 2o. Negativo
A.C.	Dos	Negativo
A.M.	Uno	Negativo
T.G.	Uno	Negativo
J.M.	Uno	Negativo
J.V.	Tres	POSITIVOS
P.M.	Uno	Negativo
J.D.	Tres	Negativos
E.R.	Uno	POSITIVO
M.P.	Uno	Negativo
B.M.	Uno	Negativo
R.P.	Dos	Negativos
R.M.	Dos	Negativos
D.N.	Uno	POSITIVO
P.C.	Uno	Negativo
A.D.	Uno	Negativo
E.A.	Uno	POSITIVO
B.C.	Uno	Negativo
A.R.	Uno	Negativo
D.CH.	Uno	Negativo
G.P.	Uno	Negativo

Pacientes	Nº de xeno. pract.	Resultados
A.CH.	Uno	Negativo
I.M.	Dos	Negativos
J.O.	Uno	Negativo
V.G.	Uno	Negativo
A.B.	Uno	Negativo
C.L.	Uno	Negativo
I.S.	Uno	Negativo
F.C.		Negativo
I.R.	Uno	Negativo
V.A.	Uno	Negativo
C.M.	Uno	Negativo
A.L.	Uno	Negativo
A.G.	Uno	Negativo
E.S.	Uno	Negativo
O.C.	Uno	Negativo
T.C.	Uno	Negativo
L. G.	Uno	Negativo
M.F.	Uno	Negativo
N.M.	Dos	Negativos
L.R.	Dos	Negativos
B.B.	Dos	Negativos
R.C.	Uno	Negativo
J.M.	Uno	Negativo
E.G.	Uno	Negativo
P.B.	Dos	Negativos
M.L.	Uno	Negativo
C.M.	Uno	Negativo
I.D.	Dos	1o. Negativo 2o. POSITIVO
J.N.	Dos	Negativo
M.S.	Uno	Negativo
C.R.	Uno	Negativo
S.G.	Dos	1o. Negativo 2o. POSITIVO
J.L.	Dos	1o. Negativo 2o. Negativo
C.G.	Uno	POSITIVO
N.CH.	Uno	Negativo
E.B.	Dos	Negativos
J.C.	Uno	POSITIVO
J.C.	Uno	POSITIVO

CUADRO V

30 PACIENTES A LOS CUALES SE LES PRACTICO EL XENODIAG-
NOSTICO CON DOS ALIMENTACIONES Y LECTURA A LOS 30 DIAS
DE LA 2a.

Pacientes	Nº de xeno. pract.	Resultados
E.F.	Uno	Negativo
P.L.	Uno	Negativo
N.D.	Uno	Negativo
S.P.	Uno	Negativo
R.M.	Uno	Negativo
J.D.	Uno	Negativo
E.A.	Uno	POSITIVO
J.V.	Uno	POSITIVO
J.CH.	Uno	Negativo
I.A.	Uno	Negativo
P.C.	Uno	POSITIVO (T.c. y T.r.)
J.G.	Uno	Negativo
N.M.	Uno	Negativo
J.B.	Uno	Negativo
V.P.	Dos	Negativos
J.C.	Uno	Negativo
A.R.	Uno	Negativo
L.H.	Dos	1o. Negativo 2o. POSITIVO
V.V.	Uno	Negativo
J.B.	Uno	Negativo
J.P.	Uno	Negativo
J.L.	Dos	Negativos
R.M.	Dos	Negativos
A.M.	Dos	Negativos
M.N.	Uno	Negativo
M.G.	Dos	Negativos
J.L.	Dos	Negativos
J.M.	Dos	Negativos
J.A.	Uno	Negativo
J.P.	Uno	Negativo

