



157
2ej
Universidad Nacional Autónoma de México

FACULTAD DE ESTUDIOS SUPERIORES

“CUAUTITLAN”

LA RATA EN LA EPIZOOTIOLOGIA DE LA
LEPTOSPIROSIS EN GRANJAS PORCINAS

T E S I S

QUE PARA OBTENER EL TITULO DE
MEDICO VETERINARIO ZOOTECNISTA

P R E S E N T A

ORLANDO ZEPEDA MONTES DE OCA

ASESOR: M. V. Z. M. C. ALICIA V. MENDEZ GUERRERO

ASESOR: M. V. Z. HECTOR M. SANCHEZ-MEJORADA PORRAS

CUAUTITLAN IZCALLI, EDO. DE MEX.

1986



Universidad Nacional
Autónoma de México



UNAM – Dirección General de Bibliotecas Tesis Digitales Restricciones de uso

DERECHOS RESERVADOS © PROHIBIDA SU REPRODUCCIÓN TOTAL O PARCIAL

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

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

LISTA DE CONTENIDO

	Pág.
RESUMEN	1
INTRODUCCION.....	3
OBJETIVO.....	8
MATERIAL Y METODOS.	
- Granjas	9
- Muestreo de cerdas reproductoras	10
- Obtención de ratas	11
- Aislamiento bacteriano	11
- Examen histopatológico	12
- Exámen serológico	12
RESULTADOS	15
DISCUSION	28
CONCLUSIONES	31
REFERENCIAS	32

LISTA DE CUADROS

	Pág.
CUADRO 1.- Resultados serológicos en ratas y cerdas Seroprevalencia.....	17
CUADRO 2.- Relación de ratas atrapadas en las gran- jas.....	18
CUADRO 3.- Resultados serológicos positivos en la - granja 1. Coacalco, México.....	19
CUADRO 4.- Resultados serológicos positivos en la granja 2. Coacalco, México.....	20
CUADRO 5.- Resultados serológicos positivos en la granja 3. Yecapixtla, Morelos.....	21
CUADRO 6.- Resultados serológicos positivos en la granja 4. La Piedad, Michoacán.....	22
CUADRO 7.- Resultados serológicos positivos en la granja 5. Atizapán, México.....	23
CUADRO 8.- Serotipos de leptospira presentes en ra- tas y cerdas...-.....	24
CUADRO 9.- Resultados histopatológicos.....	25

LISTA DE FIGURAS.

Pág.

- FIGURA 1. Corte de riñón de rata con nefritis intersticial caracterizada por una infiltración de células inflamatorias mononucleares..... 26
- FIGURA 2. Corte de riñón de rata con la presencia de leptospiras dentro de la luz de túbulos contorneados proximales, en la corteza renal..... 27

RESUMEN

Se efectuó un estudio seroepizootiológico en cinco granjas porcinas de ciclo completo, para conocer la importancia que tiene la rata en la transmisión de la leptospirosis porcina.

Se compararon los anticuerpos contra Leptospira spp. - presentes en cerdas reproductoras y los anticuerpos y/o leptospiiras encontradas en las ratas atrapadas en esas mismas granjas. Se recolectaron en las cinco granjas muestreadas un total de 55 sueros de cerdas reproductoras y 56 ratas pertenecientes a la especie Rattus Norvegicus. Las serovariedades más frecuentes en cerdas fueron: L. icterohaemorrhagiae 18 (51.4%); L. pyrogenes 16 (45.7%); L. gryppotyphosa 13 (37.1%); L. autumnalis 11 (31.4%) y L. shermani 11 (31.4%). Para las ratas: L. icterohaemorrhagiae 14 (58.3%); L. pyrogenes 8 (33.3%); L. gryppotyphosa 5 (20.8%); L. autumnalis 4 (16.6%); L. shermani 4 (16.6%) y L. canicola 4 (16.6%).

Se logró un aislamiento bacteriano, a partir de un riñón de rata, perteneciente al serogrupo Icterohaemorrhagiae. El examen histopatológico realizado a cortes de riñón de rata evidenció: nefritis intersticial crónica en 9 casos (33.93%); pelonefritis 11 casos (19.65%); glomerulonefritis 5 casos (8.93%) y tubulonefrosis 2 casos (3.58%). Solo en dos casos se observó la presencia de leptospiiras en los túbulos contorneados proximales, usando para esto una tinción argéntica.

Se apreció una relación entre los serotipos encontrados

en cerdas y ratas, siendo L. icterohaemorrhagiae el de mayor difusión. Los resultados obtenidos en este trabajo confirman la importancia que deben tener los programas de desratización en las granjas porcinas, como medidas de control y -- prevención de la leptospirosis.

INTRODUCCION

El estudio de la leptospirosis ha despertado gran interés entre los investigadores en las últimas décadas, debido principalmente a los problemas de salud pública, sanidad animal, además de las pérdidas económicas que ocasiona (4,15,18, 24,42). Con base en los informes disponibles actualmente, se supone que la enfermedad tiene una distribución cosmopolita (1). Desafortunadamente América Latina ha mostrado poco interés en el asunto, siendo solo Brasil y Argentina los países, más interesados en su investigación (36).

La Organización Mundial de la Salud, designó a la Leptospira interrogans como única especie en el género (1,19,22,30); actualmente se conocen cerca de 150 serotipos patógenos, agrupados con base en sus antígenos de superficie en 18 serogrupos siendo el serotipo la división taxonómica fundamental de esta bacteria (6,11,26). Varios serotipos patógenos pueden encontrarse asociados con una o más especies animales y aparentemente todos los mamíferos son susceptibles a la infección (5,9).

