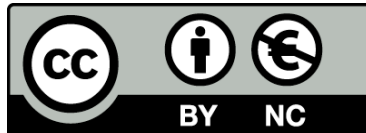




UNIVERSITAT DE
BARCELONA

Epidemiología de la leishmaniosis tegumentaria en el municipio Quilombo, oeste del estado de Santa Catarina, Brasil

Maria Assunta Busato



Aquesta tesi doctoral està subjecta a la llicència **Reconeixement- NoComercial 4.0. Espanya de Creative Commons.**

Esta tesis doctoral está sujeta a la licencia **Reconocimiento - NoComercial 4.0. España de Creative Commons.**

This doctoral thesis is licensed under the **Creative Commons Attribution-NonCommercial 4.0. Spain License.**



Divisió de Ciències de la Salut

Facultat de Farmàcia

DEPARTAMENT DE MICROBIOLOGIA I PARASITOLOGIA SANITÀRIES
Laboratori de Parasitologia

TESIS

**EPIDEMIOLOGÍA DE LA LEISHMANIOSIS TEGUMENTARIA EN EL
MUNICIPIO DE QUILOMBO, OESTE DEL ESTADO DE SANTA
CATARINA - BRASIL**

Por

Maria Assunta Busato

Directoras: Dra. Montserrat Portús Vinyeta

Dra. Montserrat Gállego Culleré

Barcelona, 2001

BIBLIOTECA DE LA UNIVERSITAT DE BARCELONA



0701098677

VI. DISCUSIÓN

VI. DISCUSIÓN

VI.1. ANÁLISIS DE LOS SUEROS DEL BANCO DE SANGRE DEL HOSPITAL REGIONAL DE CHAPECÓ

Por primera vez se realiza en Santa Catarina un estudio de sueros de banco de sangre para determinar la presencia de anticuerpos específicos frente a *Leishmania*. En este trabajo se analizaron, con este objetivo, 671 sueros del banco de sangre del Hospital Regional de Chapecó, localizado en el oeste del estado. Para ello se utilizaron las técnicas de ELISA y *Western Blot* con un antígeno heterólogo producido con el sonicado de la cepa de referencia de *L. (L.) infantum* (MHOM/FR/78/LEM-75, Zimodema MON-1).

Utilización de la técnica de ELISA – Esta técnica ha sido utilizada ampliamente en estudios de diagnóstico de la leishmaniosis visceral (Hommel y col., 1978; El Amin y col., 1985; El Amin y col., 1986; Badaró y col., 1986; Luz y col., 1997; Caldas y col., 1999) y en la leishmaniosis cutánea y mucocutánea (Roffi y col., 1980; Masuda y col., 1989; Follador, 1999) por ser de alta sensibilidad, especificidad y de fácil aplicación. Se ha demostrado que en la leishmaniosis tegumentaria, cuando se utiliza un antígeno homólogo, presenta una especificidad de 71,4% y sensibilidad de 62,1% (Brito, 1999). Garcia-Miss y col. (1990) también con antígeno homólogo, detectaron una especificidad de 100% y sensibilidad de 76%. Para realizar la primera etapa del diagnóstico se utilizó esta técnica para detectar anticuerpos específicos en los sueros de este banco de sangre.

Utilización de antígeno heterólogo – Algunos autores han comparado la utilización de antígenos heterólogos para el diagnóstico de la leishmaniosis. Badaró y col. (1986) utilizaron antígeno de *L. (L.) amazonensis* para diagnosticar leishmaniosis visceral causada por *L. (L.) chagasi* donde detectaron alta sensibilidad (99%) y especificidad (86%) pero, en este caso, mejores resultados fueron obtenidos con antígeno soluble y homólogo, especialmente por su especificidad (99%). También se ha demostrado que la utilización de antígenos de *L. (V.) panamensis* o *L. (L.) infantum* para diagnosticar leishmaniosis cutánea causada por *L. (V.) panamensis* o *L. (V.) braziliensis*, se obtiene mejores resultados con el antígeno homólogo (Agudelo, 1999). Sin embargo, la diferencia entre ellos es poco notable. Por ello y dado que la utilización del antígeno de *L. (L.) infantum* estaba ya estandarizado en el laboratorio donde

iba a desarrollarse el estudio, se decidió realizar los ensayos correspondientes para su utilización.

Se ha tenido en cuenta que si bien la técnica de ELISA utilizada está estandarizada para el diagnóstico de la leishmaniosis del mediterráneo causada por *L. (L.) infantum* (Torras, 1993; Aisa, 1997), no lo está para otras especies de *Leishmania*, por lo que el umbral de positividad de la técnica se determinó de nuevo. La curva de distribución de frecuencias para los valores obtenidos en los sueros estudiados presenta una estructura bimodal (figura nº 9 página nº 49). El punto de inflexión de la curva se consideró como punto de corte entre los sueros considerados positivos y negativos que corresponde a la media más tres veces la desviación estándar de los valores obtenidos en la población estudiada. De esta forma el punto de corte fue estimado en las 66 U (Unidades de ELISA, dilución de los sueros = 1/100).

En los sueros analizados en este estudio se detectaron anticuerpos específicos anti-*Leishmania* en 4,5% de ellos. Los títulos de algunos llegaron a alcanzar más de 150 U, pero la mayoría de los seropositivos estuvo entre las 75 y 100 U. Muchos de ellos presentaron valores cercanos al punto de corte indicando la presencia de algunos anticuerpos específicos, aunque no haya sido la cantidad suficiente para determinar su positividad .

Estudios similares de detección de anticuerpos específicos, pero con donantes de sangre procedentes de zonas endémicas de leishmaniosis visceral, causada por *L. (L.) infantum*, utilizando antígeno homólogo fueron realizados por Le Fichoux y col. (1999) en el sur de Francia. De los sueros analizados, en un 13% se detectaron anticuerpos específicos anti-*Leishmania*. En el norte de Brasil, en una zona endémica de leishmaniosis visceral causada por *L. (L.) chagasi*, fue estudiada la prevalencia de anticuerpos en sueros de donantes de sangre, utilizando un antígeno heterólogo de *L. (L.) donovani*. En el referido estudio fue detectado hasta un 25% de seropositividad y, en pacientes que realizan hemodiálisis, provenientes de zonas endémica y no endémica, un 37% (Luz y col., 1997). De la misma forma, al analizar donantes de sangre provenientes de zona endémica y utilizando antígeno homólogo con la técnica de ELISA, Roffi y col. (1980) detectaron un 7,4% de sueros positivos. Tal respuesta puede ser causada por la frecuente inoculación del parásito, dada por la picadura del flebotomino que causa una respuesta inmune en el organismo, dando como

resultado un posible falso-positivo tanto en la intradermorreacción como en ELISA (Ranque, 1978).

A pesar de que la respuesta humoral en la leishmaniosis tegumentaria americana es poco intensa (Gutierrez y col., 1991; Alvar, 1997; Brito, 1999), la detección de anticuerpos específicos es frecuentemente realizada en los estudios de esta enfermedad. Se ha observado que la producción de anticuerpos varía dependiendo de la forma clínica de la enfermedad, la intensidad y cronicidad de la infección (Convit y col., 1993). En pacientes con cura espontánea de leishmaniosis cutánea, la presencia de anticuerpos es más baja que los que tienen lesiones activas (Carvalho y col., 1995) así como, a través de la inmunofluorescencia indirecta o por ELISA, los títulos detectados son más bajos en las leishmaniosis cutánea que la mucosa (Valli y col., 1999). Por otro lado, como se indicó anteriormente, varios estudios demostraron la presencia de anticuerpos específicos en personas sanas indicando previo contacto con el parásito, aunque no haya desarrollado la enfermedad.

Sin embargo, al utilizar una técnica serológica para el diagnóstico de leishmaniosis, pueden ocurrir reacciones cruzadas entre el antígeno utilizado y los anticuerpos de los diferentes tripanosomátidos (Chiller y col., 1990; Malchiodi y col., 1994; Agudelo, 1999). En Brasil, varios estados son considerados endémicos de la enfermedad de Chagas. El estado de Santa Catarina, si bien no es considerado endémico para la enfermedad de Chagas humana (Steindel y col., 1995), se ha podido detectar la presencia del agente causal *Trypanosoma (S.) cruzi* parasitando a *Didelphis marsupialis*, al este del estado, en las islas de Florianópolis (21,9%) y Arvoredo (42,5%) (Grisard y col., 2000a). El *T. rangeli* no es patogénico al hombre pero es capaz de producir alto nivel de anticuerpos pudiendo dar reacciones cruzadas con *T. cruzi* (Grisard y col., 1999). En Brasil fueron detectados desde 1996, más de 2600 casos de infección humana por este parásito (Coura y col., 1996; D'Alessandro y Saravia, 1992). En Santa Catarina, *T. rangeli* fue aislado en roedores silvestres (Steindel y col., 1991). En el estado también se detectaron *Trypanosoma* spp. parasitando murciélagos (Steindel y col., 1998) y el vector *Panstrongylus megistus* capturado en zona peridomiciliar (Steindel, y col., 1995).

A pesar de este estudio no tener como objetivo la detección de reacciones cruzadas, se considera que en los resultados encontrados, puede que hayan ocurrido tales reacciones dada la posibilidad de el hombre estar infectado, una vez que se han encontrado tripanosomátidos en el hombre y animales, además del vector en locales próximos a las residencias y

considerando que en el banco de Sangre de Chapecó, de 1998 a 2001, fueron diagnosticados seis casos de Chagas (G. Gamborgi, información personal).

Utilización de la técnica de *Western Blot* – Esta técnica es muy eficaz en la determinación de la presencia de anticuerpos específicos ya que la respuesta humoral en la leishmaniosis tegumentaria no es intensa y pocos antígenos son reconocidos (Brito, 1999). Con esta técnica, se analizaron 135 sueros de este banco de sangre escogidos de acuerdo con la positividad detectada en ELISA. El grupo contiene todos aquellos sueros que fueron positivos mediante la citada técnica, otros que estaban próximos al umbral de positividad, y otros tomados al azar de cada una de las placas de ELISA. Se realizó el análisis con geles de poliacrilamida al 15%. El 68,9% de los sueros reconocieron polipéptidos específicos del antígeno de *L. (L.) infantum*. Las bandas proteicas variaron entre los 14 y 75 kD. Los polipéptidos del antígeno de *L. (L.) infantum* que reaccionaron con más del 15% del global de los sueros analizados fueron los de 48, 53, 55, 58, y 71 kD.

La presencia de fracciones polipeptídicas entre estos pesos moleculares fueron observadas por otros autores, siendo algunas específicas del diagnóstico de leishmaniosis y otras útiles para el seguimiento clínico (Dos Santos y col., 1987; Chiller y col., 1990; Malchiodi y col., 1994; Cardeñosa y col., 1995; Agudelo, 1999; Brito, 1999). Sin embargo, no hay acuerdo entre los autores en cuanto al número y el peso molecular de las fracciones polipeptídicas encontradas y las diagnósticas de la enfermedad. Esta heterogeneidad puede deberse a varios factores como la preparación del antígeno, la concentración de poliacrilamida de los geles, el tipo de revelado utilizado en el inmunoblot, el tipo de marcadores de pesos moleculares o bien las diferentes concentraciones de reductores al preparar el tampón de muestra (Aisa y col., 1998), o a las diferentes especies de *Leishmania* analizadas.

En los estudios realizados en Brasil por Masuda y col. (1989) los pacientes afectados con leishmaniosis cutánea y mucocutánea presentaron reacción positiva al antígeno de *L. b. braziliensis*, con una banda de 60 kD, sin haberla observado en pruebas realizadas en pacientes con otras enfermedades parasitarias, considerándola como diagnóstica de la leishmaniosis. La misma banda fue encontrada por Reed y col. (1990) en pacientes con leishmaniosis cutánea utilizando antígeno de *L. (L.) chagasi*. Malchiodi y col. (1994) con antígeno de *L. (L.) mexicana*, para analizar sueros de pacientes afectados por leishmaniosis

cutánea de diversos países de la América del Sur, observaron las bandas de 48 y 56 kD. Brito (1999) analizó sueros de individuos sanos y otros que habían tenido leishmaniosis cutánea en el nordeste de Brasil determinó como bandas diagnósticas las de 27, 30 y 66 kD. Agudelo (1999) a partir de análisis realizados con pacientes de Colombia, indica como bandas diagnósticas, en personas con leishmaniosis cutánea infectados con *L. (V.) panamensis* o *L. (V.) braziliensis*, las de 28, 36, 42 y 50 kD para el antígeno de *L. (V.) panamensis* y 36, 38 y 42 kD para el antígeno de *L. (L.) infantum*.

La diversidad de especies de parásitos utilizados como antígeno en los estudios, las diferentes concentraciones de poliacrilamida de los geles y otros factores ya citados anteriormente, puede tener como resultado la diversidad de bandas referidas por los distintos autores, como diagnósticas para la leishmaniosis. Teniendo en cuenta estos factores, se considera que la banda de 55 kD encontrada en este estudio podría ser igual a la diagnóstica de 56 kD observada por Malchiodi y col. (1994). La de 58 kD podría igualarse a la de 60 kD indicada por Reed y col. (1987) y Masuda y col. (1989). La banda de 48 kD, encontrada en este trabajo, se corrobora con la visualizada por Malchiodi y col. (1994).

Es importante resaltar que los polipeptidos observados en los sueros analizados en este estudio, no pertenecen a personas que tienen la enfermedad sino a donantes de sangre que, en principio, se cree ser personas sanas. Asimismo, dichos polipéptidos reaccionaron entre los 15,5 y 22,2% de los sueros.

Comparando los resultados obtenidos a través de las dos técnicas se observó que la mayoría de los sueros que presentaron más de 66 U en ELISA, también presentaron bandas en *Western Blot*. Sin embargo, no se detecta un incremento paralelo entre los resultados de las técnicas como consecuencia, posiblemente, del hecho de no haber detectado más que un reducido número de sueros con alta reactividad en ELISA (figura nº 10 página nº 52).

Al determinar la media de los valores obtenidos en ELISA, de los sueros que reaccionaron con los polipéptidos del antígeno de *Leishmania*, detectados a través de *Western Blot*, se observa que los sueros que revelaron las bandas de bajo peso molecular (≤ 44 kD = 4% de los sueros) presentaron mayores valores en ELISA (media = 95 U), mientras que aquellos que revelaron bandas de alto peso molecular (>44 kD = 15% de los sueros) dieron valores medios

más bajos (media = 51 U). Se detecta una diferencia estadística significativa entre ambos grupos (sueros con bandas de bajo y alto peso molecular), cuando confrontados con los valores del total de los sueros analizados por ELISA ($t = 3,83$; $p < 0,05$ y $t = 2,96$; $p < 0,05$, respectivamente), así como persiste la diferencia cuando comparados los grupos entre sí ($t = 5,15$; $p < 0,05$). En los sueros que revelaron un alto número de bandas (≥ 7), éstas fueron, en su mayoría, de bajo peso molecular y ELISA positivo (≥ 66 U) incluso, algunos alcanzaron más de 150 U. En los estudios de Agudelo, (1999) son indicadas como bandas diagnósticas de leishmaniosis cutánea causada por *L. (L.) braziliensis* o *L. (L.) panamensis*, las de 36, 38 y 42 kD, utilizando el mismo antígeno, concentración de acrilamida en los geles y marcadores de pesos moleculares que fueron utilizados en este estudio. De acuerdo con estas observaciones y los resultados del presente estudio, se considera que el reconocimiento por parte de los sueros de bandas de bajo peso molecular en el antígeno de *L. (L.) infantum* puede ser indicativo de una reacción inmuno-específica con anticuerpos procedentes de *L. (V.) braziliensis*. Por el contrario, la reactividad con fracciones de alto peso molecular puede producirse también de forma inespecífica. Pearson y Steinbrigel (1980) indican la posibilidad de que se trate de anticuerpos naturales y que tengan un papel importante en la resistencia frente a la infección. También puede tratarse de reacciones cruzadas frente a otros microorganismos.

A luz de los resultados obtenidos en los sueros de este banco de sangre, se puede considerar que hay un notable índice de donantes de sangre en la región estudiada que presenta anticuerpos específicos de leishmaniosis. Esto indica que estas personas han tenido contacto con el parásito y, en consecuencia, la estimulación del sistema inmune, desencadenando la producción de anticuerpos anti-*Leishmania*.

VI.2. ESTUDIO DE LA LEISHMANIOSIS EN LA POBLACIÓN HUMANA DE QUILOMBO

VI.2.1. Estudio de la población utilizando el test de intradermorreacción de Montenegro

Se escogió este municipio, para el estudio epidemiológico, llevados por los resultados obtenidos en los análisis realizados con los sueros del banco de sangre del Hospital Regional de Chapecó que indicó ser la zona con mayor índice de seropositividad. También por ser el municipio donde, en los últimos años, se han notificado casos de leishmaniosis tegumentaria causada por *L. (V.) braziliensis* y *L. (L.) amazonensis* (São Thiago y Guida, 1990; Steindel y

col., 1997; Grisard y col., 2000b). Se aplicó la intradermorreacción de Montenegro con el objetivo de conocer la prevalencia de la hipersensibilidad retardada al antígeno de *Leishmania* entre la población del citado municipio.

Esta prueba revela la hipersensibilidad celular típica de la leishmaniosis tegumentaria y detecta la memoria inmunológica. Se trata de una prueba muy utilizada en estudios epidemiológicos para verificar la exposición previa de la población a los antígenos de parásitos del género *Leishmania* (Brandão-Filho y col., 1998). Muchas veces es el único método utilizado para el diagnóstico (Sessa y col., 1991). Sin embargo, algunos autores aconsejan que se utilicen otros métodos diagnósticos asociados a éste (Weigle y col., 1991; Passos, 1999; Silveira y col., 1999) dada su poca especificidad.

Leishmanina utilizada y medida de positividad - Para la aplicación del test se utilizó leishmanina cedida por la Fundação Oswaldo Cruz – Bio-Manguinhos (Rio de Janeiro) y por el Centro de Produção e Pesquisa de Imunobiológicos (CPPI) de la Secretaria de Salud (Paraná), producida con extracto antigénico de *L. (L.) amazonensis* (40µg/ml N₂ proteico) con suspensión salina mertiolada (1:10.000) y suspensión fenolada (0,5%), respectivamente.

La OMS recomienda que se consideren positivas las reacciones que presentan induraciones de medida igual o superior a cinco milímetros al realizar la medida por la técnica del bolígrafo. En la zona prospectada se observó un alto número de personas que presentaron reacción a la leishmanina utilizada. Frente a esto, se llevó en consideración lo siguiente:

- a) A pesar de que la leishmanina utilizada está testada y comprobada por los laboratorios de referencia, no hay estudios anteriores de utilización de este antígeno en la región.
- b) Los valores de corte para un parámetro biológico no son nunca valores absolutos válidos para cualquier grupo de población y en cualquier circunstancia de realización de un ensayo pudiendo siempre ocurrir un margen de error a la hora de la medida.
- c) La diversidad de formas para la producción del antígeno y los criterios de aplicación y lectura, son factores que pueden alterar la respuesta de las reacciones (Guerra, 1982; Guerra y col., 1985). Existen estudios que comparan las reacciones obtenidas con leishmaninas producidas con distintas concentraciones y especies de *Leishmania*, donde fueron detectadas algunas diferencias en los resultados (Weigle y col., 1991; Alimohammadian y col., 1993; Zijlstra y El-Hassan, 1993; Costa y col., 1996).

Por todo lo expuesto y a tenor de los resultados obtenidos en la población analizada, se consideraron como positivas las reacciones con medida igual o superior a siete milímetros de diámetro leídas a las 48h.

Población analizada - En 450 personas, de edad comprendida entre 1 a 83 años, se realizó el test y a 444 se pudo realizar la lectura. De éstos, 284 (63,9%) presentaron reacción positiva frente al antígeno aplicado, siendo 135 (62,7%) del sexo masculino y 149 (65%) femenino. La medida de la reacción varió de cero a 40mm, teniendo como media los 8mm de diámetro. Las mayores reacciones se observaron en personas que presentaban cicatrices pero algunas, sin ningún signo indicativo de una leishmaniosis cutánea actual o pasada, obtuvieron hasta 25mm. Estos resultados son comparables a los obtenidos por Nunes y col. (1995) que observaron reacciones de hasta 41mm en una población rural donde el 82% eran asintomáticos. La media de la medida de las reacciones observada en este estudio es inferior a la encontrada por Vélez y col. (1987) de 10,5mm detectada en personas sanas o con lesiones y la indicada por São Thiago y Guida (1990), en el oeste del estado de Santa Catarina, una media que fue de 15mm en personas que presentaban lesiones sospechosas de leishmaniosis.

El índice de positividad más elevado se detectó en adultos que tienen entre 51 y 60 años de edad y el menor en los niños hasta 10 años, señalando que hay un incremento gradual de la positividad con el aumento de la edad, datos que coinciden con los encontrados por Hashiguchi y col. (1991) y Sosa-Estani y col. (2000). Esto supone que estas personas han estado más tiempo expuestas al riesgo de la infección. La presencia, además de personas adultas, de niños y jóvenes positivos, indica la dinámica de infección tanto en área forestal como en la peridomiciliar. Esta situación fue observada por otros autores que describen esta alternancia de infección (Gramiccia y col., 1990; Hashiguchi y col., 1991; Sosa-Estani y col., 2000).

Analizando la positividad obtenida en relación al sexo, tanto al referirse al total de personas como cuando se indica la positividad por grupos de edad, no se detectó diferencia estadística significativa (figura nº 14 página nº 57). Hay que considerar que, en esta región, la actividad agrícola es desempeñada paralelamente entre hombres, mujeres y niños, así como el trato de animales, normalmente al amanecer y al atardecer, igualando las posibilidades de contacto con el vector, sea en el área de cultivo o bosque, sea en el peridomicilio donde se encuentran

los estabularios, gallineros y pocilgas, lugares estos en que se capturaron la mayoría de los flebotominos.

En la población estudiada no se han visto lesiones activas de leishmaniosis. Sin embargo algunas personas presentaban cicatrices características y otras tenían historia clínica. Hallazgos de la ocurrencia de individuos IDR positivos, sin que presenten señales o historia clínica, han sido reportados por otros autores (Gomes y col., 1992; Passos y col., 1993; Nunes y col., 1995; González, 2000; Fagundes, 2001).

No se detectó entre la población, la presencia de otras enfermedades que podrían determinar reacciones cruzadas con la leishmanina pero, para descartar esta posibilidad, se requieren análisis más específicos. La zona es considerada de alta endemia de hepatitis B, sin embargo, no hay estudios referentes a la posibilidad de reacción cruzada en ambas infecciones.

En Brasil, muchos autores evaluaron los focos de leishmaniosis mediante la prueba de Montenegro. Resultados con prevalencia menor que la visualizada en este estudio, son los de Nunes y col. (1995) que observaron un 25% de la población positiva, donde tan sólo 4% presentaba lesiones activas. Gomes y col. (1992), indican una positividad de 25,5% en una población sana en la que un 8% tenían historia clínica, en el estado de São Paulo, donde hubo varios brotes de la enfermedad. Para Dourado y col. (1989), la encuesta epidemiológica realizada en tres puntos de una zona endémica del estado de Bahia, al nordeste de Brasil, resultó en tasas que variaron entre los 33,1 y 51,1% de positividad cuando se aplicó en personas sanas que viven en el perímetro urbano y que trabajan en el campo o en minas de explotación de piedras. Una positividad de 24,1% fue encontrada por Brandão-Filho y col. (1998), donde había ocurrido un brote de leishmaniosis tegumentaria entre militares que realizan entrenamientos diurnos y nocturnos en zona de bosque. Después de haber ocurrido algunos casos de leishmaniosis cutánea en una zona rural del estado de São Paulo, Pignatti y col. (1995) realizaron un estudio epidemiológico y señalaron un 34%. En 1990, São Thiago y Guida encontraron 6 personas positivas frente a las 13 analizadas en los municipios de Quilombo y Coronel Freitas (región de este estudio), cuando realizaron el test en personas que presentaban signos clínicos de la enfermedad.

Por otro lado, una positividad mayor o similar a la obtenida en este trabajo, fue detectado en el estado de Bahia por França y col. (1991), con un 81,3% en personas que presentaban cicatrices sospechosas o historia clínica. Silveira y col. (1996), en el estado de Paraná al sur de Brasil, observaron 82,5% de positividad en personas de zona rural donde un 7% habían tenido la enfermedad o presentaban lesiones. Éstos autores consideraron la reacción positiva la que presentó induración mayor o igual a 6mm. Sosa-Estani y col. (2000), en un estudio realizado varios años después de un brote de leishmaniosis en el norte de Argentina, observaron que más de la mitad (50,8%) de las personas positivas eran asintomáticas. En Colombia, en un área endémica, la población positiva frente al antígeno de *Leishmania* fue de 73%, siendo que 49% eran asintomáticos (Vélez y col., 1987).

Frente a estos cuadros detectados, especialmente en varios lugares de Brasil, se registra un índice de 63,9% de positividad al antígeno de Montenegro en una zona no considerada endémica en el sur de Brasil, como es el caso del oeste de Santa Catarina. Algunos factores pueden haber influenciado en estos resultados, tales como:

- a) La movilidad de las personas que se desplazan principalmente para los estados de Mato Grosso y Mato Grosso do Sul, zonas consideradas endémicas de la leishmaniosis en Brasil o para los países vecinos de Paraguay y Argentina. Se registró que el 12,2% de las personas analizadas había estado, por lo menos una vez, en estas zonas. En estas personas, la positividad fue estadísticamente superior comparándose con las que no salieron de la región ($\chi^2 = 7,1$; $p < 0,05$), (tabla nº 8 página 58). Los estados de M. Grosso y M. Grosso do Sul, presentaban en 1998, 17% de los casos de leishmaniosis tegumentaria del país (Bol. Epidemiológico, Min. Saúde, 1998). En Paraguay y Argentina la leishmaniosis en zonas cercanas a Brasil, está descrita por Hashiguchi y col. (1991), Sosa-Estani y col. (2000) y Salomón y col. (2001a y 2001b).
- b) La población analizada vive y trabaja en el campo y tiene en su peridomicilio varios animales domésticos. Todas las residencias están cercadas de bosques nativos o secundarios, permitiendo la exposición al parásito y la consecuente respuesta inmunológica dada por el organismo.
- c) La presencia de solución mertiolada en el antígeno puede causar reacciones falso-positivas (Fagundes y col., 2001). Lo mismo ocurre con la solución fenolada (Pineda y col., 2001).

La alta positividad encontrada en esta zona se puede justificar, en parte, por los ítems mencionados anteriormente. Por otro lado, la permanencia de la positividad de la hipersensibilidad retardada puede darse por la constante exposición al antígeno de *Leishmania* llevada por la picada de vectores infectados (Marzochi y col., 1980; Weigle y col., 1991).

Es importante indicar el estudio realizado en dos pueblos de Marruecos, por Rioux y col. (1986) donde fue detectada una positividad de hasta más de 90% en población entre 10 y 20 años, donde nunca antes habían ocurrido casos de leishmaniosis. Según los autores, esto puede haber ocurrido debido a la presencia de un parásito poco patógeno que habría provocado una inmunidad en la población y que las altas tasas de positividad en la IDR confirman la protección. Aseguran que cepas de alta y baja patogenicidad pueden circular en la misma zona valiéndose de los mismos reservorios y vectores. Así, situación similar puede estar ocurriendo en la zona de nuestro estudio, donde la población presenta alta reactividad a la IDR.

Algunos individuos que pueden estar con el parásito se comportan de forma asintomática. Tal situación corresponde a infecciones que no llegan a producir lesiones pero que son capaces de estimular el sistema inmunológico (González, 1994). Además de esto, otros factores que podrían resultar en reacciones positivas y que no se han podido determinar, se necesitan estudios complementarios para su mejor comprensión. De todas maneras, la alta tasa de IDR positivos indica que en la región estudiada puede haber la circulación activa del parásito.

VL2.2. Análisis realizados a través de ELISA - De la población analizada por el test de intradermorreacción, independientemente de la respuesta presentada en la prueba, se recogieron 148 muestras de sangre, en papel de filtro Whatman nº 3, para los análisis serológicos a través de ELISA. Ninguna de las muestras analizadas superó el umbral de positividad determinado para este estudio (66 U). Algunas presentaron valores cercanos al punto de corte, indicando la presencia de anticuerpos específicos.

Al analizar los resultados obtenidos entre los valores de ELISA y las reacciones del antígeno de Montenegro no se observa una relación entre las respuestas de la hipersensibilidad retardada y los valores del análisis serológico (figura nº 19 página nº 62).

En otros estudios donde la población fue analizada a través de IDR y ELISA, también se detectaron resultados de alta reactividad a la leishmanina y la respuesta humoral más baja, como los realizados por Garcia-Miss y col. (1990), donde 56 personas sanas de una zona endémica de leishmaniosis cutánea de Méjico que fueron positivas para la IDR, tan sólo 7% demostraron positividad en ELISA. La baja respuesta humoral en la leishmaniosis cutánea fue detectada por Carvalho y col. (1995), donde diez pacientes de leishmaniosis reaccionaron a la leishmanina y uno presentó anticuerpos frente al test de ELISA. Observó también que pacientes con cura espontánea de leishmaniosis cutánea presentan alta respuesta celular. De la misma manera, personas con lesiones, mostraron una positividad de 89,7 y 55,2% en el test de Montenegro y ELISA, respectivamente. (Follador y col., 1999). Jones y col. (1987) detectaron, también en pacientes con lesiones, 96% de positividad en IDR y para ELISA, un 85%. En este mismo estudio, un 8,2% de personas sanas presentaron reacción positiva a la intradermorreacción.

Frente a estos datos y como nos referimos anteriormente, la leishmaniosis cutánea presenta baja respuesta humoral y la producción de anticuerpos varía dependiendo de la forma, estado clínico de la enfermedad, especie de agente patógeno o cuando se trata de personas sin síntomas. La forma cutánea se caracteriza, especialmente, por la respuesta mediada por los linfocitos T, que interactúan con los antígenos presentes en la membrana de la célula infectada, proliferan y producen IL-2 y IFN- γ (Carvalho y col., 1995). Así, los resultados encontrados en este estudio de intradermorreacción y análisis serológico, coinciden con estos datos, presentando una alta respuesta celular y baja respuesta humoral características de la leishmaniosis cutánea.

VL3. EL RESERVORIO

VL3.1. El perro

En Brasil, las primeras evidencias que involucran al perro con la leishmaniosis tegumentaria americana datan del principio del siglo XX. Todavía, la intensificación de los estudios se dieron a partir de la década de los 80 y el perro ha sido citado por varios autores como reservorio de la *L. (V.) braziliensis* (Falqueto y col., 1986; Grimaldi y col., 1989; Barbosa y col., 1999; Follador y col., 1999; Reithinger y col., 1999). Hay los que afirman que el involucramiento del perro como reservorio en la leishmaniosis tegumentaria aun no está totalmente aclarado pues puede infectarse accidentalmente, tal como ocurre con el hombre

(Gomes y col., 1990; Nunes y col., 1991; Savani y col., 1999). Sin embargo, se cree que este animal tiene un papel importante en la transmisión de esta enfermedad (OMS, 1990; Yoshida y col., 1990; Lainson y col., 1994; Campbell-Lendrum y col., 2001) teniendo en cuenta que se observa una estrecha relación de aumento de la enfermedad entre personas que conviven con perros infectados frente a las que no tienen perros o éstos no están parasitados (Falqueto y col., 1986; Falqueto y col., 1991). Se ha demostrado, también, que cuando experimentalmente infectado, el perro constituye un adecuado modelo de estudio pues la clínica, histopatología y serología son muy similares a las observadas en el hombre (Pirmez y col., 1988; Oliveira y col., 1993). Si bien la leishmaniosis tegumentaria está presente en todo el país, tanto en humanos como en perros, la leishmaniosis visceral parece no tener lugar en la región sur. Exceptuándose esta región, el perro ha sido citado en las demás como el principal reservorio de la leishmaniosis visceral americana (Lainson y Shaw, 1978; Iversson y col., 1983; Gomes, 1986; Grimaldi y col., 1989; Nunes y col., 1988; Ashford y col., 1998; Luvizotto y col., 2001; Palatnik-de-Souza y col., 2001; Silva y col., 2001).

En el sur del país el primer caso de leishmaniosis tegumentaria en el perro fue detectado en el estado de Paraná parasitado por *L. (V.) braziliensis* (Lonardoní y col., 1983). En Santa Catarina, no hay estudios previos que traten de la seroprevalencia de la leishmaniosis canina. Con este objetivo y para determinar la presencia de anticuerpos específicos frente al antígeno de *Leishmania*, se llevó a cabo este estudio en el municipio de Quilombo analizándose 337 perros de zona rural con muestras de sangre recogidas en papel de filtro Whatman nº 3. Se utilizó la técnica de ELISA, con antígeno constituido por un sonicado de la cepa de referencia *L. (L.) infantum* (MHOM/FR/78/LEM-75, Zimodema MON-1). Esta técnica, juntamente con la IFI, son las más utilizadas para determinar anticuerpos específicos en el diagnóstico de la leishmaniosis tegumentaria americana, por ser de gran especificidad y sensibilidad (Barbosa y col., 1999).

Tal como se procedió en los análisis realizados con esta técnica para los sueros humanos, al estudiar la población canina fue necesario determinar de nuevo el umbral de positividad. El punto de corte se determinó sobre la media más tres veces la desviación estándar de los valores obtenidos en ELISA, correspondiendo a 45 U, lo que coincide con el punto de inflexión de la curva bimodal observada en la distribución de los títulos de anticuerpos específicos de los perros analizados (figura nº 21 página nº 65). Así se detectó una

seropositividad de 8,3% en la población canina. Algunos llegaron a alcanzar cerca de 90 U siendo que la mayoría de los seropositivos estuvo entre las 43 y 60 U.