COMENTARIOS

Utilizamos como criterio diagnóstico de la Enfermedad de Chagas crónica la reacción de fijación del complemento, conocida como de Machado-Guerreiro, la cual tiene una gran sensibilidad y especificidad; su positividad se presenta a partir del décimo día de adquirida la infección y hasta el presente no se dispone de otro método de diagnóstico etiológico más sensible. La especificidad de la reacción queda demostrada entre otros por Maekelt^{56, 63} que reporta 92 y 93,5% de positividad en pacientes comprobados parasitológicamente como chagásicos y nunca encontró la reacción positiva en casos de infección pura por *T. rangeli* y en otras muchas enfermedades parasitarias o no así como en personas aparentemente sanas. Pedreira⁶⁴ reporta un 97,3% de positividad de la reacción en pacientes chagásicos comprobados parasitológicamente y siempre negativa en controles efectuados con personas sanas o portadoras de otras enfermedades. Maekel⁶⁵ refiere que los falsos negativos no son evitables con una reacción biológica y pueden ser debidos a poca sensibilidad del antígeno y la poca cantidad de anticuerpos en el suero de los enfermos. Existen otras pruebas serológicas de alta sensibilidad y especificidad como son: a) **Reacción de Hemaglutinación** la cual, según Montaña y Ucrós⁶⁵ es positiva en el 2,1% de los pacientes con Machado-Guerreiro negativo y diagnóstico parasitológico positivo, el 1,1% de los casos con Machado-Guerreiro positivo dieron hemaglutinación negativa, además le atribuyen como ventaja, el hecho de que un 22,2% de sueros anticomplementarios dieron positivos con la hemaglutinación lo que permite diagnosticar infecciones que hubieren pasado desapercibidas; la especificidad de la reacción de hemaglutinación no está aún bien establecida. b) **Reacción de Inmunofluorescencia:** la reacción de Inmunofluorescencia, es bastante sensible y específica; utiliza como antígeno formas de cultivo o sanguíneas y la técnica más empleada es la indirecta. Camargo,⁶⁶ encontró concordancia en más de mil casos con la reacción de Fijación del Complemento. Recientemente (1969) Araújo y Batista⁶⁷ empleando la técnica indirecta comparan la Inmunofluorescencia con el Machado-Guerreiro y consideran la primera más sensible y específica para el diagnóstico de la Enfermedad de

Chagas ya que fue capaz de revelar todos los positivos en una sola reacción mientras que la Fijación del Complemento necesitó ser repetido en muchos casos; la mayor sensibilidad queda demostrada al ser capaz de evidenciar positivos en diluciones mucho más altas que las observadas con el Machado-Guerreiro. Consideran que la Inmunofluorescencia presenta menos causas de error, tanto en la lectura como en la interpretación, por el hecho de que la emplearon en 22 muestras con Fijación del Complemento dudosas o no reactivas, logrando con la Inmunofluorescencia 21 positivos.

Sueros de pacientes con otras enfermedades están siendo sometidos a la reacción de la Inmunofluorescencia para evaluar su especificidad, por lo que la reacción de Fijación del Complemento según acuerdo unánime de los diversos autores, continúa usándose como excelente método para el diagnóstico de la Enfermedad de Chagas.

Por el contrario, el diagnóstico parasitológico de la Enfermedad de Chagas crónica es difícil y ninguno de los métodos de laboratorio a nuestro alcance aportan porcentajes de positividad tan elevados como la fijación del complemento, la hemaglutinación y la Inmunofluorescencia.

En cuanto a la distribución etaria de nuestros pacientes, vemos que coincide con la de los diversos autores en el hecho de que la incidencia va aumentando de la primera a sexta década de la vida, explicado por el contacto prolongado con el insecto transmisor y la mayor oportunidad para adquirir la infección; la incidencia comienza a disminuir a partir de la sexta década.

De ninguna manera esta distribución etaria, pretende atribuir una menor incidencia de infección chagásica en los niños puesto que nuestra muestra no fue seleccionada por edades, sino, por la positividad del Machado-Guerreiro en personas que acudían al Banco de sangre como aspirantes a donantes de sangre, pacientes procedentes del medio rural con sintomatología sospechosa de miocarditis chagásica y en personas con datos epidemiológicos de Enfermedad de Chagas remitidos a nuestra consulta o examinadas en viajes de investigación de campo.

La infección chagásica puede ocurrir en cualquier momento de la vida y en relación a los niños podemos referir las cifras obtenidas por Sanjurjo y Cols⁶⁸ donde en 275 niños examinados por xenodiagnóstico encontró 29 (10,5%) parasitados por el **T. cruzi**, cifra que seguramente fuera mayor de haberse practicado examen serológico.