En la epidemiología de la leptospirosis, se ha observado la existencia de dos tipos de hospedadores dependiendo de la especie animal y el serotipo infectante. Uno es llamado hospedador de mantenimiento o portador, el cual se caracteriza por ser altamente susceptible a la infección, presentando una infección renal discreta, de larga duración y una transmisión natural dentro de la misma especie, estableciéndose así un ciclo endémico de la enfermedad; es también capaz de transmitir la infección a otras especies animales y se considera el reservorio más importante (12,20,30), porque en él, las leptos-

piras que se establecen en los riñones, son eliminadas en la orina durante meses o años (20,37,40). El otro hospedador - es llamado accidental, por presentar una baja susceptibilidad a la infección, aunque cuando la infección se establece en él los efectos patogénicos ocasionalmente pueden ser severos; la fase renal es generalmente de limitada duración, por lo que - la transmisión a otras especies puede llegar a ser ineficiente o muy limitada (20). En ambos hospedadores, esta enfermedad estimula una inmunidad serotipo-específica de larga duración, la cual principia alrededor del décimo día después de la contaminación con la bacteria, alcanzando su pico durante la segunda o tercera semana y persistiendo en niveles moderados o bajos por varios meses o años (9,22,37).

En México, las primeras determinaciones serológicas positivas en cerdos fueron logradas por Varela y Zavala en 1961 (45). Estudios serológicos realizados por Jiménez, de 1975 a 1981 en 15 estados de la República Mexicana, revelaron que -- Guanajuato, Veracruz, Michoacán, Puebla, Sonora, México, Distrito Federal y Querétaro eran los estados con mayor incidencia de leptospirosis porcina, siendo el serotipo L. pomona el de mayor frecuencia y difusión en todos los estados muestreados, seguido de L. shermani, L. hardjo y L. icterohaemorrhagiae (25).

Se sabe que el cerdo es un portador de mantenimiento para el serotipo L. pomona, pero los serotipos L. canicola y L. icterohaemorrhagiae también pueden llegar a ser transmitidos por el cerdo (9,19,22,30).

Parece ser que la leptospirosis en los cerdos es frecuente, pero su diagnóstico clínico se hace difícil debido a que

en la mayoría de los casos se presentan en forma crónica, sin mostrar signos aparentes o varían estos ampliamente dependiendo del estado general del cerdo; el diagnóstico clínico se hace relativamente fácil, solamente cuando la infección se presenta en brotes agudos, caracterizados por la presencia de -- abortos y mortinatos (5,9,14,36).

Los cerdos pueden adquirir la infección de manera directa o indirecta con la orina o agua contaminada con leptospiras, a través de conjuntiva palpebral, mucosa naso-faringea o heridas en la piel (14,17,19,30,34), también se ha descrito - que la pueden adquirir por contacto sexual (17,19,30,34), --- transplacentariamente (30), por contacto con placentas y fetos abortados (5,15,30), o bien, por la ingestión de ratas infectadas (14,17,19,30,38).

Al parecer la rata parda (Rattus norvegicus) y la rata negra (Rattus rattus) son las especies de mayor importancia epidemiológica en la transmisión de la leptospirosis, debido a su amplia distribución geográfica, gran capacidad de adaptación y ser reservorio de la infección (7,19,22,37). Se han aislado de estas especies muchos serotipos patógenos para otras especies animales, incluyendo las que afectan al cerdo (19,30,31). Noguchi, en 1917, logró aislar por primera vez a la bacteria de la rata parda y describió el papel que juega - la rata silvestre como portador del serotipo L. icterohaemorrhagiae (33). Actualmente, la rata parda es generalmente considerada como hospedador de mantenimiento para el serogrupo Icterohaemorrhagiae, estimando su prevalencia, en ratas adultas infectadas, del 90%, las cuales eliminan leptospiras en la orina por el resto de sus vidas (27,40,41,42).

La prevalencia de la leptospirosis en las ratas se encuentra asociada con su densidad poblacional y las condiciones ambientales de su habitat (4,16,20,21,30,40,44), observándose también que cuando existe un alto nivel de infección del sero grupo Icterohaemorrhagiae, la prevalencia de otros serogrupos se puede ver disminuida, debido a la existencia de una relación hospedador-parásito íntima entre la rata parda y el sero grupo (20,21,41).

Sostaric (39), encontró que el 86% de las ratas pardas -- atrapadas en un rastro de la ciudad de México, resultaron positivas serológicamente a uno o más serotipos de leptospira, siendo L. wolffi, L. copenhageni, L. pomona y L. icterohaemorrhagiae los serotipos de mayor incidencia, no logrando su aislamiento.

En condiciones experimentales, se ha observado en las ratas que el tipo de inmunidad transferida de las madres a sus crías a través de la placenta y el calostro, inexplicablemente es de larga duración, lo que provoca que el estado de portador sea de ocurrencia cíclica y la transmisión ocurra a intervalos de por lo menos dos generaciones (2,3). Es importante señalar que algunas ratas portadoras a menudo no presentan títulos de anticuerpos a la infección, debido a que se infectan con dosis bajas de leptospiras en una edad temprana, cuando su sistema inmunológico aún estaba inmaduro (2,7, 12,32).

Los métodos de laboratorio empleados para el diagnóstico de la leptospirosis en ratas incluyen: la técnica de microaglutinaciones para la detección de anticuerpos, así como el

aislamiento y/o la histopatología del riñón, usando tinciones argénticas para demostrar el agente etiológico (32,41,43).

Para el diagnóstico de la leptospirosis en los animales domésticos son empleadas diferentes pruebas de laboratorio, entre las que se encuentran: el examen directo con microscopio de campo oscuro de orina y sangre, histopatología, aislamiento bacteriano, inoculación de animales de laboratorio y pruebas serológicas como son: fijación del complemento, inmunofluorescencia directa, hemoaglutinación, ELISA, aglutinación macroscópica en placa y microaglutinación; siendo esta última prueba la más específica y confiable, ya que además de demostrar la presencia de anticuerpos, es también capaz de identificar el serotipo de la leptospira infectante (13,29,30,35,36).

Dentro de la epizootiología de la leptospirosis porcina, la rata es considerada un reservorio de la infección y al parecer posee gran importancia en su transmisión y difusión.

Mediante la aplicación de estudios seroepizootiológicos en granjas porcinas, se puede evaluar a la rata como reservorio y portador de la infección, a través del comportamiento de los distintos serotipos de leptospira encontrados en los sueros de las ratas y las cerdas, considerando también los factores ecológicos donde se desarrolla la enfermedad. De esa manera, se puede inferir la importancia de un programa de desratización como medida de prevención y control de la leptospirosis en las granjas porcinas.

