



UNIVERSIDAD NACIONAL AUTONOMA DE MEXICO

Facultad de Medicina Veterinaria y Zootecnia

**Aislamiento de Hongos Dermatofitos en el
Zoológico de San Juan de Aragón México**

T E S I S

Que para obtener el título de:
MEDICO VETERINARIO ZOOTECNISTA

p r e s e n t a :

FRANCISCO DE JESUS RUBIO BARRERA

Asesores: MVZ Guillermo Islas Donde
MVZ Eduardo Campos-Nieto García



Universidad Nacional
Autónoma de México

Dirección General de Bibliotecas de la UNAM

Biblioteca Central



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 esta 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.

I N D I C E

P A G I N A

I.	RESUMEN	1
II.	INTRODUCCION	2
III.	MATERIAL Y METODOS	7
IV.	RESULTADOS	13
V.	DISCUSION	24
VI.	CONCLUSIONES	27
VII.	BIBLIOGRAFIA	28

CUADROS Y GRAFICAS

CUADRO No. 1	CLASIFICACION DE HONGOS CAUSANTES DE LAS DERMATOMICOSIS ANIMALES.	3
CUADRO No. 2	RESULTADOS OBTENIDOS EN 50 - MUESTRAS ESTUDIADAS.	14
CUADRO No. 3	RELACION DE RESULTADOS OBTENIDOS EN EL AISLAMIENTO DE HONGOS (DERMATOFITOS Y NO -- DERMATOFITOS) .	15
GRAFICA No. 1	AISLAMIENTO DE HONGOS DERMATOFITOS EN MUESTRAS DEL ZOOLOGICO DE SAN JUAN DE ARAGON, MEXICO.	22
GRAFICA No. 2	AISLAMIENTO DE HONGOS NO DERMATOFITOS EN EL ZOOLOGICO DE SAN JUAN DE ARAGON, MEXICO.	23

AISLAMIENTO DE HONGOS DERMATOFITOS EN EL ZOOLOGICO DE SAN -
 JUAN DE ARAGON, MEXICO.

Rubio Barrera Francisco de J.

Asesores:

M.V.Z. Guillermo Islas Donde
M.V.Z. Eduardo Campos-Nieto García

I. R E S U M E N

En el presente trabajo se recolectaro, cincuenta muestras del Zoológico de San Juan de Aragón, México; de humanos, animales, fomites (palos y puertas), y tierra utilizando en los tres primeros, la técnica del tapiz y en la última la técnica de trampa de queratina. Dichas muestras fueron procesadas en el laboratorio por diferentes técnicas y al obtener el aislamiento de los dermatofitos, se identificaron según lo establecido por distintos autores.

Los resultados obtenidos fueron:

Microsporum sp. (animal) Microsporum canis dos aislamientos (humano, animal), Trichophyton mentagrophytes, tres aislamientos (1 humano, 2 animales), Trichophyton sp. dos aislamientos (animal, tierra), representando estas el 16% del total de las muestras estudiadas. Se concluye haciendo ver la importancia de los resultados, así como de extremar las medidas preventivas para evitar la transmisión de las dermatomicosis por portadores sanos y la necesidad de realizar más investigaciones epizootiológicas sobre estos padecimientos, utilizando preferentemente la técnica del tapiz, debido a su sensibilidad, economía y fácil manejo.

II. I N T R O D U C C I O N

Las dermatomicosis son afecciones de la piel o sus anexos ocasionadas por diferentes tipos de hongos (cuadro No. 1), que frecuentemente se encuentran en nuestro medio profesional, pese a ello, es bastante escasa la información que se tiene actualmente sobre estos padecimientos en los animales domésticos, y con mayor razón en animales silvestres en cautiverio; debido quizás a la complejidad y lentitud que hasta cierto punto existe en el aislamiento e identificación del agente etiológico, por lo que el diagnóstico de estas enfermedades, se hace en base a sus diferentes características ecológicas o de habitat. Los hongos causantes de las dermatomicosis se han dividido en dos grandes grupos, a saber (9, 26, 32) :

Grupo de los Hongos Dermatofitos: Los hongos pertenecientes a este grupo tienen afinidad para desarrollarse en estructuras que poseen queratina (piel, uñas, cuernos, pelos, etc.) por lo que también son conocidos con el nombre de " hongos - queratinofílicos o queratinolíticos ". El conocimiento de la ecología o habitat natural de éstos hongos, nos es de mucho valor ya que, nos orienta a detectar la posible fuente de infección, logrando así el control rápido y efectivo del problema, en base a lo anterior, los podemos clasificar en tres grupos (1, 7, 9, 10, 25, 26, 32) :

CUADRO No. 1 CLASIFICACION DE LOS HONGOS CAUSANTES DE LAS
DERMATOMICOSIS ANIMALES (7) .

TIPO DE MICOSIS
SUPERFICIAL

AGENTE ETIOLOGICO
(GENEROS)

DERMATOFITICAS

Epidermophyton

Microsporum

Trichophyton

NO DERMATOFITICAS

Alternaria

Aspergillus

Candida

Malasezia

Piedraia

Pytirosporium

Sacharomyces

Sporotrix

Otros ..