Los perros analizados viven fuera de las casas y acompañan sus dueños cuando realizan los trabajos de campo o caza. En su mayoría tenían aspecto sano pero un 7% presentaba algún signo clínico compatible con la leishmaniosis cutánea (figura nº 20 página nº 64). Se detectó una positividad más elevada en los que presentaban algún síntoma frente a aquellos de aspecto sano, observándose una diferencia estadística significativa entre ellos (tabla nº 10 página nº 66), lo cual refuerza la hipótesis de la posible infección entre los animales seropositivos. Los resultados de este estudio se aproximan a los observados por Barbosa y col. (1999) en Rio de Janeiro que detectaron en perros, la mayoría de zona rural, 13% de seropositividad donde tan sólo 5% presentaban lesiones características. También, a través de ELISA, fueron estudiados perros de una zona endémica, al nordeste de Brasil, donde había ocurrido un brote de leishmaniosis tegumentaria humana, los animales presentaron 8% de seropositividad (Follador y col., 1999). Madeira y col. (2000) detectaron, a través de inmunofluorescencia indirecta, 11,9% de seropositividad en perros que no presentaban síntomas, sugiriendo que estos animales, aunque no presentaban la enfermedad activa, habían estado en contacto con el parásito. Índices más elevados que los observados en este estudio, fueron señalados por Barbosa-Santos y col. (1998), al analizar perros provenientes de zona endémica de LTA donde la seropositividad obtenida, también a través de inmunofluorescencia indirecta, fue de 25,5%. De éstos, un 28,2% presentaban lesiones.

Las características propias del animal como la edad, sexo, longitud del pelo, peso y actividad pueden interferir en la predisposición para adquirir la enfermedad (Lanotte, 1975; Bettini y col., 1985). En este estudio no se observó diferencia estadística significativa en la seropositividad detectada entre los sexos. Cuando analizadas las hembras, por grupos de edad, se observa que las más jóvenes (1 a 5 años) presentan una seropositividad más elevada que las mayores de 5 años, sin que esto represente una validez estadística, dado el distinto número de animales analizados entre ambos grupos (tabla nº 11 página nº 68). En estudios realizados sobre *L. (L.) infantum* en varios países del Mediterráneo (Lanotte, 1975; Bettini y col., 1985; Fisa y col., 1999) se han obtenido resultados variables en cuanto a la prevalencia de la leishmaniosis ligada al sexo. Fisa y col. (1999) si bien no detectaron diferencia significativa entre la prevalencia de la población global de machos y hembras, sí detectaron una

prevalencia superior en los machos, cuando analizados aisladamente, a partir de los siete años de edad. Los únicos datos que tenemos que hacen referencia al sexo, de parasitismo por *L. (V.) braziliensis*, son los aportados por Falqueto y col. (1986) quienes detectan mayor prevalencia entre las hembras. En nuestro estudio, el número de machos analizados (247) ha sido muy superior al de hembras (90), lo cual es un reflejo de la proporción de perros de ambos sexos presentes en la zona. Este escaso número de hembras es debido a que muchos cachorros hembras son sacrificados al nacer para evitar su procreación pero, también, a la costumbre de matar los adultos cuando presentan cualquier trastorno o enfermedad. Esta segunda consideración puede modificar, substancialmente, los datos obtenidos de la prevalencia de las diversas enfermedades en la población canina ya que los animales enfermos son rápidamente eliminados.

En relación al tamaño del animal se detectó que en los de tamaño grande, la seropositividad fue más alta que en los de pequeño porte (figura nº 25 página nº 69) presentando una diferencia estadística significativa (tabla nº 12 página nº 69). En este sentido Bray (1982) indica que el tamaño del animal parece tener una influencia sobre la posibilidad de la infección porque aumenta el volumen atractivo del animal frente al vector.

En el factor de longitud del pelo, no se observó diferencias significativas entre animales de pelo corto y los de pelo mediano o largo (tabla nº 13 página nº 69). Así como Fisa y col. (1999) tampoco observaron relación entre este factor y la seropositividad, Gómez Nieto y col. (1985) detectaron mayor positividad entre los de pelo corto y medio. Por otro lado, en relación al factor de la actividad, no se ha podido establecer distinción entre los animales pues, como se indicó anteriormente, todos viven en la zona rural, fuera de las casas y tienen actividad similar.

De los animales analizados a través de ELISA, en 35 de ellos que fueron seropositivos, se recogieron muestras de piel aparentemente sana, lesiones sospechosas de leishmaniosis y/o de ganglio poplíteo para realizar cultivo en NNN y Schneider. Ninguno de ellos resultó positivo. Los resultados presentados en el estudio serológico en el que se detecta un 8,3% de seropositividad y el hecho de que en el análisis parasitológico no se haya logrado visualizar el parásito, induce a algunas consideraciones:

- a) La seropositividad detectada indica la existencia de un notable número de animales con anticuerpos específicos, teniendo en cuenta que se trata de una zona no considerada endémica para la leishmaniosis.
- b) Tal como se indica en la discusión referente al estudio realizado con la población humana, sobre las posibles reacciones cruzadas en la serología entre los distintos tripanosomátidos, en los perros podría ocurrir lo mismo, una vez que éste, según Minter (1976) es un importante reservorio de *Trypanosoma cruzi*.
- c) Si bien no se ha conseguido aislar el parásito, la negatividad del cultivo y la ausencia de lesiones, no es un indicativo de que el animal no esté parasitado (Lanotte y col., 1977). Estudios anteriores muestran que el aislamiento del parásito no siempre es posible. Lanotte y col. (1977) afirman que la posibilidad de encontrar el parásito aumenta con las veces de toma de muestra. También fue observado que en cultivos de muestras seriadas obtenidas de perros experimentalmente infectados con *L. (L.) infantum*, la positividad fue inconstante (Riera y col., 1999). Estudios realizados en Brasil mediante el cultivo de muestras procedentes de animales con lesiones activas, sospechosas de leishmaniosis, dieron una positividad de 67,3% (Falqueto y col., 1986) y 33,3% (Barbosa-Santos y col., 1998). El hecho de no obtener cultivo positivo en este estudio se puede atribuir a las dificultades de detección del parásito debido a la baja sensibilidad de la técnica, el tiempo transcurrido entre las tomas de las muestras y la realización de la primera resiembra en el laboratorio (Barcelona) que fue de 10 días para el NNN y 15 a 20 para el Schneider, lo que puede haber influido en la supervivencia del parásito o, a la poca cantidad de parásitos existentes en las lesiones (Falqueto y col., 1986) y en la piel aparentemente sana. Además, el crecimiento y mantenimiento, in vitro, de *L. (V.) braziliensis* es bastante difícil (Cuba-Cuba y col., 1985).
- d) La observación de seropositividad en 8,3% de los perros analizados, aunque no se haya detectado el parásito, induce a pensar que los animales han estado en contacto con él y que, posiblemente, este parásito tenga circulación activa en la zona, máxime al tener en cuenta que esta seropositividad fue mayor entre animales que presentaban lesiones compatibles con una leishmaniosis cutánea..

VI.3.2. Análisis con otros posibles reservorios

Tal como se indica en el capítulo I, apartado de "Reservorio", hay varios animales que son considerados hospedadores de las leishmanias causantes de leishmaniosis tegumentaria

americana. Están citados como posibles reservorios, los equinos (Barbosa-Santos y col., 1994; Lainson y col., 1994) y animales silvestres, especialmente roedores y marsupiales (Guimarães y col., 1968; Lainson y col., 1974; Lainson y Shaw, 1978; Yoshida y col., 1985; Gomes, 1986; Grimaldi y col., 1989; Silveira y col., 1991; Lainson y Shaw., 1994).

Se buscó analizar otros animales considerados reservorios, fundamentalmente roedores (*Rattus rattus*) y marsupiales (*Didelphis albiventris*), la mayoría capturados cerca de las casas y algunos en los bosques. Ninguno de los animales presentó anticuerpos anti-*Leishmania*. Si bien en este estudio no se detectó seropositividad en estos animales, en otras zonas están indicados como posibles reservorios de *L. (V.) braziliensis* o *L. (L.) amazonensis* (Alencar y col., 1960; Gomes, 1986; Yoshida y col., 1990; Lainson y col., 1994; Brandão-Filho y col., 2001). El bajo número de animales analizados y la ausencia de seropositividad, no nos permite implicarlos como posibles reservorios. Para esto es necesario un estudio más amplio en número y especies de animales para saber si pueden relacionarse con la transmisión de la leishmaniosis en esta zona.

VI. 4. EL VECTOR

VI. 4. 1. Trampas utilizadas para la captura de flebotominos: su rendimiento

Fueron realizadas capturas, en el oeste del estado de Santa Catarina, con el objetivo de conocer la riqueza específica, frecuencia, abundancia y fenología de los flebotominos presentes en la zona. El hecho de no conocer la fauna de la región nos incentivó a utilizar diferentes métodos de captura pues, según Gállego Berenguer y col. (1992), para obtener una buena aproximación de la fauna de flebotominos de un área, es necesario utilizar distintos métodos de captura, de forma continuada y en distintos biotopos de la zona. En nuestro caso, se utilizaron tres tipos de trampas: Shannon, papel adhesivo y CDC.

La trampa Shannon es sistemáticamente utilizada en América del Sur, habiendo sido demostrada su eficacia en varios estudios (Teodoro y col., 1993a; Castellón y col., 1995; Travi y col., 1996; Condino y col., 1998; Mayo y col., 1998). Los flebotominos son atraídos por la luz y por las personas que realizan la captura. Sorprendentemente, en la zona de este estudio no se capturó ningún ejemplar en, aproximadamente, 40 horas de tentativa. Por ello creemos que es imprescindible que se insista en la utilización de la trampa Shannon en esta zona.

Las trampas de papel adhesivo son utilizadas principalmente en Europa y África (Rioux y col., 1986; Morillas y col., 1983; Gállego y col., 1990). En Sudamérica, esta técnica de captura es poco utilizada. Los datos que hacen referencia a la aplicación de este método son los aportados por Travi y col. (1996) en Colombia, donde se capturaron hasta 50 flebotominos/m²/mes de *Lu. evansi*, siendo esta trampa, en aquél estudio, más eficaz que las de luz o de cebo humano. En Venezuela, en un estudio comparativo con las CDC, las de papel adhesivo fueron menos eficaces, habiendo capturado 11,8% del total de flebotominos. En Brasil, Sherlock y Pessôa (1964) indican que raramente el papel adhesivo fue utilizado en el país, quienes también afirman ser un método caro y no muy eficaz. Este método de captura no tiene ningún tipo de atracción, basándose únicamente en la adhesión de los flebotominos que tropiezan con el papel cuando salen o se dirigen a sus lugares de reposo, alimentación o cría (Gállego Berenguer y col., 1992). Con relación a su eficacia, se observó que los resultados obtenidos en nuestro estudio son muy inferiores si se comparan con los de las trampas CDC, tanto en número de ejemplares como en riqueza específica (tablas n° 18, 19, 22 y 23 páginas n° 78 y 81). Algunos factores pueden haber interferido en la captura, sea por los lugares escogidos para la colocación de las trampas, muchos de ellos en sitios abiertos como establos o gallineros (ventanas, agujeros, bajo los tejados), sea por la intemperie climática. Los vientos y lluvias ocurridas durante el período y la elevada humedad que se observó durante algunos días, propiciaron que el aceite se despegase del papel dificultando la fijación de los flebotominos. A pesar de todo ello, se realizaron capturas en 15 localidades del municipio de Quilombo, cubriendo un área de 209,76 m². Con estas trampas se capturaron 1,3% de los flebotominos, detectándose 4 especies. La mayor densidad detectada fue de 0,12 flebotominos/m², obtenida con *Lu. migonei* siendo su mayoría machos (tabla n° 16 página n° 76). Se puede considerar que esta es una densidad muy baja si se compara con las registradas en Venezuela y Colombia, citadas anteriormente y las de España registradas por Gállego y col. (1991) con 337,1 flebotominos/m² de *Sergentomyia minuta*. Con la misma especie, Fisa (1992) registró 111,9 flebotominos/m² y Castillejo (1995) 81,7 flebotominos/m² con *Phlebotomus perniciosus* (estos autores consideraron una única cara de la superficie del papel = 0,04m²). Se considera difícil comparar los resultados obtenidos con este tipo de trampa, una vez que no hay una uniformidad de criterios entre los diferentes autores, a la hora de calcular la superficie, siendo que algunos utilizan una y otros las dos caras del papel, o esto no está explicado en los trabajos.

Las trampas luminosas tipo CDC atraen los flebotominos por la luz y por los animales que pueden estar cerca o en el local de su instalación. Son muy utilizadas en América del Sur y, entre otros autores, su eficacia fue destacada por Souza y col. (2001) y por Castellón y col. (1994) tanto en número de ejemplares como en variedad de especies. Cabe destacar que Castellón y col. (1995), en Roraima, capturaron con estas trampas 75 especies de flebotominos entre los años 1990 y 1994. En nuestro estudio fueron las más eficaces, capturándose con ellas la mayoría de los ejemplares obtenidos a lo largo del período, el 98,7% y la totalidad de especies (tabla nº 17 página nº 76). Del mismo modo que hemos comentado para las trampas de papel, no existe uniformidad a la hora de representar los resultados obtenidos con estas trampas. Algunos autores lo expresan en número de flebotominos capturados, sin indicar el número de trampas colocadas, número de flebotominos/trampa, número de flebotominos/trampa/noche, etc. Es por ello que se hace difícil, en muchas ocasiones, el poder comparar los resultados.

VI. 4. 2. Flebotominos encontrados en esta zona de estudio

Fueron capturadas nueve especies de *Lutzomyia* y una de *Brumptomyia* (*Lu. neivai*, *Lu. migonei*, *Lu. lanei*, *Lu. fischeri*, *Lu. alphabetica*, *Lu. firmatoi*, *Lu. borgmeieri*, *Lu. correalimai*, *Lu. shannoni* y *Brumptomyia nitzulescui*). La mayoría de ellas ya fueron encontradas en el sur del país y en la zona de Argentina que hace frontera con Brasil (figura nº 45 página nº 119 y tabla nº 39 página nº 120). *Lu. borgmeieri* y *Lu. correalimai* se registran por primera vez en el estado de Santa Catarina. Destacamos la ausencia, en este estudio, de *Lu. monticola* y *Lu. pessoai*, ambas citadas en los tres estados del sur (tabla nº 39). *Lu. monticola* normalmente es encontrada en pequeño número de ejemplares (Aguiar y col., 1997; Teodoro y col., 1998), mientras que *Lu. pessoai* se ha encontrado como la segunda especie más abundante (17,5%) de los 2220 ejemplares capturados en Rio Grande do Sul (Silva y Grunewald, 1999) y como la tercera más abundante (3,89%) de los 75.637 ejemplares capturados en Paraná (Teodoro y col., 1993b).

Figura nº 45 - Localización geográfica de los estados que comprenden la región sur de Brasil y la zona de Argentina que hace límite con estos estados.



Tabla n° 39 - Riqueza específica de flebotominos de la región de Brasil y la zona de Argentina que hace límite o que esta cerca de estos estados (Provincias de Misiones, Corrientes y Salta)

Rio Grande do Sul	Santa Catarina	Paraná	Argentina
<i>Lu. alphabetica</i> ^{2,4}	<i>Lu. alphabetica</i> ^{pt,5}	<i>Lu. alphabetica</i> ^{5,8,16} <i>Lu. amarali</i> ^{9,10} <i>Lu. (Psychodopygus) ayrozai</i> ^{13,23}	<i>Lu. alphabetica</i> ²²
<i>Lu. bianchigalatae</i> ⁴ <i>Lu. borgmeieri</i> ² <i>Lu. correalimai</i> ^{2,3,4}	<i>Lu. ayrozai</i> ²³ <i>Lu. borgmeieri</i> ^{pt} <i>Lu. correalimai</i> ^{pt}	<i>Lu. borgmeieri</i> ⁹ <i>Lu. correalimai</i> ^{8,16} <i>Lu. cortelezii</i> ^{9,10,14,15,16} <i>Lu. edwardisi</i> ^{5,15} <i>Lu. ferreirana</i> ¹⁵ <i>Lu. firmatoi</i> ^{5,8,9,14,15,16} <i>Lu. fischeri</i> ^{8,9,10,11,12,13,14,15,16,23} <i>Lu. gaminarai</i> ⁵ <i>Lu. geniculata</i> ¹³ <i>Lu. lanei</i> ^{5,8,10,13,16}	<i>Lu. cortelezii</i> ^{17,18,21,26}
<i>Lu. fischeri</i> ^{1,2,3,4}	<i>Lu. firmatoi</i> ^{pt,5} <i>Lu. fischeri</i> ^{pt,5,23}	<i>Lu. longipenis</i> ¹⁶ <i>Lu. migonei</i> ^{5,8,9,10,11,12,13,14,15,16} <i>Lu. misionensis</i> ^{9,10,12,15,16} <i>Lu. monticola</i> ^{5,8,9,10,11,12,13,14,15,16} <i>Lu. neivai</i> ^{5,9,10,11,12,14,15,16,23} <i>Lu. pascalei</i> ¹³ <i>Lu. pessoai</i> ^{5,8,9,10,11,12,14,15,16}	<i>Lu. longipalpis</i> ^{25,24}
<i>Lu. lanei</i> ^{2,3,4}	<i>Lu. lanei</i> ^{pt,5}		<i>Lu. migonei</i> ^{17,18,21,26}
<i>Lu. migonei</i> ^{1,2,3,4} <i>Lu. misionensis</i> ^{2,3,4} <i>Lu. monticola</i> ^{2,3,4} <i>Lu. neivai</i> ^{1,2,3,4}	<i>Lu. migonei</i> ^{pt,5} <i>Lu. monticola</i> ⁵ <i>Lu. neivai</i> ^{pt,5,6,7,23}		<i>Lu. neivai</i> ^{17,18,19,20,21,26}
<i>Lu. pessoai</i> ^{2,3,4}	<i>Lu. pessoai</i> ⁵		<i>Lu. (P.) punctigeniculata</i> ²⁶ <i>Lu. quinquefer</i> ¹⁷
<i>Lu. schreiberi</i> ^{3,4} <i>Lu. shannoni</i> ^{2,3,4}	<i>Lu. shannoni</i> ^{pt,5}	<i>Lu. shannoni</i> ^{5,8,9,10,12,13,15,16} <i>Lu. whitmani</i> ^{5,8,9,10,11,12,14,15,16} <i>B. brumpti</i> ^{8,9,10,11,14,15,16}	<i>Lu. shannoni</i> ^{21,26} <i>Lu. whitmani</i> ²⁰
<i>B. cunhai</i> ²		<i>B. mangabeira</i> ⁸ <i>B. nitzulescui</i> ^{8,10,13,15,16}	
<i>B. nitzulescui</i> ^{2,3,4} <i>B. pinto</i> ^{3,4}	<i>B. nitzulescui</i> ^{pt,5}		

^{pt} Presente Trabajo; ¹Primio (1933?) (citados como *Phlebotomus intermedius*, *Phlebotomus fischeri*, *Phlebotomus migonei*); ²Dias y col. (1997) (*Lu. neivai* citada como *Lu. intermedia*); ³Silva y Grunewald (1999); ⁴Silva (2000); ⁵Martins y col. (1961); ⁶São Thiago y Guida (1990) (citado como *Lu. intermedia*); ⁷Marcondes (1997a); ⁸Gomes y Galati (1977) (citadas *Lu. fischeri*, *Lu. pessoai*, *Lu. monticola*, *Lu. whitmani*, respectivamente, como: *Pintomyia fischeri*, *Pintomyia pessoai*, *Psychodopygus monticolus*, *Psychodopygus whitmani*); ⁹Teodoro y col. (1991) (*Lu. neivai* citada como *Lu. intermedia*); ¹⁰Teodoro y col. (1993a) (*Lu. neivai* citada como *Lu. intermedia*); ¹¹Teodoro y Kühl (1997) (*Lu. neivai* citada como *Lu. intermedia*); ¹²Aguiar y col. (1997) (citado como *Lu. intermedia*); ¹³Marcondes y col. (2001); ¹⁴Teodoro y col. (1998) (citado como *Lu. intermedia*); ¹⁵Teodoro y col. (1999); ¹⁶Luz y col. (2000) (*Lu. neivai* citada como *Lu. intermedia*); ¹⁷Romaña y Abalos (1949); (citados, respectivamente, como: *Phlebotomus cortelezii*, *Phlebotomus migonei*, *Phlebotomus intermedia*, *Phlebotomus quinquefer*); ¹⁸Salomón y col. (1995) (*Lu. neivai* citada como *Lu. intermedia*); ¹⁹Marcondes (1998a); ²⁰Salomón y col. (2001a; ²¹2001b) (*Lu. neivai* citada como *Lu. intermedia*); ²²Young y Duncan (1994); ²³Marcondes y col. (2000). ²⁴ Martins y col. (1978); ²⁵ Salomón y col. (2001c; ²⁶ 2001d) (*Lu. neivai* citada como *Lu. intermedia*)

Fueron capturados un total de 3412 ejemplares, con el conjunto de trampas utilizadas, observándose que la abundancia fue más elevada con *Lu. neivai* (43,8%) seguida de *Lu. migonei* (39,1%). Tres de las especies identificadas se encuentran ampliamente distribuidas en la zona (*Lu. neivai*, *Lu. migonei* y *Lu. lanei*). Tres especies (*Lu. fischeri*, *Lu. alphabetica* y *B. nitzulescui*) han sido encontradas en menos de la mitad de las localidades estudiadas y otras cuatro se han capturado de forma esporádica (*Lu. correalimai*, *Lu. firmatoi*, *Lu. shannoni* y *Lu. borgmeieri*) (tablas n° 18 y 19 página n° 78).

Se detectó que en las trampas colocadas junto a los gallineros o establos de vacas y caballos se capturaban más que las colocadas en las pocilgas (13,8, 10,2 y 4,2 flebot/trampa, respectivamente, con diferencia estadística significativa: $p < 0,05$), lo que indicaría la preferencia de los flebotominos a tomar la sangre de estos animales o bien que los gases emitidos por el estiércol de suínos podrían ser un factor de repelencia de los flebotominos. La atracción de estos dípteros por gallinas, vacas o caballos ha sido indicada por otros autores (Gomes y col., 1980; Costa y col., 1990; Barbosa-Santos y col., 1994). Cabe destacar los resultados obtenidos por Teodoro y col. (1993b), en el norte de Paraná, quienes señalan que el 82% de los más de 75.000 ejemplares capturados, con diez trampas instaladas en diferentes biotopos, procedían de una instalada en el interior de un gallinero.

A continuación, hacemos referencia a cada una de las especies de flebotominos encontrados en esta zona de estudio:

Lu. migonei fue capturada en todos los biotopos en que se colocaron las trampas CDC: Tanto con éstas como con las trampas de papel adhesivo fue la especie más frecuente (100% y 33%, respectivamente) y se capturó durante todo el período del estudio. Es una de las dos especies más abundantes de esta zona (39,1%) y está incriminada como vectora de *L. braziliensis* (Tolezano, 1994; Queiroz y col., 1994). Tiene una distribución continental, estando presente en varios países como Ecuador (Inchausti y col., 1990), Colombia (Young, 1979), Venezuela (León y col., 1974; Fausto y col., 1998), Argentina (Romaña y Abalos, 1949) y Paraguay (Hashiguchi y col., 1992). En Brasil se encuentra distribuida por todo el país (Young y Duncan, 1994). En varios estudios está indicada como la más abundante, tal como registran Mayo y col. (1998), en el estado de São Paulo, con capturas realizadas en área de transmisión de leishmaniosis tegumentaria, en la periferia e interior del bosque de una zona rural. También fue la especie más abundante en Rio Grande do Sul, en el peridomicilio de una zona

de parque forestal, con capturas realizadas durante los veranos de 1996 a 1999 (Silva, 2000). Se destacan las observaciones que hicieron Teodoro y col. (1993a y 1999), donde *Lu. whitmani* y *Lu. migonei*, las más abundantes, sufrieron una brusca disminución, en zonas abandonadas por personas y animales.

Lu. neivai fue la especie más abundante y capturada con los dos tipos de trampas. A excepción de una localidad, se encontró en todas las demás. Estuvo presente en todo el período de capturas con predominancia de machos (70%). Además del sur, está presente en otros estados brasileños y en los países vecinos como Bolivia, Paraguay y Argentina (Marcondes y col., 1998a y 1998b). Cabe hacer referencia a que esta especie ha sido recientemente revalidada, diferenciándola de *Lu. intermedia*, siendo consideradas, *Lu. neivai* y *Lu. intermedia* s.s., pertenecientes al Complejo *Lu. intermedia* (Marcondes, 1996; 1977b; Marcondes y col., 1998c). Parece ser que *Lu. neivai* se adapta a regiones de clima frío y seco y su distribución geográfica, dentro del país, se extiende desde Rio Grande do Sul hasta algunas regiones de São Paulo, Minas Gerais y Goiás, incluyéndose el estado de Santa Catarina (Marcondes y col., 1998a). Así, estudios realizados en estos estados que hacen referencia a *Lu. intermedia* pueden referirse a *Lu. neivai* (Marcondes, 1998). Citada como *Lu. intermedia* (= *Lu. neivai*), fue encontrada como especie más abundante en São Paulo por Condino y col. (1998) en un área de leishmaniosis tegumentaria, con capturas realizadas en el peridomicilio. En otra región del mismo estado, de los 15 mil ejemplares capturados, 99,7% eran *Lu. intermedia*, especie a que los autores atribuyen un alto grado de adaptación (Casanova y col., 1995). Datos similares del mismo estado aportan Domingos y col. (1998) con capturas realizadas en zona rural, endémica de leishmaniosis tegumentaria donde, entre más de 11.000 ejemplares, 96,4% pertenecieron a esta especie. Gomes y col. (1989) registraron 85,6% de *Lu. intermedia* entre más de 16.000 ejemplares. También fue predominante en Paraná (Teodoro y Kühl, 1997) y norte de Argentina (Salomón y col., 1995). Tanto a *Lu. intermedia* como *Lu. neivai* se atribuye capacidad vectorial para *L. braziliensis* (Romaña y Abalos, 1949; Gomes y col., 1980; Gomes y Galati, 1989; Killick-Kendrick, 1990; Pereira y Hoch, 1990; São Thiago y Guida, 1990; Tolezano, 1994; Young y Duncan, 1994; Mayo y col., 1998; Silva y Grunewald, 1999; Silva y Gomes, 2001).

Lu. fischeri, se ha capturado con los dos tipos de trampas siendo hembras el 80% de las capturas. Presentó en esta zona una frecuencia de 68,7%. Se ha citado su presencia en varios

países de Sudamérica como Paraguay (Hashiguchi, 1992), Argentina (Spinelli y col., 1999), Venezuela (Feliciangeli, 1988) y Perú (Martins y col., 1978). Si bien en nuestro estudio presentó una abundancia de 7,6%, en Paraná ha sido la segunda especie más abundante con el 15% (Gomes y Galati, 1977). En la región de Sorocaba, São Paulo, está entre las especies más abundantes siendo capturada, principalmente, en zona forestal (Taniguchi y col., 1991) pero también se encuentra en el peridomicilio (Gomes, 1994). Es una especie que reúne las características como para ser considerada posible vectora de *Leishmania* (Casanova y col., 1995; Azevedo y col., 1996).

Lu. shannoni es una especie poco abundante en esta zona (0,2%), de la que tan sólo se capturaron hembras con trampas de luz y tan sólo en tres localidades. Tiene una distribución desde Estados Unidos hasta Argentina (Young y Duncan, 1994; Ferro y col., 1998). Se encuentra tanto en zona de floresta primaria y secundaria (Castellón y col., 1995) como en el peridomicilio donde Silva y Grunewald (1999) la capturaron con una abundancia del 3,4%. Es considerada como posible vectora de *Leishmania* (Queiroz y col., 1994).

La especie *Lu. firmatoi* es poco frecuente en esta zona encontrándose, con trampas de luz, en cinco de las localidades estudiadas con una abundancia del 0,6%. En otras regiones su presencia siempre ha sido detectada en pequeño número (Gomes y Galati, 1977; Teodoro y col., 1991; Rangel y Vido, 1997 Condino y col., 1998; Luz y col., 2000). Parece ser que sólo está presente en Brasil (Young y Duncan, 1994).

Lu. alphabetica, a pesar de los pocos ejemplares, se ha encontrado durante todo el período de captura, en ocho localidades, con trampas de luz y presentó una abundancia de 2,2%. En Brasil se ha encontrado en los estados del sur (tabla n° 39, página 119). También está citada en Argentina (Young y Duncan, 1994).

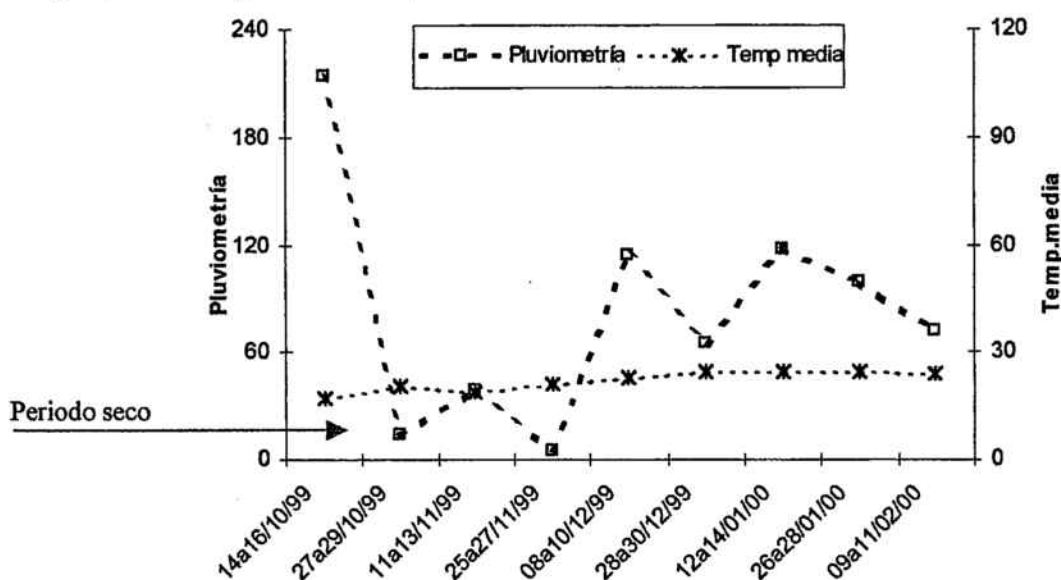
Lu. correalimai y *Lu. borgmeieri* fueron capturadas en esta zona con las trampas de luz y presentan una abundancia de 0,05 y 0,1%, respectivamente. Las dos especies, se registran por primera vez en el estado de Santa Catarina (Busato y col., 2001). Hay pocas referencias sobre ellas como se puede observar en la tabla n° 39. Además de las zonas citadas en la tabla, *Lu. borgmeieri* fue encontrada en Minas Gerais (Martins y col., 1978), en São Paulo (Mayo y col., 1998) y en el este de Santa Catarina (Marcondes, CB., datos no publicados).

Brumptomyia nitzulescui fue encontrada durante todo el período de captura, en ocho localidades y tan sólo con trampas de luz cuya abundancia fue de 1,3%. Las especies de este género se encuentran desde Méjico hasta el norte de Argentina (Martins y col., 1978) y no pican al hombre (Young y Duncan, 1994).

VI. 4. 3. Períodos de captura – En la primera etapa (enero y febrero/1999) fueron estudiadas cinco localidades del municipio. En este período las temperaturas variaron entre 14,8 y 32,5°C con un mes marcado por muchas lluvias (enero = 247,2mm) capturándose una media de 10,5 flebotominos/trampa, y otro con menos intensidad de lluvias (febrero = 61,3mm) con 5,5 flebotominos/trampa. *Lu neivai* y *Lu. migonei* fueron las especies más abundantes del período. El número de ejemplares capturados fue bajo pero, de todas maneras, se encontraron ocho especies en tres de las cinco localidades, detectándose una mayor frecuencia en las de Janeiro y Zamignan, razón por la cual, se definieron estas dos localidades para el estudio fenológico.

En la segunda etapa se hicieron capturas diarias en el transcurso de dos semanas de los meses de noviembre/1999 y enero/2000 en 15 localidades del municipio e, igualmente, se detectó la predominancia de las mismas especies del verano anterior. En todas las localidades el número de ejemplares capturados en enero fue superior al de noviembre, con excepción de una de ellas, Cooper (tablas n° 30 y 31 página n° 87). Los factores que posiblemente influyeron en este aumento fueron los climáticos, teniendo en cuenta que noviembre fue un período de sequía (43,1mm) y temperaturas relativamente bajas que variaron de 7,4 a 17,8°C como mínimas y las máximas de 18,2 a 29,8°C, mientras que en enero hubo varios días de lluvia (228,6mm), alternados con días de mucho calor siendo la temperatura mínima de 16,9 a 21,7°C y la máxima de 27,4 a 32,6°C. La relación de la temperatura y pluviometría, demostrada a través de la curva de Gaussen y Banyuls, indica el mes de noviembre como un período seco caracterizado por la pluviometría por debajo de la temperatura (proporción 2:1) y los demás como períodos húmedos (figura n° 46). Queremos mencionar que los días precedentes a los de lluvia, cuyas temperaturas aumentaban y había una sensación de bochorno, se notaba un aumento generalizado de insectos en las trampas, tanto de flebotominos, como culícidos u otros artrópodos.