OBJETIVO.

El principal objetivo del presente trabajo de investigación, es el de conocer la importancia epizootiológica que tiene la rata en la leptospirosis porcina, mediante la comparación de los anticuerpos contra Leptospira spp. presentes en las cerdas reproductoras de las granjas muestreadas y los anticuerpos y/o leptospiras encontradas en las ratas atrapadas en esas mismas granjas.

MATERIAL Y METODOS.

GRANJAS. Fueron muestreadas cinco granjas porcinas de ciclo completo, en las que no se practicaba la inmunización de los animales contra la leptospirosis y además existía el problema de infestación por ratas:

Granja 1. Se localiza en Coacalco, México, y posee 100 -- cerdas reproductoras. Sus instalaciones son de ladrillo y cemento. Las porquerizas poseen pisos de rejilla, los cuales se comunican mediante un sistema de canales subterráneos de desagüe que desembocan a un drenaje común. Tienen bebederos automáticos con agua potable y comederos de tolva. La alimentación es con alimento preparado en la granja y en ocasiones con pollos.

Granja 2. Se localiza en Coacalco, México, y cuenta con - 142 cerdas reproductoras. Sus instalaciones son de ladrillo y cemento. Las porquerizas tienen pisos de concreto y existe un orificio en una de las esquinas inferiores de la barda delantera, como sistema de desagüe. Posee bebederos automáticos con agua potable y los comederos son de tolva. La alimentación es con alimento preparado en la granja y alimento comercial.

Granja 3. Se localiza en Yecapixtla, Morelos, y tiene 150 cerdas reproductoras. Sus instalaciones son de ladrillo y cemento. Las porquerizas poseen pisos de rejilla, comunicados con un sistema de canales subterráneos de desagüe que desembocan a un estercolero. Tiene bebederos automáticos con agua potable, la cual es transportada por camiones; y los comederos son de tolva. La alimentación es con alimento comercial.

Granja 4. Se localiza en La Piedad, Michoacán, dentro de una zona en donde la mayoría de las granjas aledañas se dedica exclusivamente a la engorda de cerdos. Posee 104 cerdas reproductoras. Sus instalaciones son de ladrillo y cemento. - Las Porquerizas tienen pisos de rejilla, los cuales se comunican a un sistema de canales subterráneos de desagüe que desembocan a un drenaje común. Tienen bebederos automáticos -- estos con agua potable y comederos de tolva. La alimentación es con alimento elaborado en la granja y alimento comercial.

Granja 5. Se localiza en Atizapán, México, y tiene 62 cerdas reproductoras, sus instalaciones son de ladrillo y cemento, aunque también utilizan placas de acero como bardas. Las porquerizas tienen pisos de cemento y tierra, sin sistema de desagüe. Los bebederos y comederos son de cemento, sobre el piso. El agua es potable y la alimentación es con alimento comercial y desperdicios de restaurant .

MUESTREO DE CERDAS REPRODUCTORAS. En las cinco granjas porcinas se muestreó al azar al 10% de las cerdas reproductoras de la siguiente manera: Primero se realizó la asepsia de la cara externa del pabellón auricular de una de las orejas, posteriormente utilizando una jeringa de 5 ml con aguja de 22 X 32 mm., se procedió a la punción de la vena auricular, obteniendo de 3 a 4 ml de sangre. Cada muestra fué identificada de acuerdo a su procedencia.

Todas las muestras sanguíneas obtenidas en este estudio fueron centrifugadas a 756 g. durante 20 min. para la extracción de los sueros, los cuales se almacenaron en congelación hasta la realización del examen serológico.

OBTENCION DE RATAS. Mediante el empleo de trampas mecánicas y rifles neumáticos, se capturó un promedio de 10 ratas en cada una de las cinco granjas porcinas muestreadas. De cada una de las ratas capturadas, se registró la siguiente información: procedencia, sexo, longitud y peso corporal (7). - A las ratas cazadas con rifles neumáticos, se les tomó inmediatamente la muestra de sangre a través de punción cardiaca utilizando una jeringa de 5 ml con aguja de 20 X 32 mm., obteniendo un promedio de 2-3 ml. Las ratas capturadas vivas mediante las trampas, fueron anestesiadas con éter para la obtención de la muestra sanguínea, mediante punción cardiaca; - posteriormente se sacrificaron con una sobredosis de anestesia para llevar a cabo su necropsia.

En la necropsia se extrajo de manera aséptica, el riñón izquierdo con la cápsula íntegra, para aislamiento bacteriano. El riñón derecho fue fijado en formalina amortiguada al 10% para su utilización en el examen histopatológico por métodos convencionales (8).

AISLAMIENTO BACTERIANO. Cada riñón izquierdo extraído fue sumergido en una solución de dicloruro de mercurio al 5% durante 10 min. para eliminar cualquier posible contaminación bacteriana adquirida durante su extracción (35). Posteriormente en un ambiente estéril, se procedió a cortar la superficie de riñón impregnada con la solución de dicloruro de mercurio y el tejido restante fue introducido dentro de una jeringa estéril de 20 ml., para la maceración de la muestra mediante presión del émbolo. El macerado fue sembrado en dos tubos de medio de cultivo líquido, Cox y Korthof respectivamente ambos adicionados con 5-fluorouracilo, para inhibir el desarrollo de gérmenes contaminantes y favorecer el crecimiento

to selectivo de las leptospiras (23). A las 24 horas de la siembra original, se prepararon suspensiones 10^{-1} y 10^{-2} por cada uno de los tubos de cultivo utilizados, usando el mismo medio. Todos los tubos fueron incubados a 30°C . durante 8 - semanas, siendo semanalmente examinados con el microscopio de campo oscuro para detectar la presencia de leptospiras.

Al obtener un aislamiento de leptospira, se procedió a su tipificación preliminar usando la técnica de aglutinación crzada (24,29). Mediante pruebas de microaglutinación, se expuso a la leptospira aislada a una batería de sueros hiperinmunes monoespecíficos a cada uno de los serotipos de referencia, al mismo tiempo que el suero hiperinmune producido con la leptospira aislada, contra los antígenos vivos de referencia. Todos los sueros hiperinmunes fueron producidos en cuyes, de -- acuerdo a técnicas descritas en la literatura (23,29).