ANTROPOFILICOS.- Estos son parásitos primarios del hombre, se transmiten de hombre a hombre y algunas veces a los animales.

ZOOFILICOS.- Son parásitos primarios de los animales que pueden transmitirse al hombre.

GEOFILICOS.- Estos hongos viven normalmente en el suelo y de ahí pueden infectar al hombre y/o los animales.

Grupo de los Hongos No Dermatofitos: (cuadro No. 1) En este grupo encontraremos hongos con características muy heterogéneas, siendo su frecuencia probablemente menor que el grupo anteriormente descrito (1, 7, 9, 10, 25, 26, 32).

Dentro de las pérdidas económicas producidas por la dermatomycosis en animales silvestres en cautiverio, podemos mencionar las ocasionadas por la disminución de su peso corporal, rechazo de animales enfermos, depreciación de las pieles, detrimento en su apariencia física natural (alopecia, hiperqueratinosis, emaciación, etc.), así como la predisposición a otras enfermedades, mismas que pueden contagiar al hombre - (zoonosis), incapacitándolo en sus actividades, los gastos por concepto de tratamientos son otro factor que no se debe olvidar.

Dentro de los hongos dermatofitos que han sido aislados de animales silvestres en cautiverio, encontramos: Microsporum canis en el visón (Mustela lutreola), hurón (Putorius furo) y

roedores (13, 14, 17), Microsporum cookei en ponies (Equus caballus) y mandriles (Mandrillus leucophaeus) (19, 29), Microsporum fulvum en cabra montañesa (Capra aegagrus), león (Panthera leo) y jaguar (Panthera onca) (29), Microsporum gypseum en camellos (Camelus dromedarius), leopardos (Panthera pardus) y monos (Papio papio) (5, 8, 9, 13, 17, 19, 20, 29), Microsporum persicolor en ponies (Equus caballus) y pequeños rumiantes (21, 29), Trichophyton ajelloi en mandril - - (Mandrillus leucophaeus) (19), Trichophyton erinacei en erizo (Erinaceus algirus) (27, 28), Trichophyton mentagrophytes en antílopes (Boselaphus tragocamelus) ardillas (Sciurus - - carolinensis), conejos (Oryctolagus cuniculis), cobayos (Cavia porcellus), chinchillas (Chinchilla laniger), hamsters (Cricetus cricetus), visones (Mustela lutreola) y mono (Papio papio) (8, 9, 13, 14, 16, 17, 19, 20, 21, 24, 29, 32, 34), - - Trichophyton terrestre en roedores (8), Trichophyton tonsurans en el tapir (29).

Recientemente se ha despertado gran interés en los reservorios naturales, como lo es el suelo en donde se aíslan a menudo hongos dermatofitos (9, 10, 15, 23, 30); así como en humanos y animales aparentemente sanos (3, 11, 12, 19, 22, 29, 33), lo que hace sugerir que el hongo esté actuando como un agente oportunista, y que al bajar las defensas del organismo desarrolle así su acción potencialmente patógena (3, 7, 12, 31, 33).

El objetivo del presente trabajo fué, el aislar hongos dermatofitos en animales, humanos (clínicamente sanos), fomites y tierra del Zoológico de San Juan de Aragón, México; con el propósito de obtener información sobre las dermatomicosis en animales silvestres en cautiverio, ya que en México se desconocen, y que nos sirva en un futuro para otras investigaciones.

III. MATERIAL Y METODOS

Se recolectaron cincuenta muestras distribuidas entre animales, humanos, fomites y suelo del Zoológico de San Juan de Aragón, México; utilizando en los tres primeros casos, la técnica descrita por Mariat y Adán-Campos en 1967 (18), modificada por Garza-Elizondo y Campos-Nieto en 1980 (11), y a la cual en algunos casos se le hicieron adaptaciones, la técnica se describe a continuación:

1. Se cortaron cuadros de tapiz (alfombra) de 5 cm. x 5 cm. los cuales realizan un efecto similar al de un cepillo de material sintético.
2. Se lavaron con agua destilada estéril durante 48 hrs., con el objeto de eliminar asperezas y productos tóxicos eventualmente presentes.
3. Se secaron y se introdujeron en frascos "gerber" para su esterilización en autoclave a 121°C., durante una hora y a 15 libras de presión.
4. Al recolectar la muestra, el cuadro de alfombra se sacó del frasco tomándolo con unas pinzas previamente esterilizadas a la flama de un mechero de alcohol y se frotó enérgicamente sobre la cara (párpados y maseteros), parte lateral del cuello de los animales muestreados, palma y -

dorso de la mano en humanos.

5. La adaptación utilizada consistió, en la implementación de una garrocha de aluminio de 2 metros de largo a la cual se le fijó una pinza de presión (caimán), con una abrazadera que le permitió la sujeción del cuadrante de alfombra y así la manipulación adecuada según el caso (dificultad y riesgo del muestreo), previa desinfección con flama de alcohol.
6. Los cuadrantes de alfombra se introdujeron en el frasco "gerber" anotando la identificación del animal, humano o fomite muestreado, en el caso de animal su nombre común, humano su ocupación y fomite su descripción y ubicación. Las muestras obtenidas fueron transportadas al Centro de Salud Animal del Distrito Federal, de la Dirección General de Sanidad Animal, ubicado en el kilómetro 15.5 de la carretera México - Toluca; en donde se sembraron en condi ciones de esterilidad, utilizando los siguientes medios de cultivo:

MEDIO MICOCEL *

AGAR -----	20 g.
GLUCOSA -----	20 g.
PEPTONA -----	10 g.