Al referir la procedencia de los casos, destacamos la importancia de la incidencia de la infección humana por el **Trypanosoma cruzi** en el medio rural venezolano, lo cual ha sido ampliamente expuesto por Torrealba, J. F. y Pifano, C. F. en numerosos trabajos al respecto; así como por Maekelt⁶⁹ en encuestas serológicas, quien en 1374 sueros de pacientes no seleccionados del Hospital Vargas de Caracas obtuvo un 25% de positividad para Enfermedad de Chagas, y como considera el autor, es alarmante si se observa que del 80-90% de los pacientes del citado hospital proceden de zonas rurales o han vivido en ellas. El mismo autor en 176 pacientes sospechosos de infección chagásica obtuvo un 40%; este resultado es comparable con el obtenido por nosotros ya que de los pacientes atendidos en consulta, 200 eran referidos por sospecha de infección por **T. cruzi** y resultaron 100 (50%) con Machado-Guerreiro positivo. Las investigaciones realizadas hasta el presente en Venezuela demuestran que se trata de una de las endemias más difundidas en el país ya que los factores mesológicos no logran limitarla en distribución e incidencia debido a la gran domiciliaridad de su principal transmisor.

En nuestros casos podemos ver, que el 91% proceden de los Edo. occidentales. En relación a los datos tomados como patrón para sospechar la enfermedad obtuvimos los siguientes resultados:

- 1) Todos proceden de zonas reconocidas como endémicas o en las cuales han sido hallados los transmisores.
- 2) El 81% viven o han vivido en ranchos.
- 3) El 82% conocen el transmisor.
- 4) El 55% refieren haber visto los transmisores en los ranchos en que han vivido.

5) El 37% refieren haber sido picados por el transmisor.

Es posible que pacientes con Machado-Guerreiro positivo nieguen todos los datos del interrogatorio, se debe entonces sospechar: transmisión congénita, transfusional o accidental en laboratorios si tienen antecedentes de haber trabajado en ellos.

Nuestro resultado general de 16% de positividad es bajo en comparación con los resultados obtenidos por diversos autores, cuyo porcentaje general como vemos en el cuadro III es del 29,3%; esto se puede explicar debido a que a la mayoría de nuestros casos (70%) se les practicó un solo xenodiagnóstico con lectura a los 30 días, ya que observamos que el 15% de los pacientes a los que practicamos un segundo xenodiagnóstico dieron resultado positivo. Al comparar los resultados generales entre una y dos alimentaciones vemos que la diferencia es escasa, 15,7% con una alimentación 13,3% de positividad con dos alimentaciones. No procedimos a practicar en todos los pacientes con el segundo xenodiagnóstico negativo un tercer xenodiagnóstico, debido al hecho de que en la mayoría de nuestros casos a los que practicamos el segundo xenodiagnóstico presentaron intensa reacción alérgica local caracterizada por eritema, pápulas e intenso prurito, e incluso uno de ellos presentó edema en todo el antebrazo; por la causa antes dicha es que el número de pacientes a los cuales practicamos tres xenodiagnósticos fue tan reducido.

En relación a la biología del *T. cruzi* con su parasitemia irregular y discontinua, donde no se conoce un ritmo de paso a la sangre ni duración de la parasitemia, es de suponer y es aceptado que a mayor número de ninfas empleadas, xenodiagnósticos practicados y alimentaciones, se tienen mayores posibilidades de lograr un xenodiagnóstico positivo.

En nuestros casos tenemos también como causas del bajo porcentaje obtenido, el hecho de que a medida que la enfermedad se hace más crónica, la positividad del xenodiagnóstico disminuye y según Fifano²⁴ este descenso es de cerca de 40% de los casos con más de diez años de evolución.

En relación a la infección mixta de *T. cruzi* y *T. rangeli* encontramos asociación apenas en un caso, incidencia baja si con-

sideramos la amplia difusión del **T. rangeli** en nuestro medio, Pifano⁶⁹ encontró en 1.892 triatominos naturalmente infectados 800 (42,28%) con **T. cruzi**, 775 (40,96%) con **T. rangeli** y 317 (16,75%) con infección mixta; el mismo autor en 1.124 pacientes a los cuales practicó xenodiagnóstico 383 fueron positivos, de los cuales 145 (37,8%) con **T. cruzi**, 200 (52,2%) con **T. rangeli** y 38 (9,9%) con infección mixta. Torrealba J. F.^{21,22} cita 16,6% y 11,4% de asociación de **T. cruzi** y **T. rangeli** en pacientes.