EXAMEN HISTOPATOLOGICO. Los riñones fijados en formalina amortiguada al 10%, se procesaron por el método de inclusión en parafina. Los cortes histológicos se hicieron a cinco micrómetros por duplicado. De manera rutinaria, uno de los -- cortes fue teñido con Hematoxilina-eosina y en el caso de observarse algún cambio sugestivo de infección por leptospiras, se procedió a la tinción argéntica del corte restante mediante la técnica de Warthin-Starry con la finalidad de confirmar la existencia de leptospiras (28).

EXAMEN SEROLOGICO. Se utilizó la prueba de microaglutinación para el examen de los sueros de ratas, cerdas y cuyes usados en el aislamiento (11,13,29). En la realización de esta prueba, se empleó la siguiente batería de 15 serotipos de leptospiras vivas, como antígenos de referencia:

Serogrupo:	Serotipo:	Cepa:
Australis	<u>L. australis</u>	Ballico
Autumnalis	<u>L. autumnalis</u>	Akiyami A.
Ballum	<u>L. ballum</u>	Mus 127
Australis	<u>L. bratislava</u>	Jez bratislava
Canicola	<u>L. canicola</u>	Hond Utercht IV
Gryppotyphosa	<u>L. gryppotyphosa</u>	Moskva V
Hebdomadis	<u>L. hardjo</u>	Hardjoprajitno
Hebdomadis	<u>L. hebdomadis</u>	Hebdomadis
Icterohaemorrhagiae	<u>L. icterohaemorrhagiae</u>	RGA
Pomona	<u>L. pomona</u>	Pomona
Pyrogenes	<u>L. pyrogenes</u>	Salinem
Hebdomadis	<u>L. sejroe</u>	M. 84
Shermani	<u>L. shermani</u>	LT 821
Tarassovi	<u>L. tarassovi</u>	Perepelicin
Hebdomadis	<u>L. wolffi</u>	3705

Estas cepas fueron mantenidas en medio líquido de Cox, - enriquecido con 10% de suero de conejo inactivado.

El antígeno se ajustó a una concentración de 200-300 leptospiras por campo 12.5X en microscopio de campo oscuro, agregando solución salina fisiológica amortiguada estéril, para las diluciones del antígeno. Los sueros almacenados se descongelaron a temperatura ambiente y de cada suero, se hicieron diluciones 1:50 usando solución salina fisiológica amortiguada. Empleando una placa de porcelana de 12 pozos para cada serotipo de leptospira, se procedió a la identificación de cada uno de los pozos, de acuerdo a el suero que fuera a ser depositado. En todos los casos, el pozo superior izquierdo fue utilizado - para el control de la prueba, el cual consistió en una mezcla

de dos gotas (0.074 ml), de solución salina fisiológica amortiguada y dos gotas de antígeno ajustado correspondiente a esa placa. En los pozos restantes se colocaron 2 gotas del mismo antígeno usado para el control y 2 gotas de cada suero problema diluido. Posteriormente todas las placas fueron incubadas a 28°C durante 3 horas.

Usando el microscopio de campo oscuro, con un aumento de 12.5X, se procedió a la lectura de cada uno de los pozos de las placas, tomando en primer lugar una gota del control para verificar la viabilidad de las leptospiras. Con esta lectura, se determinaron los resultados de la prueba. Aquellos sueros que presentaron una aglutinación del 50% o más del antígeno, se les corrieron pruebas a sus diluciones dobles, hasta obtener el título final.

Tanto las cerdas como las ratas fueron consideradas positivas cuando presentaron títulos de anticuerpos a una dilución 1:100 o más, sospechosas solamente a títulos 1:50 y negativas cuando no presentaron título alguno.

RESULTADOS

De las cinco granjas porcinas de ciclo completo muestreadas, se obtuvo un total de 55 sueros de cerdas reproductoras, de los que 35 (63.6%) resultaron positivos a uno o más serotipos, 8 (14.5%) sospechosos y 12 (21.9%) negativos; siendo los serotipos más frecuentemente encontrados: L. icterohaemorrhagiae 18 (51.4%), L. pyrogenes 16 (45.7%), L. gryppotyphosa 13 (37.1%), L. autumnalis 11 (31.4%) y L. shermani 11 (31.4%), (Cuadro 1).

Se atraparon 56 ratas pertenecientes a la especie Rattus norvegicus, 29 (51.8%) machos y 26 (48.2%) hembras, con una longitud y peso promedio de 22.3 cm. y 310.8 g. respectivamente (Cuadro 2). En el examen serológico 24 (42.9%) resultaron positivas a uno o más serotipos, 18 (32.1%) sospechosas y 14 (25.0%) negativas; siendo los serotipos de mayor frecuencia en contrada: L. icterohaemorrhagiae 14 (58.3%), L. pyrogenes 8 (33.3%), L. gryppotyphosa 5 (20.8%), L. autumnalis 4 (16.6%), L. shermani 4 (16.6%) y L. canicola 4 (16.6%) (Cuadro 1).

Los resultados serológicos obtenidos por cada una de las granjas muestreadas, tanto de cerdas como de ratas, se muestran en los Cuadros 3 al 7.

En las pruebas de aislamiento bacteriano realizadas a partir de riñones, solamente una mostró crecimiento de leptospira. Mediante el empleo de la prueba de aglutinación cruzada, se encontró que la leptospira aislada pertenecía al serogrupo Icterohaemorrhagiae.

En el examen histopatológico realizado en los cortes de -

riñón teñidos con Hematoxilina-eosina, se encontraron lesiones de nefritis intersticial crónica, pielonefritis, glomerulonefritis y tubulonefrosis (Cuadro 9), predominando la nefritis intersticial crónica en el 33,93% de los animales estudiados (Fig. 1).

Al ser empleada la técnica de Warthin-Starry para la búsqueda de leptospiras en los casos que presentaron lesiones, solamente 2 mostraron la presencia de leptospiras en la luz de los túbulos contorneados proximales de la corteza renal ----- (Fig. 2).