(*) Difco Laboratories, Inc. Manual of Bacteriology 9a.ed. Detroit pp: 142-240, 1978.

AGUA DESTILADA -----	1000	cc.
CICLOEXAMIDA -----	0.01	g.
CLORAFENICOL -----	0.05	g.

MEDIO SABDERM (6)

SABOURAUD-DEXTROSA -----	3.54	g.
HARINA DE ARROZ -----	2.0	g.
EXTRACTO DE LEVADURA -----	0.5	g.
CICLOEXAMIDA (ACTIDIONE) -----	0.05	g.
VERDE BRILLANTE -----	0.07	%
AGUA DESTILADA -----	100	ml.

7. Los cultivos se incubaron a temperatura ambiente, durante 20 días y a 37°C, por 10 días, al obtener el crecimiento de colonias sospechosas de hongos dermatofitos, se purificaron y observaron las características macroscópicas y microscópicas en base a lo establecido por diferentes autores (1, 2, 4, 9, 10, 25, 26, 32).

En el caso de la recolección de las muestras de suelo, se utilizó la técnica de la trampa de queratina, descrita por - - Vanbreuseghen en 1952 (30) modificada por Orr en 1969 (23) y que es la siguiente:

" TECNICA DE LA TRAMPA DE QUERATINA "

- Consiste en obtener una muestra de tierra a uno o dos centímetros de la superficie, con una palita previamente esterilizada con fuego, posteriormente se deposita en bolsas de polietileno estériles (mamilas desechables evenflo) y se identifican.
- Las muestras de tierra se colocan en cajas de petri estériles, y se procede a humedecer la muestra con agua destilada estéril.
- El siguiente paso es colocar pelos (de humano o caballo previamente lavados con hipoclorito de sodio; agua destilada y esterilizados) con pinzas, todo este procedimiento se lleva a cabo en condiciones de esterilidad.
- De esta forma se procede a incubar a temperatura ambiente de 7 a 15 días, se observa que los pelos toman una apariencia terronosa blanquizca, lo que indica la proliferación de hongos.
- A continuación se toma una muestra de pelo, se quiebra y se procede a observarlo al microscopio, con lactofenol azul de algodón.
- Si existe crecimiento de estructuras, características de hongos dermatofitos, se procede a cultivar en los medios

de sabderm y/o micocel, para su posterior identificación
(1, 2, 4, 9, 10, 11, 25, 26).

CARACTERISTICAS MACROSCOPICAS Y MICROSCOPICAS (2,4)

MICROSPORUM CANIS

CARACTERIS-
TICAS
MACROSCOPICAS

Crecimiento rápido, colonias vellosas, superficie vellosa de color amarillo canario, - planas; al reverso de la colonia muestra un color ama-- rillo brillante.

CARACTERIS-
TICAS
MICROSCOPICAS

Macroconidias abundantes en forma elipsoidal y espiculadas.
Macroconidias con 4 y 5 di- visiones de pared gruesa.

TRICHOPHYTON MENTAGROPHYTES

Crecimiento rápido, colonias planas juntas e irregularmente plegadas, superficie gruesa, granular, pulvuru-- lenta, vellosa o algodonosa, de color blanco, amarillo o rosa, no presenta pigmento rojo.

Macroconidias muy numerosas y peque- ñas de forma globular y delgadas hi- fas en espiral, macroconidias raras con 2 a 5 divisiones de pared gruesa y en forma alargada (de torpedo).

IV. RESULTADOS

De las cincuenta muestras estudiadas, el 16% (8 muestras), fueron positivas a hongos dermatofitos, el 66% (33 muestras), resultaron positivas a hongos no dermatofitos y en el 18% restante (9 muestras), no se obtuvo crecimiento alguno (cuadro No. 2). Cabe mencionar que del total de hongos dermatofitos aislados, 3 (37.5%) correspondieron a - Trichophyton mentagrophytes, 2 (25%) a Trichophyton sp., 2 (25%) a Microsporum canis y 1 (12.5%) a Microsporum sp. (cuadro No. 3, gráfica No. 1), en el caso de los hongos no dermatofitos encontrados en este trabajo se aislaron 10 géneros diferentes, Alternaria sp., Aspergillus sp., Candida sp., Cephalosporum sp., Curvularia sp., Fusarium sp., Mucor sp., Penicilium sp., Rhysopus sp. y Scopulariopsis sp. Siendo en algunos casos aislados hasta 3 géneros diferentes de hongos no dermatofitos en una misma muestra (cuadro No. 3 gráfica No. 2).

CUADRO No. 2

RESULTADOS OBTENIDOS EN CINCUENTA MUESTRAS ESTUDIADAS DEL ZOOLOGICO DE SAN JUAN DE ARAGON, MEXICO, MOSTRANDO LOS HONGOS (DERMATOFITOS - Y NO DERMATOFITOS) AISLADOS Y LOS NEGATIVOS.