Estas cifras de incidencia elevada de **T. rangeli**, así como la presencia de focos de Tripanosomiasis humana por **T. rangeli** como el citado por Pons y Cols.⁷⁰ en la Guajira venezolana, explican el porqué en Venezuela, ante todo xenodiagnóstico positivo, se debe practicar coloración para diferenciar morfológicamente **T. cruzi** y **T. rangeli**.

A pesar de nuestro bajo porcentaje, debemos seguir admitiendo que el xenodiagnóstico continúa siendo el método parasitológico de elección para el diagnóstico de la Enfermedad de Chagas en su fase crónica, sus resultados son siempre inferiores a los obtenidos con pruebas serológicas (Reacción de Fijación del Complemento, Reacción de Hemaglutinación e Inmunofluorescencia) y su uso debe complementarse con aquellas y con otros métodos parasitológicos; en caso en que no pueda realizarse esto último, por dificultades técnicas, el xenodiagnóstico da una idea aproximada de la incidencia de la Enfermedad de Chagas en encuestas epidemiológicas.

A pesar de la baja proporción de casos que se pueden diagnosticar con este examen en comparación con la R.F.C. y otras, el xenodiagnóstico supera al examen de sangre periférica y hemocultivo en el diagnóstico de la Enfermedad de Chagas.

En todo caso sospechoso de Enfermedad de Chagas en que no pueda practicarse la R.F.C. y se desee confirmar el diagnóstico de infección chagásica, debe recurrirse a xenodiagnósticos seriados donde a la larga se lograría encontrar por lo menos uno de los insectos infectado, esto, es debido a la complejidad biológica del **T. cruzi** y sus condiciones de parasitismo que dificultan el conocimiento de una serie de factores como son el po-

tencial evolutivo de la infección, variaciones regionales e individuales, diferencias patogénicas e inmunológicas, que deberán repercutir en el resultado de los exámenes practicados para comprobar parasitológicamente un diagnóstico, realizado con pruebas serológicas, que como pruebas biológicas pueden tener falsos positivos.

RESUMEN Y CONCLUSIONES

El autor presenta sus experiencias en el empleo del Xenodiagnóstico para el diagnóstico parasitológico de la enfermedad de Chagas crónica. Hace ligeras consideraciones históricas del método y de las técnicas preconizadas por los diversos autores.

En cien pacientes chagásicos crónicos diagnosticados por el Machado-Guerreiro, practica el Xenodiagnóstico y obtiene los siguientes resultados:

- Xenodiagnóstico practicado en una ocasión: 13,6%
- Xenodiagnóstico practicado en dos ocasiones: 14,2%
- Xenodiagnóstico practicado en tres ocasiones: 25,0%
- Xenodiagnóstico practicado con una alimentación: 17,1%
- Xenodiagnóstico practicado con dos alimentaciones: 13,3%
- Resultado global: 16% de positividad.
- Infección mixta a **T. cruzi** y **T. rangeli**: 1%.

En encuesta realizada siguiendo patrones epidemiológicos para Enfermedad de Chagas presenta los siguientes resultados:

- 100% de los casos proceden de zonas endémicas.
- 81% de los casos viven o han vivido en ranchos.
- 82% de los casos conocen el transmisor.
- 55% de los casos refieren haber visto el transmisor en los ranchos en donde han vivido.

37% de los casos refieren picadas por los triatominos.
Concluye el autor que el Xenodiagnóstico, es el mejor método para el diagnóstico parasitológico de la Enfermedad de Chagas en su fase crónica debido a:

1) Por ser el **Trypanosoma cruzi** un tripanosoma de evolución posterior, muy bien adaptado a sus transmisores naturales en los cuales se encuentran altos índices de infección.

2) De los métodos de diagnóstico directo, es el que ofrece mayor eficacia porque los tripanosomas ingeridos se multiplican con facilidad en el tubo digestivo de los transmisores.

3) Con este método se obtienen mayores porcentajes de positividad que con la sangre periférica y el hemocultivo, debido a que investigamos mayor cantidad de sangre (cada ninfa de quinto estadio es capaz de ingerir hasta 0.5 cc.).

4) A pesar de que no aporta los mismos resultados que la serología tiene gran utilidad en las encuestas epidemiológicas.

5) El bajo porcentaje de positividad que aporta, se debe a la complejidad biológica de **T. cruzi** por lo que con seguridad, si se practican xenodiagnósticos seriados y repetidos por largos períodos de tiempo, los porcentajes subirán.