CUADRO 1

RESULTADOS SEROLOGICOS EN RATAS Y CERDAS

SUEROS	R A T A S		C E R D A S	
	Nº	%	Nº	%
POSITIVOS *	24	42.9	35	63.6
SOSPECHOSOS	18	32.1	8	14.5
NEGATIVOS	14	25.0	12	21.9
TOTAL	56	100.0	55	100.0

* Positivas a uno o más serotipos.

SEROPREVALENCIA

SEROTIPOS	R A T A S		C E R D A S	
	Nº	%	Nº	%
<u>L. icterohaemorrhagiae</u>	14	58.3	18	51.4
<u>L. pyrogenes</u>	8	33.3	16	45.7
<u>L. gryppotyphosa</u>	5	20.8	13	37.1
<u>L. autumnalis</u>	4	16.6	11	31.4
<u>L. shermani</u>	4	16.6	11	31.4
<u>L. canicola</u>	4	16.6	6	10.9

CUADRO 2

RELACION DE RATAS ATRAPADAS EN LAS GRANJAS.

	GRANJAS:					TOTAL
	1	2	3	4	5	
Machos	8	8	5	7	1	29
Hembras	7	4	5	5	6	27
Total	15	12	10	12	7	56
Peso Promedio (g.)	229.6	379.7	275.4	278.7	462.1	310.8
Ds.*	53.8	60.0	185.7	96.6	43.7	124.5
Longitud promedio (cm.)	22.6	23.8	19.1	21.8	24.9	22.3
Ds.*	2.2	1.5	5.3	2.6	1.4	3.4

* Desviación estandar.

CUADRO 3

RESULTADOS SEROLOGICOS POSITIVOS EN LA GRANJA 1,
COACALCO, MEXICO.

SEROTIPOS:	RATAS (15)	CERDAS (10)
<u>L. australis</u>	-	2
<u>L. autumnalis</u>	2	3
<u>L. ballum</u>	3	*
<u>L. bratislava</u>	-	-
<u>L. canicola</u>	2	3
<u>L. gryppotyphosa</u>	*	5
<u>L. hardjo</u>	-	*
<u>L. hebdomadis</u>	-	-
<u>L. icterohaemorrhagiae</u>	6	4
<u>L. pomona</u>	1	2
<u>L. pyrogenes</u>	3	6
<u>L. seiroe</u>	1	2
<u>L. shermani</u>	3	4
<u>L. tarasovi</u>	-	-
<u>L. wolffi</u>	3	2

* Sospechoso.

CUADRO 4

RESULTADOS SEROLOGICOS POSITIVOS EN LA GRANJA 2.
COACALCO, MEXICO.

SEROTIPOS:	RATAS (12)	CERDAS (14)
<u>L. australis</u>	*	-
<u>L. autumnalis</u>	-	-
<u>L. ballum</u>	-	-
<u>L. bratislava</u>	-	-
<u>L. canicola</u>	-	-
<u>L. gryppotyphosa</u>	2	*
<u>L. hardjo</u>	*	-
<u>L. hebdomadis</u>	*	-
<u>L. icterohaemorrhagiae</u>	3	*
<u>L. pomona</u>	-	-
<u>L. pyrogenes</u>	-	-
<u>L. sejroe</u>	-	-
<u>L. shermani</u>	-	1
<u>L. tarassovi</u>	*	-
<u>L. wolffi</u>	-	-

* Sospechoso.

CUADRO 5

RESULTADOS SEROLOGICOS POSITIVOS EN LA GRANJA 3.
YECAPIXTLA, MORELOS.

SEROTIPOS:	RATAS (10)	CERDAS (15)
<u>L. australis</u>	-	1
<u>L. autumnalis</u>	-	1
<u>L. ballum</u>	-	-
<u>L. bratislava</u>	-	*
<u>L. canicola</u>	-	2
<u>L. gryppotyphosa</u>	1	3
<u>L. hardjo</u>	*	1
<u>L. hebdomadis</u>	*	2
<u>L. icterohaemorrhagiae</u>	3	9
<u>L. pomona</u>	*	1
<u>L. pyrogenes</u>	4	10
<u>L. sejroe</u>	-	-
<u>L. shermani</u>	-	-
<u>L. tarassovi</u>	-	-
<u>L. wolffi</u>	-	-

* Sospechoso.

CUADRO 6

RESULTADOS SEROLOGICOS POSITIVOS EN LA GRANJA 4,
LA PIEDAD, MICHOACAN.

SEROTIPOS:	RATAS (12)	CERDAS (10)
<u>L. australis</u>	1	3
<u>L. autumnalis</u>	2	7
<u>L. ballum</u>	*	2
<u>L. bratislava</u>	1	4
<u>L. canicola</u>	1	1
<u>L. gryppotyphosa</u>	1	5
<u>L. hardjo</u>	*	1
<u>L. hebdomadis</u>	*	*
<u>L. icterohaemorrhagiae</u>	1	5
<u>L. pomona</u>	*	4
<u>L. pyrogenes</u>	1	*
<u>L. sejroe</u>	1	3
<u>L. shermani</u>	1	6
<u>L. tarassovi</u>	*	2
<u>L. wolffi</u>	*	*

* Sospechoso.

CUADRO 7

RESULTADOS SEROLOGICOS POSITIVOS EN LA GRANJA 5,
ATIZAPAN, MEXICO.