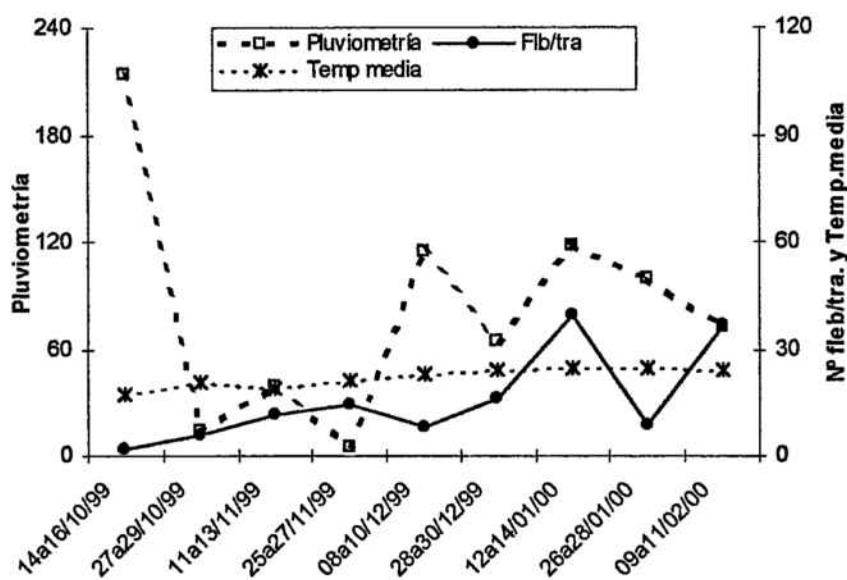
Figura n° 46 – Relación de la temperatura y pluviometría, demostrados a través de la curva de Gauss y Banyuls, indicando períodos secos y húmedos



VI. 4. 4. Estudio fenológico - Las capturas se realizaron quincenalmente, desde octubre/1999 hasta febrero/2000 (primavera y verano). Con los resultados alcanzados se cree poder dar una contribución para el conocimiento del comportamiento de las especies existentes en la zona pero, para obtener informaciones más precisas sería necesario efectuar estudios complementarios, de varios años, disminuyendo así los márgenes de error proporcionados por meses o años atípicos. De todas formas, el hecho de tener resultados de las capturas precedentes llevadas a cabo en enero y febrero/1999, con periodo de sequía y lluvias, nos permite disponer de datos adicionales.

En general, el número de flebotominos/trampa presentó un aumento progresivo desde el inicio de las capturas hasta alcanzar un máximo a mediados de enero-febrero. Al relacionar el global de flebotominos capturados con la pluviometría y temperatura, no se detecta una influencia directa, y de forma individual, de estos factores durante todo el período pero, parece ser que a partir de diciembre, el aumento de la temperatura y la presencia de lluvias son factores que contribuyen al aumento de flebotominos (figura n° 47). En los períodos de calor y humedad, suele aumentar el número de algunas especies de flebotominos (Gomes y Galati, 1977), lo que también fue observado por Teodoro y col. (1993a) con *Lu. migonei* y *Lu. fisheri*.

Figura n° 47 - Relación de la presencia de flebotominos con la temperatura y pluviometría registrados de octubre/1999 a febrero/2000



Al analizar las dos especies más abundantes de este estudio (*Lu. neivai*, figura 48 y *Lu. migonei*, figura 49), se detecta un comportamiento similar al que presenta la totalidad de los flebotominos. Parece haber, en ambas especies, una tendencia al incremento de flebotomos a partir del mes de diciembre con excepción de la captura de finales de enero en la cual se capturó un bajo número de ejemplares, especialmente con *Lu. neivai*.

Figura n° 48 - Relación de la presencia de *Lu. neivai* con la temperatura y pluviometría registrados de octubre/1999 a febrero/2000

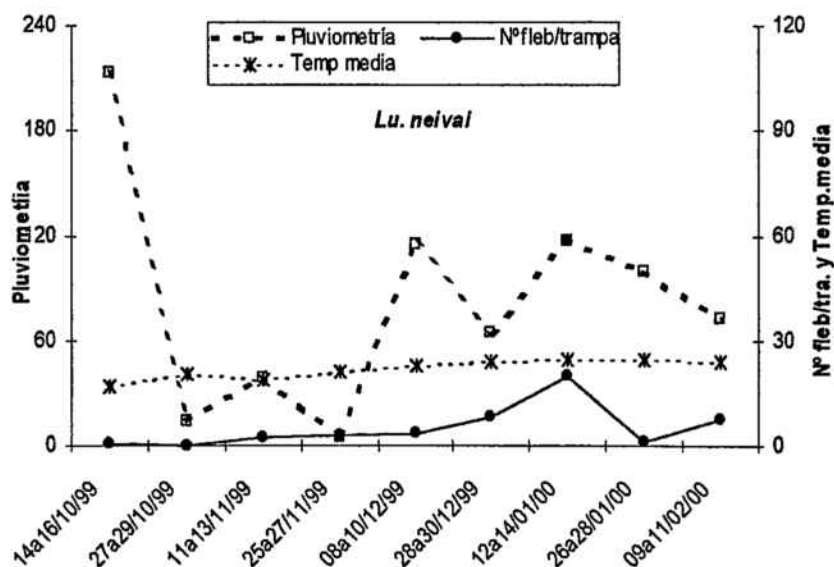
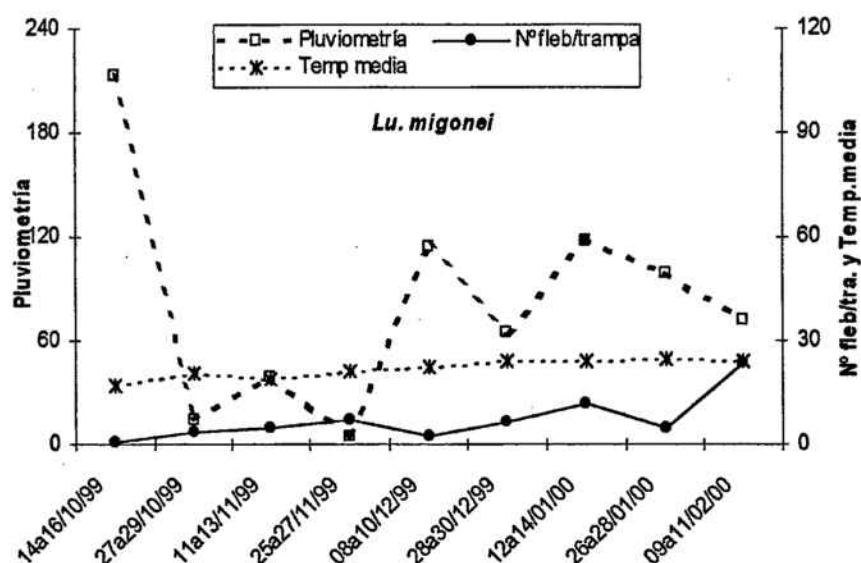


Figura n° 49 - Relación de la presencia de *Lu. migonei* con la temperatura y pluviometría registrados de octubre/1999 a febrero/2000



Otros autores, en otras áreas de Sudamérica han obtenido resultados no siempre coincidentes. En Paraná, en tres años consecutivos de captura, la mayor abundancia de *L. migonei* y *Lu. intermedia* fue registrada en los períodos con mayor pluviometría, en los meses de febrero y marzo (Teodoro y col., 1993b). Por el contrario, en el sudeste del país, estas dos especies se hallaron en mayor cantidad durante los meses de julio a septiembre, caracterizados por escasas lluvias (Mayo y col., 1998). Por otro lado, Condino y col. (1998) no observan influencia de la temperatura ni de la pluviometría en la distribución estacional de *Lu. intermedia*. Por todo ello se cree que la presencia de estas especies en distintas épocas del año y con diferentes temperaturas y pluviometría indican la facilidad de su adaptación.

El determinar el porcentaje de machos que son capturados durante un período, teniendo en cuenta que éstos emergen antes que las hembras, puede ayudar a la hora de conocer las generaciones de una especie. Además, también puede contribuir a ello, la presencia de hembras grávidas o con sangre.

Al analizar, individualmente, las especies *Lu. neivai* y *Lu. migonei*, con respecto a la presencia de machos, las curvas del porcentaje de la presencia de éstos dificulta extraer conclusiones precisas. Lo que se observa es la constante presencia de un elevado porcentaje de machos a lo largo del estudio lo que hace pensar que, posiblemente, la emergencia de los

adultos ocurre de forma paulatina, sin que exista un sincronismo marcado de generaciones a lo largo del periodo de actividad (figura n° 30 y 33 páginas n° 92 y 93).

Con relación a la actividad hematófaga de las hembras se observa que presentan sangre y/o huevos a lo largo de todo el período. El bajo número de hembras capturadas de estas dos especies, no nos permite detectar los periodos de mayor o menor actividad (figuras n° 36 y 39, pág. 95 y 96). Sin embargo, las oscilaciones que se observan en cuanto a la proporción de hembras alimentadas, parece confirmar la ausencia de sincronismo citada ya en los machos.

VI. 4. 5. Ciclo nictemeral

Se realizaron tres noches de capturas para lograr conocer los horarios de mayor y menor actividad de los flebotominos. En todas las noches el número de ejemplares capturados fue bajo, lo cual impide atribuir un determinado comportamiento a las especies de la zona. Asimismo, en el primer ciclo se pudo observar un claro incremento de los ejemplares en las dos primeras horas de captura, cuando la temperatura máxima cercaba los 30°C (figura n° 42 página n° 99). Las otras dos noches, cuando la temperatura estaba un poco más baja (máxima 25 y 27°C, respectivamente), el número de ejemplares capturado fue menor. Se observa, también, que en el tercer ciclo, las temperaturas máxima y mínima estuvieron más distanciadas de las dos noches de los ciclos anteriores (figuras n° 43 y 44 página n° 99). Analizándose las curvas de las temperaturas del primer y segundo ciclo se observa una cierta similitud, así como las curvas obtenidas de la captura en los dos ciclos, a pesar de el número de ejemplares capturado ser diferente. En este estudio, por cuestiones estructurales, no fue posible registrar la humedad relativa del aire durante el período de los ciclos, lo que, posiblemente, ayudaría a describir el comportamiento de las especies.

Se ha observado en otras zonas donde, normalmente son capturados muchos flebotominos, al realizar el ciclo nictemeral, también fue detectado un bajo número de ejemplares (Romera, 1996). Este autor obtuvo, en tres noches distintas, picos de 18, 24 y 26 flebotominos/hora, con temperaturas que oscilaron entre los 20 y 28°C. Por otro lado, Condino y col. (1998) capturaron cerca de 60 ejemplares de *Lu. intermedia* por vuelta de la media noche.

VI. 5. CONSIDERACIONES FINALES

Los municipios de la región oeste del estado de Santa Catarina tienen relieve, vegetación y clima muy similar. Parte de la región es de montaña y la temperatura varía entre los 0°C a 38°C, con estaciones más o menos definidas. Con relación a las áreas verdes, en el estado aún quedan las correspondientes a 4,7% del bosque primario y 10% del secundario (Fundação de Amparo ao Meio Ambiente - SC). En el oeste, en los últimos años, con la proliferación de la agricultura, hubo una gran destrucción de la vegetación nativa provocando alteraciones en la fauna y flora. Varios autores afirman que la alteración de la vegetación y la entrada del hombre en el bosque son factores que facilitan el contacto con el parásito (Corrêa Lima y col., 1958; Miranda y col., 1996; Lima, 2000), basados en que la enfermedad no aparece y desaparece como un fenómeno natural sino que la génesis de los complejos patogénicos están condicionados por la acción del hombre sobre el medio ambiente (Ferreira, 2000). Tales acciones pueden haber contribuido a facilitar el contacto del hombre con el parásito en la zona de estudio, lo que puede justificar los resultados obtenidos en el estudio realizado con los sueros del banco de sangre de Chapecó, donde se detectó un 4,5% de seropositividad entre los 671 sueros provenientes de donantes de cerca de 30 municipios de la región.

Tras haber analizado los sueros de este banco de sangre, se definió el municipio de Quilombo para realizar el estudio epidemiológico que envolvió personas, posibles reservorios y la fauna de flebotominos. Este municipio es esencialmente agrícola, razón por la cual el bosque nativo ha sido bastante modificado, restando pocas áreas de vegetación primaria. Las personas, en su mayoría, son trabajadores rurales que viven en casas cercadas de árboles o en áreas de bosque junto a animales domésticos.

En los análisis realizados con la población humana, a través de la intradermorreacción de Montenegro, se detectó que habían personas positivas en las trece localidades estudiadas, totalizando un 63,9%. El índice de positividad se considera que es alto, teniendo en cuenta que no se trata de una zona identificada como endémica para la leishmaniosis. A pesar de todos los factores que se supone haber interferido en la positividad frente al test de intradermorreacción, hay que considerar que un elevado número de personas presentaron reacción positiva a la leishmanina, lo que indica que éstas han estado en contacto con el parásito.

Esta constatación se refuerza con los resultados obtenidos en los análisis realizados en 337 perros del municipio, que entre ellos se detectó un 8,3% de seropositividad. Aunque no se haya logrado visualizar el parásito en estos animales, se observó que la seropositividad fue mayor entre los que presentaban algún síntoma compatible con la leishmaniosis. A raíz de esto se puede indicar que el perro es un posible reservorio de *Leishmania* en la zona teniendo en cuenta que, en varias otras zonas, el perro ha sido indicado como reservorio de *L. braziliensis* (Falqueto y col., 1986; Barbosa y col., 1999; Grimaldi y col. 1989). El contacto del perro con el parásito habría ocurrido en la zona de bosque o peridoméstica pues la modificación ambiental puede haber ocasionado la desaparición de algunas especies de animales salvajes, que serían las posibles fuentes de alimentación de los flebotominos. Por otro lado, esta situación puede haber obligado a los flebotominos y animales salvajes, posiblemente infectados, a aproximarse al peridomicilio en busca de alimento (Iversson y col., 1983; Lonardoní y col., 1993; Corte y col., 1996; Lima, 2000).

La búsqueda de otros posibles reservorios, centrada especialmente en roedores y marsupiales, no ha dado resultados positivos. Por ello no se puede incriminarlos como reservorios de *Leishmania* en la zona. Sin embargo, tanto *Rattus rattus* como *Didelphis albiventris* han sido encontrados parasitados con *L. braziliensis* en otras áreas (Gomes, 1986; Yoshida y col., 1990). Este hecho, juntamente con el bajo número de animales analizados, aconsejan seguir con los estudios para conocer el papel de estos animales en el ciclo del parásito en la región.

Con relación a los flebotominos encontrados se destaca *Lu. neivai*, la especie más abundante de la zona (43,8%) y sospechosa de ser transmisora de *L. braziliensis*. Según Gomes y Neves (1998), esta especie tiene un elevado grado de adaptación al ambiente domiciliar, manteniendo estrecha relación entre el hombre y los animales domésticos. *Lu. migonei*, considerada vectora de esta *Leishmania* es la que presenta mayor afinidad por el perro (Aguilar y col., 1993; Falqueto, 1995). Fue la segunda más abundante (39,1%) y la más frecuente (100%) en la zona de este estudio. En menor cantidad se encontraron otras dos especies también consideradas como posibles vectoras de este parásito: *Lu. fishcheri* (5,1%) y *Lu. shannoni* (0,2%).

La densidad de flebotominos encontrada en la zona de este estudio, puede ser considerada baja si comparada con los resultados obtenidos por otros autores en Brasil, como Teodoro y

col. (1991), en una zona endémica de leishmaniosis, donde se capturaron más de 16.000 ejemplares en 24 noches (trampa Shannon de 18 a 01h) y por Brandão-Filho y col. (1994), con capturas mensuales realizadas durante dos años (trampas CDC), obteniendo más de 36.000 ejemplares.

Sin embargo, en zonas donde la densidad de flebotominos es considerada baja por los autores, (299 ejemplares en una semana de capturas con CDC), se ha detectado presencia de leishmaniosis humana (24,1% personas con IDR positiva y 4,8% con lesiones) (Brandão-Filho y col., 1998). En Bahía, en capturas realizadas en diciembre/94, tan sólo se encontraron 50 ejemplares y los análisis realizados en la población resultaron en 11,7% de positividad para IDR y 5,2% de las personas analizadas presentaban lesiones activas (Follador y col., 1999). En el este del estado de Santa Catarina, la población de Piçarras presentó un 20% de positividad para IDR y, de 1998 a 2001, fueron diagnosticados ocho casos autóctonos de leishmaniosis tegumentaria (Steindel y col., datos no publicados). En aquella región las capturas de flebotominos realizadas quincenalmente (durante tres meses, con 9 trampas CDC) representaron un total de 87 ejemplares (Marcondes y col., 2000).

Según (Rioux y col., 1970), la presencia del vector es condición indispensable para la transmisión de la leishmaniosis. Frente a esto y considerando el sesgo de muestreo que puede haber ocurrido en las capturas, así como la observación de otros autores de la presencia de la enfermedad en zonas donde se ha capturado un bajo número de flebotominos, se cree que tanto por la densidad como por la riqueza específica de flebotominos encontrada, el parásito puede tener circulación activa en la zona.

Ninguna de las especies capturadas han sido citadas como vectoras de *L. amazonensis*, parásito del que se han identificado dos cepas procedentes de dos pacientes con leishmaniosis tegumentaria autóctona en la región (Steindel y col., 1997; Grisard y col., 2000b). Ello nos hace considerar la posibilidad de la existencia, en la región, de otras especies de *Lutzomyia*, además de las capturadas, o bien que la *L. amazonensis* haya adoptado otras especies vectoras a las ya descritas para otras regiones de Brasil, tales como *Lu. flaviscutelata* y *Lu. olmeca*. Ninguna de estas dos especies ha sido denunciada, hasta la fecha, en el sur del país.

La síntesis de los resultados con la intradermorreacción, análisis en la población canina y capturas de flebotominos, obtenidos en las distintas localidades, se presenta en la tabla n° 40.

Tabla n° 40 - Relación de las localidades estudiadas con los respectivos resultados obtenidos en los análisis de intradermorreacción de Montenegro en personas, serología en perros y capturas de flebotominos

Localidad	Media IDR/n° personas analizadas	Seroprevalencia /n° perros analizados	N° flebot/trampa*
Costa e Silva	7,7 / 17	14,3 / 14	0,5
Consoladora	9,5 / 61	0 / 25	2,1
Janeiro	7,8 / 75	20 / 20	17,9
Mandassaia	8,9 / 26	17 / 29	1,2
N. Horizonte	9,3 / 35	4 / 25	0,5
Portugal	3,5 / 2	0 / 14	6,8
Pinhal	6,8 / 8	0 / 16	0,7
Sacchet	7,4 / 19	0 / 16	2
Santa Ines	5,2 / 29	14,7 / 68	0,5
São José	5,4 / 15	7,7 / 13	1,1
São Luiz	7,4 / 38	0 / 25	5,8
Venturin	9,5 / 85	3,8 / 26	1,4
Zamignan	8,3 / 34	8,3 / 12	8,2
Cooper	NR	5 / 20	24,9
Sta. Lucia	NR	33,3 / 6	4,4
Kennedy	NR	0 / 3	5
Bairro S.5	NR	0 / 5	NR

NR – No realizado

* Tan sólo están consideradas las cuatro especies incriminadas como vectoras o posibles vectoras de *Leishmania*

Al analizar los resultados obtenidos en este estudio, de la medida de la reacción a la leishmanina, análisis serológico de los perros y los resultados de las capturas de flebotominos, a través de análisis de la varianza para diferentes grupos de variables (ANOVA), éstos se presentan estadísticamente diferentes en las distintas localidades ($p < 0,05$). Por otro lado, mediante el análisis de correlación no paramétrica (Spearman), no se observa correlación significativa entre los tres factores cuando se comparan de dos a dos ($p > 0,05$).

La proximidad geográfica de las localidades, la constante movilidad tanto de las personas como de los perros y las fluctuaciones a que están sometidas las condiciones ecológicas de los biotopos donde se multiplican los flebotomos, es posible que sea la causa de la no correlación

entre los tres factores analizados. En algunas localidades, como es el caso de Janeiro y Zamignan, se ve una notable correlación entre la reacción de las personas frente a la leishmanina, la seropositividad de los perros y el número de flebotominos/trampa que se presentan con valores relevantes. En Venturin y Consoladora se detectó una elevada positividad a la intradermorreacción y, en cambio, un bajo número de flebotominos y porcentaje de perros seropositivos, sin que se detectara una causa que podría justificar estos resultados.

Durante el período de este estudio no se observaron lesiones activas de la leishmaniosis. Sin embargo, algunas personas presentaban cicatrices sospechosas o historia clínica. Puede que la enfermedad se presente, fundamentalmente, con una tasa de baja endemicidad con tan sólo casos esporádicos junto a brotes más acusados que se presenten de forma cíclica. Ello explicaría los once casos autóctonos detectados por São Thiago y Guida (1990) y los seis casos, también autóctonos de la región, identificados desde entonces (M. Steindel, com. personal). Algo similar ha sido descrito por Sosa-Estani y col. (2000), en una zona de Argentina que hace límite con la región sur de Brasil.

VIII. CONCLUSIONES

VIII. CONCLUSIONES

Las principales conclusiones obtenidas de este estudio pueden resumirse en:

1 – Por primera vez se realiza en el oeste del estado de Santa Catarina (Brasil) un estudio epidemiológico sobre la leishmaniosis que incluye, conjuntamente, la población humana, reservorios y flebotominos vectores.

2 – Una prospección inicial en sueros del banco de sangre del Hospital Regional de Chapecó permite definir el umbral de positividad de la técnica de ELISA para los estudios seroepidemiológicos. Se detecta un 4,5% de sueros seropositivos al antígeno de *Leishmania* y, junto a una encuesta retrospectiva realizada con la Secretaría de Salud y los médicos de la zona, se localiza un posible foco de la enfermedad en el municipio de Quilombo.

3 – El revelado, por los sueros estudiados, de bandas de bajo peso molecular, en el antígeno de *L. (L.) infantum* mediante *Western Blot* se relaciona con valores de ELISA manifiestamente superiores a los detectados por aquellos sueros que revelan fracciones polipeptídicas de peso molecular superior a los 44 kD. Ello indica, una vez más, la posible inespecificidad de las bandas de alto peso molecular en el mencionado antígeno.

4 - El 63,9% de los habitantes del municipio de Quilombo a los que se aplica el test de la intradermorreacción de Montenegro, con antígeno de *L. amazonensis*, presentan reacción cutánea positiva. Esta elevada positividad es sorprendente al tratarse de una población sin sintomatología aparente. Consideramos que puede ser debida a la circulación de cepas de baja patogenicidad o a una exagerada respuesta celular de la población estudiada al antígeno inoculado, no necesariamente indicativa de un contacto previo con *Leishmania*.

5 – El test de ELISA no permite detectar ninguna muestra seropositiva entre la población humana del municipio de Quilombo a la cual se realizó la intradermorreacción de Montenegro. Por el contrario, resultan seropositivos el 8,3% de los perros analizados en el mismo municipio. Otros posibles reservorios de *Leishmania*, tales como *Rattus rattus* y *Didelphis albiventris* resultan seronegativos.

6 – Existe en el municipio de Quilombo, al menos, nueve especies del género *Lutzomyia* y una de *Brumptomyia*: *Lu. neivai*, *Lu. migonei*, *Lu. lanei*, *Lu. fischeri*, *Lu. alphabetica*, *Lu. firmatoi*, *Lu. borgmeieri*, *Lu. correalimai*, *Lu. shannoni* y *B. nitzulescui*. Las especies más abundantes son *Lu. neivai* (43,8%) seguida de *Lu. migonei* (39,1%). *Lu. migonei* fue descrita, previamente, como transmisora de *L. braziliensis* en Brasil. De *Lu. neivai*, así como de otras especies capturadas en menor cuantía, tales como *Lu. fischeri* y *Lu. shannoni* se sospecha su capacidad vectorial.

- La abundancia de *Lu. migonei* y *Lu. neivai*, en algunas de las localidades estudiadas, es suficiente para que ambas especies puedan actuar como vectoras efectivas de *L. braziliensis*.
- De las especies encontradas, se registran por primera vez en Santa Catarina la presencia de *Lu. correalimai* y *Lu. borgmeieri*.
- No se ha capturado ningún ejemplar de flebotominos vectores de *L. amazonensis*.

7 – A partir de los resultados obtenidos entre la población humana y canina y la presencia de lutzomias vectoras en el municipio de Quilombo, se considera la posibilidad de un foco activo del parásito de carácter subendémico. Por todo ello resulta imprescindible dar continuidad a la vigilancia epidemiológica de esta enfermedad en la región y proseguir los estudios iniciados.

IX. BIBLIOGRAFIA

IX. BIBLIOGRAFIA

- AGUDELO LÓPEZ, S del P. 1999. *El Western Blot como herramienta diagnóstica en la leishmaniosis cutánea por L. (V.) panamensis*. Tesis doctoral. Lab. Parasitol., Dep. Microbiol. Parasitol. Sanit., Fac. Farmàcia, Univ. Barcelona, 138 pp.
- AGUDELO, S.; PORTÚS, M. 2000. *Leishmania* Antigen Nonspecific Binding to Avidin in Biotin-Avidin Immunoassays. *Clin. Diag. Lab. Immunol.*, 7: 717-718.
- AGUIAR, G.M.; MEDEIROS, W.M.; SANTOS, S.C.; GAMBARDELLA, S. 1997. Ecology of Sandflies (Diptera, Psychodidae), Potential Vectors of Human Diseases at Iguazu National Park, Paraná State, Brazil. *Mem. Inst. Oswaldo Cruz*, 92: 319.
- AGUIAR, G.M.; MEDEIROS, W.M.; SANTOS, T.G.; KLEIN, A.F.L.; FERREIRA, V. 1993. Ecology of sandflies in a recent focus of cutaneous leishmaniasis in Paraty, litoral of Rio de Janeiro State (Diptera, Psychodidae, Phlebotominae). *Mem. Inst. Oswaldo Cruz*, 88: 339-340.
- AISA NACHE, M.J. 1997. *La técnica de Western Blot en la detección de la infección por Leishmania en el perro y en el control de su evolución*. Tesis doctoral. Lab. Parasitol., Dep. Microbiol. Parasitol. Sanit., Fac. Farmàcia, Univ. Barcelona, 200 pp.
- AISA, M. J.; CASTILLEJO, S.; GÁLLEGO, M; FISA, R.; RIERA, M.C.; COLMENARES, M de.; TORRAS, S.; ROURA, X.; SENTIS, J.; PORTÚS, M. 1998. Diagnostic potential of Western Blot analysis of sera from dogs with leishmaniasis in endemic areas and significance of the pattern. *Am. J. Trop. Med. Hyg.*, 58: 154-159.
- ALENCAR, J.E.; PESSÔA, E.P.; FONTENELLE, Z. F. 1960. Infecção natural de *Rattus rattus alexandrinus* por *Leishmania* (provavelmente *L. braziliensis*) em zona endêmica da leishmaniose tegumentar no Estado do Ceará, Brasil. Citado en: YOSHIDA, E.L.A. y col. 1979. Encontro de espécie do gênero *Leishmania* em *Didelphis marsupialis aurita* no estado de São Paulo, Brasil. Nota prévia. *Rev. Inst. Med. trop. São Paulo*, 21: 110-113.
- ALIMOHAMMADIAN, M. H; KIVANJAH, M.; PAK, F.; GAZNAVIA, A.; KHARAZMI, A. 1993. Evaluation of the efficacy of Iran leishmanin and comparison with leishmanins from Wellcome (UK) and Roma (Italy) in cured cutaneous leishmaniasis patients. *Trans. R. Soc. Trop. Med. Hyg.*, 87: 550-551.
- ALVAR, J.P.E. 1997. *Las leishmaniasis: de la biología al control*. Junta de Castilla y León, Zamora, 150 pp.
- ASHFORD, R.W. 2000. The leishmaniasis as emerging and reemerging zoonoses. *Intern. J. Parasitol.*, 30: 1269-1281.
- ASHFORD, R.W.; BETTINI, S. 1987. Ecology and epidemiology: Old World. En: Peters, W.; Killick-Kendrick, R. (1987). *The Leishmaniasis in Biology and Medicine.*, Vol.1. Edit. Academic Press, London: 366-424.

- ASHFORD, D.A.; DAVID, J.R.; FREIRE, M.; DAVID, R.; SHERLOCK, I.; EULÁLIO, M.da C.; SAMPAIO, D.P.; BADARO, R. 1998. Studies on control of visceral leishmaniasis: impact of dog control on canine and human visceral leishmaniasis in Jacobina, Bahia, Brazil. *Am. J. Trop. Med. Hyg.*, 59: 53-57.
- ASHFORD, R.W; DESJEUX, P.; de RAADT, P. 1992. Estimation of population at risk of infection and number of cases of leishmaniasis. *Parasitol. Today*, 8: 104-105.
- AZEVEDO, A.C.R.; VILELA, M.L.; SOUZA, N.A.; ANDRADE, C.C.A.; BARBOSA, A.F.; FIRMO, A.L.S.; RANGEL, E.F. 1996. The sand fly fauna (Diptera: Psychodidae: Phlebotominae) of a focus of cutaneous leishmaniasis in Ilheus, State of Bahia, Brazil. *Mem. Inst. Oswaldo Cruz*, 91: 75-79.
- BADARÓ, R.; REED, S. G.; BARRAL, A. ORGE, G.; JONES, T.C. 1986. Evaluation of the micro enzyme-linked immunosorbent assay (ELISA) for antibodies in american visceral leishmaniasis: antigen selection for detection-specific responses. *Am. J. Trop. Med. Hyg.*, 35: 72-78.
- BARATA, R.B. 1996. Ética e pesquisa epidemiológica. Ministério da Saúde/FNS, Informe epidemiológico do SUS, 4: 13-19.
- BARBOSA, G.M.S.; MARZOCHI, M.C.A.; MASSARD, C.L.; LIMA, G.P.; CONFORT, E.M. 1999. Aspectos epidemiológicos da leishmaniose tegumentar americana em cães, no município de Paraty, Estado do Rio de Janeiro, Brasil. *Cad. Saúde Públ.*, 15: 641-645.
- BARBOSA-SANTOS, E.G.O.; MARZOCHI, M.C.A.; CONCEIÇÃO, N.F.; BRITO, C.M.M.; PACHECO, R.S. 1998. Epidemiological survey on canine population with the use of immunoleish skin test in endemic areas of human american cutaneous leishmaniasis in the State of Rio de Janeiro, Brazil. *Inst. Med. trop. São Paulo.*, 40:
- BARBOSA-SANTOS, E.G.O.; MARZOCHI, M.C.A.; URTADO, W.; QUEIRÓS, F.; CHICARINO, J.; PACHECO, R.S. 1994. Leishmaniasis disseminated by *Leishmania braziliensis* in a mare (*Equus caballus*) immunotherapy and chemotherapy assays. *Mem. Inst. Oswaldo Cruz*, 89: 217-220.
- BARRETTO, M.P. 1942. Contribuição para o estudo da biologia dos flebotomos em condições experimentais (Diptera, Psychodidae). Citado em: FORATTINI, O. P. 1973. *Entomologia Médica*. Edgard Blücher Ltda, S.P., 657 pp.
- BARRETTO, M.P. 1943. Observações sobre a biologia em condições naturais de flebotomos do Estado de São Paulo (Diptera Psychodidae). S. Paulo, Faculdade de Medicina da Universidade de São Paulo (Tese). Citado em: FORATTINI, O. P. 1973. *Entomologia Médica*. Edgard Blücher Ltda, S.P., 657 pp.
- BARRETTO, M.P. 1950. Chaves para flebotomos brasileiros (Diptera, Psychodidae). *Anais Fac. Med. Univ. São Paulo.*, 25: 101-116.
- BERMAN, J.D. 1997. Human leishmaniasis: Clinical, diagnostic, and chemotherapeutic developments in the last 10 years. *Clin. Infect. Dis.*, 24: 684-703.