TIPO DE MUESTRA		AISLAMIENTO DE DERMATOFITOS	AISLAMIENTO DE NO DERMATOFITOS	NEGATIVOS
=====		=====	=====	=====
HUMANOS	5	2	3	-
ANIMALES	31	5	17	9
TIERRA	10	1	9	-
FOMITES	4	-	4	-
TOTAL (%)	50 (100%)	8 (16%)	33 (66%)	9 (18%)

CUADRO No. 3

RELACION DE RESULTADOS OBTENIDOS EN EL AISLAMIENTO DE HONGOS (DERMATOFITOS Y NO DERMATOFITOS) EN EL ZOOLOGICO DE SAN JUAN DE ARAGON, -- MEXICO.

	MUESTRA	DERMATOFITO	NO DERMATOFITO	NEGATIVO
	HUMANO		<u>Penicillium</u> sp.	
	HUMANO	<u>Trichophyton - mentagrophytes</u>		
I. HUMANOS	HUMANO		<u>Alternaria</u> sp.	
	HUMANO	<u>Microsporum -- canis</u>		
	HUMANO		<u>Cephalosporum</u> sp. <u>Alternaria</u> sp. <u>Aspergillus</u> sp.	

... /

Continuación cuadro No. 3

	<u>MUESTRA</u>	<u>DERMATOFITO</u>	<u>NO DERMATOFITO</u>	<u>NEGATIVO</u>
	CHIMPANCE <u>Pantroglodytes</u> <u>Troglodytes</u>	<u>Microsporum</u> sp.		
	MONO ARAÑA <u>Ateles geoffroyi</u>		<u>Alternaria</u> sp. <u>Scopulariopsis</u> sp.	
	MONO ARAÑA		<u>Rhysopus</u> sp. <u>Aspergillus</u> sp.	
II. ANIMALES	ELEFANTE <u>Elephas indicus</u>	<u>Trichophyton</u> sp.		
	COATI <u>Nasua narica</u>		<u>Mucor</u> sp. <u>Fusarium</u> sp. <u>Aspergillus</u> sp.	
	AGUTI <u>Dasiprocta mexi--</u> <u>cana</u>		<u>Penicillium</u> sp. <u>Alternaria</u> sp. <u>Mucor</u> sp.	
	GUANACO <u>Lama guanicoe</u>			Negativo
	COYOTE <u>Canis latrans</u>	<u>Microsporum</u> -- <u>canis</u>		

... /

Continuación cuadro No. 3

	<u>MUESTRA</u>	<u>DERMATOFITO</u>	<u>NO DERMATOFITO</u>	<u>NEGATIVO</u>
	LLAMA <u>Lama glama</u>		<u>Aspergillus</u> sp. <u>Aspergillus niger</u> <u>Scopulariopsis</u> sp.	
	GUACAMAYA <u>Ara ararauna</u>		<u>Mucor</u> sp.	
	GUANACO <u>Lama guanicoe</u>			Negativo
II. ANIMALES	MARTUCHA <u>Potos flavus</u>		<u>Curvularia</u> sp. <u>Fusarium</u> sp.	
	VENADO COLA BLANCA <u>Odocoileus virgi-</u> <u>nianus</u>		<u>Aspergillus</u> sp.	
	VENADO COLA BLANCA		<u>Fusarium</u> sp.	
	PECARI <u>Tayassu tajacu</u>			Negativo
	PECARI	<u>Trichophyton -</u> <u>mentagrophytes</u>		

Continuación cuadro No. 3

	MUESTRA	DERMATOFITO	NO DERMATOFITO	NEGATIVO
	PECARI			Negativo
	PECARI		<u>Alternaria</u> sp.	
	PECARI			Negativo
	BUFALO DE AGUAS <u>Bos bubalis</u>		<u>Fusarium</u> sp. <u>Mucor</u> sp. <u>Aspergillus</u> sp.	
	BUFALO DE AGUAS		<u>Aspergillus</u> sp. <u>Candida</u> sp.	
II. ANIMALES	ALCARAVAN <u>Burhynus</u> <u>bistriatus</u>			Negativo
	SARAGUATO <u>Alouata palliata</u>		<u>Aspergillus</u> sp.	
	PONY <u>Equus caballus</u>		<u>Alternaria</u> sp. <u>Aspergillus</u> sp.	
	PONY			Negativo
	PONY	<u>Trichophyton -</u> <u>mentagrophytes</u>		

Continuación cuadro No. 3

	MUESTRA	DERMATOFITO	NO DERMATOFITO	NEGATIVO
	ANTILOPE NILGO <u>Boselaphus</u> -- <u>tragocamelus</u>			Negativo
	JIRAFÁ DE NUBIA <u>Guirafa camelo--</u> <u>pardalis</u>		<u>Alternaria</u> sp.	
II. ANIMALES	JIRAFÁ DE NUBIA			Negativo
	GARZA GARRAPATERA <u>Bulbucus ibis</u>		<u>Fusarium</u> sp. <u>Aspergillus</u> - <u>niger</u> <u>Alternaria</u> sp.	
	ANTILOPE NILGO		<u>Penicillium</u> sp.	

	TIERRA Corral Antílopes	<u>Trichophyton</u> sp.		
III. TIERRA	TIERRA Corral Antílopes		<u>Alternaria</u> sp.	