SEROTIPOS:	RATAS (7)	CERDAS (6)
<u>L. australis</u>	-	-
<u>L. autumnalis</u>	*	-
<u>L. ballum</u>	*	-
<u>L. bratislava</u>	-	-
<u>L. canicola</u>	1	-
<u>L. gryppotyphosa</u>	1	-
<u>L. hardjo</u>	-	*
<u>L. hebdomadis</u>	1	1
<u>L. icterohaemorrhagiae</u>	1	*
<u>L. pomona</u>	-	-
<u>L. pyrogenes</u>	-	-
<u>L. sejroe</u>	*	1
<u>L. shermani</u>	-	-
<u>L. tarassovi</u>	-	1
<u>L. wolffi</u>	-	-

* Sospechoso

CUADRO 8

SEROTIPOS DE LEPTOSPIRA PRESENTES EN RATAS Y CERDAS

GRANJA:		<u>L. icterohaemorrhagiae.</u>	<u>L. gryppotyphosa</u>	<u>L. pyrogenes</u>	<u>L. canicola</u>	<u>L. autumnalis</u>	<u>L. sejroe</u>	<u>L. shermani</u>
1	RATAS	+	S	+	+	+	+	+
	CERDAS	+	+	+	+	+	+	+
2	RATAS	+	+	-	-	-	-	-
	CERDAS	S	S	-	-	-	-	S
3	RATAS	+	+	+	-	-	-	-
	CERDAS	+	+	+	+	+	-	-
4	RATAS	+	+	+	+	+	+	+
	CERDAS	+	+	S	+	+	+	+
5	RATAS	+	+	-	+	S	S	-
	CERDAS	S	-	-	-	-	+	-

S = Sospechoso.

CUADRO 9

RESULTADOS HISTOPATOLOGICOS,

LESIONES;	Nº. de Ratas	%
Nefritis intersticial crónica		
discreta	15	26.79
moderada	4	7.14
severa	-	-
Pielonefritis		
discreta	8	14.29
moderada	3	5.36
severa	-	-
Glomerulonefritis		
discreta	5	8.93
moderada	-	-
severa	-	-
Tubulonefrosis		
discreta	-	-
moderada	1	1.79
severa	1	1.79



Fig. 1: Corte de riñón de rata con nefritis intersticial caracterizada por una infiltración de células inflamatorias mononucleares (Flecha). Hematoxilina-eosina, 156X.

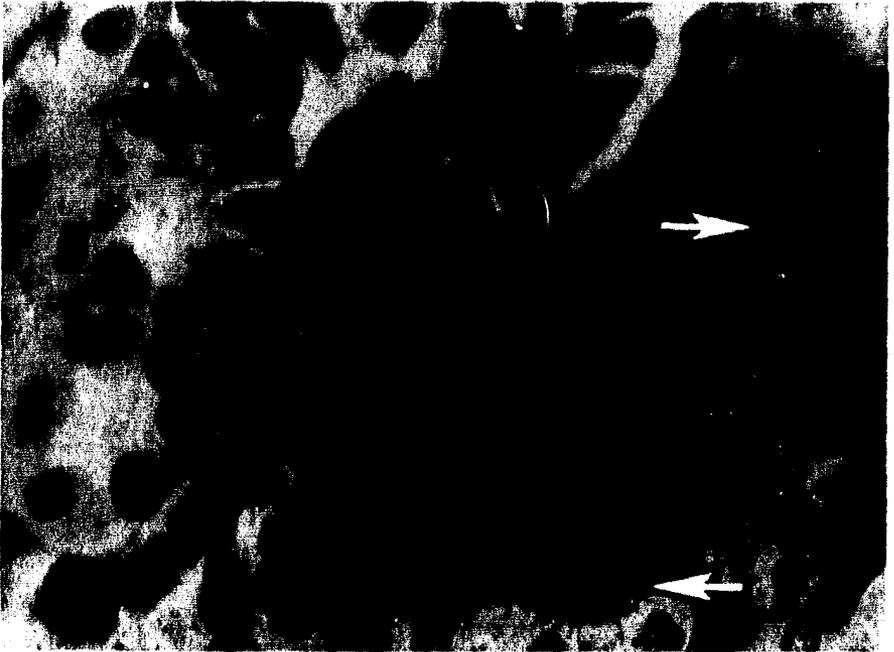


Fig. 2: Corte de riñón de rata con la presencia de leptospiras dentro de la luz de túbulos contorneados proximales, en la corteza renal. (Flecha).
Warthin-Starry, 393X.

DISCUSION

El distinto comportamiento de los resultados serológicos obtenidos en las cinco granjas porcinas, muestra la posible influencia de las diferentes condiciones ambientales que imperan en cada una de las granjas, con la presentación y difusión de la infección. Entre estas condiciones se encuentran involucrados varios factores de gran importancia para cualquier tipo de explotación animal, como son la ubicación de la granja, el tipo de construcción y material empleado en las instalaciones, así como las medidas de manejo aplicadas.

En las instalaciones de la granja 1, 3 y 4, existe en los corrales, un sistema de pisos de rejilla, los cuales se comunican por medio de canales subterráneos de desagüe que desembocan a un drenaje común o estercolero, permitiendo este tipo de sistema el desplazamiento de las ratas por todas las porquerizas a cualquier hora del día. Las granjas 2 y 5 solo contaban con pisos de concreto o tierra, con un orificio de desagüe en la barda delantera, excepto la granja 5, la cual no contaba con algún sistema de desagüe, lo que permitía en ambas granjas, la presencia de las ratas solo durante la noche.

Las granjas 1 y 2 se encontraban relativamente cercanas - en la misma localidad, sin embargo, los resultados serológicos obtenidos fueron muy diferentes. Las granjas 3 y 5 eran las únicas granjas de la región; no obstante la granja 3 mostró una mayor difusión de la infección. La granja 4 se encontraba localizada en una zona porcícola muy importante, donde existían gran número de explotaciones porcinas aledañas, lo que podría explicar la gran difusión de la infección y la variedad de serotipos encontrados.

No obstante que cada granja porcina tenia diferentes condiciones ecológicas, se puede apreciar una relación entre los serotipos encontrados en cerdas y ratas (Cuadro 8), siendo L. icterohaemorrhagiae el de mayor difusión y frecuencia tanto en las ratas (58.3%) como en las cerdas (51.4%) positivas, siguiendo en importancia los serotipos L. gryppotyphosa y L. pyrogenes.

Los resultados serológicos obtenidos en las ratas, fueron distintos a los encontrados por Sostaric (39), debido tal vez, a las diferentes condiciones ecológicas en que se encontraban las ratas, pues las ratas de rastro, tienen contacto con una gran variedad de especies animales provenientes de diversas regiones. También los resultados serológicos de las cerdas, varían de los encontrados por Jiménez (25), en los que las muestras procedían de varios estados de la República Mexicana y pudieron haber estado influidos por anticuerpos vacunales, lo que no ocurrió en este trabajo, pues en las cinco granjas que se muestrearon, no tenían antecedentes de inmunización contra leptospirosis.