- BETTINI, S.; CONI, V.; SCARANO, C.; COGONI, M.; ATZENI, M.C. 1985. Aspetti recenti della leishmaniosi canina nelle province di Cagliari e Oristano: segnalazione de 123 casi. *Nuovo Progresso Veterinario*, 40: 77-80.
- BOGDAN, C.; STOSIEK, N.; FUCHS, H.; RÖLLINGHOFF, M.; SOLBACH W. 1990. Detection of potentially diagnostic leishmanial antigens by western blot analysis of sera from patients with kala-azar or multilesional cutaneous leishmaniasis. *J. Infect. Dis.*, 162: 1417-1418.
- BOLETIM EPIDEMIOLÓGICO. 1998. CENEPI-FUNASA, Ano III (4): Outubro, Novembro e Dezembro.
- BRANDÃO-FILHO, S.P.; BRITO, M.E.F. de; CARVALHO, F.G. de; ISHIKAWA, E.A.; CUPOLILLO, E.; SHAW, J.J. 2001. Incrimination of *Bolomys lasiurus* as reservoir of *Leishmania (V.) braziliensis* in Brazil. *Worldleish 2*, Greece: 100.
- BRANDÃO-FILHO, S.P.; BRITO, M.E.F. de; MARTINS, C.A.P.; SOMMER, I.B.; VALENÇA, H.F.; ALMEIDA, F. de A.; GOMES, J. 1998. Leishmaniose tegumentar americana em centro de treinamento militar localizado na Zona da Mata de Pernambuco, Brasil. *Rev. Soc. Bras. Med. Trop.*, 31: 575-578.
- BRANDÃO-FILHO, S.P.; CARVALHO, F.G. de; BRITO, M.E.F. de; ALMEIDA, F. de A.; NASCIMENTO, L.A. 1994. American Cutaneous Leishmaniasis in Pernambuco, Brazil: Eco-epidemiological Aspects in "Zona da Mata" Region. *Mem. Inst. Oswaldo Cruz*, 89: 445-449.
- BRAY, R.S. 1982. The zoonotic potential of reservoirs of leishmaniasis in the old world. *Ecol. Dis.*, 1: 257-267.
- BRITO, M.E.F. 1999. Desenvolvimento de um método diagnóstico para a leishmaniose tegumentar americana com base em Western Blot de frações antigênicas de *Leishmania braziliensis*. *Rev. Soc. Bras. Med. Trop.*, 32: 313-314.
- BUSATO, M.A.; GÁLLEGO, M.; PORTÚS, M. 2001. *Lutzomyia* (Diptera, Psychodidae, Phlebotominae) present in the west of the State of Santa Catarina, South Brazil. 3rd Intl. Congr. Vector Ecology, Spain.
- CALDAS, A. de J. M. 1999. Infecção por *Leishmania (Leishmania) chagasi* em crianças de uma área endêmica de leishmaniose visceral americana (LVA) na Ilha de São Luiz, Maranhão, Brasil. *Rev. Soc. Bras. Med. Trop.*, 32: 587-588.
- CAMPBELL-LENDRUM, D.; DUJARDIN, J.-P.; MARTINEZ, E.; FELICIANGELI, M.D.; PEREZ, J.E.; SILANS, L.N.M.P. de; DESJEUX, P. 2001. Domestic and peridomestic transmission of american cutaneous leishmaniasis: changing epidemiological patterns present new control opportunities. *Mem. Inst. Oswaldo Cruz*, 96: 159-162.

- CARDEÑOSA, N.M. 1995. *Valor de las diferentes fracciones antigénicas de L. infantum para el diagnóstico, pronóstico y seguimiento de la leishmaniosis visceral humana. Utilidad del análisis del cariotipo de Leishmania obtenido por campo pulsante como método de caracterización.* Tesis doctoral. Dep. Genética y Microbiol., Fac. Ciencias, Univ. Autónoma Barcelona, 245 pp.
- CARDEÑOSA, N.; RIERA, C.; CORTÉS, P.; MARCH, F.; MUÑOZ, C.; PORTÚS, M.; PRATS, G. 1995. Detection and characterization by immunoblot analysis of potentially diagnostic *Leishmania infantum* polypeptides in human visceral leishmaniasis. *Parasite Immunol.*, 17: 509-516.
- CARVALHO, E.M.; CORREIA FILHO, D.; BACELLAR, O.; ALMEIDA, R.P.; LESSA, H.; ROCHA, H. 1995. Characterization of the immune response in subjects with self-healing cutaneous leishmaniasis. *Am. J. Trop. Med. Hyg.*, 53: 273-277.
- CASANOVA, C.; MAYO, R.C.; RANGEL, O.; MASCARINI, L.M.; PIGNATTI, M.G.; GALATI, E.A.B.; GOMES, A.C. 1995. Natural *Lutzomyia intermedia* (Lutz & Neiva) infection in the Valley of the Mogi Guaçu River, State of São Paulo, Brazil. *Bol. Dir. Malariol. San. Amb.*, XXXV: 77-84.
- CASTELLÓN, E.G.; ARIAS, J.R.; FREITAS, R.A. de; NAIFF, R.D. 1994. Os flebotomíneos da região amazônica, estrada Manaus-Humaita, Estado do Amazonas, Brasil (Diptera: Psychodidae: Phlebotominae). *Acta Amazonica*, 24: 91-102.
- CASTELLÓN, E.G.; SILVA, M.N.T. DA; FÉ, N.F. 1995. Flebotomíneos (Diptera: Psychodidae) no Estado de Roraima, Brasil. Distribuição geográfica no Estado. *Bol. Dir. Malariol. San. Amb.*, XXXV: 85-100.
- CASTILLEJO GONZALEZ, S. 1995. *Epidemiología de la leishmaniosis canina en dos localidades del Priorat (Torroja y Margalef).* Tesina. Lab. Parasitol., Dep. Microbiol. Parasitol. Sanit., Fac. Farmàcia, Univ. Barcelona, 214 pp.
- CHAGAS, E.; FERREIRA, L.C.; DEANE, G.; DEANE, L.; GUIMARÃES, F.N. 1938. Leishmaniose visceral americana. II. Estudos epidemiológicos. Citado en: DEANE, L.M. 1958. Epidemiologia e profilaxia do calazar americano. *Congr. Trop. Med. Malaria*. Lisbon, III: 752-778.
- CHANIOTIS, B.N. 1967. The biology of California *Phlebotomus* (Diptera, Psychodidae) under laboratory conditions. Citado en: FORATTINI, O. P. 1973. *Entomologia Médica*. Ed. Edgard Blücher Ltda, S.P., 657 pp.
- CHILLER, T.M.; SAMUDIO, M.A.; ZOULEK, G. 1990. IGG antibody reactivity with *Trypanosoma cruzi* and *Leishmania* antigens in sera of patients with Chagas disease and Leishmaniasis. *Am. J. Trop. Med. Hyg.*, 43: 650-656.
- COHEN, C.; CORAZZA, F.; De MOL, P.; BRASSEUR, D. 1991. Leishmaniasis acquired in Belgium. *Lancet*, 338: 128.

- CONVIT, J.; ULRICH, M.; FERNÁNDEZ, C.T.; TAPIA, F.J.; CÁCERES-DITTMAR, G.; CASTÉS, M.; RONDÓN, A.J. 1993. The clinical and immunological spectrum of American cutaneous leishmaniasis. *Trans. R. Soc. Trop. Med. Hyg.*, 87: 44-448.
- CONDINO, M.L.F.; SAMPAIO, S.M.P.; HENRIQUES, L. de F.; GALATI, E.A.B.; WANDERLEY, D.M.V.; CORRÊA, F.M.A. 1998. Leishmaniose tegumentar americana: flebotomíneos de área de transmissão no município de Teodoro Sampaio, região sudoeste do Estado de São Paulo, Brasil. *Rev. Soc. Bras. Med. Trop.*, 31: 355-360.
- CORRÊA LIMA, E.; LUZ, E.; SOUZA, L.A. de. 1958. Leishmaniose tegumentar americana no município de Foz do Iguaçu. *Rev. Médica Paraná*, 27: 54-58.
- CORTE, M.A.; NOZAWA, M.R.; FERREIRA, M. do C.; PIGNATTI, M.G.; RANGEL, O.; LACERRA, S.S. 1996. Aspectos eco-epidemiológicos da leishmaniose tegumentar americana no Município de Campinas. *Cad. Saúde Públ.*, 12: 465-472.
- COSTA, C.A. da; TOLEDO, V.de P.C.P. de; GENARO, O.; WILLIAMS, P.; MAYRINK, W. 1996. Montenegro skin test – evaluation of the composition and stability of the antigen preparation. *Mem. Inst. Oswaldo Cruz*, 91: 193-194.
- COURA, J.R.; FERNANDES, O.; ARBOLEDA, M.; BARRETT, T.V. CARRARA, N.; DEGRAVE, W.; CAMPBELL, D.A. 1996. Human infection by *Trypanosoma rangeli* in the Brazilian Amazon. *Trans. R. Soc. Med. Hyg.*, 90: 278-279.
- COURTENAY, O.; MACDONALD, D.W.; LAINSON, R.; SHAW, J.J.; DYE, C. 1994. Epidemiology of canine leishmaniasis: a comparative serological study of dogs and foxes in Amazon Brazil. *Parasitol.*, 109: 273-279.
- CUBA CUBA, C.A.; MILES, M.A.; VEXENAT, A.; BARKER, D.C.; McMAHON PRATT, D.; BUTCHER, J.; BARRETO, A.C.; MARSDEN, P.D. 1985. A focus of mucocutaneous leishmaniasis in Três Braços, Bahia, Brazil: characterization and identification of *Leishmania* stocks isolated from man and dogs. *Trans. R. Soc. Trop. Med. Hyg.*, 79: 500-507.
- D’ALESSANDRO, A.; SARAVIA, N.G. 1992. *Trypanosoma rangeli*, 1-54. Citado en: GRISARD, E.C. y col. (1999). Characterization of *Trypanosoma rangeli* strains isolated in Central and South America: an Overview. *Mem. Inst. Oswaldo Cruz*, 94: 203-209.
- DEANE, L.M. 1958. Epidemiologia e profilaxia do calazar americano. VI Intern. Congr. Trop. Med. and Malaria. Lisbon, III: 752-778.
- DEDET, J.P. 1994. Leishmanioses dans le monde. *Méd. et Armées*, 22: 7-10.
- DEDET, J.P. 2000. Les leishmanioses: actualités. *Presse Méd.*, 29: 1019-1026.
- DESJEUX, P.M.D. 1996. Leishmaniasis. Public Health Aspects and Control. *Clinics in Dermatol.*, 14: 417-423.

- DIAS, E.S.; FALCÃO, A.L.; SILVA, J.E. da. 1997. Notes on the Sand Fly Fauna (Diptera: Psychodidae) in the State of Rio Grande do Sul, Brazil. Mem. Inst. Oswaldo Cruz, 92: 329-332.
- DIETZE, R.; BARROS, G.B.; TEIXEIRA, L.; HARRIS, J.; MICHELSON, K.; FALQUETO, A.; COREY, R. 1997. Effect of eliminating seropositive canines on the transmission of visceral leishmaniasis in Brazil. Clin. Infect. Dis., 25: 1240-1242.
- DOMINGOS, M. de F.; CARRERI-BRUNO, G.C.; CIARAVOLO, R.M. de C.; GALATI, E.A.B.; WANDERLEY, D.M.V.; CORRÊA, F.M. de A. 1998. Leishmaniose tegumentar americana: flebotomíneos de área de transmissão, no município de Pedro de Toledo, região sul do Estado de São Paulo, Brasil. Rev. Soc. Bras. Med. Trop., 31: 425-432.
- DOS SANTOS, J.I.; MORGADO, M.G.; GALVÃO-CASTRO, B. 1987. Human visceral leishmaniasis: analysis of the specificity of humoral immune response to polypeptides of *Leishmania donovani chagasi*. Am. J. Trop. Med. Hyg., 37: 263-270.
- DOUGHERTY, M.J.; WARD, R.; HAMILTON, G. (1992). Evidence for the accessory glands as the site of production of the oviposition attractant and/or stimulant of *Lutzomyia longipalpis* (Diptera: Psychodidae). J. Chem. Ecol., 18 :1165-1173.
- DOURADO, M.I.C.; NORONHA, C.V.; ALCANTARA, N.; ICHIHARA, M.Y.T.; LOUREIRO, S. 1989. Epidemiologia da leishmaniose tegumentar americana e suas relações com a lavoura e o garimpo, em localidade do estado da Bahia (Brasil). Rev. Saúde Pùb., 23: 2-8.
- DUHAMEL, R. C.; WHITEHEAD. 1990. Prevention of nonspecific binding of avidin. Methods Enzymol., 184: 201-207.
- EL AMIN EL R.M.; WRIGTH, E.P.; KAGER, P.A.; LAARMAN, J.J.; PONDMAN, K.W. 1985. ELISA using intact promastigotes for immunodiagnosis of kala-azar. Trans. R. Soc. Trop. Med. Hyg., 79: 344-350.
- EL AMIN EL R.M.; WRIGTH, E.P.; ABDEL RAHMAN, A.M.; KOLK, A. LAARMAN, J.J.; PONDMAN, K.W. 1986. Serodiagnosis of Sudanese visceral and mucosal leishmaniasis: comparison of ELISA-immunofluorescence and indirect haemagglutination. Trans. R. Soc. Trop. Med. Hyg., 80: 271-274.
- EVANS, T.G.; VASCONCELOS, I.A.B.; LIMA, J.W.; McAULLIFE, I.T.; LOPES, U.G.; PEARSON, R.D.; VASCONCELOS, A.W. 1990. Canine visceral leishmaniasis in northeast Brazil: assessment of serodiagnostic methods. Am. J. Trop. Med. Hyg., 42: 118-123.
- FAGUNDES, A.; MARZOCHI, M.C.A.; PEREZ, M.A.; SCHUBACH, A.; MARZOCHI, K.B.F. 2001. Study of Montenegro skin test in military populations in Brazil: positivity and unspecific response. Worldleish 2, Greece: 76.

- FALQUETO, A. 1995. Especificidade Alimentar de Flebotomíneos em Duas Áreas Endêmicas de Leishmaniose Tegumentar no Estado do Espírito Santo. Citado en: BARBOSA, G.M.S. y col. (1999). Aspectos epidemiológicos da leishmaniose tegumentar americana em cães, no município de Paraty, Estado do Rio de Janeiro, Brasil. Cad. Saúde Públ., 15: 641-645.
- FALQUETO, A.; COURA, J.R.; BARROS, G.C.; GRIMALDI Fº, G.; SESSA, P.A.; CARIAS, V.R.D.; de JESUS, A.C.; de ALENCAR, J.T.A. 1986. Participação do cão no ciclo da transmissão da leishmaniose tegumentar no município de Viana, estado do Espírito Santo, Brasil. Mem. Inst. Oswaldo Cruz, 81: 155-163.
- FALQUETO, A.; SESSA, P.A.; VAREJÃO, J.B.M.; BARROS, G.C.; MOMEN, H.; GRIMALDI Jr., G. 1991. Leishmaniasis due to *Leishmania braziliensis* in Espírito Santo State, Brasil. Further evidence on the role of dogs as a reservoir of infection for humans. Mem. Inst. Oswaldo Cruz, 86: 499-500.
- FAUSTO, A.M.; FELICIANGELI, M.D.; MAROLI, M.; MAZZINI, M. 1998. Morphological study of the larval spiracular system in eight *Lutzomyia* species (Diptera: Psychodidae). Mem. Inst. Oswaldo Cruz, 93: 71-79.
- FELICIANGELI, M.D. 1988. La fauna flebotomica (Diptera, Psychodidae) en Venezuela: I. Taxonomía y distribución geográfica. Bol. Dir. Malariol. San. Amb. 28: 99-113. Citado en: YOUNG, D.G.; DUNCAN, M.A. 1994. *Guide to the identification and geographic distribution of Lutzomyia sand flies in Mexico, the West Indies, Central and South America (Diptera: Psychodidae)*. Associated Publishers, Florida, 881 pp.
- FERREIRA, M.U. 2000. Debate sobre o artigo de Dina Czeresnia e Adriana Maria Ribeiro. Cad. Saúde Públ., 16: 609-610.
- FERRO, C.; CÁRDENAS, E.; CORREDOR, D.; MORALES, A.; MÜNSTERMANN, L.E. 1998. Life Cycle and Fecundity Analysis of *Lutzomyia shannoni* (Dyar) (Diptera: Psychodidae). Mem. Inst. Oswaldo Cruz, 93: 195-199.
- FISA SALADRIGAS, R. 1992. *Estudios sobre la estructura y dinámica del foco de leishmaniosis del Priorat*. Tesis Doctoral. Lab. Parasitol., Dep. Microbiol. Parasitol. Sanit., Fac. Farmàcia, Univ. Barcelona, 289 pp.
- FISA, R.; GÁLLEGO, M.; CASTILLEJO, S.; AISA, T.S.; RIERA, C.; CARRIÓ, J.; GÁLLEGO, J.; PORTÚS, M. 1999. Epidemiology of canine leishmaniasis in Catalonia (Spain). The example of the Priorat focus. Vet. Parasitol., 83: 87-97.
- FISA, R.; GÁLLEGO, M.; PORTÚS, M.; GÁLLEGO, J. 1990. Evolución de la leishmaniosis canina en zona endémica a través de su seguimiento serológico. Cien. Vet., 4: 69-76.
- FISA, R.; GÁLLEGO, M.; RIERA, C.; AISA, M.J.; VALLS, D.; SERRA, T.; de COLMENARES, M.; CASTILLEJO, S.; PORTÚS, M. 1997. Serologic diagnosis of canine leishmaniasis by dot-ELISA. J. Vet. Diagn. Invest., 9: 50-55.

FOLLADOR, I.; ARAUJO, C.; CARDOSO, M.A.; TAVARES-NETO, J.; BARRAL, A.; MIRANDA, J.C.; BITTENCOURT, A.; CARVALHO, M. 1999. Surto de leishmaniose tegumentar americana em Canoa, Santo Amaro, Bahia, Brasil. *Rev. Soc. Bras. Med. Trop.*, 32: 497-503.

FORATTINI, O.P. 1960. Sobre os reservatórios naturais da leishmaniose tegumentar americana. Citado en: YOSHIDA, E.L.A. y col. (1979). Encontro de espécie do género *Leishmania* em *Didelphis marsupialis aurita* no estado de São Paulo, Brasil. Nota prévia. *Rev. Inst. Med. trop. São Paulo*, 21: 110-113.

FORATTINI, O. P. 1971. Sobre a classificação da sub-família Phlebotominae nas Américas (Diptera, Psychodidae). *Pap. Avulsos*, 24: 93-111.

FORATTINI, O. P. 1973. *Entomologia Médica*. V.4. Edgard Blücher, S.P., 657 pp.

FRAHIA NETO, H.; SHAW, J.J.; LAINSON, R. 1970. Phlebotominae brasileiros – I: Descrição de una nova espécie de *Brumptomyia* e chave para identificação dos machos das espécies do género (Diptera, Psychodidae). *Rev. Bras. Biol.*, 30: 465-470.

FRANÇA, F.; LAGO, E.L.; TADA, S.; COSTA, J.M.L.; VALE, K.; OLIVEIRA, J.; COSTA, M.A.; OSAKI, M.; CHEEVER, L.; NETTO, E.M.; BARRETO, A.C.; JOHNSON, W.D.; MARSDEN, P.D. 1991. An outbreak of human *Leishmania (Viannia) braziliensis* infection. *Mem. Inst. Oswaldo Cruz*, 86: 169-174.

FREITAS, J.R. de; MAYRINK, W.; MANSUR NETO, E. 1960. Quantidade de sangue ingerida in natura por *Phlebotomus longipalpis* (Psychodidae) determinada pelo ferro radioativo (Fe-59). Citado en: FORATTINI, O. P. 1973. *Entomologia Médica*. Edgard Blücher Ltda, S.P., 657 pp.

GÁLLEGO BERENGUER, J. 1998. Manual de Parasitología. Morfología y biología de los parásitos de interés sanitario. Univ. Barcelona, Barcelona, 1ª Ed., 492 pp.

GÁLLEGO BERENGUER, J.; BOTET FREGOLA, J.; GÁLLEGO CULLERÉ, M.; PORTÚS VINYETA, M. 1992. Los flebotomos de la España península e Islas Baleares. Identificación y corología. Comentarios sobre los métodos de captura. En: "In memoriam" al Profesor Doctor D. F. de P. Martínez Gómez. Univ. Cordoba, 581-597.

GÁLLEGO CULLERÉ, M. 1997. Los flebotomos vectores de la leishmaniosis canina. Consideraciones generales. *Canis et Felis*, 29: 20-31.

GÁLLEGO, M.; GÁLLEGO, J.; MARRUGAT, O.; FISA, R.; PORTÚS, M.; RIERA, C. 1991. Gynandromorphism in a population of *Sergentomyia minuta* (Rondani, 1843) in the Northern of Spain. *Parasitologia*, 33: 253-260.

GÁLLEGO, M.; RIOUX, J.A.; RISPAIL, P.; GUILVARD, E.; GÁLLEGO, J.; PORTÚS, M.; DELALBRE, A.; BASTIEN, P.; MARTÍNEZ-ORTEGA, E.; FISA, R. 1990. Primera denuncia de flebotomos (Diptera, Psychodidae, Phlebotominae) en la provincia de Lérida (España, Cataluña). *Rev. Ibér. Parasitol.*, 50: 123-127.

- GARCÍA-MISS, MR.; ANDRADE NARVAEZ, F.J.; ESQUIVEL-VINAS, R.E.; SIMMONDS-DIAZ, E.B.; CANTO-LARA, S.B.; CRUZ-RUIZ, A.L. 1990. Localized cutaneous leishmaniasis (chiclero's ulcer) in Mexico: sensitivity and specificity of ELISA for IgG antibodies to *Leishmania mexicana*. Trans. R. Soc. Trop. Med. Hyg., 84: 356-358.
- GARNHAM, P.C.L. 1965. The leishmaniasis with special reference to the role of animal reservoir. Am. Zool., 5: 141-151.
- GENARO, O. 1991. Leishmaniose Tegumentar Americana e Leishmaniose Visceral. En: NEVES, D.P. 1991 *Parasitologia Humana*. Atheneu, S.P., 8ª Ed., 34-72.
- GENARO, O. 1995. Leishmaniose Tegumentar Americana e Leishmaniose Visceral. En: NEVES, D.P. y col. 1995. *Parasitologia Humana*. Atheneu, SP., 9ª Ed., 41-81.
- GODING, J.W. 1978. Use of staphylococcal protein A as an immunological reagent. J. Immunol. Meth., 20: 241-253.
- GOMES, A.C. 1986. American Leishmaniasis Epidemiology in Brazil. Insect Sci. Applic., 7: 161-169.
- GOMES, A.C. (1994). Sand fly vectorial ecology in the State of São Paulo. Mem. Inst. Oswaldo Cruz, 89: 457-460.
- GOMES, A.C.; GALATI, E.A.B. 1977. Flebotomíneos de Londrina, Paraná (Brasil) e observações ecológicas sobre algumas espécies. Rev. Saúde Públ., 11: 284-287.
- GOMES, A.C.; GALATI, E.A.B. 1989. Aspectos ecológicos da leishmaniose tegumentar americana. 7. Capacidade vetorial flebotomínea em ambiente florestal primário do sistema da Serra do Mar, região do Vale do Ribeira, Estado de São Paulo, Brasil. Rev. Saúde. Públ., 23: 136-142.
- GOMES, A.C.; NEVES V.L.F. de C. 1998. Estratégia e perspectivas de controle da leishmaniose tegumentar no Estado de São Paulo. Rev. Soc. Bras. Med. Trop., 31: 553-558.
- GOMES, A.C.; BARATA, J.M.; ROCHA e SILVA, E.O.; GALATI, E.A. 1989. Ecologic aspects of American tegumentary leishmaniasis. 6. Anthrophillic Phlebotomus fauna of residual forests located in the Northeastern region of the State of São Paulo, Brazil. Rev. Inst. Med. trop. São Paulo, 31: 32-39.
- GOMES, A.C.; COUTINHO, S.G.; PAIM, G.V.; OLIVEIRA, S.M.O. de; GALATI, E.A.B.; NUNES, M.P.; CAPINZAIKI, A.N.; YAMAMOTO, Y.I.; ROTTER, P. 1990. Aspectos ecológicos da leishmaniose tegumentar americana. 8. Avaliação da atividade enzoótica de *Leishmania (Viannia) braziliensis*, em ambiente florestal e peridomiciliar, região do Vale do Ribeira, Estado de São Paulo, Brasil. Rev. Inst. Med. trop. São Paulo, 32: 105-115.

GOMES, A.C.; RABELLO, E.X.; SANTOS, J.L.F.; GALATI, E.A.B. 1980. Aspectos ecológicos da leishmaniose tegumentar americana. 1. Estudo experimental da frequência de flebotomíneos a ecótopos artificiais com referencia especial a *Psychodopygus intermedius*. Rev. Saúde Púb., 14: 540-556.

GOMES, A.C.; SANTOS, J.L.F.; GALATI, E.A.B. 1986. Ecological aspects of American cutaneous leishmaniasis. 4. Observation on the endophilic behavior of the sandfly and the vectorial role of *Psychodopygus intermedius* in the Ribeira Valley region of the S. Paulo State, Brazil. Rev. Saúde Púb., 20: 280-287.

GOMES, A.C.; YAMAMOTO, Y.I.; CAPINZAIKI, A.N.; AMARAL, N.M.M.; GUIMARÃES, A.J.G. 1992. Aspectos ecológicos da leishmaniose tegumentar americana 9. Prevalência/Incidência da Infecção humana nos municípios de Pedro Toledo e Miracatu, São Paulo, Brasil. Rev. Inst. Med. trop. São Paulo, 34: 149-158.

GOMEZ NIETO, C.; HERNANDEZ, S.; ANGUIANO, A.; GUTIERREZ, P.N. 1985. Clínica de la leishmaniosis canina en Córdoba. IV Congr. Nac. Parasitol. Tenerife, 169.

GONZÁLEZ, R.; MARQUEZ, J.; CABELLO, D.; YEPEZ, J.; ALARCON M. 1994. Evaluación epidemiológica de la Leishmaniosis tegumentaria en una localidad del Estado Trujillo, Venezuela. Mediante el índice alérgico (Intradermorreacción para antígeno de *Leishmania*). Citado en: GONZÁLEZ y col. (2000). Evaluación de un brote de leishmaniosis tegumentaria americana en una comunidad rural del Estado Bolívar, Venezuela. Rev. Soc. Bras. Med. Trop., 33: 31-37.

GONZÁLEZ, M. R.; DEVERA, R.; MADRID, C.; ZGHAYER, S. 2000. Evaluación de un brote de leishmaniosis tegumentaria americana en una comunidad rural del Estado Bolívar, Venezuela. Rev. Soc. Bras. Med. Trop., 33: 31-37.

GRAMICCIA, M.; BETTINI, S.; GRADONI, L.; CIARMOLI, P.; VERRILLI, M.L.; LODDO, S.; CICALÒ, C. 1990. Leishmaniasis in Sardinia. 5. Leishmanin reaction in the human population of focus of low endemicity of canine leishmaniasis. Trans. R. Soc. Trop. Med. Hyg., 84: 371-374.

GRIMALDI Jr., G.; TESH, R.B.; McMAHON-PRAT, D. 1989. A review of the geographic distribution and epidemiology of leishmaniasis in the New World. Am. J. Trop. Med. Hyg., 41: 687-725.

GRISARD, E.C.; CARVALHO-PINTO, C.J.; SCHOLZ, A.F.; TOMA, H.K.; SCHLEMPER Jr. B.R.; STEINDEL, M. 2000a. *Trypanosoma cruzi* infection in *Didelphis marsupialis* in Santa Catarina and Arvoredo Islands, Southern Brazil. Mem. Inst. Oswaldo Cruz, 95: 795-800.

GRISARD, E.C.; STEINDEL, M.; GUARNERI, A.A.; EGER-MANGRICH, I.; CAMPBELL, D.A.; ROMANHA, A.J. 1999. Characterization of *Trypanosoma rangeli* strains isolated in Central and South America: an Overview. Mem. Inst. Oswaldo Cruz, 94: 203-209.

GRISARD, E.C.; STEINDEL, M.; SHAW, J.J. ISHIKAWA, E.A.Y.; CARVALHO-PINTO, C.J.; EGER-MANGRICH, I.; TOMA, H.K.; LIMA, J.H.; ROMANHA, A.J.; CAMPBELL, D.A. 2000b. Characterization of *Leishmania* sp. strains isolated from autochthonous cases of human cutaneous leishmaniasis in Santa Catarina State, Southern Brazil. *Acta Tropica*, 74: 89-93.

GROGL, M.; DAUGIRDA, J.L; HOOVER, D.L.; MAGILL, A.J.; BERMAN, J.D. 1993. Survivability and infectivity of viscerotropic *Leishmania tropica* from operation desert storm participants in human blood products maintained under blood bank conditions. *Am. J. Trop. Med. Hyg.*, 49: 308-315.

GUERRA, M.O.P. 1982. *Infecção subclínica na Leishmaniose Tegumentar Americana*. Dissertação de Mestrado. Citado em: SESSA, P.A. y col. (1991). Resultados da reação de Montenegro em pacientes com leishmaniose tegumentar americana, autóctones do Estado do Espírito Santo. *Rev. Ass. Med. Brasil*, 37: 115-118.

GUERRA, M.O.P.; FURTADO, T.; BARROS, G.C.; SESSA, P.A.; CARIAS, V.R.D. 1985. Infecção subclínica na Leishmaniose Tegumentar Americana. *An. Bras. Dermat.*, 60:365-369.

GUIMARÃES, F.N.; AZEVEDO, M.; DAMASCENO, R. 1968. Leishmaniose tegumentar – zoonose de roedores silvestres na Amazonia. *Mem. Inst. Oswaldo Cruz*, 66: 151-168.

GUIMARÃES, M.C.S.; CASTILHO, E.A.; CELESTE, B.J.; NAKAHARA, O.S.; AMATOWETO, V. 1985. Long-Term Storage of IgG and IgM on filter paper for use in parasitic disease seroepidemiology surveys. *Bull. Pan Amer. Health Org.*, 19: 16-28.

GUTIERREZ, Y.; SALINAS, G.; PALMA, G.; VALDERRAMA, L.; SANTRICH, C.; SARAVIA, N.G. 1991. Correlation between histopathology, immune response, clinical presentation and evolution in *Leishmania braziliensis* infection. *Am. J. Trop. Med. Hyg.*, 45: 281-289.

HASHIGUCHI, Y.; ARIAS, O.; MACIEL, D.; MANSUR, J.; FURUYA, M.; KAWABATA, M. 1991. Cutaneous leishmaniasis in south-eastern Paraguay: a study of an endemic area at Limoy. *Trans. R. Soc. Trop. Med. Hyg.*, 85: 592-594.

HASHIGUCHI, Y.; CHILLER, T.; INCHAUSTI, A.; DE ARIAS, A.; KAWABATA, M.; ALEXANDER, J.B. 1992. Phlebotomine sandfly species in Paraguay and their infection with *Leishmania*. *Ann. Trop. Med. Parasitol.*, 86: 175-180.

HO, M.; LEEUWENBORG, J.; BUGUA, G.M.; WAMACHI, A.; VOLLER, A. 1983. An enzyme-linked immunosorbent assay (ELISA) for field diagnosis of visceral leishmaniasis. *Am. J. Trop. Med. Hyg.*, 32: 943-946.

HOMMEL, M.; PETERS, W.; RANQUE, J.; QUILICI, M.; LANOTTE, G. 1978. The micro-ELISA technique in the serodiagnosis of visceral leishmaniasis. *Ann. Trop. Med. Parasitol.*, 72: 213-218.

- INCHAUSTI, A.; HASHIGUCHI, Y.; ARIAS A. de. 1990. Phlebotomes of Paraguay: species identification in three endemic areas (Diptera, Psychodidae, Phlebotominae). En: Hashiguchi, Y. (Ed.). 2000. *Estudios sobre la Leishmaniasis en el Nuevo Mundo y su Transmisión, con Especial Referencia al Ecuador*, 193 pp.
- IVERSSON, L.B.; CAMARGO, M.E.; VILLANOVA, A.; REICHMANN, M. de L.A.B.; ANDRADE, E.A. de; TOLEZANO, J.E. 1983. Inquérito sorológico para pesquisa de leishmaniose visceral em população canina urbana do município de São Paulo, Brasil (1979-1982). *Rev. Inst. Med. trop. São Paulo*, 25: 310-317.
- JONES, T.C.; JOHNSON Jr., W.D.; BARRETO, A.C.; LAGO, E.; BADARÓ, R.; CERF, B.; REED, S.G.; NETTO, E.M.; TADA, M.S.; FRANCA, F.; WIESE, K.; GOLIGHTLY, L.; FIKRIG, E.; COSTA, J.M.L.; CUBA, C.C.; MARSDEN, P.D. 1987. Epidemiology of American Cutaneous Leishmaniasis due to *Leishmania braziliensis braziliensis*. *J. Infect. Dis.*, 156: 73-83.
- KETTLE, D.S. 1995. *Medical and veterinary entomology*. Cab International, London, 2ª Ed., 725 pp.
- KILLICK-KENDRICK R. 1987. The microecology of *Leishmania* in the gut and proboscis of the sandfly. En: *Host-Parasite Cellular and Molecular Interactions in Protozoal Infection*. Nato. Asi Series, 11: 397-406.
- KILLICK-KENDRICK R. 1990. Phlebotomine Vectors of the Leishmaniasis: a review. *Med. Vet. Entomol.*, 4: 1-14.
- KILLICK-KENDRICK, R.; LAINSON, R.; RIOUX, J.-A.; SAFYANOVA, V.M. 1986. The taxonomy of *Leishmania* like parasites of reptiles. En: Rioux, J.A. (Ed.) 1986. *Leishmania. Taxonomie et Phylogénèse. Applications éco-épidémiologiques*. (Coll. Int. CNRS/INSERM, 1984). Ed. IMEEE. Montpellier, 143-148.
- KILLICK-KENDRICK R.; RIOUX, J.A.; BAILLY, M.; GUY, M.W.; WILKES, T.J.; GUY, F.M.; DAVIDSON, I.; KNECHTLI, R.; WARD, R.D.; GUILVARD, E.; PÉRIÈRES, J.; DUBOIS, H. 1984. Ecology of Leishmaniasis in the South of France 20. Dispersal of *Phlebotomus ariasi* Tonnoir, 1921 as a Factor in the Spread of Visceral Leishmaniasis in the Cévennes. *Ann. Parasitol. Hum. Comp.*, 59: 555-572.
- LAINSON, R.; SHAW, J.J. 1972. Leishmaniasis of the new world: taxonomic problems. *Brit. Med. Bull.*, 28: 44-48.
- LAINSON, R.; SHAW, J.J. 1974. Las leishmanias y las leishmaniasis del Nuevo Mundo, con particular referencia al Brasil. *Bol. Ofic. Sanit. Panam.*, 76: 93-114.
- LAINSON, R.; SHAW, J.J. 1977. Leishmaniasis of neotropical porcupines: *Leishmania hertigi deanei* nov. subsp. *Acta Amazonica*, 7: 51-57.
- LAINSON, R.; SHAW, J.J. 1978. Epidemiology and ecology of leishmaniasis in Latin-America. *Nature*, 273: 595-600.