6) Un xenodiagnóstico negativo no descarta la infección, su positividad la confirma, sin riesgo alguno (de acuerdo con la experiencia del examinador) de falsos positivos.

BIBLIOGRAFIA

- 1 — Brumpt, F. Le xénodagnostic. Application au diagnostic de quelques infections parasitaires et en particulier á la trypanosomose de Chagas. Bull. Soc. Path. Exot. VII: 10 pp 706-710, 1914.
- 2 — Dias, E. Xenodiagnóstico e algumas verificacoes epidemiologicas na molestia de Chagas. IX Reunión de la Soc. Arg. de Pat. Reg. M.E. P.R.A., pp. 89-119, octubre 1935.

- 3 — Dias, E. Xenodiagnostico seriados en caes infestados con amos-
tras venezolanas de "Schizotrypanum cruzi". Brasil-Médico.
LIV: (52) pp. 859-861, dezembro. 1940.
- 4 — Torres, M. Algunos fatos que interessan á epidemiologia da mo-
lestia de Chagas. Mem. Inst. Osw. Cruz. 7, 1915.
- 5 — Torrealba, J. F. Otros pequeños apuntes de la Peste de Chagas
en el Distrito Zaraza (Edo. Guárico). Reimp. de la Gac. Méd.
Caracas, 3 y 4 febrero 1939.
- 6 — Torrealba, J. F. Algo más sobre Trypanosomiasis. Ensayos de
xenodiagnóstico. Gac. Méd. Car. XLI: (3) pp. 33-36 1934.
- 7 — Torrealba, J. F. Un resumen de la práctica del xenodiagnóstico
para enfermedad de Chagas en Zaraza (Guárico) Venezuela.
Sesentiséis pruebas con veintidós positivos. Recopilación, Fasc.
II, pp. 93-109, 1946.
- 8 — Torrealba, J. F. La Enfermedad de Chagas. Una segunda serie
de xenodiagnosis. El primer caso de forma cardíaca pura des-
crito en Venezuela. Recopilación, Fasc. I, pp. 49-60, 1943.
- 9 — Torrealba, J. F. El primer caso de enfermedad de Chagas diag-
nóstico en Zaraza por empistaje debido al edema mono-ocu-
lar conjuntivitis esquizotripanósica o "Signo de Chagas-Maza-
Romaña". Recopilación, Fasc. I, pp. 80-83, 1943.
- 10 — Torrealba, J. F. Camejo, T. R. e Irazábal, R. J. El primer
caso de enfermedad de Chagas tratado en Zaraza por el 7602.
Recopilación, Fasc. I, pp. 84-87, 1943.
- 11 — Torrealba, J. F. y Riccardi, B. Más notas clínicas y epidemio-
lógicas acerca de la enfermedad de Chagas. Recopilación, Fasc.
I, pp. 88-103, 1943.
- 12 — Torrealba, J. F. Investigación sobre enfermedad de Chagas en
Zaraza. Recopilación, Fasc. I, pp. 104-120, 1943.
- 13 — Torrealba, J. F. La enfermedad de Chagas en Zaraza (Edo. Guárico-Venezue-
la). Otras notas científicas. Recopilación, Fasc. II, pp. 11-93,
1946.
- 14 — Torrealba, J. F. Investigaciones sobre enfermedad de Chagas en
el Estado Guárico, Venezuela. Resultado de xenodiagnósticos en
San Juan de los Morros. Otras notas. Recopilación, Fasc. II, pp.
125-138, 1946.
- 15 — Torrealba, J. F. Pequeñas notas sobre investigaciones de Pato-
logía regional venezolana. Recopilación, Fasc. II, pp. 161-176,
1946.
- 16 — Torrealba, J. F. Irazábal, R. J. y Galíndez, T. F. Los primeros
casos de enfermedad de Chagas comprobados en el estado Ca-
rabobo. Recopilación, Fasc. II, pp. 177-183, 1946.
- 17 — Torrealba, J. F. Investigaciones sobre enfermedad de Chagas en
el estado Guárico - Venezuela. Recopilación, Fasc. II, pp. 239-
256, 1946.