... /

Continuación cuadro No. 3

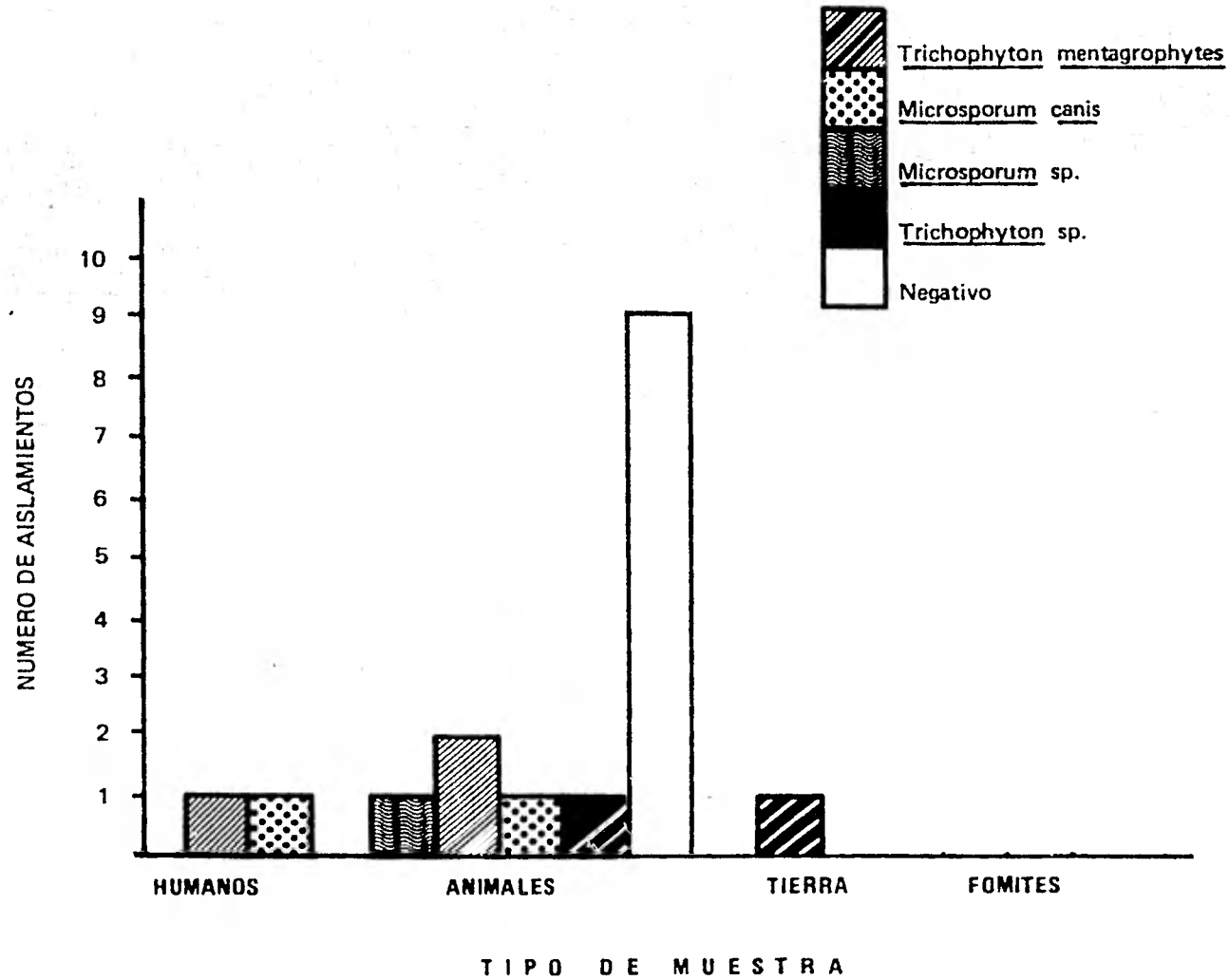
	MUESTRA	DERMATOFITO	NO DERMATOFITO	NEGATIVO
	TIERRA Corral Antílopes		<u>Aspergillus</u> sp. <u>Alternaria</u> sp. <u>Penicillium</u> sp.	
	TIERRA Corral Antílopes		<u>Alternaria</u> sp. <u>Mucor</u> sp.	
	TIERRA Corral Antílopes		<u>Rhizopus</u> sp. <u>Fusarium</u> sp.	
III. TIERRA	TIERRA Corral Jirafas		<u>Curvularia</u> sp.	
	TIERRA Corral Jirafas		<u>Scopulariopsis</u> sp. <u>Aspergillus</u> sp.	
	TIERRA Corral Jirafas		<u>Fusarium</u> sp.	
	TIERRA Corral Jirafas		<u>Fusarium</u> sp.	