- LAINSON, R.; SHAW J.J. 1987. Evolution, classification and geographical distribution. En: Peters, W.; KILLICK-KENDRICK, R. (Ed.). 1987. *The Leishmaniasis in Biology and Medicine*. Vol. 1. Ed. Academic Press, London, 1-120.
- LAINSON, R.; SHAW, J.J.; SILVEIRA, F.T.; SOUZA, A.A.A. de; BRAGA, R.R.; ISHIKAWA, E.A.Y. 1994. The dermal leishmaniasis of Brazil, with special reference to the eco-epidemiology of the disease in Amazonia. *Mem. Inst. Oswaldo Cruz*, 89: 435-443.
- LANOTTE, G. 1975. *Le foyer de leishmaniose viscérale des Cévennes. Limites et structures. Essai méthodologique*. Tesis doctoral. Fac. Med. Univ., Montpellier, 269 pp.
- LANOTTE, G.; RIOUX, J.A.; CROSET, H.; VOLLHARDT, Y. 1977. Dépistage de la leishmaniose canine. Stratégie d'enquête utilisée dans le foyer des Cévennes Méridionales. En: *Écologie des Leishmanioses*. Coll. CNRS, 239: 117-130.
- Le FICHOUX, Y.; QUARANTA, J.F.; AUFEUVRE, J.P.; LELIEVRE, A.; MARTY, P.; SUFFIA, I.; ROUSSEAU, D.; KUBAR, J. 1999. Occurrence of *Leishmania infantum* parasitemia in asymptomatic blood donors living in an area of endemicity in Southern France. *J. Clin. Microbiol.*, 37: 1953-1957.
- LEÓN, P.M.; PONS, A.R.; SERRANO, H. 1974. Estudio de los *Phlebotomus* (Diptera, Psychodidae) en zona endémica de leishmaniasis tegumentaria americana, en el distrito Miranda del Estado Zulia, Venezuela. *Kasmera*, 5: 43-73.
- LEWIS, D.J. 1971. Phlebotomid Sandflies. *Bull. WHO*, 44: 535-551.
- LIMA, A.P. 2000. *Distribuição da leishmaniose tegumentar e análise da sua ocorrência em ambientes antrópicos, no estado do Paraná, Brasil*. Dissertação de Mestrado. Univ. Est. de Londrina-PR, Brasil, 65 pp.
- LIMA FILHO, J.; STEINDEL, M. 1998. Aspectos Clínicos e Epidemiológicos da Leishmaniose Cutânea no Estado de Santa Catarina. *Arq. Cat. Med.*, 27: 25-31.
- LONARDONI, M.V.C.; TEODORO, U.; ARRAES, S.M.A.A.; SILVEIRA, T.G.V.; BERTOLINI, D.A.; ISHIKAWA, E.A.Y.; SHAW, J.J. 1993. Nota sobre leishmaniose canina no noroeste do Estado do Paraná, sul do Brasil. *Rev. Saúde Púb.*, 27: 378-379.
- LOW, G.O.; EDIN, M.D.; LOND, F.R.C.P.; COOKE, W.E.; IREL, F.R.C.S. 1926. A congenital case of kala-azar. *Lancet*, 11: 1209-1211.
- LUCENA, D.T. 1953. Flebotomos do nordeste. Morfologia de algumas espécies e sua distribuição geográfica. *Pap. Avulsos, Dep. Zool. Sec. Agr. São Paulo*, 11: 89-107.
- LUVIZOTTO, M.C.R.; MOREIRA, M.A.B.; CANDIDO, T.C.; LAURENTI, M.D.; CORBETT, C.E.P. 2001. Cytopathologic analysis of lymph nodes in canine visceral leishmaniasis: clinical and pathological correlation. *Worldleish* 2, Greece, 104.

LUZ, E.; MEMBRIVE, N.; CASTRO, E.A.; DEREURE, J.; PRATLONG, F.; DEDET, J.A.; PANDEY, A.; THOMAZ-SOCCOL, V. 2000. *Lutzomyia whitmani* (Diptera: Psychodidae) as vector of *Leishmania (V.) braziliensis* in Parana State, Southern Brazil. *Ann. Trop. Med. Parasitol.*, 94: 623-631.

LUZ, K.G.; da SILVA, V.O.; GOMES, E.M.; MACHADO, F.C.S.; ARAUJO, M.A.F.; FONSECA, H.E.M.; FREIRE, T.C.; D'ALMEIDA, J.B.; PALATNIK, M.; PALATNIKDE-SOUZA, C.B. 1997. Prevalence of anti-*Leishmania donovani* antibody among brazilian blood donors and multiply transfused hemodialysis patients. *Am. J. Trop. Med. Hyg.*, 57: 168-171.

MADEIRA, M.de F.; SERRA, C.M.B.; UCHÔA, C.M.A.; DUARTE, R.; CRUZ, D.A.M. da; PERDOMO, C. do C. 2000. Leishmaniose canina: avaliação sorológica de 310 cães na região de Itaipu, Rio de Janeiro. *Cad. Saúde Púb.*, 16: 568.

MALCHIODI, E.L.; CHIARAMONTE, M.G.; TARANTO, N.J.; ZWIRNER, N.W.; MARGNI, R.A. 1994. Cross-reactivity studies and differential serodiagnosis of human infections caused by *Trypanosoma cruzi* and *Leishmania* spp.; use of immunoblotting and ELISA with a purified antigen. *Clin. Exp. Immunol.*, 97: 417-423.

MARCONDES, C.B. 1996. A redescription of *Lutzomyia (Nyssomyia) intermedia* (Lutz & Neiva, 1912), and resurrection of *L. neivai* (Pinto, 1926) (Diptera, Psychodidae, Phlebotominae). *Mem. Inst. Oswaldo Cruz*, 91: 457-462.

MARCONDES, C.B. 1997a. Introgression between *Lutzomyia intermedia* and both *Lu. neivai* and *Lu. whitmani*, and their roles as vectors of *Leishmania braziliensis*. *Trans. R. Soc. Trop. Med. Hyg.*, 91: 725-726.

MARCONDES, C.B. 1997b. Morfometria e DNA mitocondrial de populações sul americanas de *Lutzomyia (Nyssomyia) intermedia* (Lutz & Neiva, 1912) (Diptera, Psychodidae, Phlebotominae). *Rev. Soc. Bras. Med. Trop.*, 30: 533-534.

MARCONDES, C.B. 1998. Seria a taxonomia insignificante para a ecologia de vetores? *Rev. Soc. Bras. Med. Trop.*, 31: 491-493.

MARCONDES, C.B.; CONCEIÇÃO, M.B.E.; PORTES, M.G.T.; SIMÃO, B.P. 2000. Phlebotomine fauna in a focus of dermal leishmaniasis in the Eastern Region of Santa Catarina State, Southern Brazil – Preliminary observations (Diptera, Psychodidae, Phlebotominae). *Mem. Inst. Oswaldo Cruz*, 95: 328.

MARCONDES, C.B.; LE PONT, F.; LOZOVEI, A.L. 1998b. *Lutzomyia neivai* (Pinto, 1926) in Bolivia (Diptera, Psychodidae, Phlebotominae). *Mem. Inst. Oswaldo Cruz*, 93: 203-204.

MARCONDES, C.B.; LOZOVEI, A.L.; GALATI, A.B. 1998c. Variações regionais e interespecíficas na morfologia de insetos do complexo *Lutzomyia intermedia* (Diptera, Psychodidae, Phlebotominae). *Rev. Saúde Púb.*, 32: 519-525.

MARCONDES, C.B.; LOZOVEI, A.L.; VILELA, J.H. 1998a. Distribuição geográfica de flebotomíneos do complexo *Lutzomyia intermedia* (Lutz & Neiva, 1912) (Diptera, Psychodidae). *Rev. Soc. Bras. Med. Trop.*, 31: 51-58.

- MARCONDES, C.B.; SANTOS-NETO, L.G.; LOZOVEI, A.L. 2001. Ecology of Phlebotomine sandflies (Diptera, Psychodidae) in Brazilian Atlantic Forest. *Rev. Soc. Bras. Med. Trop.*, 34: 255-260.
- MARTINS, A.V.; GODOY JR, T. L. de; SILVA, J.E. da. 1961. Nota sobre os flebótomos dos Estados do Paraná e Santa Catarina, com a redescoberta da *Lutzomyia gaminarai* (Cordero, Vogelsang & Cossio, 1928) (Diptera, Psychodidae). *Rev. Bras. Biol.*, 21: 309-316.
- MARTINS, A.V.; WILLIAMS, P.; FALCÃO, A.L. 1978. *American sand flies*. Acad. Bras. Ciênc. SP., 195 pp.
- MARZOCHI, M.C.A.; COUTINHO, S.G.; SABROZA, P.C.; SOUZA, W.J.S. 1980. Reação de imunofluorescência indireta e intradermoreação para leishmaniose tegumentar americana em moradores na área de Jacarepaguá (Rio de Janeiro) . Estudo comparativo dos resultados observados em 1974 e 1978. *Rev. Inst. Med. trop. São Paulo*, 22: 149-155.
- MASUDA, A.; NASCIMENTO, S.F.; GUERRA, C.S.; PARANHOS, G.S.; FERREIRA, A.W. 1989. Analysis of the specificity of human antibodies to antigens of *Leishmania braziliensis braziliensis*. *Rev. Inst. Med. trop. São. Paulo*, 31: 228-234.
- MAYO, R.C.; CASANOVA, C.; MASCARINI, L.M.; PIGNATTI, M.G.; RANGEL, O.; GALATI, E.A.B.; WANDERLEY, D.M.V.; CORRÊA F.M. de A. 1998. Flebotomíneos (Diptera, Psychodidae) de área de transmissão de leishmaniose tegumentar americana, no município de Itupeva, região sudeste do Estado de São Paulo, Brasil. *Rev. Soc. Bras. Med. Trop.*, 31: 339-345.
- MEINECKE, C.K.; SCHOTTELIUS, J.; OSKAM, L.; FLEISCHER, B. 1999. Congenital transmission of visceral leishmaniasis (Kala Azar) from an asymptomatic mother to her child. *Am. Acad. Ped.*, 104: 1122.
- MELO, G.B. 1940. Verificação da infecção natural do gato (*Felix domesticus*) por um protozoário de gênero *Leishmania*. *Brasil Médico*, 54: 6.
- MS/FUNASA: MINISTERIO DE SAÚDE - FUNDAÇÃO NACIONAL DE SAÚDE. 2000. Manual de controle da Leishmaniose Tegumentar Americana, 62 pp.
- MS/FUNASA: MINISTERIO DE SAÚDE - FUNDAÇÃO NACIONAL DE SAÚDE. Guia de vigilância epidemiológica – Leishmaniose Visceral. www.funasa.gov.br/pub/GVE/
- MINTER, D.M. 1976. Effects of transmission to man of the presence of domestic animals infested households. En *New Approaches in American Trypanosomiasis Research*. PAHO Sci. Publ., 318: 330-337.
- MIRANDA, C.; MASSA, J.L.; MARQUES, C.C.A. 1996. Análise da ocorrência da leishmaniose tegumentar americana através de imagem obtida por sensoriamento remoto orbital em localidade urbana da região Sudeste do Brasil. *Rev. Saúde Públ.*, 30: 433-437.

- MOLL, H.; FLOHÉ, C.; RÖLLINGHOFF M. 1995. Dendritic cells in *Leishmania major* immune mice harbor persistent parasites and mediate an antigen-specific T cell immune response. *Eur. J. Immunol.*, 25: 693-699.
- MORENO, G.; PRATLONG, F.; VELEZ, I.D.; RESTREPO, M.; RIOUX, J.-A. 1986a. Individualisation du complexe *Leishmania guyanensis*. À propos de l'analyse numérique de sept zymodèmes. En: Rioux, J.A. (Ed.). 1986. *Leishmania. Taxonomie et Phylogénèse. Applications éco-épidémiologiques*. (Coll. Int. CNRS/INSERM, 1984). Ed. IMEEE. Montpellier, 165-172.
- MORENO, G.; RIOUX, J.-A.; LANOTTE, G.; PRATLONG, F.; SERRES, E. 1986b. Le complexe *Leishmania donovani* s.l. Analyse enzymatique et traitement numérique. Individualisation du complexe *Leishmania infantum*. Corollaires biogéographiques et phylétiques à propos de 146 souches originaires de l'ancien et du Nouveau Monde. En: Rioux, J.A. (Ed.) 1986. *Leishmania. Taxonomie et Phylogénèse. Applications éco-épidémiologiques*. (Coll. Int. CNRS/INSERM, 1984). Ed. IMEEE. Montpellier, 105-117.
- MORILLAS MÁRQUEZ, F.; GUEVARA BENITEZ, D.C.; UBEDA ONTIVEROS, J.M.; GONZALEZ CASTRO, J. 1983. Fluctuations annuelles des populations de Phlébotomes (Diptera, Phlebotomidae) dans la province de Grenade (Espagne). *Ann. Parasitol. Hum. Comp.*, 58: 625-632.
- NEVES, J. 1978. *Diagnóstico e Tratamento das Doenças Infecciosas e Parasitárias*. Guanabara Koogan, RJ., 1112 pp.
- NUNES, M.P.; JACKSON, J.M.; CARVALHO, R.W.; FURTADO, N.J.; COUTINHO, S.G. 1991. Serological survey for canine cutaneous and visceral leishmaniasis in areas at risk for transmission in Rio de Janeiro where prophylactic measures had been adopted. *Mem. Inst. Oswaldo Cruz*, 86: 411-417
- NUNES, V.L.B.; DORVAL, M.E.C.; OSHIRO, E.T.; NOGUCHI, R.C.; ARÃO, L.B.; HANS FILHO, G.; ESPÍNDOLA, M.A.; CRISTALDO, G.; ROCHA, H.C.; SERAFINI, N.; SANTOS, D. 1995. Estudo epidemiológico sobre leishmaniose tegumentar (LT) no município de Corguinho, Mato Grosso do Sul – Estudos na população humana. *Rev. Soc. Bras. Med. Trop.*, 28: 185-193.
- NUNES, V.L.B.; YAMAMOTO, Y.I.; REGO JUNIOR, F.A.; DORVAL, M.E.C.; GALATI, E.A.B.; OSHIRO, E.T.; RODRIGUES, M. 1988. Aspectos epidemiológicos da leishmaniose visceral em cães de Corumbá, Mato Grosso do Sul. *Pesq. Vet. Bras.*, 8: 17-21.
- OLIVEIRA, G.G.S.; SANTORO, F.; SADIGURSKY, M. 1993. The subclinical form of experimental visceral leishmaniasis in dogs. *Mem. Inst. Oswaldo Cruz*, 88: 243-248.
- OMS. 1984. *Informe de un Comité de Expertos de la OMS*. Serie de informes técnicos, 701. Ginebra, 151 pp.
- OMS. 1990. *Lucha contra las leishmaniasis. Informe de un comité de expertos de la OMS*. 793. Ginebra, 177 pp.

OPS. 1996. *Epidemiología y control de la leishmaniasis en las Américas, por país o territorio*, 44, 52 pp.

PALATNIK-de-SOUZA, C.B.; PARAGUAI-de-SOUZA, E.; GOMES, E.M.; SOARES-MACHADO, F.C.; LUZ, K.G.; BOROJEVIC, R. 1996. Transmission of visceral leishmaniasis by blood transfusion in hamsters. *Braz. J. Med. Biol. Res.*, 29: 1311-1315.

PALATNIK-de-SOUZA, C.B.; SANTOS, W.R.; FRANÇA-SILVA, J.C.; COSTA, R.T.; REIS, A.B.; PALATNIK, M.; MAYRINK, W.; GENARO, O. 2001. Impact of canine control on brazilian Kala-azar. *Worldleish 2, Greece*: 106.

PASSOS, V.M.A. 1999. *Leishmaniose tegumentar americana: caracterização clínica, evolutiva laboratorial e epidemiológica (Belo Horizonte, 1989-95)*. *Rev. Soc. Bras. Med. Trop.*, 32: 207-209.

PASSOS, V.M.A.; FALCÃO, A.L.; MARZOCHI, M.C.A.; GONTIJO, C.M.F.; DIAS, E.S.; BARBOSA-SANTOS, E.G.O.; GUERRA, H.L.; KATZ, N. 1993. Epidemiological aspects of american cutaneous leishmaniasis in a periurban area of the metropolitan region of Belo Horizonte, Minas Gerais, Brazil. *Mem. Inst. Oswaldo Cruz*, 88: 103-110.

PEARSON, R.D.; STEIGBIGEL, R.T. 1980. Mechanism of lethal effect of human serum upon *Leishmania donovani*. *J. Immunol.*, 125: 2195-2210.

PEREIRA, I.R.; HOCH, A. 1990. *Lutzomyia intermedia* as a suspected vector of *Leishmania Viannia braziliensis* in Bahia State, Brazil. *Rev. Soc. Bras. Med. Trop.*, 23: 235.

PESSÔA, S.B. 1958. *Parasitologia Médica*. Guanabara Koogan, RJ., 5ª Ed., 1124 pp.

PIGNATTI, M.G.; MAYO, R.C.; ALVES, M.J.; SOUZA, S.S.; MACEDO, F.; PEREIRA, R.M. 1995. American tegumentary leishmaniasis in the northeastern State of São Paulo-Brazil. *Rev. Soc. Bras. Med. Trop.*, 28: 243-247.

PINEDA, J.A.; MACÍAS, J.; MORILLAS, F.; FERNÁNDEZ-OCHOA, J.; CARA, J.; ROSA, R. de la; MARTÍN-SÁNCHEZ, J.; GONZÁLEZ, M.; GARCÍA-BRIONES, E.; DELGADO, J.; LISSEN, E. 2001. False-positive results of leishmanin skin test due to phenol-containing diluent. *Trans. R. Soc. Trop. Med. Hyg.*, 95: 173-174.

PIRMEZ, C.; COUTINHO, S.G.; MARZOCHI, M.C.A.; NUNES, M.P.; GRIMALDI Jr. G. 1988. Canine american cutaneous leishmaniasis: a clinical and immunological study in dogs naturally infected with *Leishmania braziliensis braziliensis* in an endemic area of Rio de Janeiro, Brazil. *Am. J. Trop. Med. Hyg.*, 38: 52-58

PORTÚS VINYETA, M. 1997. Diagnóstico de laboratorio de la leishmaniosis canina. *Canis et Felis*, 29: 45-51.

PORTÚS, M.; SEGUÍ, M.G.; VALLS, D. 1989. Influencia del tiempo y de la temperatura en la estabilidad de muestras de sangre obtenidas sobre papel de filtro para determinación serológica de la leishmaniosis. VI Congr. Nac. I Congr. Ib. Parasitol. España: 210.

- PRIMIO, R. di. 1933. Os flebotomos do litoral do Rio Grande do Sul. Arq. Rio Grand. Med., 475-482.
- QUEIROZ, R.G. de; VASCONCELOS, I. de A.B.; VASCONCELOS, A.W.; PESSOA, F.A.C.; SOUSA, R.N.de; DAVID, J.R. 1994. Cutaneous Leishmaniasis in Ceara State in Northeastern Brazil: Incrimination of *Lutzomyia whitmani* (Diptera: Psychodidae) as a vector of *Leishmania braziliensis* in Baturite Municipality. Am. J. Trop. Med. Hyg., 50: 693-698.
- RANGEL, E.F.; SOUZA, N.A. de; WERMELINGER, E.D.; BARBOSA, A.F. 1985. Estabelecimento de colônia, em laboratório, de *Lutzomyia intermedia* Lutz & Neiva, 1912 (Diptera, Psychodidae, Phlebotominae). Mem. Inst. Oswaldo Cruz, 80: 219-226.
- RANGEL, O.; VIDO, A.A. 1997. Fauna flebotomínea de leishmaniose tegumentar americana na região de São João da Boa Vista – SP. Rev. Patol. Trop., 26: 17-24.
- RANQUE, P. 1978. Les leishmanioses au Sénégal (étude épidémiologique et écologique). Med. Trop., 38: 413-417
- REED, S.G.; BADARÓ, R.; LLOYD, R.M. 1987. Identification of specific and cross-reactive antigens of *Leishmania donovani chagasi* by human infection sera. J. Immunol., 138: 1596-1601.
- REED, S.G.; SHREFFLER, W.G.; BURNS JR, J.M.; SCOTT, J.M.; ORGE, M. da G.; GHALIB, H.W.; SIDDIG, M.; BADARÓ, R. 1990. An improved serodiagnostic procedure for visceral leishmaniasis. Am. J. Trop. Med. Hyg., 43: 632-639.
- REITHINGER, R.; DAVIES, C.R. 1999. Is the domestic dog (*Canis familiaris*) a reservoir host of american cutaneous leishmaniasis? A critical review of the current evidence. Am. J. Trop. Med. Hyg., 61: 530-541.
- RIERA, C.; FISA, R.; UDINA, M.; GÁLLEGO, M.; CALLE, S.; TEBAR, S.; PORTÚS, M. 2001. Cryptic leishmaniosis in blood donors living in an endemic area (Balears Islands, Spain). Worldleish 2, Greece: 71.
- RIERA, C.; VALLADARES, J.E.; GÁLLEGO, M.; AISA, M.J.; CASTILLEJO, S.; FISA, R.; RIBAS, N.; CARRIÓ, J.; ALBEROLA, J.; ARBOIX, M. 1999. Serological and parasitological follow-up in dogs experimentally infected with *Leishmania infantum* and treated with meglumine antimoniate. Vet. Parasitol., 84: 33-47.
- RIOUX, J.A.; GOLVAN, Y.J.; CROSET, H.; HOUIN, R.; TOUR, S. 1968. Enquête écologique sur les leishmanioses dans le sud de la France. Bull. de l'INSERM, 23: 1125-1164.
- RIOUX, J.A.; GOLVAN, Y.J.; HOUIN, R.; CROSET, H.; TOUR, S. 1970. Résultats d'une enquête écologique sur le foyer leishmanien des Cévennes méridionales. Revue Médicale., 18: 1039-1052.

- RIOUX, J.-A.; LANOTTE, G.; PETTER, F.; DEREURE, J.; AKALAY, O.; PRATLONG, F.; VELEZ, I.D.; FIKRI, N.B.; MAAZOUN, R.; DENIAL, M.; JARRY, D.-M.; ZAHAF, A.; ASHFORD, R.W.; CADI-SOUSSI, M.; KILLICK-KENDRICK, R.; BENMANSOUR, N.; MORENO, G.; PÉRIÈRES, J.; GUILVARD, E.; ZRIBI, M.; KENNOU, M.-F.; RISPAIL, P.; KNECHTLI, R.; SERRES, E. 1986. Les leishmanioses cutanées du bassin méditerranéen occidental. De l'identification enzymatique à l'analyse éco-épidémiologique. L'exemple de trois "foyers", tunisien, marocain et français. En: Rioux, J.A. (Ed.) 1986. *Leishmania. Taxonomie et phylogénèse. Applications éco-épidémiologiques*. (Coll. Int. CNRS/INSERM, 1984). Ed. IMEEE, Montpellier, 365-395.
- RIOUX, J.A.; LANOTTE, G.; SERRES, E.; PRATLONG, F.; BASTIEN, P.; PÉRIÈRES, J. 1990. Taxonomy of *Leishmania*. Use of isoenzymes. Suggestions for a new classification. *Ann. Parasitol. Hum. Comp.*, 65: 111-125.
- ROFFI, J.; DEDET, J.P.; DESJEUX, P.; GARRÉ, M.T. 1980. Detection of circulating antibodies in cutaneous leishmaniasis by enzyme-linked immunosorbent assay (ELISA). *Am. J. Trop. Med. Hyg.*, 29: 183-189.
- ROMAÑA, C.; ABALOS, J.W. 1949. Distribution de flebotomos y leishmaniosis tegumentaria en la Argentina. *An. Inst. Med. Reg.*, 2: 293-302.
- ROMERA LOZANO, E. 1996. *Aspectos biológicos de los flebotomos (Diptera, Psychodidae) y estudio comparado de la efectividad de distintos métodos de captura para muestreo*. Tesis Doctoral. Dep. Biología Animal, Univ. Murcia, 504 pp.
- SAFYANOVA, V.M. 1982. Classification of the genus *Leishmania* Ross. En: *The Leishmania. Protozoology*. Academy of Sciences, USSR. All Un. Soc. Protozool., Leningrad, Chap. II. 7: 95-101.
- SALOMÓN, O.D.; SOSA ESTANI, S.; MONZANI, A.S.; STUDER, C. 2001a. Epidemic outbreak of tegumentary leishmaniasis in Puerto Esperanza, Misiones, Argentina 1998. *Worldleish 2, Greece*: 20.
- SALOMÓN, O.D.; SOSA ESTANI, S.; CANINI, L.; CÓRDOBA LANÚS, E. 2001b. Tegumentary leishmaniasis in an area with epidemic levels of transmission, Salta, Argentina, 1998. *Worldleish 2, Greece*: 76.
- SALOMÓN, O.D.; SOSA ESTANI, S.; ROSSI, G.C.; SPINELLI, G.R. 2001c. Presencia de *Lutzomyia longipalpis* y situación de la leishmaniosis visceral en Argentina. *Medicina*, 61: 174-178.
- SALOMÓN, O.D.; TRAVI, B.L.; SEGURA, E.L. 1995. Note on Sandflies associated with a tegumentary leishmaniasis focus in Salta, Argentina, 1988. *Rev. Inst. Med. trop. São Paulo*, 37: 91-92.
- SALOMÓN, O.D.; ZAIDENBERG, M.; BURGOS R.; HEREDIA, V.I.; CAROPRESI, S.L. 2001d. American cutaneous leishmaniasis outbreak, Tartagal City, Province of Salta, Argentina, 1993. *Rev. Inst. Med. trop. São Paulo*, 43: 105-108.

- SÃO THIAGO, P. de T.; GUIDA, U. 1990. Leishmaniose tegumentar no oeste do estado de Santa Catarina, Brasil. Rev. Soc. Bras. Med. Trop., 23: 201-203.
- SAVANI, E.S.M.M.; GALATI, E.A.B.; CAMARGO, M.C.G.O.; D'AURIA, S.R.N.; DAMACENO, J.T.; BALDUINO, S.A. 1999. Inquérito sorológico sobre leishmaniose tegumentar americana em cães errantes no Estado de São Paulo, Brasil. Rev. Saúde Públ., 33: 629-631.
- SEGUÍ, M.G.; VALLS, D.; FISA, R.; GÁLLEGO, M.; PORTÚS, M. 1990. Estandarización de las condiciones de conservación y elución de muestras de sangre recogidas en papel de filtro para el estudio serológico de la leishmaniosis. Rev. Ibér. Parasitol., 50: 323-328.
- SESSA, P.A.; FALQUETO, A.; BARROS, G.C.; VAREJÃO, J.B.M. 1991. Resultados da reação de Montenegro em pacientes com leishmaniose tegumentar americana, autóctones do Estado do Espírito Santo. Rev. Ass. Med. Brasil., 37: 115-118.
- SHAW, J.J.; LAINSON, R. 1972. Leishmaniasis in Brazil: VI. Observations on the seasonal variations of *Lutzomyia flaviscutellata* in different types of forest and its relationship to enzootic rodent leishmaniasis (*Leishmania mexicana amazonensis*). Trans. R. Soc. Trop. Med. Hyg., 66: 709-717.
- SHERLOCK, I.A.; PESSÔA, S.B. 1964. Métodos práticos para a captura de flebótomos. Rev. Bras. Biol., 24: 331-340.
- SILVA, A.C. da; GOMES, A. de C. 2001. Estudo da competência vetorial de *Lutzomyia intermedia* (Lutz & Neiva, 1912) para *Leishmania (Viannia) braziliensis*, Vianna, 1911. Rev. Soc. Bras. Med. Trop., 34: 187-191.
- SILVA, O.S. da 2000. Studies on Sandflies (Diptera: Psychodidae) of the Parque Estadual do Turvo, RS, Brazil, and their role in *Leishmania* transmission. Rev. Inst. Med. trop. São Paulo, 42: 124.
- SILVA, O.S. da; GRÜNEWALD, J. 1999. Natural haematophagy of male *Lutzomyia* sandflies (Diptera: Psychodidae). Med. Vet. Entomol., 13: 465-466.
- SILVEIRA, F.T.; LAINSON, R. SHAW, J.J.; BRAGA, R.R.; ISHIKAWA, E.E.A.; SOUZA, A.A.A. 1991. Leishmaniose cutânea na Amazônia: isolamento de *Leishmania (Viannia) lainsoni* do roedor *Agouti paca* (Rodentia: Dasyproctidae), no Estado do Pará, Brasil. Rev. Inst. Med. trop. São Paulo, 33: 18-22.
- SILVEIRA, T.G.V.; ARRAES, S.M.A.A.; BERTOLINI, D.A.; TEODORO, U.; LONARDONI, M.V.C.; ROBERTO, A.C.B.S.; RAMOS, M.; NERILO SOBRINHO, A.; ISHIKAWA, E.; SHAW, J. 1999. Observações sobre o diagnóstico laboratorial e a epidemiologia da leishmaniose tegumentar no Estado do Paraná, sul do Brasil. Rev. Soc. Bras. Med. Trop., 32: 413-423.

- SILVEIRA, T.G.V.; TEODORO, U.; LONARDONI, M.V.C.; GUILHERME, A.L.F.; TOLEDO, M.J.O.; RAMOS, M.; ARRAES, S.M.A.A.; BERTOLINI, D.A.; SPINOZA, R.P.; BARBOSA, O.C. 1996. Aspectos epidemiológicos da leishmaniose tegumentar em área endêmica do estado do Paraná, Brasil. *Cad. Saúde Pùb.*, 12: 141-147.
- SOSA-ESTANI, S.; SEGURA, E.L.; SALOMÓN, O.D.; GÓMEZ, A.; PERALTA, M. COUTADA, V.; RUIZ, L.M. 2000. Tegumentary leishmaniasis in Northern Argentina: distribution of infection and disease, in three municipalities of Salta, 1990-1992. *Rev. Soc. Bras. Med. Trop.*, 33: 573-582.
- SOUZA, N.A.; ANDRADE-COELHO, C.A.; VILELA, M.L.; RANGEL, E.F. 2001. The Phlebotominae Sand Fly (Diptera: Psychodidae) Fauna of Two Atlantic Rain Forest Reserves in the State of Rio de Janeiro, Brazil. *Mem. Inst. Oswaldo Cruz*, 96: 319-324.
- SPINELLI, G.R.; ROSSI, G.C.; RODRIGUEZ, E.A. 1999. Further notes on Phlebotominae from Argentina (Diptera: Psychodidae). *Rev. Soc. Entomol. Argentina*, 58: 197-200.
- STEINDEL, M.; CARVALHO PINTO, C.J.; TOMA, H.K.; MANGIA, R.H.R.; RIBEIRO-RODRIGUES, R.; ROMANHA, A.J. 1991. *Trypanosoma rangeli* Tejera, 1920 isolated from a sylvatic rodent (*Echimyus dasythrix*) in Santa Catarina Island, Santa Catarina State: First report of this trypanosome in Southern Brazil. *Mem. Inst. Oswaldo Cruz*, 86: 73-79.
- STEINDEL, M.; GRISARD, E.C.; CARVALHO PINTO, C.J.; CORDEIRO, F.D.; RIBEIRO-RODRIGUES, R.; ROMANHA, A.J. 1998. Characterization of trypanosomes from the subgenus *Schizotrypanum* isolated from bats, *Eptesicus* sp. (Chiroptera: Vespertilionidae), captured in Florianópolis, Santa Catarina State, Brazil. *J. Parasitol.*, 84: 601-607.
- STEINDEL, M.; SHAW, J.J.; ISHIKAWA, I.A.Y.; CARVALHO PINTO, C.J.; TOMA, H.K.; GRISARD, E.C.; LIMA, J.H. 1997. *Leishmania* species identification from autochthonous cases of human cutaneous leishmaniasis in Santa Catarina State, Southern Brazil. *Mem. Inst. Oswaldo Cruz*, 92: 117
- STEINDEL, M.; TOMA, H.K.; ISHIDA, M.M.I.; MURTA, S.M.F.; CARVALHO PINTO, C.J.; GRISARD, E. C.; SCHLEMPER Jr. B.R.; RIBEIRO-RODRIGUES, R.; ROMANHA, A.J. 1995. Biological and isoenzymatic characterization of *Trypanosoma cruzi* strains isolated from sylvatic reservoirs and vectors from the State of Santa Catarina, Southern Brazil. *Acta Tropica*, 60: 167-177.
- SYMMERS, W.St.C. 1960. Leishmaniasis acquired by contagion. A case of marital infection in Britain. *Lancet*, 16: 127-132.
- TANIGUCHI, H.H.; TOLEZANO, J.E.; CORREA, F.M.D.A.; MORAES, R.H.P.; VEIGA, R.M.D.; MARASSA, A.M. 1991. American cutaneous leishmaniasis epidemiology in São Paulo State, Brazil: Sandfly fauna composition of São Roque County, Sorocaba region. *Rev. Inst. Adolfo Lutz*, 51: 23-30.
- THAKUR, C.P. 1995. Correction of serum electrolyte imbalance prevents cardiac arrhythmia during amphotericin B administration. *Natl. Med. J. India*, 8: 13-14.