- 18 -- Torrealba, J. F., Pieretti, R. V. y Ramos, I. Investigaciones sobre enfermedad de Chagas en el estado Guárico. Otros 39 casos comprobados. Recopilación, Fasc. III, pp. 11-56, 1951.
- 19 -- Torrealba, J. F. y Pieretti, R. V. Otros casos de Chagas comprobados en San Juan de los Morros. Recopilación, Fasc. III, pp. 57-62, 1951.
- 20 -- Torrealba, J. F., Pieretti, R. V., Ramos, I. y Rojas, M. F. Investigaciones sobre enfermedad de Chagas en el Estado Guárico. Once nuevos casos de enfermedad de Chagas. Recopilación, Fasc. III, pp. 63-78, 1951.
- 21 -- Torrealba, J. F., Pifano, C. F. y Romer, M. Investigaciones sobre enfermedad de Chagas y Trypanosomiasis rangeli en el Distrito Roscio Estado Guárico, Venezuela. Recopilación, Fasc. III, pp. 111-125, 1951.
- 22 -- Torrealba, J. F., Moreno, J., Díaz, V. A. y Ramos, I. Enfermedad de Chagas y Trypanosomiasis de Tejera. Recopilación, Fasc. V, pp. 35-60, 1956.
- 23 -- Mayer, M., Pifano, C. F. y Medina R. Aspectos epidemiológicos de la enfermedad de Chagas en Venezuela. XII Conf. Sanit. Panam. Caracas. Cuaderno amarillo 30, 1942.
- 24 -- Pifano, C. F. Algunos aspectos de la enfermedad de Chagas en Venezuela. Arch. Ven. de Pat. Trop. y Para. Med. Vol. III, 2 pp. 73-106, 1960.
- 25 -- Siqueira, F. A. Diagnóstico parasitológico da molestia de Chagas. Doença de Chagas, Cap. 13 pp. 261-278, 1968.
- 26 -- Gómez, N. J. y Fernández, M. J. La colonia de *Rhodnius prolixus* en el Instituto Venezolano de Investigaciones Científicas. Bol. Inf. de la Dir. de Mal. y San. Amb. Vol. III, 3 pp. 132-137, 1963.
- 27 -- Pifano, C. F. El diagnóstico parasitológico de la enfermedad de Chagas en la fase crónica. Estudio comparativo entre la gota gruesa, el xenodiagnóstico, el hemocultivo y las inoculaciones experimentales en animales sensibles. Gac. Méd. de Car. Año LXII, Nov. Dic. 11-12, pp. 627-637, 1954.
- 28 -- Díaz, V. A. Enfermedad de Chagas, Tesis doctoral, II Edic. Publicación de la Dir. de Cultura de la Univ. de Los Andes, pp. 1-172, 1957 Mérida.
- 29 -- Pedreira de F., J. L. O diagnóstico de laboratorio da molestia de Chagas. Rev. Clin. (Sao Paulo) 28: 1-10, 1952.
- 30 -- Mazza, S. Métodos diagnósticos de la enfermedad de Chagas; valor y oportunidad de cada uno de ellos. Actas y Trabajos del VI Congreso Nacional de Medicina, Córdoba, Tomo III.
- 31 -- Pifano, C. F. El diagnóstico parasitológico de la enfermedad de Chagas en fase crónica. Estudio comparativo entre la gota gruesa, el xenodiagnóstico, el hemocultivo y las inoculaciones experimentales en animales sensibles. Arch. Ven. Pat. Trop. y Para. Med. Vol. II, 2 pp. 121-156, 1954.