Al ser la rata el principal portador del serogrupo Icterohaemorrhagiae y existir una relación hospedador-párasito estrecha entre ambas (21,40,41), se puede suponer, con los resultados serológicos obtenidos, que las ratas fueron capaces, de alguna manera, de infectar a las cerdas y poder seguir manteniendo la infección latente, ya que al menos una rata resultó seropositiva a L. icterohaemorrhagiae en cada granja muestreada, además del aislamiento de este serotipo en una de las ratas.

En los resultados histopatológicos obtenidos, se encontró que el 33,93% de las ratas estudiadas presentaron lesiones de nefritis intersticial crónica, la cual es asociada en la mayoría de los casos a una infección por leptospira (8,40, 43). Las lesiones de pielonefritis, pudieron haber sido provocadas por infecciones con agentes bacterianos como la Escherichia coli, Proteus spp. Pseudomona vulgaris, Staphylococcus Streptococcus y Corynebacterium. Los casos de glomerulonefritis se producen comunmente por reacciones inmunopatológicas - del tipo III (formación de complejos antígeno-anticuerpo): -- Sin embargo, no se investigó en estos casos si ésta fue la patogenia de las lesiones observadas. La tubulonefrosis fue posiblemente producida por algún tipo de raticida empleado en la granja. Con el empleo de la técnica de Warthin-Starry para la tinción argéntica de los cortes de riñón, se confirmó la existencia del agente en algunos de los casos que mostraron nefritis-intersticial crónica discreta.

La Leptospira icterohaemorrhagiae es una bacteria altamente patógena para varias especies animales incluyendo al hombre, al que le ocasiona la enfermedad de Weil (1,18,42). Dentro de las granjas porcinas produce, además de los problemas de sanidad animal, grandes pérdidas económicas, poniendo en riesgo la rentabilidad de la producción (1). La rata es capaz de transmitir y difundir la leptospirosis, lo que la hace un factor importante dentro de la epizootiología de la enfermedad; estos antecedentes y los resultados de este trabajo, hace pensar en la gran importancia que debe tener el establecimiento de algún tipo de programa de desratización en las granjas porcinas, como medida de control y prevención contra la leptospirosis, aunado a los programas de vacunación y empleo de antibióticos; todo esto para el beneficio de la producción de las granjas y del hombre mismo.

CONCLUSIONES.

En base a los resultados serológicos obtenidos, se pudo apreciar la posible influencia de las condiciones ambientales en la presentación y difusión de la infección de cada una de las granjas muestreadas.

El serotipo que presentó una mayor seroprevalencia y relación entre ratas y cerdas fue L. icterohaemorrhagiae.

La rata parda (Rattus norvegicus) es considerada como el principal portador del serogrupo Icterohaemorrhagiae, y fue, la especie predominante en este estudio.

La rata parda es capaz de transmitir y difundir la leptospirosis, lo que la hace un factor importante dentro de la epizootiología de la enfermedad.

Importancia de los programas de desratización en las granjas porcinas, como medidas de prevención y control de leptospirosis.

REFERENCIAS

1. Abdussalam, M.: Situación mundial del problema de la leptospirosis. VIII Reunión interamericana a nivel ministerial sobre control de fiebre aftosa y otras zoonosis. Guatemala, 1975. O.M.S.
2. Birnbaum, S., Torten, M. and Shenberg, F.: The influence of maternal antibodies on the epidemiology of leptospiral carrier state in mice. Am. J. Epidem. 96: 313-317 (1972).
3. Birnbaum, S., Torten, M. and Shenberg, F.: Experimental evidence for a cyclic occurrence of leptospirosis in vector mice. Am. J. Epidem. 99: 225-229 (1974).
4. Blanden, D.C.: Aspectos epidemiológicos de la leptospirosis. VIII Reunión interamericana a nivel ministerial sobre control de fiebre aftosa y otras zoonosis. Guatemala, 1975. O.M.S.
5. Blood, D.C., Henderson, J.A. and Radostis, O.M.: Veterinary Medicine, 5th ed. Bailliere, Tindall and Cassell, London, 1981.
6. Buchanan, R.E. and Gibbons, N.E.: Bergey's Manual of Determinative Bacteriology. 8th ed. The Williams and Wilkins Co. Baltimore, U.S.A. 1974.
7. Carter, R.S. and Cordes, D.O.: Leptospirosis and other infections of Rattus rattus and Rattus norvegicus. N. Z. vet. J. 28: 45-50 (1980).

8. Casey, H.W., Ayers, K.M. and Robinson, F.R.: The urinary - system. Pathology of Laboratory Animals. Edited By: Benirschke, K., Garner, F.M. and Jones, T.C., 115-173, Vol. I Springer-Verlag N.Y. Inc. U.S.A. 1978.
9. Catcott, E.J. and Smithcors, F.J.: Progress in swine practice: diseases, nutrition and management. Vol. II. Modern Veterinary Reference Series. American Veterinary Publications, Inc. U.S.A. 1972.
10. Cole, J.R.: Spirochetes. Diagnostic procedures in veterinary bacteriology and micology. Edited by: Carter, G.R., 35-46, - Charle C. Thomas Publisher. Springfield, Illinois, U.S.A., 1972.
11. Comité mixto F.A.O.-O.M.S.: Expertos en zoonosis. 3er informe. F.A.O. y O.M.S. Roma, Italia, 1969.
12. Cordeiro, F., Sulzer, C.R. and Ramos, A.A.: Leptospira interrogans in several wildlife species in Southeast Brazil. Pesq. Vet. Bras. 1: 19-29 (1981).
13. Cottral, G.E.: Manual of standardized methods for veterinary microbiology. 1st ed. Comstock Publishing Associates, - Cornell University Press. Ithaca, U.S.A. 1978.
14. Dennenberg, H.D., Richter, W. y Wesche, W.D.: Enfermedades del cerdo. Acriba. Zaragoza, España, 1970.
15. Flores, J.A. y Agray, A.A.: Ganado porcino: cría explotación e industrialización. 1er. ed. Agrícolas Trucco. D.F. México, 1965.