TEODORO, U.; KÜHL, J.B. 1997. Interação flebotomíneos, animais domésticos e dominância de *Lutzomyia (Nyssomyia) intermedia* (Lutz & Neiva, 1912) em área de alto grau de antropia, no sul do Brasil. Rev. Saúde Públ., 31: 512-516.

TEODORO, U.; KÜHL, J.B.; RODRIGUES, M.; SANTOS, E.S. dos; SANTOS, D.R. dos; MARÓSTICA, L.M.da F. 1998. Flebotomíneos coletados em matas remanescentes e abrigos de animais silvestres de zoológico no perímetro urbano de Maringá, sul do Brasil. Estudo preliminar. Rev. Soc. Bras. Med. Trop., 31: 517-522.

TEODORO, U.; KÜHL, J.B.; SANTOS, D.R. dos; SANTOS, E.S. dos. 1999. Impacto de alterações ambientais na ecologia de flebotomíneos no sul do Brasil. Cad. Saúde Públ., 15: 901-906.

TEODORO, U.; LA SALVIA FILHO, V.; de LIMA, E.M.; MISUTA, N.M.; VERGINASSI, T.G.; FERREIRA, M.E.M.C. 1991. Leishmaniose tegumentar americana: flebotomíneos de área de transmissão no Norte do Paraná, Brasil. Rev. Saúde Públ., 25: 129-133.

TEODORO, U.; LA SALVIA FILHO, V.; LIMA, E.M. de; SPINOSA, R.P.; BARBOSA, O.C.; FERREIRA, M.E.M.C.; SILVEIRA, T.G.V. 1993a. Flebotomíneos em área de transmissão de leishmaniose tegumentar na região norte do Estado do Paraná – Brasil: Variação Sazonal e Atividade Noturna. Rev. Saúde Públ., 27: 190-194.

TEODORO, U.; LA SALVIA FILHO, V.; LIMA, E.M. de; SPINOSA, R.P.; BARBOSA, O.C.; FERREIRA, M.E.M.C.; LONARDONI, M.V.C. (1993b). Observações sobre o comportamento de flebotomíneos em ecótopos florestais e extraflorestais, em área endêmica de leishmaniose tegumentar americana, no norte do Estado do Paraná, sul do Brasil. Rev. Saúde Públ., 27: 242-249.

TIJSEN, P. 1986. *Laboratory techniques in Biochemistry and Molecular Biology: Practice and Theory of Enzyme Immunoassays*. Vol. 15. Burdon, R.H. Vanknippenberg, P.H. (Ed.) Elsevier, Amsterdam-New York-Oxford, 548 pp.

TOLEZANO, J.E. 1994. Ecoepidemiological Aspects of American Cutaneous Leishmaniasis in the State of São Paulo, Brazil. Mem. Inst. Oswaldo Cruz, 89: 427-434.

TOLEZANO, J.E.; MACORIS, S.A.G.; DINIZ, J.M.P. 1980. Modificação na epidemiologia da leishmaniose tegumentar no Vale do Ribeira, Estado de São Paulo, Brasil. Rev. Inst. Adolfo Lutz, 40: 49-54.

TORRAS SURROCA, S.M. 1993. *Puesta a punto y ensayo de una técnica ELISA para el diagnóstico de la leishmaniosis canina*. Tesina. Lab. Parasitol., Dep. Microbiol. Parasitol. Sanit., Fac. Farmàcia, Univ. Barcelona, 91 pp.

TRAVI, B.L.; MONTOYA, J.; GALLEGU, J.; JARAMILLO, C.; LLANO, R.; VELEZ, I.D. 1996. Bionomics of *Lutzomyia evansi* (Diptera: Psychodidae) Vector of Visceral Leishmaniasis in Northern Colombia. J. Med. Ent., 33: 278-285.

- VALLI, L.C.P.; PASSOS, V.M.A.; DIETZE, R.; CALLAHAN, H.L.; BERMAN, J.D.; GROGL, M. 1999. Humoral immune responses among mucosal and cutaneous leishmaniasis patients caused by *Leishmania braziliensis*. J. Parasitol., 85: 1076-1083.
- VAN WILSEM, E.J.G.; BREVÉ, J.; KLEIJMEER, M. 1994. Antigen-bearing Langerhans cells in skin draining lymph nodes: Phenotype and kinetics of migration. J. Invest. Dermatol., 103: 217-220.
- VATTIER-BERNARD, G.; TROUILLET, J. 1983. Phlébotomes du Mayombe Congolais (Diptera, Psychodidae). Étude phénologique. Ann. Parasitol. Hum. Comp., 58: 391-401.
- VÉLEZ B., I.D.; OSPINA, S.; HENAO, G.; LEPAPE, P.; CORREA, M.; WOLFF, M.; JARAMILLO, L. 1987. Epidemiología de la leishmaniosis cutánea en San Roque, Antioquia 1987. Bol. Epid. Antioquia, 12: 354-359.
- VEXENAT, A.C.; SANTANA, J.M.; TEIXEIRA, A.R.L. 1996. Cross-reactivity of antibodies in human infections by the kinetoplastid Protozoa *Trypanosoma cruzi*, *Leishmania chagasi* and *Leishmania (Viannia) braziliensis*. Rev. Inst. Med. trop. São Paulo, 38:177-185.
- VIEIRA, J.B.F. 1977. The visceral leishmaniasis control program in Brazil. Diag. Pathogen., 21: 172.
- WEIGLE, K.A.; SARAIVA, N.G. 1996. Natural history, clinical evolution and the host-parasite interaction in New World cutaneous leishmaniasis. Clin. Dermatol., 14: 433-450.
- WEIGLE, K.A.; VALDERRAMA, L.; ARIAS, A.L.; SANTRICH, C.; SARAIVA, N.G. 1991. Leishmanin skin test standardization and evaluation of safety, dose, storage, longevity of reaction and sensitization. Am. J. Trop. Med. Hyg., 44: 260-271.
- WHO. 1998. *Leishmania* & HIV in gridlock. WHO/CTD/LEISH, 98.9 Add.1. UNAIDS/98.23.
- WHO. 2000. *Leishmania/HIV* co-infection in south-western Europe 1990-1998: Retrospective analysis of 965 cases. WHO/LEISH/ 2000.42.
- WILLIAMS, P. 1991. Psychodidae. En: NEVES, D.P. (Ed.) 1991. *Parasitologia Humana*. Atheneu, S. Paulo, 8ª Ed., 356-363.
- WILLIAMS, P. 1995. Psychodidae. En: NEVES, D.P y col. (Ed.) 1995. *Parasitologia Humana*. Atheneu, S. Paulo, 9ª Ed., 370-382.
- YOSHIDA, E.L.A.; CORREA, F.M.A.; PACHECO, R.S.; MOMEN, H.; GRIMALDI JR, G. 1985. *Leishmania mexicana* in *Didelphis marsupialis aurita* in São Paulo State, Brazil. Rev. Inst. Med. trop. São Paulo, 27: 172.
- YOSHIDA, E.L.A.; CORREA, F.M.A.; MARQUES, S.A.; STOLF, H.O.; DILLON, N.L.; MOMEN, H.; GRIMARDI Jr., G. 1990. Human, canine and equine (*Equus caballus*) leishmaniasis due to *Leishmania braziliensis* (= *Leishmania braziliensis braziliensis*) in the south-west region of São Paulo State, Brazil. Mem. Inst. Oswaldo Cruz, 85: 133-134.

- YOSHIDA, E.L.A.; SILVA, R.L.; CORTEZ JR. L.S.; CORRÊA, M.A. 1979. Encontro de espécie do gênero *Leishmania* em *Didelphis marsupialis aurita* no estado de São Paulo, Brasil. Nota prévia. Rev. Inst. Med. trop. São Paulo, 21(2): 110-113.
- YOUNG, D.G. 1979. A review of bloodsucking psychodid flies of Colombia (Diptera: Phlebotominae and Sycoracinae). En: YOUNG, D.G.; DUNCAN, M.A. 1994. *Guide to the identification and geographic distribution of Lutzomyia sand flies in Mexico, the West Indies, Central and South America (Diptera: Psychodidae)*. Associated Publishers, Florida, 881 pp.
- YOUNG, D.G.; ARIAS, J.R. 1992. Flebotomos: Vectores de leishmaniosis en las Américas. OPS, n° 33: 28 pp.
- YOUNG, D.G.; DUNCAN, M.A. 1994. *Guide to the identification and geographic distribution of Lutzomyia sand flies in Mexico, the West Indies, Central and South America (Diptera: Psychodidae)*. Associated Publishers, Florida, 881 pp.
- ZIJLSTRA, E.E.; EL-HASSAN, A.M. 1993. Leishmanin and tuberculin sensitivity in leishmaniasis in the Sudan, with special reference to kala-azar. Trans. R. Soc. Trop. Med. Hyg., 87: 425-427.

X. ANEXOS

X. ANEXOS

Anexo nº 1- Reactivos empleados en las diferentes técnicas realizadas

PBS

Tableta de PBS (Sigma)	1
H ₂ O destilada	200 ml

PBS-T-L (1%)

PBS	100 ml
Leche en polvo desnatada	1 g

Tampón de Muestra

Tampón tris HCl pH 6,8	6.25 ml
SDS 4%	12.5 ml
Glicerol (Sigma G 8773)	5.00 ml
EDTA 0.01 M	5.00 ml
Azul de bromofenol 0.5%	1.25 µl
2 Mercapto etanol (Sigma M 7154)	2.50 µl
H ₂ O bidestilada	50 ml

* SDS 4%

H ₂ O bidestilada	10 ml
SDS	0.40 gs

* EDTA 0.01 M

EDTA (Sigma E 5134)	0.34g
H ₂ O bidestilada	100 ml

* Azul de bromofenol 0.5%

Azul de bromofenol (Sigma B 8026)	25.00 mg
H ₂ O bidestilada	50 ml

Solución madre de Acrilamida (30%) y Bis acrilamida (0.8%)

Acrilamida (Sigma A 3553)	15 g
Bis acrilamida (Sigma M 7279)	0.4 g
Agua bidestilada	50 ml

Gel separador (15%)

Acrilamida 30% bis acrilamida 0.8%	7.50 ml
Tris HCl 1.5 M pH 8.8, SDS 0,4%	3.75 ml
H ₂ O bidestilada	3.75 ml
Persulfato de amonio al 10%	0.05 ml
TEMED (Sigma T 9281)	0.01 ml

Gel apilador

Acrilamida 30% bis acrilamida 0.8%	0.65 ml
Tris HCl 1.5 M pH 8.8, SDS 0,4%	1.25 ml
H ₂ O bidestilada	3.05 ml
Persulfato de amonio al 10%	0.025 ml
TEMED (Sigma T 9281)	0.005 ml

*** Tampón Tris HCl 1.5 M pH 8.8 SDS 0.4%**

Trizma base (Sigma T 8404)	18.2 g
SDS	0.4 g
H ₂ O bidestilada	100 ml

Tampón para electroforesis

Trizma base (Sigma T 8404)	3 g
Glicina (Sigma G 8898)	14.4 g
SDS	1 g
H ₂ O bidestilada	1000 ml

Tampón de Transferencia

Trizma base (Sigma T 8404)	3 g
Glicina (Sigma G 8898)	14.4 g
Metanol	200 ml
H ₂ O bidestilada	800 ml

TS (Tris Salino TS pH 7,6)

Trizma base (Sigma T 8404)	2.4 g
Cloruro de Sodio	7.5 g
H ₂ O bidestilada	1.000 ml

TS-L (Tris Salino Leche 1%)

TS	100 ml
Leche descremada	1g

TS-L (Tris Salino Leche 5%)

TS	100 ml
Leche descremada	5 g

TS-500 (Tris Salino 500 Mm – Solución madre 10X)

Trizma base	2.4g
Nacl	29.2g
Agua destilada c.p.s.	1000ml

TS-T (Tris Salino – Tween 0,05%)

TS	1000 ml
Tween 20 (P 5927)	500 µl

Solución reveladora 4-cloro-1-naftolmetanol	
4-cloro-1-naftolmetanol	1.3 ml
TS	20 ml
H ₂ O ₂ 30%	8 µl
Solución reveladora de Avidina Peroxidasa	
Avidina peroxidasa	20 µl
TST	20 ml
Solución Salina al 0,9% (para lavados)	
CINa	36 g
H ₂ O bidestilada	4000 ml
Tampónar a pH 7,2	
Solución Salina-Tween	
Solución salina tamponada pH 7,2	4000 ml
Tween 20	2 ml
Medio de cultivo Schneider – Solución Stok	
H ₂ O bidestilada	800 ml
Medio de cultivo (Schneider's insect medium; Sigma S-9895)	1 bote
L-Phenilalamina	150 mg
Bicarbonato sódico	0,4 g
Hidroxido sódico 1 N (4 g en 100 ml de H ₂ O bidestilada)	50 ml
HCl 1 N (9,7 ml de HCl en 100 ml de H ₂ O bidestilada)	35 ml
CaCl ₂ (0,6 g en 50 ml de H ₂ O bidestilada)	50 ml
Gentamicina (Sigma G-1397)	500 µl
Ajustar al pH 6,7 con HCl 1N o NaOH 1N	
Medio de cultivo Schneider con 20% Suero Bovino Fetal	
Solución stok de medio de cultivo Schneider	500 ml
Suero Bovino Fetal	100 ml
Filtrar con membrana de 0,22 µm en campana	
Medio de cultivo NNN	
Agar agar (Merk 101614)	1000 g
Cloruro de Sodio	800 g
Sangre de conejo anticoagulada	125 m
H ₂ O bidestilada	1000 ml
Líquido de Hoyer	
Agua destilada	50 ml
Goma arábica en polvo	30 g
Hidrato de cloral	200 ml
Glicerina	20 ml

Anexo nº 2 - Relación de los sueros del banco de sangre de Chapecó, su municipio de procedencia y los respectivos resultados de la serología: ELISA y Western Blot

Municipio**	Suero N°	ELISA* (Unidades)	Bandas WB kD
Caibí	7*20	52	
Caibí	7*21	32	ausencia de bandas
Campoerê	3*49	84	19-38-40-44-55-58-71
Campoerê	3*50	6	
Campoerê	3*51	6	
Chapecó	30*1	11	
Chapecó	30*2	16	
Chapecó	30*3	16	
Chapecó	30*4	18	
Chapecó	30*5	14	
Chapecó	30*6	23	
Chapecó	30*7	5	
Chapecó	30*8	16	
Chapecó	30*9	16	
Chapecó	30*10	50	ausencia de bandas
Chapecó	30*11	14	
Chapecó	30*12	10	
Chapecó	30*13	32	53
Chapecó	30*14	52	ausencia de bandas
Chapecó	30*15	12	
Chapecó	30*16	26	
Chapecó	30*17	22	
Chapecó	30*18	31	
Chapecó	30*19	22	
Chapecó	30*20	23	
Chapecó	30*21	41	ausencia de bandas
Chapecó	30*22	39	34-58
Chapecó	30*23	16	
Chapecó	30*24	28	
Chapecó	30*25	39	ausencia de bandas
Chapecó	30*26	20	
Chapecó	30*27	20	
Chapecó	30*28	8	
Chapecó	30*29	11	
Chapecó	30*30	22	
Chapecó	30*31	17	
Chapecó	30*32	12	
Chapecó	30*33	46	16
Chapecó	30*34	43	50-55
Chapecó	30*35	21	
Chapecó	30*36	25	
Chapecó	30*37	43	ausencia de bandas
Chapecó	30*38	13	
Chapecó	30*39	26	
Chapecó	30*40	25	
Chapecó	30*41	22	
Chapecó	30*42	19	
Chapecó	30*43	16	

Municipio	Suero Nº	ELISA* (Unidades)	Bandas WB kD
Chapecó	30*44	16	
Chapecó	30*45	19	
Chapecó	30*46	15	
Chapecó	30*47	8	
Chapecó	30*48	31	48-52-58
Chapecó	30*49	9	
Chapecó	30*50	32	32-44-51-58
Chapecó	30*51	14	
Chapecó	30*52	22	
Chapecó	30*53	33	
Chapecó	30*54	47	
Chapecó	30*55	15	
Chapecó	30*56	45	
Chapecó	30*57	20	
Chapecó	30*58	19	
Chapecó	30*60	66	16-24-30-32-39-44-49
Chapecó	30*61	16	
Chapecó	30*62	30	
Chapecó	30*63	28	
Chapecó	30*64	18	
Chapecó	30*65	17	
Chapecó	30*66	22	
Chapecó	30*67	50	ausencia de bandas
Chapecó	30*68	12	
Chapecó	30*69	12	
Chapecó	30*70	14	
Chapecó	30*71	20	
Chapecó	30*72	10	
Chapecó	30*73	14	
Chapecó	30*74	20	
Chapecó	30*75	18	
Chapecó	30*76	14	
Chapecó	30*77	14	
Chapecó	30*78	18	
Chapecó	30*80	9	
Chapecó	30*85	61	55-63-71
Chapecó	30*86	47	33-50-55-63-71
Chapecó	30*87	39	
Chapecó	30*88	20	
Descanso	17*9	6	
Descanso	17*10	19	
Descanso	17*11	30	55-58-75
Descanso	3*64	40	53
Descanso	3*65	16	
Descanso	3*66	33	53
Descanso	3*67	48	ausencia de bandas
Descanso	3*68	35	
Descanso	3*69	79	53-55
Descanso	3*70	40	
Descanso	3*71	29	
Descanso	3*72	26	

Municipio	Suero Nº	ELISA* (Unidades)	Bandas WB kD
Descanso	3*73	30	
Descanso	3*74	47	55
Descanso	3*75	17	
Descanso	3*76	19	
Descanso	3*77	41	
Descanso	3*78	30	
Descanso	3*79	43	48
Descanso	3*80	26	
Descanso	3*81	47	55-71
Descanso	3*82	18	
Descanso	3*83	60	ausencia de bandas
Descanso	10*31	21	
Descanso	10*32	73	48
Descanso	14*24	8	
Descanso	10*34	29	
Descanso	10*35	82	30-38-58-71
Descanso	14*25	7	
Descanso	10*36	54	
Descanso	14*26	4	
Descanso	14*27	4	
Descanso	14*28	3	
Descanso	12*34	71	48-53-56-60
Descanso	12*35	31	
Descanso	12*36	90	53
Descanso	12*37	29	
Descanso	12*38	82	58
Descanso	12*39	28	
Guaraciaba	7*14	10	
Guaraciaba	14*9	10	
Guaraciaba	14*10	8	
Guaraciaba	14*11	14	
Guaraciaba	14*12	15	
Guaraciaba	14*13	16	58-61
Guaraciaba	14*14	10	
Guaraciaba	14*15	10	
Guaraciaba	14*16	15	
Guaraciaba	14*17	2	
Guaraciaba	14*18	10	
Guaraciaba	14*19	13	
Guaraciaba	21*13	29	
Guaraciaba	14*20	8	
Guaraciaba	21*14	13	
Guaraciaba	21*15	17	
Guaraciaba	21*16	18	
Guaraciaba	28*22	15	
Guaraciaba	28*23	22	
Guaraciaba	28*24	37	ausencia de bandas
Hospital Regional	3*9	26	
Hospital Regional	3*10	35	
Hospital Regional	3*11	24	
Hospital Regional	3*12	28	
Hospital Regional	3*13	29	

Municipio	Suero Nº	ELISA* (Unidades)	Bandas WB kD.
Hospital Regional	3*14	45	ausencia de bandas
Hospital Regional	3*15	27	
Hospital Regional	3*16	21	
Hospital Regional	3*17	17	
Hospital Regional	3*18	34	
Hospital Regional	3*19	27	
Hospital Regional	3*20	33	
Hospital Regional	3*21	22	
Hospital Regional	3*22	37	
Hospital Regional	3*23	37	
Hospital Regional	3*24	31	
Hospital Regional	3*25	29	
Hospital Regional	3*26	48	ausencia de bandas
Hospital Regional	3*27	31	
Hospital Regional	3*28	29	
Hospital Regional	3*29	21	
Hospital Regional	10*9	26	
Hospital Regional	3*30	29	
Hospital Regional	3*31	23	
Hospital Regional	3*32	25	
Hospital Regional	3*33	32	
Hospital Regional	10*10	30	
Hospital Regional	3*34	15	
Hospital Regional	3*35	44	ausencia de bandas
Hospital Regional	3*36	44	ausencia de bandas
Hospital Regional	10*11	23	
Hospital Regional	3*37	20	
Hospital Regional	3*38	27	
Hospital Regional	3*39	57	ausencia de bandas
Hospital Regional	10*12	40	
Hospital Regional	3*40	61	ausencia de bandas
Hospital Regional	3*41	37	
Hospital Regional	3*42	25	
Hospital Regional	3*43	33	
Hospital Regional	10*13	22	
Hospital Regional	3*44	27	
Hospital Regional	3*45	40	
Hospital Regional	10*14	27	
Hospital Regional	5*28	16	
Hospital Regional	5*29	21	
Hospital Regional	10*15	77	ausencia de bandas
Hospital Regional	5*30	14	
Hospital Regional	5*31	16	
Hospital Regional	10*16	33	
Hospital Regional	5*32	68	63
Hospital Regional	5*33	49	30-38-48-58
Hospital Regional	10*17	22	
Hospital Regional	19*9	39	
Hospital Regional	19*9	39	
Hospital Regional	5*35	41	ausencia de bandas
Hospital Regional	7*25	14	

Municipio	Suero Nº	ELISA* (Unidades)	Bandas WB kD
Hospital Regional	7*25	14	
Hospital Regional	10*18	60	ausencia de bandas
Hospital Regional	5*36	27	
Hospital Regional	7*26	45	48
Hospital Regional	5*37	23	
Hospital Regional	10*19	34	
Hospital Regional	19*10	21	
Hospital Regional	5*38	21	
Hospital Regional	5*39	34	ausencia de bandas
Hospital Regional	7*28	76	53
Hospital Regional	10*20	51	
Hospital Regional	5*40	10	
Hospital Regional	7*29	30	
Hospital Regional	17*12	13	
Hospital Regional	5*41	28	ausencia de bandas
Hospital Regional	19*11	14	
Hospital Regional	10*21	40	
Hospital Regional	5*42	14	
Hospital Regional	7*30	12	
Hospital Regional	5*43	15	
Hospital Regional	7*31	66	48-53
Hospital Regional	10*22	16	
Hospital Regional	5*44	7	
Hospital Regional	17*13	25	
Hospital Regional	7*32	33	
Hospital Regional	5*45	15	
Hospital Regional	19*12	26	
Hospital Regional	10*23	25	
Hospital Regional	5*46	13	
Hospital Regional	7*33	36	
Hospital Regional	5*47	12	
Hospital Regional	17*14	12	
Hospital Regional	7*34	22	
Hospital Regional	24*10	16	
Hospital Regional	5*48	9	
Hospital Regional	5*49	20	48
Hospital Regional	7*35	36	
Hospital Regional	19*13	17	
Hospital Regional	5*50	34	50-53
Hospital Regional	7*36	24	
Hospital Regional	17*15	8	
Hospital Regional	5*51	7	
Hospital Regional	7*37	22	
Hospital Regional	5*52	10	
Hospital Regional	24*11	94	ausencia de bandas
Hospital Regional	5*53	8	
Hospital Regional	19*14	42	
Hospital Regional	7*38	22	
Hospital Regional	5*54	10	
Hospital Regional	17*16	8	

Municipio	Suero Nº	ELISA* (Unidades)	Bandas WB kD
Hospital Regional	7*39	26	
Hospital Regional	5*55	25	
Hospital Regional	5*56	9	
Hospital Regional	7*40	22	
Hospital Regional	19*15	39	
Hospital Regional	5*57	9	
Hospital Regional	7*41	49	50-65
Hospital Regional	24*12	8	
Hospital Regional	17*17	21	
Hospital Regional	5*58	10	
Hospital Regional	7*42	83	ausencia de bandas
Hospital Regional	5*59	8	
Hospital Regional	5*60	9	
Hospital Regional	7*43	32	
Hospital Regional	19*16	18	
Hospital Regional	5*61	11	
Hospital Regional	17*18	5	
Hospital Regional	7*44	35	
Hospital Regional	5*62	5	
Hospital Regional	24*13	50	
Hospital Regional	5*63	14	
Hospital Regional	7*45	41	
Hospital Regional	5*64	10	
Hospital Regional	7*46	43	
Hospital Regional	19*17	17	
Hospital Regional	7*47	59	
Hospital Regional	24*14	9	
Hospital Regional	7*48	36	
Hospital Regional	19*18	15	
Hospital Regional	21*17	11	
Hospital Regional	24*15	4	
Hospital Regional	19*19	36	
Hospital Regional	19*20	36	
Hospital Regional	24*16	2	
Hospital Regional	19*21	19	
Hospital Regional	21*19	25	
Hospital Regional	24*17	22	
Hospital Regional	19*22	22	
Hospital Regional	21*20	14	
Hospital Regional	24*18	39	
Hospital Regional	19*23	18	
Hospital Regional	21*21	27	
Hospital Regional	19*24	48	
Hospital Regional	19*24	48	
Hospital Regional	24*19	26	
Hospital Regional	21*22	50	48-55-58-75
Hospital Regional	19*25	72	53
Hospital Regional	12*40	30	
Hospital Regional	24*20	37	53-75
Hospital Regional	21*23	28	
Hospital Regional	12*41	46	

Municipio	Suero N°	ELISA* (Unidades)	Bandas WB kD.
Hospital Regional	19*26	11	
Hospital Regional	12*42	27	
Hospital Regional	21*24	33	
Hospital Regional	24*21	12	
Hospital Regional	19*27	18	
Hospital Regional	12*43	21	
Hospital Regional	21*25	26	
Hospital Regional	24*22	35	
Hospital Regional	14*38	4	
Hospital Regional	19*28	30	
Hospital Regional	12*45	56	
Hospital Regional	14*39	6	
Hospital Regional	21*26	13	
Hospital Regional	19*29	19	
Hospital Regional	12*46	50	
Hospital Regional	24*23	52	58-61
Hospital Regional	14*40	12	
Hospital Regional	12*47	54	
Hospital Regional	21*27	22	
Hospital Regional	19*30	28	
Hospital Regional	14*41	5	
Hospital Regional	12*48	48	53
Hospital Regional	24*24	53	75
Hospital Regional	12*49	23	
Hospital Regional	14*42	5	
Hospital Regional	21*28	11	
Hospital Regional	19*31	16	
Hospital Regional	12*50	29	
Hospital Regional	24*25	40	61
Hospital Regional	14*43	10	
Hospital Regional	19*32	33	
Hospital Regional	21*29	34	
Hospital Regional	12*51	19	58-61
Hospital Regional	12*52	58	28-60
Hospital Regional	14*44	20	
Hospital Regional	19*33	26	
Hospital Regional	14*45	14	
Hospital Regional	21*30	40	40-55-58-63-71
Hospital Regional	12*53	19	
Hospital Regional	14*46	10	
Hospital Regional	19*34	17	
Hospital Regional	12*54	20	
Hospital Regional	24*27	45	58-61
Hospital Regional	21*31	20	
Hospital Regional	14*47	11	
Hospital Regional	12*55	28	38-53-58-61
Hospital Regional	19*35	8	
Hospital Regional	12*56	24	
Hospital Regional	14*48	25	
Hospital Regional	21*32	22	
Hospital Regional	24*28	21	
Hospital Regional	12*57	31	

Municipio	Suero Nº	ELISA* (Unidades)	Bandas WB kD.
Hospital Regional	19*36	19	
Hospital Regional	14*49	5	
Hospital Regional	21*33	20	
Hospital Regional	12*58	25	55-63-71
Hospital Regional	24*29	36	48-55-58-71
Hospital Regional	14*50	4	
Hospital Regional	12*59	45	
Hospital Regional	14*51	10	
Hospital Regional	21*34	13	
Hospital Regional	12*60	26	
Hospital Regional	24*30	31	
Hospital Regional	19*37	24	
Hospital Regional	19*38	9	
Hospital Regional	14*52	14	
Hospital Regional	12*61	31	
Hospital Regional	12*62	45	
Hospital Regional	21*35	18	
Hospital Regional	19*39	7	
Hospital Regional	14*53	7	
Hospital Regional	24*31	30	ausencia de bandas
Hospital Regional	12*63	21	
Hospital Regional	14*54	9	
Hospital Regional	21*36	13	
Hospital Regional	19*40	6	
Hospital Regional	12*64	18	
Hospital Regional	24*32	31	ausencia de bandas
Hospital Regional	14*55	9	
Hospital Regional	21*37	28	
Hospital Regional	19*41	6	
Hospital Regional	12*65	27	58-61
Hospital Regional	14*56	10	
Hospital Regional	12*66	21	
Hospital Regional	24*33	38	ausencia de bandas
Hospital Regional	14*57	10	
Hospital Regional	19*42	7	
Hospital Regional	21*38	40	ausencia de bandas
Hospital Regional	12*67	24	
Hospital Regional	14*58	23	
Hospital Regional	12*68	19	
Hospital Regional	24*34	41	48-55-65-71-75
Hospital Regional	19*43	9	
Hospital Regional	21*39	26	
Hospital Regional	14*59	11	
Hospital Regional	12*69	16	
Hospital Regional	19*44	7	
Hospital Regional	12*70	41	
Hospital Regional	14*60	16	
Hospital Regional	21*40	23	
Hospital Regional	24*35	17	
Hospital Regional	12*71	25	
Hospital Regional	12*74	66	
Hospital Regional	12*75	63	
Hospital Regional	14*61	29	

Municipio	Suero Nº	ELISA* (Unidades)	Bandas WB kD
Hospital Regional	19*45	8	
Hospital Regional	21*41	24	
Hospital Regional	12*72	34	
Hospital Regional	24*36	35	ausencia de bandas
Hospital Regional	14*62	5	
Hospital Regional	19*46	8	
Hospital Regional	12*73	14	
Hospital Regional	14*63	10	
Hospital Regional	21*42	22	
Hospital Regional	24*37	22	
Hospital Regional	19*47	7	
Hospital Regional	14*64	17	
Hospital Regional	21*43	16	
Hospital Regional	14*65	3	
Hospital Regional	12*76	16	
Hospital Regional	19*48	8	
Hospital Regional	24*38	20	
Hospital Regional	12*77	22	
Hospital Regional	14*66	3	
Hospital Regional	21*44	26	
Hospital Regional	19*49	8	
Hospital Regional	12*78	40	
Hospital Regional	24*39	6	
Hospital Regional	21*45	45	ausencia de bandas
Hospital Regional	12*79	38	
Hospital Regional	19*50	8	
Hospital Regional	12*80	25	
Hospital Regional	24*40	15	
Hospital Regional	21*46	40	55-58-63
Hospital Regional	19*51	15	
Hospital Regional	12*81	43	
Hospital Regional	28*35	67	
Hospital Regional	12*82	37	
Hospital Regional	24*41	40	42-44-55-61-71
Hospital Regional	21*47	59	55-58-60-63
Hospital Regional	19*52	12	
Hospital Regional	12*83	2	
Hospital Regional	19*53	7	
Hospital Regional	21*48	11	
Hospital Regional	24*42	25	
Hospital Regional	28*36	38	
Hospital Regional	21*49	25	
Hospital Regional	24*43	24	
Hospital Regional	28*37	31	
Hospital Regional	19*55	6	
Hospital Regional	21*50	13	
Hospital Regional	24*44	21	
Hospital Regional	19*56	7	
Hospital Regional	28*38	44	
Hospital Regional	21*51	34	

Municipio	Suero N°	ELISA* (Unidades)	Bandas WB kD
Hospital Regional	24*45	37	ausencia de bandas
Hospital Regional	19*57	5	
Hospital Regional	21*52	19	
Hospital Regional	28*39	38	ausencia de bandas
Hospital Regional	19*58	8	
Hospital Regional	24*46	19	
Hospital Regional	28*40	12	
Hospital Regional	19*59	11	
Hospital Regional	24*47	42	30-58-71
Hospital Regional	19*60	14	
Hospital Regional	28*41	40	48-53
Hospital Regional	24*48	55	48-53
Hospital Regional	19*61	8	
Hospital Regional	24*49	19	
Hospital Regional	28*42	21	
Hospital Regional	19*62	7	
Hospital Regional	19*63	6	
Hospital Regional	24*50	15	
Hospital Regional	28*43	37	34-48
Hospital Regional	19*64	6	
Hospital Regional	24*51	20	
Hospital Regional	28*44	16	
Hospital Regional	24*52	36	53
Hospital Regional	19*66	8	
Hospital Regional	28*45	18	
Hospital Regional	24*53	14	
Hospital Regional	19*67	11	
Hospital Regional	28*46	38	16-40
Hospital Regional	19*68	6	
Hospital Regional	19*69	6	
Hospital Regional	28*47	14	
Hospital Regional	24*55	18	
Hospital Regional	19*70	8	
Hospital Regional	24*56	19	
Hospital Regional	28*48	21	
Hospital Regional	19*71	12	
Hospital Regional	19*72	87	
Hospital Regional	28*49	20	
Hospital Regional	28*51	4	
Hospital Regional	28*50	12	
Hospital Regional	28*52	14	
Hospital Regional	19*73	46	
Hospital Regional	28*53	16	
Hospital Regional	28*54	27	
Hospital Regional	19*74	45	
Hospital Regional	28*55	17	
Hospital Regional	19*75	62	
Hospital Regional	19*56	16	
Hospital Regional	28*57	28	
Hospital Regional	19*76	53	
Hospital Regional	19*77	86	
Hospital Regional	19*78	37	
Hospital Regional	19*79	47	
Hospital Regional	19*80	42	
Hospital Regional	19*81	39	
Hospital Regional	19*82	37	
Hospital Regional	19*83	38	