... /

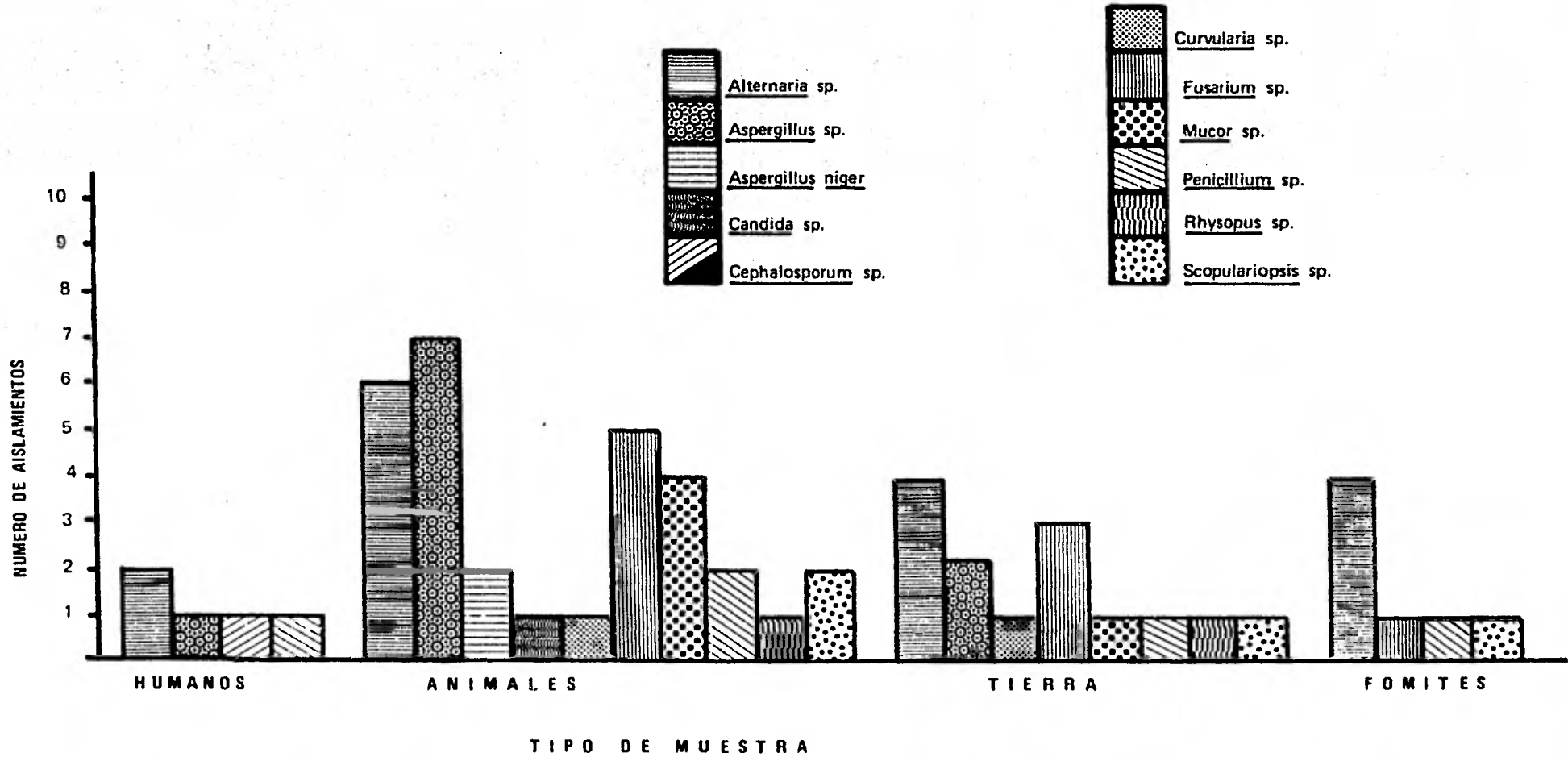
Continuación cuadro No. 3

	<u>MUESTRA</u>	<u>DERMATOFITO</u>	<u>NO DERMATOFITO</u>	<u>NEGATIVO</u>
IV. FOMITES	FOMITE Puerta Ponies		<u>Alternaria</u> sp. <u>Scopulariopsis</u> sp.	
	FOMITE Palo de corral de Bufalos		<u>Fusarium</u> sp. <u>Alternaria</u> sp.	
	FOMITE Poste Ponies		<u>Penicillium</u> sp. <u>Alternaria</u> sp.	
	FOMITE Puerta Ponies		<u>Alternaria</u> sp.	

G R A F I C A 1
 AISLAMIENTO DE HONGOS DERMATOFITOS EN MUESTRAS
 DEL ZOOLOGICO DE SAN JUAN DE ARAGON - MEXICO



G R A F I C A 2
 AISLAMIENTO DE HONGOS NO DERMATOFITOS EN MUESTRAS DEL
 ZODLOGICO DE SAN JUAN DE ARAGON - MEXICO



V. D I S C U S I O N

Los hongos dermatofitos son actualmente los que más se han investigado dentro de las dermatomicosis en animales silvestres en cautiverio, y entre estos Trichophyton mentagrophytes y Microsporum canis, han tomado bastante importancia actualmente, debido al peligro latente que existe para el hombre (11, 12, 13, 15, 16, 24), ya que muchos de estos animales han sido encontrados como portadores sanos o asintomáticos de estos dermatofitos, contagiando al hombre por vía directa durante su manejo, o por vía indirecta por el contacto con fomites contaminados (rejas, puertas, sogas, jaulas, etc.), o bien debido a la transmisión por otros medios (ratas, pájaros, humanos, etc.), además de representar un reservorio natural para el resto de la comunidad animal (2, 9, 12, 20, 21, 22, 29).