- 32 — Maekelt, G. A. Un procedimiento modificado de xenodiagnóstico para la enfermedad de Chagas. Arch. Ven. de Med. Trop. y Para. Med. Vol. IV, 2 pp. 277-287, 1962.
- 33 — Pons, A. R. Algo más sobre la dolencia de Chagas en Venezuela. S. E. M. III (24-27) pp. 6-38, 1936.
- 34 — Dias, E. Le xenodiagnostic appliqué a la Trypanosomiase Américaine. Comp. Ren. Soc. Biol. Tome CXVIII pág. 287, 1934.
- 35 — Schenone, H. y Cols. Contribución a la epidemiología de la enfermedad de Chagas en Chile. Estudio epidemiológico en la provincia de Colchagua. Bol. Chil. de Paras. 21: (3) pp. 66-69, Jul-Sept. 1966.
- 36 — Gould, R. M., Silva, G. R. e Rocha, H. Repeated xenodiagnosis in chronic Chagas, disease; effect of a single injection of Prednisolone. Rev. Inst. Med. Trop. S. P. 9 (2) 84-89, 1967.
- 37 — Pessoa, B. S. Parasitología Médica, Sexta edición, Livraria editora Guanabara, Koogan S. A. Rio de Janeiro, 1963.
- 38 — Dias, E. Técnica do xenodiagnóstico na molestia de Chagas. Mem. do Inst. Osw. Cruz, Tomo 35, Fasc. 2; agosto 1940.
- 39 — Pedreira de F. J. L. Observacoes sobre xenodiagnóstico practicado em reservatórios domésticos e silvestres de Trypanosoma cruzi em localidade endêmica de São Paulo. Hospital, 38 pp. 521-529, 1950.
- 40 — Pifano, C. F. Aspectos de Medicina Tropical en Venezuela. Univ. Central de Vzla. Fac. de Med. Cát. de Med. Trop. Publicado por O.B.E. Caracas, 1964.
- 41 — Gómez, I. Nuevas observaciones acerca de la acción patógena del Trypanosoma rangeli Tejera, 1920 sobre Rhodnius prolixus Staal. Rev. Inst. Med. Trop. S. P. 9:5-10, 1967.
- 42 — Pifano, C. F. y Mayer, M. Hallazgo de formas evolutivas del Trypanosoma rangeli en el jugo de la trompa de Rhodnius prolixus de Venezuela. Arch. Ven. Pat. Trop. Para. Med. Vol. I N° 2 pp. 153-158, Octubre 1949.
- 43 — Mayer, M. y Pifano, C. F. Nuevos métodos para el diagnóstico de la enfermedad de Chagas. Rev. San. Asist. Soc., VI-3 pp. 311-316. 1941.
- 44 — Dias, E. Sur les déjections du Triatoma megista. Aspects du Trypanosoma cruzi que l'on rencontre. Ext. Comp. Rend. Soc. Biol., Tome XCL No. 33, pág. 486, 1932.
- 45 — Osorno, M. E., Osorno, M. H. y Schimmer, H. Nuevos aspectos del método de xenodiagnóstico con Rhodnius prolixus. Rev. Fac. Med. Vol. 31 No. 2. pp. 43-50, 1963.
- 46 — Dias, E. Da presença de formas de evolucao do Trypanosoma cruzi Chagas. nos tubos de Malpighi do barbeiro. Mem. Inst. Osw. Cruz. Tomo XXIV Fasc. 3 pp. 183-185, 1930.
- 47 — Maekelt, G. A. y Alcañiz, A. M. Contribución para el estudio de la parasitemia del Schizotrypanum cruzi en el huésped ma-

- mifero. Act. Científica Venezolana, Vol. XI No. 6, pp. 137-142, 1960.
- 48 — Benaim, P. H. y Drayer, B. A. Contribución al estudio etiológico de la miocarditis crónica en Venezuela: I Valoración de la enfermedad de Chagas como agente de cardiopatía crónica. Arch. Ven. Pat. Trop. Para. Med. Vol. I No. 2 pp. 94-129, Octubre 1949.
- 49 — Chiari, E. y Brener, Z. Contribuição ao diagnóstico parasitológico da doença de Chagas na sua fase crónica. Rev. Inst. Med. Trop. S. P. 8 (3) 134-138, 1966.
- 50 — Coura, J. L. Contribuição ao estudo da doença de Chagas no Estado da Guanabara. Rev. Bras. de Mal. Doenças Tropicais, Vol. XVIII, No. 1, 1966.
- 51 — Díaz U. C., Gallardo, Z. M. y Yépez, S. Uso de la prueba del Chipó en las investigaciones sobre el Trypanosoma cruzi. Rev. Iber. Para. Vol. 26 (2) 193-201, 1966.
- 52 — Domínguez, Q. M. Investigaciones sobre la enfermedad de Chagas en el Municipio José Ma. Blanco del Estado Lara. Bol. Inf. Dir. Mal. San. Amb. Vol. IV No. 1, pp. 41-51, 1964.
- 53 — Figallo, E. L. La enfermedad de Chagas congénita. Arch. Ven. Med. Trop. Para. Med. Vol. IV No. 2, pp. 243-264, 1962.
- 54 — Guerrero, L., Guzmán, G. M. y Domínguez, Q. M. Campaña contra la enfermedad de Chagas. Kasmera, Vol. 2 No. 1, pp. 47-97, 1965.
- 55 — Jiménez, J. C. Informe sobre la campaña contra la enfermedad de Chagas en el Estado Lara, llevada a cabo por el Servicio de Endemias Rurales de la zona VI. Min. San. Asist. Soc. Dir. de Mal. San. Amb. División de Endemias rurales, 1964.
- 56 — Maekelt, C. A. y Díaz, V. A. La especificidad del antígeno de Schizotrypanum cruzi, fijador del complemento, frente a la infección por el Trypanosoma rangeli. Bol. Inf. Dir. Mal. San. Amb. Min. San. Asist. Soc. Vol. III, No. 5, pp. 245-252, 1963.
- 57 — Mazza, S. primer quinquenio de la investigación por la M.E.P.R.A. de la enfermedad de Chagas en la provincia de Mendoza. M.E.P.R.A. Univ. de Buenos Aires, 1941.
- 58 — Pifano, C. P., Peñalver, L. M., Benaim, P. H. y Medina, R. Aislamiento del Schizotrypanum cruzi en casos crónicos de enfermedad de Chagas por cultivo de sangre periférica. Comunicación preliminar. Gac. Méd. Gar. Vol. LV No. 19-24, 1947.
- 59 — Pellegrino, J. y Borrotchin, M. Inquérito sobre a doença de Chagas no Hospital da Santa Casa de Misericórdia de Belo Horizonte (Minas Gerais, Brasil). Mem. Inst. Osw. Cruz. 46 (2): 419-457, 1948.
- 60 — Soto, U. R. y T. de Soto, S. Valor del Xenodiagnóstico en la fase crónica de la enfermedad de Chagas. Rev. Fac. Med. (Maracaibo) Vol. I No. 1, pp. 23-30, 1968.