Município	Suero Nº	ELISA* (Unidades)	
Hospital Regional	19*84	75	
Hospital Regional	19*85	46	
Hospital Regional	28*58	14	
Hospital Regional	19*86	27	
Hospital Regional	28*59	10	
Hospital Regional	19*87	15	
Hospital Regional	28*60	11	
Hospital Regional	28*61	13	
Iporã D'Oeste	28*16	35	55
Iporã D'Oeste	28*17	66	28-32-48-53-71
Iporã D'Oeste	28*18	34	42
Iporã D'Oeste	28*19	51	53-55-58
Iporã D'Oeste	28*20	45	53-55
Iporã D'Oeste	28*21	40	55
Itapiranga	7*9	12	
Itapiranga	7*10	12	
Itapiranga	7*11	12	
Itapiranga	7*12	12	
Itapiranga	7*13	13	
Itapiranga	3*57	50	28-50-71
Itapiranga	3*58	34	71
Itapiranga	3*59	28	48-58
Itapiranga	3*60	47	19-34-48-58
Itapiranga	3*61	28	
Itapiranga	3*62	35	48-58
Itapiranga	3*63	20	
Itapiranga	28*15	20	
Maravilha	5*9	17	
Maravilha	5*10	21	
Maravilha	5*11	38	75
Maravilha	5*12	29	
Maravilha	5*13	15	
Maravilha	5*14	8	
Maravilha	5*15	7	
Maravilha	7*15	16	48
Maravilha	12*9	47	
Maravilha	7*16	14	48
Maravilha	7*17	10	
Maravilha	12*10	23	
Maravilha	7*18	33	48-53
Maravilha	12*11	20	
Maravilha	7*19	14	
Maravilha	12*12	44	
Maravilha	12*13	37	
Maravilha	21*9	21	
Maravilha	21*10	60	55-75
Maravilha	21*11	15	
Maravilha	21*12	11	
Maravilha	17*19	5	
Maravilha	17*20	22	
Maravilha	17*21	19	

Município	Suero Nº	ELISA* (Unidades)	Bandas WB kD
Maravilha	17*22	9	
Maravilha	17*23	36	
Maravilha	17*24	33	
Palmitos	28*9	37	ausencia de bandas
Palmitos	28*10	22	
Quilombo	5*34	77	21-33-38-50-55-63-71
Quilombo	24*9	150	14-16-21-26-30-34-36-38-42-48
Quilombo	12*44	192	14-16-19-22-24-26-28-30-36
S.Carlos	3*48	41	55
S.Carlos	12*32	46	
S.Carlos	12*33	27	
S.Carlos	28*31	28	
S.Carlos	28*32	33	
S.Carlos	28*33	48	
S. Carlos	28*34	24	
S.Lourenço	3*46	39	ausencia de bandas
S.Lourenço	3*47	32	
S.Lourenço	28*11	21	
S.Lourenço	28*12	18	
S.Lourenço	28*13	47	71
S.Lourenço	28*14	20	
S.Miguel	7*22	21	
S.Miguel	7*23	20	
S.Miguel	7*24	6	
S.Miguel	14*21	27	58-61
S.Miguel	14*22	28	55-58-75
S.Miguel	14*23	2	
Saudades	3*52	23	
Saudades	3*53	24	
Saudades	3*54	22	
Saudades	3*55	34	
Saudades	3*56	66	55
Saudades	28*25	43	ausencia de bandas
Saudades	28*26	23	
Saudades	28*27	39	ausencia de bandas
Saudades	28*28	30	
Saudades	28*29	21	
Saudades	28*30	34	
Tunápolis	12*18	20	
Xanxerê	5*16	8	
Xanxerê	5*17	9	
Xanxerê	5*18	8	
Xanxerê	5*19	9	
Xanxerê	5*20	91	22-53-71
Xanxerê	5*21	9	
Xanxerê	5*22	65	71
Xanxerê	5*23	26	
Xanxerê	5*24	85	55-71
Xanxerê	5*25	14	
Xanxerê	5*26	37	53-55-71
Xanxerê	5*27	16	

Municipio	Suero Nº	ELISA* (Unidades)	Bandas WB kD
Xanxerê	12*19	32	
Xanxerê	12*20	40	
Xanxerê	12*21	46	
Xanxerê	12*22	33	
Xanxerê	12*23	25	
Xanxerê	12*24	48	
Xanxerê	12*25	41	
Xanxerê	12*26	37	
Xanxerê	12*27	38	
Xanxerê	12*28	33	
Xanxerê	12*29	51	ausencia de bandas
Xanxerê	12*30	35	
Xanxerê	10*37	28	
Xanxerê	12*31	30	
Xanxerê	10*38	24	
Xanxerê	10*39	64	ausencia de bandas
Xanxerê	10*40	22	
Xanxerê	10*41	23	
Xanxerê	10*42	53	
Xanxerê	10*43	24	
Xanxerê	10*44	29	
Xanxerê	10*45	70	53-55
Xanxerê	10*46	42	
Xanxerê	10*47	36	55
Xanxerê	10*48	30	
Xanxerê	10*49	5	
Xanxerê	10*50	10	48-71
Xanxerê	10*51	4	
Xanxerê	10*52	4	
Xanxerê	21*53	29	
Xanxerê	21*54	84	ausencia de bandas
Xanxerê	21*55	68	58
Xanxerê	21*56	25	
Xanxerê	21*57	58	58-71
Xanxerê	21*58	42	ausencia de bandas
Xanxerê	21*59	29	
Xanxerê	21*60	21	
Xanxerê	21*61	17	
Xanxerê	21*62	36	58
Xanxerê	21*63	14	
Xanxerê	21*64	29	
Xanxerê	21*65	21	
Xanxerê	21*66	25	
Xanxerê	21*67	45	ausencia de bandas
Xanxerê	21*68	41	
Xanxerê	21*69	31	
Xaxim	12*14	32	
Xaxim	12*15	39	
Xaxim	12*16	83	48-53-60
Xaxim	12*17	50	48-55
Xaxim	24*54	18	

* La valoración del ELISA está representada en Unidades de acuerdo con la Densidad Óptica del suero calibrador que corresponde a 100 Unidades.

** Los sueros proporcionados por el banco de sangre de Chapecó, están identificados por el municipio de procedencia. Todavía, por cuestiones éticas y legales del propio banco de sangre, una gran parte de ellos tienen la denominación de procedencia como "Hospital Regional".

Anexo n° 3 - Resultados individualizados obtenidos en los estudios realizados con la población humana de Quilombo: IDR y ELISA

Localidad	N°.	Sexo	Edad	IDR Aplicación y Lectura	Reacción (mm)	ELISA* (Unidades)
Consoladora	01	M	70	03/02-05/02/00	40	
Consoladora	01	M	5	25/01-27/01/00	4,5	
Consoladora	02	F	40	25/01-27/01/00	13,5	20
Consoladora	03	M	15	25/01-27/01/00	4,5	23
Consoladora	04	M	43	25/01-27/01/00	10,5	16
Consoladora	05	M	14	25/01-27/01/00	8,5	14
Consoladora	06	F	39	25/01-27/01/00	13	14
Consoladora	07	F	3	25/01-27/01/00	9	9
Consoladora	08	M	42	25/01-27/01/00	9	17
Consoladora	09	M	13	25/01-27/01/00	4	
Consoladora	10	F	45	25/01-27/01/00	25,5	17
Consoladora	11	M	21	25/01-27/01/00	8	10
Consoladora	12	M	50	25/01-27/01/00	18	12
Consoladora	13	F	83	25/01-27/01/00	10,5	
Consoladora	14	M	53	25/01-27/01/00	11	10
Consoladora	15	M	16	25/01-27/01/00	14,5	17
Consoladora	16	M	24	25/01-27/01/00	10,5	11
Consoladora	17	M	14	25/01-27/01/00	15	11
Consoladora	18	F	26	25/01-27/01/00	10,5	11
Consoladora	19	F	49	25/01-27/01/00	17,5	11
Consoladora	20	M	19	25/01-27/01/00	30	12
Consoladora	21	M	5	25/01-27/01/00	0	
Consoladora	22	F	12	25/01-27/01/00	7,5	12
Consoladora	23	F	39	25/01-27/01/00	10,5	16
Consoladora	24	M	39	25/01-27/01/00	12	10
Consoladora	25	F	40	25/01-27/01/00	13	21
Consoladora	26	M	11	25/01-27/01/00	6,5	16
Consoladora	27	M	43	25/01-27/01/00	14	14
Consoladora	28	M	17	25/01-27/01/00	10	19
Consoladora	29	F	7	25/01-27/01/00	8,5	
Consoladora	30	F	7	25/01-27/01/00	6	15
Consoladora	31	M	4	25/01-27/01/00	0	
Consoladora	32	M	28	25/01-27/01/00	0	15
Consoladora	33	M	30	25/01-27/01/00	11	10
Consoladora	34	M	4	25/01-27/01/00	0	
Consoladora	35	M	39	25/01-27/01/00	11,5	14
Consoladora	36	F	77	25/01-27/01/00	11	
Consoladora	37	F	15	25/01-27/01/00	0	16
Consoladora	38	M	45	03/02-05/02/00	12	
Consoladora	39	F	39	03/02-05/02/00	7,5	
Consoladora	40	M	3	03/02-	NC	
Consoladora	41	F	7	03/02-05/02/00	0	13
Consoladora	42	M	10	03/02-05/02/00	0	12
Consoladora	43	F	40	03/02-05/02/00	12	
Consoladora	44	F	63	03/02-	NC	
Consoladora	45	F	26	03/02-05/02/00	7,5	
Consoladora	50	M	14	03/02-05/02/00	6	
Consoladora	51	M	36	03/02-05/02/00	8	

Localidad	Nº.	Sexo	Edad	IDR	Reacción (mm)	ELISA* (Unidades)
				Aplicación y Lectura		
Consoladora	52	F	33	03/02-05/02/00	6	
Consoladora	53	F	13	03/02-05/02/00	0	16
Consoladora	54	M	11	03/02-05/02/00	6	
Consoladora	55	F	7	03/02-05/02/00	4	
Consoladora	56	M	68	03/02-05/02/00	35	
Consoladora	57	M	37	03/02-05/02/00	13,5	
Consoladora	58	F	27	03/02-05/02/00	6	
Consoladora	59	F	7	03/02-05/02/00	5	
Consoladora	60	M	5	03/02-05/02/00	5,5	
Consoladora	61	F	1	03/02-05/02/00	0	
Consoladora	62	F	31	03/02-05/02/00	6	
Consoladora	63	F	70	03/02-05/02/00	10	
Consoladora	64	F	8	03/02-05/02/02	6,5	
Consoladora	65	F	8	03/02-05/02/02	4	
Costa e Silva	01	F	26	07/02-09/02/00	10,5	
Costa e Silva	02	F	17	07/02-09/02/00	12,5	
Costa e Silva	03	M	13	07/02-09/02/00	8,5	
Costa e Silva	04	M	55	07/02-09/02/00	8,5	
Costa e Silva	05	F	4	07/02-09/02/00	6	
Costa e Silva	06	M	7	07/02-09/02/00	4,5	
Costa e Silva	07	M	7	07/02-09/02/00	0	
Costa e Silva	08	F	8	07/02-09/02/00	11,5	
Costa e Silva	09	M	48	07/02-09/02/00	9,5	
Costa e Silva	10	F	43	07/02-09/02/00	14	
Costa e Silva	11	F	8	07/02-09/02/00	6,5	
Costa e Silva	12	F	2	07/02-09/02/00	4,5	
Costa e Silva	13	M	9	07/02-09/02/00	0	
Costa e Silva	14	M	4	07/02-09/02/00	0	
Costa e Silva	15	M	13	07/02-09/02/00	10,5	
Costa e Silva	16	F	15	07/02-09/02/00	17	
Costa e Silva	17	M	5	07/02-09/02/00	7	
L.Janeiro	59	M	63	05/02-07/02/00	12	
L.Janeiro	60	F	58	05/02-07/02/00	9,5	
L.Janeiro	61	M	43	05/02-07/02/00	10,5	
L.Janeiro	62	F	36	05/02-07/02/00	15,5	
L.Janeiro	63	M	13	05/02-07/02/00	11,5	
L.Janeiro	64	F	7	05/02-07/02/00	7,5	
L.Janeiro	65	F	7	05/02-07/02/00	3,5	
L.Janeiro	66	F	9	05/02-07/02/00	10	
L.Janeiro	67	F	73	05/02-07/02/00	11	
L.Janeiro	68	F	7	05/02-07/02/00	8	
L.Janeiro	69	F	63	05/02-07/02/00	9	
L.Janeiro	70	M	60	05/02-07/02/00	32	
L.Janeiro	01	F	39	24/01-26/01/00	11	23
L.Janeiro	02	M	15	24/01-26/01/00	4	
L.Janeiro	03	M	38	24/01-26/01/00	8	16
L.Janeiro	04	F	47	24/01-26/01/00	9	25
L.Janeiro	05	M	57	24/01-26/01/00	25,6	23
L.Janeiro	06	F	12	24/01-26/01/00	8,5	20
L.Janeiro	07	F	18	24/01-26/01/00	11,5	26
L.Janeiro	08	M	15	24/01-26/01/00	5	
L.Janeiro	09	M	5	24/01-26/01/00	1	

Localidad	Nº.	Sexo	Edad	IDR Aplicación y Lectura	Reacción (mm)	ELISA* (Unidades)
L.Janeiro	10	F	46	24/01-26/01/00	2	
L.Janeiro	11	F	51	24/01-26/01/00	10	15
L.Janeiro	12	M	11	24/01-26/01/00	9	
L.Janeiro	13	M	9	24/01-27/01/00	6	
L.Janeiro	14	M	39	24/01-27/01/00	8,5	
L.Janeiro	15	F	12	24/01-26/01/00	6	15
L.Janeiro	16	F	14	24/01-26/01/00	5	17
L.Janeiro	17	M	14	24/01-26/01/00	4	
L.Janeiro	18	F	34	24/01-26/01/00	5	21
L.Janeiro	19	F	4	24/01-26/01/00	0	
L.Janeiro	20	M	9	24/01-26/01/00	7,5	
L.Janeiro	21	M	56	24/01-26/01/00	9,5	
L.Janeiro	22	F	8	24/01-26/01/00	4	
L.Janeiro	23	F	5	24/01-26/01/00	5	23
L.Janeiro	24	F	36	24/01-26/01/00	6	
L.Janeiro	25	F	52	24/01-26/01/00	8,5	17
L.Janeiro	26	F	26	24/01-26/01/00	10,5	20
L.Janeiro	27	F	17	24/01-26/01/00	8	
L.Janeiro	28	F	18	24/01-26/01/00	9,5	25
L.Janeiro	29	M	54	24/01-26/01/00	10	18
L.Janeiro	30	F	43	24/01-26/01/00	9	22
L.Janeiro	31	M	40	24/01-26/01/00	0	
L.Janeiro	32	M	59	24/01-26/01/00	12,5	16
L.Janeiro	33	M	56	24/01-26/01/00	7,5	20
L.Janeiro	34	M	49	24/01-26/01/00	4	
L.Janeiro	35	M	25	24/01-26/01/00	12	
L.Janeiro	36	M	34	24/01-26/01/00	13,5	14
L.Janeiro	37	F	4	24/01-26/01/00	0	
L.Janeiro	38	M	46	24/01-26/01/00	5	
L.Janeiro	39	F	48	24/01-26/01/00	5,5	
L.Janeiro	40	M	5	24/01-26/01/00	5	
L.Janeiro	41	M	36	24/01-27/01/00	31	28
L.Janeiro	42	F	32	24/01-26/01/00	6,5	18
L.Janeiro	43	M	4	24/01-26/01/00	0	
L.Janeiro	44	F	3	24/01-26/01/00	0	
L.Janeiro	45	F	21	24/01-26/01/00	4,5	
L.Janeiro	46	F	5	24/01-26/01/00	0	
L.Janeiro	47	M	6	24/01-26/01/00	7	21
L.Janeiro	48	M	8	24/01-26/01/00	2,5	
L.Janeiro	49	F	11	24/01-26/01/00	11	11
L.Janeiro	50	F	14	24/01-26/01/00	10,5	21
L.Janeiro	51	M	11	24/01-26/01/00	22,5	17
L.Janeiro	52	F	6	24/01-26/01/00	0	
L.Janeiro	53	M	15	24/01-26/01/00	5,5	13
L.Janeiro	54	M	38	03/02-05/02/00	7,5	
L.Janeiro	55	F	63	03/02-05/02/00	0	
L.Janeiro	56	M	76	03/02-05/02/00	8	
L.Janeiro	57	M	18	03/02-06/02/00	6	
L.Janeiro	58	F	14	03/02-05/02/00	4	
L.Janeiro	59	F	45	03/02-05/02/00	10	

Localidad	Nº.	Sexo	Edad	IDR	Reacción (mm)	ELISA* (Unidades)
				Aplicación y Lectura		
L.Janeiro	60	M	17	03/02-05/02/00	4	
L.Janeiro	61	M	16	03/02-05/02/00	6	
L.Janeiro	62	M	16	03/02-05/02/00	7	
L.Janeiro	63	M	10	03/02-05/02/00	6,5	
Mandassaia	1	F	36	02/02-04/02/00	10,5	25
Mandassaia	2	M	75	02/02-04/02/00	9	
Mandassaia	3	M	73	02/02-04/02/00	13,5	28
Mandassaia	4	F	15	02/02-04/02/00	12,5	
Mandassaia	5	F	7	02/02-04/02/00	3,5	
Mandassaia	6	F	59	02/02-04/02/00	9	34
Mandassaia	7	F	14	02/02-04/02/00	12,5	32
Mandassaia	8	F	42	02/02	NC	
Mandassaia	9	M	10	02/02-04/02/00	5,5	30
Mandassaia	10	M	10	02/02-04/02/00	6	37
Mandassaia	11	F	46	02/02-04/02/00	9	39
Mandassaia	12	M	3	02/02-04/02/00	5,5	32
Mandassaia	13	F	29	02/02-04/02/00	10,5	20
Mandassaia	14	F	19	02/02-04/02/00	7,5	29
Mandassaia	15	F	9	02/02-04/02/00	8,5	17
Mandassaia	16	M	52	02/02	NC	
Mandassaia	17	M	73	02/02-04/02/00	7,5	
Mandassaia	18	M	11	02/02-04/02/00	11	20
Mandassaia	19	M	9	02/02-04/02/00	9	20
Mandassaia	20	F	69	02/02-04/02/00	7	
Mandassaia	21	M	70	02/02-04/02/00	7	
Mandassaia	22	M	44	02/02-04/02/00	8	
Mandassaia	23	F	43	02/02-04/02/00	17,5	
Mandassaia	24	F	81	02/02-04/02/00	5	
Mandassaia	25	F	19	02/02-04/02/00	8	
Mandassaia	26	M	16	02/02-04/02/00	9	
Mandassaia	27	M	13	02/02-04/02/00	4	
Novo Horizonte	1	M	34	02/02-04/02/00	13	9
Novo Horizonte	2	M	24	02/02-04/02/00	11	11
Novo Horizonte	3	F	61	02/02-04/02/00	13	13
Novo Horizonte	4	M	38	02/02-04/02/00	12,5	13
Novo Horizonte	5	F	38	02/02-04/02/00	12,5	16
Novo Horizonte	6	F	10	02/02-04/02/00	7,5	16
Novo Horizonte	7	M	15	02/02-04/02/00	6,5	16
Novo Horizonte	8	F	62	02/02-04/02/00	11,5	9
Novo Horizonte	9	F	33	02/02-04/02/00	8	16
Novo Horizonte	10	F	7	02/02-04/02/00	6,5	14
Novo Horizonte	11	M	3	02/02-04/02/00	6,5	15
Novo Horizonte	12	M	32	02/02-04/02/00	30,5	9
Novo Horizonte	13	M	14	02/02-04/02/00	0	14
Novo Horizonte	14	F	7	02/02-04/02/00	7,5	13
Novo Horizonte	15	F	38	02/02-04/02/00	13	16
Novo Horizonte	16	F	12	02/02-04/02/00	8	9
Novo Horizonte	17	F	13	02/02-04/02/00	15	16
Novo Horizonte	18	F	33	02/02-04/02/00	11,5	16
Novo Horizonte	19A	F	8	02/02-04/02/00	6,5	5

Localidad	Nº.	Sexo	Edad	IDR Aplicación y Lectura	Reacción (mm)	ELISA* (Unidades)
Novo Horizonte	19B	F	34	02/02-04/02/00	11,5	8
Novo Horizonte	20	M	5	02/02-04/02/00	5	
Novo Horizonte	21	M	7	02/02-04/02/00	8	8
Novo Horizonte	22	M	13	02/02-04/02/00	0	
Novo Horizonte	23	M	7	02/02-04/02/00	6,5	14
Novo Horizonte	24	F	29	02/02-04/02/00	4	10
Novo Horizonte	25	M	31	02/02-04/02/00	10,5	9
Novo Horizonte	26	F	55	02/02-04/02/00	11	13
Novo Horizonte	27	M	58	02/02-04/02/00	12,5	9
Novo Horizonte	28	M	6	02/02-04/02/00	6	8
Novo Horizonte	29	M	35	02/02-04/02/00	12	8
Novo Horizonte	30	F	35	02/02-04/02/00	11	18
Novo Horizonte	31	M	36	02/02-04/02/00	10	5
Novo Horizonte	32	F	32	02/02-04/02/00	11	12
Novo Horizonte	33	F	36	02/02-04/02/00	0	11
Novo Horizonte	34	M	29	02/02-04/02/00	6	
Pinhal	1	F	14	07/02-09/02/00	6	
Pinhal	2	F	11	07/02-09/02/00	3,5	
Pinhal	3	F	14	07/02-09/02/00	3	
Pinhal	4	F	15	07/02-09/02/00	8,5	
Pinhal	5	M	45	07/02-09/02/00	7	
Pinhal	6	M	14	07/02-09/02/00	7,5	
Pinhal	7	F	33	08/02-10/02/00	9	
Pinhal	8	F	38	08/02-10/02/00	10	
Portugal	1	M	36	04/02-06/02/00	0	
Portugal	2	F	31	04/02-06/02/00	7	
Sacchet	1	M	16	08/02-10/02/00	5,5	
Sacchet	2	F	12	08/02-10/02/00	9	
Sacchet	3	M	44	08/02-10/02/00	10	
Sacchet	4	M	12	08/02-10/02/00	6,5	
Sacchet	5	M	16	08/02-10/02/00	9,5	
Sacchet	6	F	32	08/02-10/02/00	10	
Sacchet	7	M	9	08/02-10/02/00	8,5	
Sacchet	8	M	13	08/02-10/02/00	6,5	
Sacchet	9	F	52	08/02-10/02/00	7	
Sacchet	10	F	30	08/02-10/02/00	6	
Sacchet	11	F	71	08/02-10/02/00	6	
Sacchet	12	F	29	08/02-10/02/00	9	
Sacchet	13	F	6	08/02-	NC	
Sacchet	14	F	28	08/02-10/02/00	9	
Sacchet	15	F	29	08/02-10/02/00	8,5	
Sacchet	16	M	12	08/02-10/02/00	4	
Sacchet	17	M	5	08/02-10/02/00	3	
Sacchet	18	M	7	08/02-10/02/00	6	
Sacchet	19	M	7	08/02-10/02/00	9	
Sacchet	20	F	38	08/02-10/02/00	9	
Santa Ines	1	F	50	25/01-27/01/00	8,5	28
Santa Ines	2	F	5	25/01-27/01/00	0	
Santa Ines	3	F	35	25/01-27/01/00	6	31
Santa Ines	4	F	7	25/01-27/01/00	2	
Santa Ines	5	F	5	25/01-27/01/00	2	

Localidad	Nº.	Sexo	Edad	IDR Aplicación y Lectura	Reacción (mm)	ELISA* (Unidades)
Santa Ines	6	F	40	25/01-27/01/00	7	19
Santa Ines	7	M	4	25/01-27/01/00	0	
Santa Ines	8	M	8	25/01-27/01/00	7,5	22
Santa Ines	9	M	10	25/01-27/01/00	9	23
Santa Ines	10	F	2	25/01-27/01/00	6,5	
Santa Ines	11	F	24	25/01-27/01/00	9	21
Santa Ines	12	F	15	25/01-27/01/00	3,5	
Santa Ines	13	M	3	25/01-27/01/00	0	
Santa Ines	14	F	5	25/01-27/01/00	4,5	
Santa Ines	15	F	25	25/01-27/01/00	6	27
Santa Ines	16	F	22	25/01-27/01/00	9,5	17
Santa Ines	17	F	12	25/01-27/01/00	5,5	19
Santa Ines	18	M	54	25/01-27/01/00	10	21
Santa Ines	19	F	13	25/01-27/01/00	6	25
Santa Ines	20	F	38	25/01-27/01/00	9	18
Santa Ines	21	M	3	25/01-27/01/00	0	
Santa Ines	22	F	6	25/01-27/01/00	5,5	
Santa Ines	23	M	5	25/01-27/01/00	2	
Santa Ines	24	M	40	25/01-27/01/00	5	15
Santa Ines	25	F	3	25/01-27/01/00	0	
Santa Ines	26	F	54	25/01-27/01/00	8	25
Santa Ines	27	F	3	25/01-27/01/00	3,5	
Santa Ines	28	F	22	25/01-27/01/00	7,5	17
Santa Ines	29	F	13	25/01-27/01/00	9,5	15
São José	1	F	52	23/01-25/01/00	9,5	26
São José	2	F	40	23/01-25/01/00	0	
São José	3	F	45	23/01-25/01/00	8	23
São José	4	F	17	23/01-25/01/00	7,5	26
São José	5	F	49	23/01-25/01/00	14	39
São José	6	F	38	23/01-25/01/00	12	39
São José	7	F	31	23/01-25/01/00	10	31
São José	8	F	26	23/01-25/01/00	0	
São José	9	F	44	23/01-25/01/00	0	
São José	10	F	36	23/01-25/01/00	0	
São José	11	F	7	23/01-25/01/00	4	
São José	12	F	34	23/01-25/01/00	0	
São José	13	F	36	23/01-25/01/00	0	
São José	14	F	6	23/01-25/01/00	11	25
São José	15	F	31	23/01-25/01/00	6	33
São Luiz	1.	M	4	24/01-26-01/00	12,5	15
São Luiz	2	F	6	24/01-26-01/00	4	
São Luiz	3	F	44	24/01-26-01/00	12	
São Luiz	4	M	27	24/01-26-01/00	6	13
São Luiz	5	F	51	24/01-26-01/00	11	26
São Luiz	6	M	14	24/01-26-01/00	4,5	
São Luiz	7	M	33	24/01-26-01/00	8,5	
São Luiz	8	F	5	24/01-26-01/00	0	
São Luiz	9	M	3	24/01-26-01/00	0	
São Luiz	10	F	23	24/01-26-01/00	6,5	
São Luiz	11	F	10	24/01-26-01/00	0	
São Luiz	12	F	6	24/01-26-01/00	3,5	

Localidad	Nº.	Sexo	Edad	IDR Aplicación y Lectura	Reacción (mm)	ELISA* (Unidades)
São Luiz	13	F	40	24/01-26-01/00	0	17
São Luiz	14	F	62	24/01-26-01/00	0	
São Luiz	15	M	33	24/01-26-01/00	4	
São Luiz	16	F	56	24/01-26-01/00	7	34
São Luiz	17	M	51	24/01-26-01/00	12	23
São Luiz	18	F	42	24/01-26-01/00	7	
São Luiz	19	M	47	24/01-26-01/00	20,5	
São Luiz	20	M	15	24/01-26-01/00	0	
São Luiz	21ª	M	34	24/01-26-01/00	10	
São Luiz	22	F	32	24/01-26-01/00	8	21
São Luiz	23	M	7	24/01-26-01/00	5,5	21
São Luiz	24	M	12	24/01-26-01/00	7	22
São Luiz	25	M	24	24/01-26-01/00	4,5	18
São Luiz	26	M	17	24/01-26-01/00	7	18
São Luiz	27	F	47	24/01-26-01/00	7,5	35
São Luiz	28	M	6	24/01-26-01/00	16,5	20
São Luiz	29	M	42	24/01-26-01/00	18,5	15
São Luiz	30	F	43	24/01-26-01/00	8	19
São Luiz	31	M	13	24/01-26-01/00	5,5	14
São Luiz	32	M	16	24/01-26-01/00	15,5	22
São Luiz	33	M	11	24/01-26-01/00	5,5	
São Luiz	34	M	14	24/01-26-01/00	12	18
São Luiz	35	M	8	24/01-26-01/00	6	
São Luiz	36	M	40	25/01-27-01/00	3,5	15
São Luiz	37	F	15	25/01-27-01/00	9	26
São Luiz	38	M	30	25/01-27-01/00	13,5	21
Venturin	1	F	32	05/02-07/02/00	5,5	
Venturin	2	M	6	05/02-07/02/00	3	
Venturin	3	M	11	05/02-07/02/00	5,5	
Venturin	4	M	36	05/02-07/02/00	7	
Venturin	5	F	71	05/02-07/02/00	13,5	
Venturin	6	M	73	05/02-07/02/00	10	
Venturin	7	M	33	05/02-07/02/00	10	
Venturin	8	F	36	05/02-07/02/00	8	
Venturin	10	M	7	05/02-07/02/00	9	
Venturin	11	F	7	05/02-07/02/00	6,5	
Venturin	12	M	71	05/02-07/02/00	8	
Venturin	13	F	46	05/02-07/02/00	8,5	
Venturin	14	M	37	05/02-07/02/00	7	
Venturin	15	M	8	05/02-07/02/00	3,5	
Venturin	16	M	38	05/02-07/02/00	9	
Venturin	17	F	10	05/02-07/02/00	6	
Venturin	18	F	34	05/02-07/02/00	10	
Venturin	19	F	11	05/02-07/02/00	8	
Venturin	20	M	29	05/02-07/02/00	8,5	
Venturin	21	F	30	05/02-07/02/00	9	
Venturin	22	M	6	05/02-07/02/00	8	
Venturin	23	F	33	05/02-07/02/00	9,5	
Venturin	24	M	10	05/02-07/02/00	9	
Venturin	25	F	42	05/02-07/02/00	10	
Venturin	26	M	41	05/02-07/02/00	11,5	

Localidad	Nº.	Sexo	Edad	IDR Aplicación y Lectura	Reacción (mm)	ELISA* (Unidades)
Venturin	27	M	14	05/02-07/02/00	8	
Venturin	28	F	12	05/02-07/02/00	7,5	
Venturin	29	F	32	05/02-07/02/00	12,5	
Venturin	30	M	5	05/02-07/02/00	10,5	
Venturin	31	M	34	05/02-07/02/00	10,5	
Venturin	32	F	73	05/02-07/02/00	19	
Venturin	33	F	34	05/02-07/02/00	10	
Venturin	34	M	6	05/02-07/02/00	4	
Venturin	35	M	4	05/02-07/02/00	6	
Venturin	36	M	27	05/02-07/02/00	19	
Venturin	37	M	58	05/02-07/02/00	14,5	
Venturin	38	F	14	05/02-07/02/00	10	
Venturin	39	M	7	05/02-07/02/00	8,5	
Venturin	40	F	34	05/02-07/02/00	13	
Venturin	41	M	5	05/02-07/02/00	4	
Venturin	42	M	11	05/02-07/02/00	8,5	
Venturin	43	M	16	05/02-07/02/00	7	
Venturin	44	F	25	05/02-07/02/00	10,5	
Venturin	45	M	2	05/02-07/02/00	0	
Venturin	46	M	5	05/02-07/02/00	6,5	
Venturin	47	M	38	05/02-07/02/00	10,5	
Venturin	48	F	7	05/02-07/02/00	10	
Venturin	49	F	31	05/02-07/02/00	10	
Venturin	50	M	10	05/02-07/02/00	10	
Venturin	51	F	28	05/02-07/02/00	12	
Venturin	53	F	9	05/02-07/02/00	7	
Venturin	54	M	6	05/02-07/02/00	7,5	
Venturin	55	M	32	05/02-07/02/00	9,5	
Venturin	56	M	8	05/02-07/02/00	9	
Venturin	57	F	33	05/02-07/02/00	9	
Venturin	58	F	12	05/02-07/02/00	8	
Venturin	59	F	5	05/02-07/02/00	7	
Venturin	60	F	33	05/02-07/02/00	9,5	
Venturin	61	F	8	05/02-07/02/00	9	
Venturin	62	F	72	05/02-07/02/00	10	
Venturin	63	F	14	05/02-07/02/00	10	
Venturin	64	M	54	05/02-07/02/00	10	
Venturin	65	M	25	05/02-07/02/00	11,5	
Venturin	66	M	14	05/02-07/02/00	4	
Venturin	67	M	15	05/02-07/02/00	13,5	
Venturin	68	M	15	05/02-07/02/00	11	
Venturin	69	F	55	05/02-07/02/00	20,5	
Venturin	70	M	41	05/02-07/02/00	10,5	
Venturin	71	F	9	05/02-07/02/00	8	
Venturin	72	F	16	05/02-07/02/00	8	
Venturin	73	F	47	05/02-07/02/00	11,5	
Venturin	74	M	51	05/02-07/02/00	14,5	
Venturin	75	M	34	05/02-07/02/00	12,5	
Venturin	76	M	42	05/02-07/02/00	13,5	
Venturin	77	M	18	05/02-07/02/00	12	
Venturin	78	M	12	05/02-07/02/00	8	

Localidad	Nº.	Sexo	Edad	IDR	Reacción (mm)	ELISA* (Unidades)
				Aplicación y Lectura		
Venturin	79	M	70	05/02-07/02/00	10,5	
Venturin	80	M	44	05/02-07/02/00	13,5	
Venturin	81	M	24	05/02-07/02/00	10	
Venturin	82	M	6	05/02-07/02/00	8	
Venturin	83	F	50	05/02-07/02/00	11	
Venturin	84	F	68	05/02-07/02/00	10,5	
Venturin	85	F	38	05/02-07/02/00	12,5	
Venturin	85	M	61	05/02-07/02/00	13	
Venturin	87	M	17	05/02-07/02/00	11,5	
Zamignan	1	F	40	03/02-06/02/00	8	
Zamignan	2	F	46	03/02-06/02/00	13	
Zamignan	3	F	21	03/02-06/02/00	11	
Zamignan	4	F	27	03/02-06/02/00	8,5	
Zamignan	5	M	42	03/02-06/02/00	0	
Zamignan	6	F	15	03/02-06/02/00	7	
Zamignan	7	M	68	04/02-06/02/00	10	
Zamignan	8	M	53	04/02-	NC	
Zamignan	9	F	70	04/02-06/02/00	11	
Zamignan	10	M	56	04/02-06/02/00	9	
Zamignan	11	M	6	04/02-06/02/00	5,5	
Zamignan	12	M	54	04/02-06/02/00	10,5	
Zamignan	13	F	32	04/02-06/02/00	5,5	
Zamignan	14	F	25	04/02-06/02/00	10	
Zamignan	15	F	62	04/02-06/02/00	10,5	
Zamignan	16	M	42	04/02-06/02/00	16	
Zamignan	17	F	42	04/02-06/02/00	9	
Zamignan	18	M	14	04/02	N/C	
Zamignan	19	M	59	04/02-06/02/00	12,5	
Zamignan	20	F	35	04/02-06/02/00	13,5	
Zamignan	21	M	10	04/02-06/02/00	7	
Zamignan	23	M	38	04/02-06/02/00	12,5	
Zamignan	24	F	49	04/02-06/02/00	14,5	
Zamignan	25	F	82	04/02	NC	
Zamignan	26	M	36	04/02-06/02/00	11	
Zamignan	27	F	10	04/02-06/02/00	10	
Zamignan	28	F	36	04/02-06/02/00	7,5	
Zamignan	29	F	9	04/02-06/02/00	7	
Zamignan	30	F	9	04/02-06/02/00	6,5	
Zamignan	31	M	72	04/02-06/02/00	3,5	
Zamignan	32	F	1	04/02-06/02/00	0	
Zamignan	33	F	24	04/02-06/02/00	5,5	
Zamignan	34	F	72	04/02-06/02/00	9	
Zamignan	35	M	28	04/02-06/02/00	9	
Zamignan	36	F	7	04/02-06/02/00	0	
Zamignan	37	M	6	04/02-06/02/00	0	
Zamignan	38	F	64	04/02-06/02/00	10	

* La valoración del ELISA está representada en Unidades de acuerdo con la Densidad Óptica del suero calibrador que corresponde a 100 Unidades.