En otros países del mundo, se han realizado estudios referentes al aislamiento de hongos dermatofitos en animales de zoológicos (5, 13, 16, 19, 20, 21, 24, 27, 28), sin que hayamos podido obtener información correspondiente a México, lo que nos hace suponer que no se haya realizado alguno. En nuestro estudio Trichophyton mentagrophytes, fué el hongo dermatofito que más se aisló con 3 aislamientos de las 50 muestras tomadas, - Trichophyton sp. y Microsporum canis con dos (gráfica No. 1).

En otros trabajos realizados en el mundo, Kushida T., nos reporta el aislamiento de Trichophyton mentagrophytes en ardillas (16), Otcenasek, et al. en antílopes (24), así como - Rush-Munro, et al. el aislamiento de Trichophyton erinacei en un erizo (27).

En nuestro estudio podemos considerar que el aislamiento de Microsporium canis y Trichophyton mentagrophytes en animales y humanos del Zoológico de San Juan de Aragón, México nos podría sugerir la interrelación que existe entre estos dermatofitos zoofílicos, y el riesgo que existiría para otros humanos y animales que tuvieran contacto con estos portadores sanos, por otro lado consideramos que la gama de hongos dermatofitos que puedan interrelacionarse en las dermatomicosis, es bastante amplia por lo que se requerirían estudios tendientes a detectar algunos dermatofitos, que no estuvieran reportados en México.

En lo concerniente a los hongos No Dermatofitos aislados (gráfica 2 cuadro No. 3), aunque no es el objetivo de este trabajo, consideramos que es necesario hacer mención de la importancia que está tomando este grupo en la presentación de las dermatomicosis, como lo mencionan algunos autores (4, 7, 26, 29).

Una de las principales preocupaciones de los zoológicos en el mundo, es el preservar la salud de los animales, esto se - acentúa en muchos casos en animales en vías de extinción, esta

labor se dificulta en repetidas ocasiones debido a la complejidad de los padecimientos, que se presentan en las diferentes especies animales en cautiverio, aunando a esta situación el desconocimiento que existe sobre las diversas enfermedades, los agentes etiológicos que las originan por sí solos en asociación con otros agentes, y que al parecer se acentúan notablemente al encontrarse los animales silvestres en cautiverio y no en su habitat natural, pues son sometidos a factores de stress, como lo son el manejo, confinamiento, cambios en la nutrición, ecológicos, etc., por lo que consideramos de gran importancia el realizar trabajos de investigación multidisciplinarias e inter institucionales, con suficiente profundidad tendientes al conocimiento, control y/o prevención de las enfermedades infectocontagiosas, parasitarias o nutricionales de los animales silvestres en cautiverio, jerarquizando aquellos que lesionen su integridad fisiológica, estética y los que representen un riesgo para la salud del hombre, ya que como encontramos en nuestro estudio los zoológicos pueden ser, reservorio de algunas de estas zoonosis. Se deben considerar para futuras investigaciones en animales silvestres en cautiverio, los calendarios de manejo como: vacunaciones, tratamientos, desparasitaciones, etc., dado el temperamento de estos animales que representa un peligro para nosotros y para ellos mismos, pues corren el riesgo de golpearse y sufrir lesiones de consideración.

VI. CONCLUSIONES

Trichophyton mentagrophytes fué el hongo dermatofito más frecuentemente aislado, siguiéndole Trichophyton sp. y - - Microsporum canis.

La técnica del tapiz y la adaptación que le fué hecha, resultó bastante adecuada para este estudio, debido por un lado a su economía y fácil manejo, por otro a la utilidad y seguridad que representó; dada la dificultad y riesgo que produce el acercársele a ciertos animales silvestres en cautiverio.

VII. B I B L I O G R A F I A

1. Ainsworth, G.C. y Austwick P.K.C.: Fungal Diseases of Animals. Commonwealth Bureaus. London, 1973.
2. Ajello, L., George, L., Kaplan, W. y Kauffman, L.: Laboratory Manual for Medical Mycology. 2a. ed. U.S. Department of Health Education and Welfare, Public Health Service. Atlanta, 1962.
3. Barbosa, M., Moreira, E.C., Viana, F.C., y Moreira, Y.K.: Ocorrencia do Trichophyton mentagrophytes em bovinos normais, no estado de Minas Gerais. Arq. Esc. Vet. 13: 121-123, 1971.
4. Beneke, E.S.: Medical Mycology Manual 3a. ed. Burgess Publ. Co. Minneapolis, 1970.
5. Boever, W.J., y Rush, D.M.: Microsporium gypseum infection in a dromedary camel. Vet. Med. Small anim. Clin. 11: 90-93, 1975.
6. Campos-Nieto, G.E.: Principales dermatomicosis diagnosticadas en el Laboratorio Central de Diagnóstico de Patología Animal Bol. Soc. Mex. Mic. 11: - 115-120, 1977.
7. Campos-Nieto, G.E.: Algunos casos de dermatomicosis bovina en México. Mem. X Congreso Mundial Buiatría, México, - pp. 920-932, 1978.
8. Connole, M.D., y Johnston, L.A.Y.: A review of Animal Mycoses in Australia. Vet. Bull. 37: 145-153, 1967.