- 61 — Maekelt, G. A. Contribución para el estudio de la enfermedad de Chagas en Venezuela. Investigaciones serológicas de la Enfermedad de Chagas mediante la reacción de Fijación del Complemento. Arch. Ven. Pat. Trop. Para. Med. Vol. 3 No. 1, pp. 252-271, 1959.
- 62 — Pellegrino, J. Inquérito sobre a doença de Chagas em candidatos a doadores de sangue. Mem. Inst. Osw. Cruz. 49: 555-564, 1951.
- 63 — Maekelt, G. A. y Alcañiz, A. M. Estudio serológico sobre la incidencia de la infección chagásica en pacientes no seleccionados del Hospital Vargas. Arch. del Hosp. Vargas Vol. II No. 2, pp. 249-259, 1960.
- 64 — Pedreira de F. J. L. Referido por Pessoa, B. S. Parasitologia Médica VI edición, Livraria editora Guanabara, Koogan S.A. Rio de Janeiro 1963.
- 65 — Montaña, G. y Ucrós, H. Comparación entre las Reacciones de Hemaglutinación y Fijación del Complemento en el diagnóstico serológico de la enfermedad de Chagas. Bol. Chil. de Para. Vol. 20 No. 3, pp. 62-67, 1965.
- 66 — Camargo, M. H. Fluorescent antibody test for the serodiagnosis of American trypanosomiasis. Technical modification employing preserved culture forms of *Trypanosoma cruzi*, in a slide test. Rev. Inst. Med. Trop. Sao Paulo 8 (5) 227-234, 1966.
- 67 — Araujo, F. G. y Batista, S. M. Observacoes sobre os testes de fixacao de complemento e imunofluorescencia indirecta en doença de Chagas. Rev. Inst. Med. Trop. Sao Paulo 11 (2) 104-110, 1969.
- 68 — Sanjurjo, D., Hack, W. H. y Romaña, A. Contribución al estudio de la endemia chagásica en la provincia Presidente Perón. Anales del Inst. de Med. Reg. Vol. IV No. 1, pp. 19-26, 1954.
- 69 — Pifano, C. F. Nueva trypanosomiasis humana de la región neotropical producida por el *Trypanosoma rangeli*, con especial referencia a Venezuela. Arch. Ven. Pat. Trop. Para. Med. Vol. II, No. 2, pp. 89-120, 1954.
- 70 — Pons, A. R., Gómez, Ch. J. y Rincón G. Problemas médico-sociales de la Guajira venezolana. Un foco de Trypanosomiasis humana rangeli. Tejera, 1920. Aspecto epidemiológico y estudio parasitológico. Mem. VI Congr. Ven. de Cien. Med. Vol. IV, pp. 1993-2008, 1955.