16. Glenn, S.J., Chilelli, C.J., Reed, R.E. and Trautman, R.J.: Leptospirosis in rodentes from an arid enviroment. Am. J. Vet. Res. 44: 1973-1976 (1983).
17. Hanson, L.E.: Problems related to epizootiology of swine - leptospirosis. J.A.V.M.A. 160: 631-634 (1982).
18. Hanson, L.E.: Leptospirosis in domestic animals. The public health perspective. J.A.V.M.A. 181: 1505-1509 (1982).
19. Hanson, L.E. and Tripathy, D.N.: Leptospirosis. Diseases of Swine. Edited by: Leman, A.D., Glock, R.D., Megeling, W.L., Penny, R.H.C., Scholl, E. and Straw, B., 386-395, The Iowa State University Press. Amens, Iowa, U.S.A. 1981
20. Hathaway, S.C.: Leptospirosis in New Zealand: an ecological view. N.Z. vet. J. 29: 109-112 (1981).
21. Hathaway, S.C. and Blackmore, D.K.: Ecological aspects of epidemiology of infection with leptospirosis of the Ballum serogroup in black rat (Rattus rattus) and the brown rat (Rattus norvegicus) in New Zealand. J. Hyg. Camb. 87: 427-435 (1981).
22. Howard, G.J. and Francis, T.J.: Hagan and Bruner's infectious disease of domestic animals. 7th ed. Cornell University Press. Ithaca, U.S.A. 1981.
23. Hussaini, S.N. and Ruby, K.R.: Comparative studies on the use of 5-fluorouracil in two different media as a selective agent for isolation of leptospira. Res. Vet. Sci. 20: 148-150 (1978).

24. Jelambi, F., Peña, A., Padilla, C., Ivanov, N. y Polanco, J. E.: La leptospirosis de los animales domésticos en Venezuela. Vet. Trop. 1: 63-71 (1976).
25. Jiménez, E.A.: Estudio serológico de 2400 casos sospechosos de leptospirosis porcina en México. Tesis de licenciatura. Fac. de Med. Vet. y Zoot. Universidad Nacional Autónoma de México, D.F. México, 1983.
26. Laskin, A.I. and Lichevalier, H.A.: Handbook of Microbiology 2nd ed. Vol. I, C. R. C. Press. Cleveland, Ohio, U.S.A. 1977.
27. Liceas, H.J. y Mejía, E.: Leptospirosis en Iquitos, Departamento de Loreto, Perú. Bol. of Sanit. Panam. 90: 152-158 (1981).
28. Luna, L.G.: Manual of histologic staining methods of the - Armed Forces Institute of Pathology. 3th ed. Mc. Graw-Hill Book Company N.Y. U.S.A. 1968.
29. Meyer, D.E.: Manual sobre métodos de laboratorio para Leptospirosis. Organización Panamericana para la Salud. Buenos Aires, Argentina, 1985.
30. Michna, S.W.: Leptospirosis. Vet. Rec. 86: 484-496 (1970).
31. Morales, G.A., Guzmán, V. H. and Beltrán L.E.: Leptospirosis in Colombia: isolation of Leptospira spp. from the kidneys of brown rats (Rattus norvegicus) trapped on infected piggeries. Trop. Animal Health and Prod. 10: 121-123 (1978).

32. Nedunchelliyan, S., Victor, D.A. and Abdul, D.T.G.: A Study the murine reservoir problem in animal leptospirosis in madras City. (ii) Evaluation of various diagnostic techniques. Indian J. of Animal Health 19: 15-18 (1980).
33. Noguchi, H.: Spirochaeta icterohaemorrhagiae in America - wild rats, and its relation to the Japanese and European strains, J. Exptl. Med. 25: 755 (1917). Cited by: Roth, E.E.
34. Przytulski, T. and Porzeczkowska, D.: Studies on genetic resistance to leptospirosis in pigs. Br. vet. J. 136: 25-32 (1980).
35. Riedermann, S. y Zamora, J.: Algunos procedimientos de laboratorio en el diagnóstico de la leptospirosis animal. Arch. Med. Vet. 9: 158-165 (1977).
36. Rosa, C.A.S.: Diagnóstico de la leptospirosis. VIII Reunión interamericana a nivel ministerial sobre control de fiebre aftosa y otras zoonosis. Guatemala, 1975. O.M.S.
37. Roth, E.E.: Leptospirosis. Infectious diseases of wild mammals. Edited By: Davis, J.W., Karstad, L.H. and Trianer, D.O., 293-303. The Iowa State University Press. Iowa, U.S.A. 1973.
38. Shophet, R. and Marshall, R.B.: An experimental induced - predator chain transmission of Leptospira ballum from mice to cats. Br. vet. J. 136: 265-270 (1980).

39. Sostaric, B.: Patología de 50 ratas atrapadas en el rastro de Ferrería en la ciudad de México, Tesis de maestría. Fac-
de Med. Vet. y Zoot. Universidad Nacional Autónoma de Méxi-
co. D. F., México, 1981.
40. Sterling, C.R. and Thiermann, A.B.: Urbans rats os chronic
carriers of leptospirosis: an ultrastructural investiga-
tion. Vet. Pathol. 18: 628-637 (1981).
41. Thiermann, A.B.: The norway rat as selective cronic carrier
of Leptospira icterohaemorrhagiae. J. Wildl. Dis. 17: 39-43
(1981).
42. Thiermann, A.B. and Frank, R.R.: Human leptospirosis in De-
troit and the role of rats as chronic carriers. Int. J.
Zoon. 7: 62-72 (1980).
43. Turner, L.W.: Experimental leptospirosis in the chinchilla
(Chinchilla laniger). Cornell Vet. 51: 419-430 (1961).
44. Twigg, G.I. and Hughes, D.M.: Leptospiral antibodies dairy
cattle: some ecological considerations. Vet.Rec. 90: 598-
602 (1972).
45. Varela, G. y Zavala, J.: Estudios serologicos de leptospi-
rosis en la República Mexicana, Rev. Inst. Salub. Enf. Trop.:
21: 49-52 (1961).