9. Dvorak, J., y Otcenasek, M.: Microbiological Diagnosis of Animal Dermatophytosis. Public House Checoslovac Academia of Sciences. Praga, 1969.
10. Emmons, C., Binford, C., Utz, L., y Chang, K.J.: Medical Mycology. 3a. ed. Lea y Febriger, Philadelphia. pp. 117-167, 1977.
11. Garza-Elizondo, J.A., y Campos-Nieto, G.E.: Utilización del Tapiz como auxiliar en el Diagnóstico de las Dermatomycosis Animales, resúmenes VII Reunión de Provincia de Microbiología, Oaxaca, 1980.
12. Londero, A.T., Fischman, O., y Lopes, T.O.: Isolamento do Trichophyton mentagrophytes de Bovinos clinicamente saos. Rev. Bras. Pesq. Med. Biol. 3: 27-28, 1979.
13. Hagen, K.W., y Gorhom, J.R.: Dermatomycosis in Fur Animals: Chinchilla, Ferret, Mink and Rabbit. Vet. Med. Small Anim. Clin. 6: 43-48, 1972.
14. Hauck, H.: Pilzdiagnostick in der Praxis. Der Hautarzt. 29: 31-35, 1978.
15. Komaid, A.V.G., y Elias, F.: Presencia de Dermatofitos en suelo de escuelas de la provincia de Tucumán, República Argentina. Rev. latimer. microbiol. 20: - 95-98, 1978.
16. Kushiida, T.: Dermatophytosis caused by Trichophyton mentagrophytes in squirrels. Jap. Jour Vet. Sci. 41: 177-179, 1979.
17. Mantovani, A., y Morganti, L.: Ricerca sui Dermatofiti dei Mammiferi in Italia. Vet. Italiana 22: 450-471, 1971.

18. Mariat, F., y Adán-Campos, C.: La ---
Technique ducarre de tapiz, methode
simple de prevalence dans les mycoses
superficielles Ann. Ins. Pasteur. 113:
666-668, 1967.
19. Mariat, F., y Tapis, G.: Denonbrement
des Champignons Keratinophiles de une
population de Cynocéphales (Papio -
papio). Ann. Parasitol. Paris. 41: -
627-634, 1966.
20. Mariat, F., Hannoun, C., y Chantelain,
J.: Flore-Dermatophytique des Petits
Mammiferes Sauvages en Alsace. Note -
preliminaire. Bull. Soc. Mycol. Med.
Francoise 2: 17-20, 1972.
21. Mariat, F., Chantelain, J., y Rouffaud,
M.: Etude sur la contamination par les
champignons dermatophytes de une popu-
lation de petits mammiferes sauvages en
Alsace. Mycopathologia. 58: 71-78, 1976.
22. Moreira, Y.K., Barbosa, M., Moreira, E.C.,
y Fonseca, I.C.: Fungos Queratinofilicos
Patogenicos para o Homen, nos pelos e -
pele de caes e gatos normais. Arq. Esc.
Vet. 22: 141-144, 1970.
23. Orr, G.F.: Keratinophilic fungi isolated
from soils by a modified hair bait tec-
nique. Sabouraudia. 7: 129-137, 1969.
24. Otcenasek, M., Adamkova, A., Janeckova,
V., Dvorak, J., Lavicka, M., y Micek,
B.: Dermatomycosis of antelopes of the
species Boselaphus tragocamelus caused
by the the dermatophyte Trichophyton -
mentagrophytes. Vet. Med. Praha. 23: -
377-383, 1978.
25. Rebell, G., y Taplin, D.: Dermatophytes
their recognition and identification.
Univ. Miami. Press. Florida, 1974.

26. Rippon, J.W.: Medical Mycology. W.B. Saunders Philadelphia Pa. pp. 115-145, 1974.
27. Rush-Munro, F.M., Badiller, G., y Philpot, C.M.: Comparaison de Souches neozelandaises anglaises et francaises de Trichophyton erinacei. New Zealand Vet. Jour. 13: 139-146, 1974.
28. Rush-Munro, F.M.: Trichophyton erinacei Rev. Med. 13: 639-646, 1978.
29. Schonborn, C., Seifert, S., Braun, W., y Schmoranza, H.: Studies of the cutaneous fungi of Zoo. Animals. Zoologische Gazet. 41: 7-25, 1971.
30. Vanbreuseghem, R.: Technique Biologique pour l' Isolement des Dermatophytes du sol. Ann. Soc. Belge Med. Trop. 32: -- 173-178, 1952.
31. Vanbreuseghem, R.: Tinea Capitis and Protein Deficiency. Trans. Roy. Soc. Trop. Med. Hyg. 51: 373, 1957
32. Vanbreuseghem, R.: Mycoses of Man and Animals, Pittman and Sons. London pp.: 70-145, 1958.
33. Woodgyer, A.J.: Asymptomatic carriage of dermatophytes by cats. New Zealand Vet. Jour. 25: 67-69, 1977.
34. Young, C.: Trichophyton mentagrophytes infection of the Djungarian Hamster (Phodopus sungorus). Vet. Rec. 94: 287-289, 1974.