NC = No compareció

Anexo nº 4 - Resultados individualizados del estudio con los perros: ELISA y cultivos

Localidad	Perro	Edad (años)	Peso kg	Sexo	Pelo	Cultivo NNN y Schneider	ELISA
Bairro - Setor 5	193 - Tobi	2	7	M	Corto		Negativo
Bairro - Setor 5	194 - Bilú	9	7	M	Corto		Negativo
Bairro - Setor 5	190 - Vermelho	4	7	M	Corto		Negativo
Bairro - Setor 5	191 - Rabito	3	5	M	Corto		Negativo
Bairro - Setor 5	192 - Pulga	3	5	M	Corto		Negativo
Consoladora	100 - Ferruge	17	25	M	Corto		Negativo
Consoladora	101 - Turco	2,5	20	M	Corto		Negativo
Consoladora	102 - Mansinho	2	25	M	Mediano		Negativo
Consoladora	103 - Bobi	7	20	M	Largo		Negativo
Consoladora	104 - Cigana	7	20	H	Corto		Negativo
Consoladora	105 - Branco	6	25	M	Corto		Negativo
Consoladora	19 - Lessi	6	35	H	Corto		Negativo
Consoladora	20 - Mickey	4	40	M	Corto		Negativo
Consoladora	21 - Donald	4	40	M	Corto		Negativo
Consoladora	22 - Preto	3	30	M	Corto		Negativo
Consoladora	23 - Dinda	2	5	H	Corto		Negativo
Consoladora	24 - Dindo	1	7	M	Corto		Negativo
Consoladora	25 - Bilu	5	25	M	Corto		Negativo
Consoladora	26 - Benji	3	15	M	Mediano		Negativo
Consoladora	27 - Duquin	2	30	M	Corto		Negativo
Consoladora	28 - Duque	8	30	M	Corto		Negativo
Consoladora	29 - Bibi	4	15	M	Corto		Negativo
Consoladora	30 - Lobo	5	25	M	Corto		Negativo
Consoladora	93 - Xuxa	7	8	H	Corto		Negativo
Consoladora	94 - Blak	1	25	M	Corto		Negativo
Consoladora	95 - Lessi	1	20	H	Largo		Negativo
Consoladora	96 - Fofa	1	5	H	Corto		Negativo
Consoladora	97 - Lula	2	15	m	Corto		Negativo
Consoladora	98 - Faisca	15	20	M	Corto		Negativo
Consoladora	99 - Baito	2,5	25	M	Corto		Negativo
Cooper	13 - Totó	2	10	M	Corto		Negativo
Cooper	14 - Fofa	5	18	M	Mediano		Negativo
Cooper	15 - Freeway	1	8	M	Largo		Negativo
Cooper	16 - Falcão	8	20	M	Mediano		Negativo
Cooper	17 - Bingo	2	40	M	Corto	Negativo	Positivo
Cooper	18 - Pink	6	18	H	Corto		Negativo
Cooper	195 - Bilinho	4	8	M	Corto		Negativo
Cooper	196 - Fofinho	3	5	M	Largo		Negativo
Cooper	197 - Lobo	6	12	M	Corto		Negativo
Cooper	198 - Lupi	4	15	M	Largo		Negativo
Cooper	199 - Bibi	1	8	M	Mediano		Negativo
Cooper	200 - Rabito	5	25	M	Corto		Negativo
Cooper	201 - Bilu	2	25	M	Corto		Negativo
Cooper	202 - Lessi	5	25	H	Corto		Negativo
Cooper	227 - Cendi	3	15	M	Corto	Negativo	Negativo
Cooper	228 - Xaxa	1	3	H	Corto		Negativo
Cooper	229 - Bilu	1,5	15	H	Corto	Negativo	Negativo
Cooper	230 - Lulu	4	20	M	Corto		Negativo
Cooper	232 - Bolinha	<1	20	M	Corto		Negativo
Cooper	233 - Buk	3	20	M	Corto		Negativo
Costa e Silva	CS 9- Tigre	3	25	M	Corto		Negativo
Costa e Silva	CS1 - Tigre	4	18	M	Corto		Positivo
Costa e Silva	CS10 - Coló	1	7	M	Corto		Negativo
Costa e Silva	CS11 - Lulu	1	5	M	Corto		Negativo
Costa e Silva	CS12 - Vaquinha	3	7	H	Corto		Negativo
Costa e Silva	CS13 - Coló	10	12	M	Corto		Negativo
Costa e Silva	CS14 - Lulu	6	20	M	Corto		Negativo
Costa e Silva	CS2 - Quita	1	5	H	Corto		Negativo
Costa e Silva	CS3 - Dog	4	20	M	Mediano		Negativo
Costa e Silva	CS4 - Rabito	5	35	M	Corto		Negativo

Localidad	Perro	Edad (años)	Peso kg	Sexo	Pelo	Cultivo NNN y Schneider	ELISA*
Costa e Silva	CS5 - Jacson	5	40	M	Corto		Negativo
Costa e Silva	CS6 - Xuxa	3	35	H	Corto		Negativo
Costa e Silva	CS7 - Sheick	3	10	H	Largo		Negativo
Costa e Silva	CS8 - Lobo	1,5	15	M	Corto	Negativo	Positivo
Janeiro	11 - Bobi	10	18	M	Corto		Negativo
Janeiro	12 - Lessi	2	12	H	Corto		Negativo
Janeiro	264 - Lobo	<1	7	M	Corto		Negativo
Janeiro	265 - Lessi	1	7	H	Corto		Negativo
Janeiro	266 - Bobi	6	15	M	Corto		Negativo
Janeiro	267 - Duque	7	20	M	Corto		Negativo
Janeiro	268 - Ronda	<1	15	M	Corto		Negativo
Janeiro	281 - Juquinha	3	4	H	Largo		Negativo
Janeiro	J1- Bilu	5	45	M	Mediano		Negativo
Janeiro	J10 - Petina	1,5	3	H	Corto		Negativo
Janeiro	J11- Pelé	3	30	M	Corto		Negativo
Janeiro	J12 - Bobi	4	35	M	Corto		Negativo
Janeiro	J2 - Maradona	3	15	M	Corto		Negativo
Janeiro	J3 - Lobo	1,5	40	M	Mediano		Negativo
Janeiro	J4 - Lulu	<1	25	M	Corto		Negativo
Janeiro	J5 - Totó	2	8	M	mediano	Negativo	Positivo
Janeiro	J6 - Leão	3	20	M	mediano		Negativo
Janeiro	J7 - Turco	3	35	M	largo	Negativo	Positivo
Janeiro	J8 - Tiririca	3	35	M	largo		Positivo
Janeiro	J9 - Negrao	2	20	M	Corto	Negativo	Positivo
Kennedy	119 - Beethoven	4	10	M	Corto		Negativo
Kennedy	120 - Tarzan	3	25	M	Corto		Negativo
Kennedy	151 - Vermelho	3	5	M	Corto		Negativo
Mandassaia	107 - Bibi	6	7	M	Corto		Negativo
Mandassaia	108 - Branco	3	30	M	Medio		Negativo
Mandassaia	109 - Maradona	17	25	M	Largo		Negativo
Mandassaia	110 - Pelé	5	12	M	Corto		Negativo
Mandassaia	111 - Pimenta	2	12	H	Corto		Negativo
Mandassaia	112- Bibijin	1	9	M	Corto		Negativo
Mandassaia	113 - Dodi	2	20	M	Corto		Negativo
Mandassaia	114 - Urso	2	15	M	Corto		Negativo
Mandassaia	115 - Campeiro	2	15	M	Corto	Negativo	Positivo
Mandassaia	116 - Pelezinho	1	3	M	Corto		Negativo
Mandassaia	117 - Fofa	1	5	H	Medio	Negativo	Positivo
Mandassaia	118 - Romario	1	2	M	Corto		Negativo
Mandassaia	222 - Messina	12	15	H	Corto		Negativo
Mandassaia	223 - Bibi	8	15	M	Corto	Negativo	Negativo
Mandassaia	224 - Vermelho	8	15	M	Corto		Negativo
Mandassaia	261 - Bordoga	3	12	M	Corto	Negativo	Negativo
Mandassaia	262 - Pelé	3	10	M	Corto		Negativo
Mandassaia	263 - Mico	3	15	M	Corto	Negativo	Positivo
Mandassaia	276 - Brinquedo	1,3	13	M	Corto		Negativo
Mandassaia	277 - Tupi	1	7	M	Corto		Negativo
Mandassaia	278 - Teca	5	20	H	Corto		Negativo
Mandassaia	279 - Pluto	1	10	M	Corto		Positivo
Mandassaia	280 - Xerife	3	15	M	Corto		Negativo
Mandassaia	M1 - Teca	6	8	H	Corto		Negativo
Mandassaia	M2 - Bugra	1,5	30	H	Corto		Negativo
Mandassaia	M3 - Tigre	2	15	M	Corto		Negativo
Mandassaia	M4 - Mico	5	20	M	Corto		Negativo
Mandassaia	M5 - Bordoga	5	25	M	Corto		Negativo
Mandassaia	M6 - Pelé	5	45	M	mediano		Negativo
Mandassaia	M7 - Pintado	1,5	20	M	Corto		Negativo
Novo Horizonte	126 - Lulu	2	20	M	Corto		Negativo
Novo Horizonte	127 - Pretinho	2	15	M	Corto		Negativo
Novo Horizonte	128 - Bibino	1	10	M	Corto		Negativo
Novo Horizonte	129 - Brasinha	3	15	H	Corto		Negativo

Localidad	Perro	Edad (años)	Peso kg	Sexo	Pelo	Cultivo NNN y Schneider	ELISA*
Novo Horizonte	130 - Giló	3	15	M	Corto		Negativo
Novo Horizonte	131 - Gringa	7	15	H	Corto		Negativo
Novo Horizonte	132 - Branca	15	15	H	Corto		Negativo
Novo Horizonte	133 - Faisca	7	15	H	Corto		Negativo
Novo Horizonte	134 - Valente	3	15	M	Corto		Negativo
Novo Horizonte	135 - Preta	1	10	H	Corto		Negativo
Novo Horizonte	136 - Luki	3	12	M	Corto		Negativo
Novo Horizonte	137 - Bobi	6	6	M	Corto		Negativo
Novo Horizonte	138 - Mussunga	8	18	M	Corto		Negativo
Novo Horizonte	139 - Branco	3	20	M	Corto		Negativo
Novo Horizonte	140 - Totó	1	15	M	Corto		Negativo
Novo Horizonte	141 - Lulu	1	10	M	Corto		Positivo
Novo Horizonte	142 - Salsicha	2	5	M	Corto		Negativo
Novo Horizonte	143 - Escubidu	3	7	M	Corto		Negativo
Novo Horizonte	144 - Campeão	1	20	M	Largo		Negativo
Novo Horizonte	145 - Campero	1,5	30	M	Corto		Negativo
Novo Horizonte	146 - Faisca	1,5	30	H	Corto		Negativo
Novo Horizonte	147 - Bibi	3	20	M	Corto		Negativo
Novo Horizonte	148 - Ronda	2	30	M	Corto		Negativo
Novo Horizonte	149 - Nicole	4	30	M	Corto		Negativo
Novo Horizonte	150 - Tarzan	2	25	M	Corto		Negativo
Pinhal	106 - Mico	1,5	15	M	Medio		Negativo
Pinhal	167 - Pequinha	3	15	M	Corto		Negativo
Pinhal	168 - Pitoco	1	18	M	Corto		Negativo
Pinhal	231 - Fofa	6	5	M	Largo		Negativo
Pinhal	234 - Fofa	6	10	H	Largo		Negativo
Pinhal	235 - Bilu	3	10	M	Largo		Negativo
Pinhal	91 - Mica	8	30	H	Corto		Negativo
Pinhal	92 - Peludo	1,5	10	M	Largo		Negativo
Pinhal	P1 - Zuleika	4	40	H	Corto		Negativo
Pinhal	P10 - Luli	10	20	H	Corto		Negativo
Pinhal	P3 - Xuxa	1,5	4	H	Mediano		Negativo
Pinhal	P4 - Preto	1	35	M	Corto		Negativo
Pinhal	P5 - Lulinha	5	15	H	Corto		Negativo
Pinhal	P6 - Baito	2	15	M	Corto		Negativo
Pinhal	P7 - Bolinha	2	6	M	Largo		Negativo
Pinhal	P8 - Vinagre	6	20	M	Corto		Negativo
Pinhal	P9 - Mopí	5	20	M	Corto		Negativo
Portugal	177 - Urso	3	35	M	Corto		Negativo
Portugal	178 - Pitucha	2	6	H	Corto		Negativo
Portugal	179 - Brinquedo	5	30	M	Corto		Negativo
Portugal	180 - Lourinha	3	4	H	Corto		Negativo
Portugal	213 - Bilu	2	25	M	Corto		Negativo
Portugal	214 - Bibito	1	8	M	Medio		Negativo
Portugal	215 - Peka	1,5	15	H	Corto		Negativo
Portugal	218 - Urso	8	20	M	Corto	Negativo	Negativo
Portugal	219 - Bolinha	1	4	H	Largo		Negativo
Portugal	220 - Dog	<1	25	M	Corto		Negativo
Portugal	221 - Bibo	5	25	M	Corto	Negativo	Negativo
Portugal	225 - Megui	1	4	H	Corto		Negativo
Portugal	226 - Preto	2	15	M	Corto		Negativo
Sacchet	203 - Graxain	6	25	M	Corto		Negativo
Sacchet	204 - Belo	10	30	M	Corto		Negativo
Sacchet	205 - Domenica	5	45	H	Corto		Negativo
Sacchet	206 - Piloto	1,5	25	M	Corto		Negativo
Sacchet	207 - Vinagre	1,5	20	M	Corto		Negativo
Sacchet	208 - Leski	4	20	M	Corto		Negativo
Sacchet	209 - Facero	12	30	M	Corto		Negativo
Sacchet	210 - Sandi	1	20	H	Corto		Negativo
Sacchet	211- Junior	<1	10	M	Corto		Negativo
Sacchet	212- Pito	8	20	M	Corto		Negativo
Sacchet	271 - Bolinha	3	5	M	Largo		Negativo

Localidad	Perro	Edad	Peso	Sexo	Pelo	Cultivo NNN y Schneider	ELISA*
Sacchet	272 - Pitucha	2	8	H	Largo		Negativo
Sacchet	273 - Cara Preta	<1	10	M	Corto		Negativo
Sacchet	274 - Branquinho	<1	10	M	Corto		Negativo
Sacchet	31 - Fofinha	4	15	H	Corto		Negativo
Sacchet	32 - Bingo	2	15	M	Corto		Negativo
Santa Ines	181 - Lobo	5	10	M	Corto		Negativo
Santa Ines	182 - Gaúcho	3	14	M	Corto		Negativo
Santa Ines	183 - Colera	1	15	M	Corto		Negativo
Santa Ines	184 - Costelinha	1	8	M	Corto		Negativo
Santa Ines	185 - Carla Perez	5	15	H	Largo		Negativo
Santa Ines	186 - Lessi	2	15	H	Mediano		Negativo
Santa Ines	187 - Campeão	3	12	M	Corto		Negativo
Santa Ines	188 - Lessi	3	12	H	Corto		Negativo
Santa Ines	189 - Piva	1	12	H	Largo		Negativo
Santa Ines	284 - Fofa	6	7	M	Corto		Negativo
Santa Ines	33 - Tigre	5	20	M	Corto	Negativo	Negativo
Santa Ines	34 - Lessi	3	15	H	Corto		Negativo
Santa Ines	35 - Lobo	2,5	18	M	Mediano		Negativo
Santa Ines	36 - Soltão	8	20	M	Corto		Negativo
Santa Ines	37 - Mico	1,6	13	M	Corto		Negativo
Santa Ines	38 - Duque	3	20	M	Mediano		Negativo
Santa Ines	39 - Lobo	6	25	M	Mediano		Negativo
Santa Ines	40 - Quibe	4	13	M	Largo		Negativo
Santa Ines	41 - Beethoven	1	15	M	Corto		Negativo
Santa Ines	42 - Fofa	3	4	H	Largo		Negativo
Santa Ines	43 - Fredi	6	18	M	Corto		Negativo
Santa Ines	44 - Fifi	3	5	H	Mediano		Negativo
Santa Ines	45 - Bobi	3	15	M	Corto		Negativo
Santa Ines	46 - Tigre	6	10	M	Mediano		Negativo
Santa Ines	47 - Totó	2	15	M	Mediano		Negativo
Santa Ines	48 - Chidi	1	5	M	Corto		Negativo
Santa Ines	49 - Lessi	3	10	H	Largo		Negativo
Santa Ines	50 - Valente	2	15	M	Corto	Negativo	Negativo
Santa Ines	51 - Xuxa	1	20	H	Mediano		Negativo
Santa Ines	52 - Bagé	1	4	M	Largo		Negativo
Santa Ines	53 - Faisca	5	5	H	Corto	Negativo	Negativo
Santa Ines	54 - Fofa	3	4	H	Corto		Negativo
Santa Ines	55 - Luli	4	8	M	Corto		Negativo
Santa Ines	56 - Macaca	1	30	H	Corto		Negativo
Santa Ines	57 - Tigre	2	30	M	Corto		Negativo
Santa Ines	58 - Xuxa	2	5	H	Largo		Negativo
Santa Ines	59 - Campeão	4	20	M	Corto		Negativo
Santa Ines	60 - Julio	1	12	M	Corto		Negativo
Santa Ines	61 - Lessi	1	3	H	Corto		Negativo
Santa Ines	62 - Fofa	2	5	H	Corto	Negativo	Positivo
Santa Ines	63 - Bruna	1	6	H	Largo		Negativo
Santa Ines	64 - Mailo	2	15	M	Mediano		Negativo
Santa Ines	65 - Susane	<1	4	H	Mediano		Negativo
Santa Ines	66 - Sula	1	5	H	Corto		Negativo
Santa Ines	67 - Didi	5	8	M	Mediano	Negativo	Positivo
Santa Ines	68 - Pombinha	3	25	H	Corto	Negativo	Positivo
Santa Ines	69 - Sertão	6	35	M	Corto	Negativo	Positivo
Santa Ines	70 - Beethoven	1	8	M	Largo		Negativo
Santa Ines	71 - Valente	2	30	M	Corto		Negativo
Santa Ines	72 - Falcão	2	18	M	Corto		Negativo
Santa Ines	73 - Dog	2	20	M	Corto		Positivo
Santa Ines	74 - Pretinho	2	15	M	Corto		Negativo
Santa Ines	75 - Bendi	6	10	M	Mediano		Negativo
Santa Ines	76 - Lessi	3	30	H	Largo		Negativo
Santa Ines	77 - Bendi	2	15	M	Largo		Negativo
Santa Ines	78 - Xuxa	7	10	H	Corto	Negativo	Positivo
Santa Ines	79 - Xoio	9	12	M	Corto		Negativo

Localidad	Perro	Edad (años)	Peso kg	Sexo	Pelo	Cultivo NNN y Schneider	ELISA*
Santa Ines	80 - Pitoco	2	15	M	Corto		Positivo
Santa Ines	81 - Tobi	6	30	M	Corto	Negativo	Positivo
Santa Ines	82 - A - Preta	2	40	H	Corto	Negativo	Negativo
Santa Ines	82 - B - Baito	3	50	M	Corto	Negativo	Positivo
Santa Ines	83 - Tigrinho	16	12	M	Mediano	Negativo	Positivo
Santa Ines	84 - Duque	8	20	M	Corto		Negativo
Santa Ines	85 - Pepita	4	15	H	Corto		Negativo
Santa Ines	86 - Urso	5	35	M	Corto		Negativo
Santa Ines	87 - Negrinho	1	7	M	Corto		Negativo
Santa Ines	88 - Diulio	2	10	M	Corto		Negativo
Santa Ines	89 - Tuti	1	10	M	Corto		Negativo
Santa Lucia	121 - Xaropinho	2	15	M	Corto		Negativo
Santa Lucia	122 - Kiki	1,5	15	M	Corto		Negativo
Santa Lucia	123 - Dunga	5	20	M	Corto	Negativo	Positivo
Santa Lucia	124 - Trabuco	3	10	m	Corto		Negativo
Santa Lucia	125 - Matoso	8	25	M	Corto		Negativo
Santa Lucia	90 - Marisco	1,5	15	M	Corto	Negativo	Positivo
São José	164 - Lambreta	5	35	M	Corto		Negativo
São José	165 - Branco	<1	30	M	Corto		Negativo
São José	166 - Lobo	8	30	M	Mediano	Negativo	Positivo
São José	169 - Billi	2	5	M	Largo		Negativo
São José	170 - Duque	2	20	M	Corto		Negativo
São José	171 - Lobo	3	40	M	Corto		Negativo
São José	172 - Baby	3	30	M	Corto		Negativo
São José	173 - Totó	3	30	M	Corto		Negativo
São José	174 - Lobo	2	30	M	Corto		Negativo
São José	175 - Bibi	2	30	M	Corto		Negativo
São José	176 - Preto	5	30	M	Corto		Negativo
São José	269 - Estive	5	20	M	Corto		Negativo
São José	270 - Bobi	<1	8	M	Mediano		Negativo
São Luiz	236 - Teka	<1	3	H	Corto		Negativo
São Luiz	237 - Lila	5	7	H	Corto		Negativo
São Luiz	238 - Xaxa	2	5	H	Largo	Negativo	Negativo
São Luiz	239 - Pinga	6	15	M	Corto		Negativo
São Luiz	240 - Rambo	2	20	M	Largo		Negativo
São Luiz	241 - Catita	<1	5	H	Corto		Negativo
São Luiz	242 - Chiqina	1	5	H	Largo		Negativo
São Luiz	243 - Madruguinha	<1	3	H	Largo		Negativo
São Luiz	245 - Banzé	2	10	H	Corto	Negativo	Negativo
São Luiz	246 - Fofa	3,5	10	H	Corto		Negativo
São Luiz	247 - Pitu	1	10	M	Corto	Negativo	Negativo
São Luiz	248 - Bitó	4	20	M	Corto		Negativo
São Luiz	249 - Baio	2	30	M	Corto	Negativo	Negativo
São Luiz	250 - Duque	1,5	8	M	Corto		Negativo
São Luiz	251 - Lessi	<1	15	H	Largo		Negativo
São Luiz	252 - Fredi	2	10	M	Corto		Negativo
São Luiz	253 - Rambo	1	2	M	Corto		Negativo
São Luiz	254 - Ronda	1	8	M	Largo		Negativo
São Luiz	255 - Bibi	4	3	M	Corto		Negativo
São Luiz	256 - Toco	7	3	M	Corto		Negativo
São Luiz	257 - Gugu	3	3	H	Corto		Negativo
São Luiz	258 - Tobi	<1	3	M	Corto		Negativo
São Luiz	259 - Teka	5	3	H	Corto	Negativo	Negativo
São Luiz	260 - Toco	5	3	M	Corto		Negativo
Venturin	02 - Gaucho	3	25	M	Medio		Negativo
Venturin	03 - Cigana	3	25	H	Largo		Negativo
Venturin	04 - Rato	12	20	M	Corto		Negativo
Venturin	05 - Japão	2	20	M	Corto		Negativo
Venturin	06 - Tarzan	2	40	M	Corto		Negativo
Venturin	07 - Rabito	2	7	M	Corto		Negativo
Venturin	08 - Deisi	7	25	H	Corto		Negativo
Venturin	09 - Toti	6	20	M	Corto		Negativo

Localidad	Perro	Edad (años)	Peso kg	Sexo	Pelo	Cultivo NNN y Schneider	ELISA*
Venturin	10 - Peloso	6	25	M	Corto		Negativo
Venturin	152 - Lessi	1,5	15	H	Corto		Negativo
Venturin	153 - Ursinho	1	7	M	Corto		Negativo
Venturin	154 - Tot	6	25	M	Corto		Negativo
Venturin	155 - Roliço	<1	4	M	Corto		Negativo
Venturin	156 - Pink	3	10	M	Corto		Negativo
Venturin	157 - Noli	4	9	M	Largo		Negativo
Venturin	158 - Rossi	3	30	M	Corto		Negativo
Venturin	159 - Pulga	8	30	M	Corto		Negativo
Venturin	160 - Fofa	3	5	H	Largo		Negativo
Venturin	161 - Jaki	3	10	M	Largo		Negativo
Venturin	162 - Spote	2	15	M	Corto		Negativo
Venturin	163 - Duca	2	20	H	Corto		Positivo
Venturin	216 - Xerifa	2,4	35	H	Corto		Negativo
Venturin	217 - Capitão	2,4	41	M	Corto		Negativo
Venturin	275 - Bilu	9	5	M	Largo		Negativo
Venturin	282 - Pakito	3	15	M	Corto		Negativo
Venturin	283 - Robi	6	13	M	Corto		Negativo
Zamignan	Z1 - Lupi	2	20	H	Corto		Positivo
Zamignan	Z10 - Xuxo	5	15	M	Corto		Negativo
Zamignan	Z11 - Branquinho	2	15	M	Corto		Negativo
Zamignan	Z2 - Rapina	1	20	H	Corto		Negativo
Zamignan	Z3 - Lessi	1,5	15	H	Corto		Negativo
Zamignan	Z4 - Rossi	3	30	M	Largo		Negativo
Zamignan	Z5 - India	2,5	25	H	Corto		Negativo
Zamignan	Z6 - Dog	6	40	M	Corto		Negativo
Zamignan	Z7 - Beethoven	1	10	M	Corto		Positivo
Zamignan	Z8 - Tarzan	2	10	M	Corto		Positivo
Zamignan	Z9 - Xuxa	3	6	H	Largo		Negativo
Zamignan	1 - Brisola	12	20	M	Corto		Negativo

* La valoración del ELISA está representada en Unidades de acuerdo con la Densidad Óptica del suero calibrador que corresponde a 100 Unidades.

Anexo nº 5 - Relación de muestras de sangre de *Didelphis albiventris* y *Rattus rattus* y los respectivos resultados de la serología: ELISA

Nº de muestra <i>Didelphis albiventris</i>	ELISA (U)
1	0,00
2	0,01
3	0,02
4	0,01
5	0,01
6	0,01
7	0,01
8	0,01
9	0,01
10	0,01
11	0,03
12	0,02
13	0,03
14	0,03
15	0,03
16	0,06
17	0,04
18	0,02
19	0,01
20	0,3
21	00
22	0,01
23	0,01
24	0,1

Nº de muestra <i>Rattus rattus</i>	ELISA (U)
1	0,6
2	0,1
3	0,9
4	0,9
5	0,8
6	0,2
7	0,1
8	0,1
9	0,4
10	0,01
11	0,01
12	0,2
13	0,1
14	0,1
15	0,1
16	0,01
17	0,1

TERMO DE CONSENTIMENTO E INFORMAÇÃO

EPIDEMIOLOGIA DA LEISHMANIOSE TEGUMENTAR EM QUILOMBO NO OESTE DE SANTA CATARINA - BRASIL

A leishmaniose é uma enfermidade causada por um parasita chamado *Leishmania*. A doença pode apresentar-se de diversas formas. Pode atacar o fígado, o baço e outros órgãos, quando é da forma visceral, causando inchaço desses órgãos, febre, perda de peso e possível sangramento pela pele da boca e do nariz. Quando é de forma cutânea ou muco-cutânea, causa feridas na pele, no nariz e na boca.

A transmissão da doença ocorre através da picada de um mosquito muito pequeno que costuma picar durante a noite. O parasita transmitido por esse mosquito tanto pode viver no corpo do homem como de animais mamíferos domésticos e silvestres. Pode ser o cachorro, ratos, raposas, etc. O mosquito pica esses animais e o homem, transmitindo-lhe a doença.

Na nossa região foram detectados vários casos de leishmaniose tegumentar em que as pessoas infectadas apresentaram feridas, geralmente nas pernas e nos braços e, mesmo que tenham feito algum tratamento, não apresentaram cura, até não fazer corretamente o diagnóstico e o tratamento para essa doença. O tratamento é feito, normalmente, com um medicamento chamado Glucantime.

O estudo a ser realizado tem como objetivo de detectar as pessoas que tenham tido contato com o parasita e que podem estar infectadas. Algumas vezes a pessoa pode estar parasitada, sem que apareça nenhum sintoma externo.

Você e seus familiares estão sendo convidados a participar deste estudo que mostrará a situação atual da leishmaniose no município de Quilombo-SC.

Este trabalho está sendo realizado por uma equipe de pesquisadores da Universidade do Oeste de Santa Catarina, Chapecó, da Universidade de Barcelona (Espanha) em colaboração com a Secretaria de Saúde de Quilombo. Estas pessoas deverao dar-lhes todos os esclarecimentos que você necessitar. As informações podem ser obtidas durante o período da realização destas atividades em que a equipe se encontra em Quilombo. Além disso, poderá ser contactado com a UNOESC, no Departamento de Ciências Biológicas e da Saúde com Maria Assunta Busato. Fone: 049-721-8241.

PROCEDIMENTO

Se você concordar em participar deste estudo, será convidado a realizar uma intradermoreação de Montenegro que é uma injeção na pele do braço, de uma pequena quantidade de líquido, com uma seringa descartável. Dentro de 48-72 horas se verificará se houve reação positiva ou não.

Se for positivo aparecerá uma pequena região avermelhada onde foi aplicada a intradermoreação. Se for negativo não terá nenhum sinal. Esta aplicação não é dolorida e, no máximo poderá causar coceira no local.

Caso você tenha a reação positiva será retirado uma gota de sangue da ponta do dedo, com uma agulha descartável. No caso de você ter uma ferida ativa de várias semanas de evolução, será retirada uma pequena amostra da borda dessa lesão com um breve raspado ou feito uma punção com seringa descartável.

No caso do raspado é feito com uma lâmina descartável chamada bisturi e com ela é retirada uma pequena porção da borda dessa lesão para poder analisar ao microscópio. Logo após o raspado será colocado um antisséptico no local e se cobrirá com gaze estéril para evitar infecção.

Se for o caso de fazer punção, esta será feita com uma seringa descartável e retirado uma pequena amostra da borda da lesão.

A eleição de um ou outro sistema se realizará de acordo com o aspecto da lesão.

PARTICIPAÇÃO E CONFIDENCIALIDADE

A participação dos voluntários neste estudo é confidencial, sendo que não haverá a divulgação de nenhum nome em qualquer tipo de publicação. Os resultados dos exames serão informados às pessoas interessadas que participarem deste estudo.

A participação neste estudo é totalmente voluntária.

Toda pessoa pode recusar-se a participar deste processo e de se submeter aos testes. Você e seus familiares poderão se retirar do processo em qualquer momento. Somente solicitamos que seja informada sua decisão à equipe investigadora para que esta possa fazer tal registro.

Você tem o direito de questionar tudo o que lhe convier para melhor compreensão do processo.

Todos os itens deste termo serão rigorosamente cumpridos pela equipe de pesquisa.