

R. 9482

T/2.92 - I. 65(043)

UNIVERSIDAD COMPLUTENSE DE MADRID

RAM

Facultad de Veterinaria

Departamento de Patología Animal I



UNIVERSIDAD COMPLUTENSE



5310716211

**CONTRIBUCION AL ESTUDIO DE LAS
DERMATOFITOSIS DEL CONEJO
DOMESTICO EN ESPAÑA**

María del Carmen Ramos Cartagena

Madrid, 1993

Colección Tesis Doctorales. N.º 93/93

© María del Carmen Ramos Cartagena

**Edita e imprime la Editorial de la Universidad
Complutense de Madrid. Servicio de Reprografía.
Escuela de Estomatología. Ciudad Universitaria.
Madrid, 1993.**

Ricoh 3700

Depósito Legal: M-12288 -1993



La Tesis Doctoral de D. M^{ra}. CARMEN
. RDMOS. ... CARTAGENA
Titulada Contribución... al estudio de las...
dermatofitosis del congo americano en España
Director Dr. D. M^{ra}. Jesús... Payá... Vicéns...
fue leída en la Facultad de Veterinaria
de la UNIVERSIDAD COMPLUTENSE DE MADRID, el día ..6..
de MAYO de 1952, ante el tribunal
constituido por los siguientes Profesores:
PRESIDENTE GUILLERMO... SÁENZ... FERR...
VOCAL MARÍA... CASTAÑO... ROSADO.....
VOCAL M^{ra}. ANGELES... CALVO... TORRES..
VOCAL MIGUEL... HERMOSO DE MENDOZA. SALCEDO
SECRETARIO ANA... MATEOS... GARCIA.....

.....
habiendo recibido la calificación de ..APTO.....
CON... LAUDE..... POR... UNANIMIDAD

Madrid, a 6 de MAYO de 1952

EL SECRETARIO DEL TRIBUNAL.

Ana Mateos

UNIVERSIDAD COMPLUTENSE DE MADRID

FACULTAD DE VETERINARIA

DEPARTAMENTO DE PATOLOGIA ANIMAL I

CONTRIBUCION AL ESTUDIO DE LAS
DERMATOFITOSIS DEL CONEJO DOMESTICO
EN ESPAÑA

MARIA DEL CARMEN RAMOS CARTAGENA

Memoria presentada para optar al título de

Doctor en Veterinaria

Directora de la Tesis:

Dra. Dña. María Jesús Payá Vicens

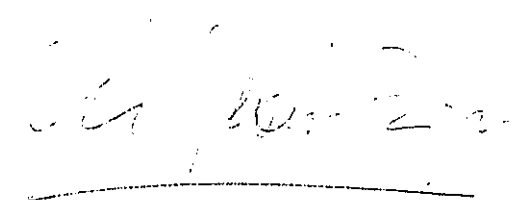
Madrid, 1992

DR. MARIA JESUS FAYA VICENS, PROFESORA TITULAR DE UNIVERSIDAD
DEL DEPARTAMENTO DE PATOLOGIA ANIMAL I DE LA FACULTAD DE VETERINARIA DE
MADRID.

CERTIFICA QUE:

El trabajo de tesis doctoral que lleva por título
"Contribución al estudio de las dermatofitosis del conejo doméstico en
España" se ha realizado íntegramente bajo mi dirección en los
laboratorios del Departamento de Patología Animal I de la Facultad de
Veterinaria de Madrid y reúne todos los requisitos necesarios para optar
al título de Doctor en Veterinaria.

Madrid, veintiocho de febrero de mil novecientos noventa y
dos.



A handwritten signature in dark ink, appearing to read 'M. J. Faya Vicens', is written over a horizontal line. The signature is somewhat cursive and includes a small flourish at the end.

A Miguel Angel,

a mis hijos,

a mi madre

Ninguna labor es obra única y exclusivamente de una sólo persona. Por ello, me gustaría comenzar mostrando mi agradeciendo a todas las personas que, consciente o inconscientemente, han sido participes de este trabajo y en especial:

A la Dra. D^a M^a Jesús Payá Vicens, con quién tuve el placer de empezar a caminar por el mundo de los hongos y en particular por el de los dermatofitos, por lo mucho que aprendí a su lado.

Al Dr. D. Guillermo Suárez Fernández, Director del Departamento de Microbiología e Inmunología en el momento en que me incorporé al mismo, por el interés que siempre ha mostrado por todas las personas que hemos estado bajo su tutela.

A. D. Juan Rosell, veterinario clínico especialista en cunicultura, por la labor paciente y ordenada realizada en las visitas a las granjas para la recogida de muestras y el diagnóstico de los procesos clínicos.

A la Comisión Asesora de Investigación Científica y Técnica, que ha subvencionado con su proyecto N^o 1632/82 el trabajo realizado.

A todos los demás compañeros del antiguo Departamento de Microbiología e Inmunología, hoy integrados en el Departamento de Patología Animal I, por las horas compartidas durante el trabajo diario y por todos los momentos, buenos y malos, pasados juntos.

A mis hijos, Carmen Pilar y Miguel Angel, porque, aun sin entenderlo completamente, han sabido compartir los avatares de este trabajo.

A mi marido, Miguel Angel, porque sin su apoyo y empuje quizá no habría podido terminar esta tesis.

A mi madre, por la fé depositada en mi persona.

" Cuando he estado trabajando todo el día,
un buen atardecer me sale al encuentro "

(Goethe)

INTRODUCCION	1
1- Revisión bibliográfica	2
1.1- Explotaciones cunícolas	2
1.1.1- El conejo doméstico: interés zootécnico	2
1.1.2- Tipos de explotaciones cunícolas	3
1.1.2.1- Explotación tradicional o familiar	3
1.1.2.2- Explotación industrial	4
1.1.3- Situación actual de la cunicultura en España	5
1.2- Hongos	9
1.2.1- Definición y características generales de los hongos	9
1.2.2- Encuadre taxonómico de los hongos	11
1.3- Micosis	12
1.3.1- Dermatofitosis	12
1.3.1.1- Definición y encuadre taxonómico de los dermatofitos	13
1.3.1.2- Evolución histórica en el conocimiento de los dermatofitos	15
1.3.1.3- Ecología de los dermatofitos	26
1.3.1.4- Mecanismos de difusión y de contagio de los dermatofitos ..	31
1.3.1.5- Importancia de los dermatofitos en la sanidad humana	38
1.3.1.6- Importancia de los dermatofitos en la sanidad animal	40
1.3.1.6.1- Dermatofitosis de conejos	43
1.3.1.6.2- Dermatofitosis de otras especies animales	47
1.3.2- Estado actual del estudio de las dermatofitosis del conejo en España	53
2- Objetivos e interés de la investigación	56
MATERIAL Y METODOS	59
3- MATERIAL	60

3.1- Material biológico	60
3.1.1.- Granjas enfermas	61
3.1.1.1.- Animales enfermos	61
3.1.1.2.- Animales aparentemente sanos	62
3.1.2.- Granjas sanas	62
3.1.2.1.- Animales clínicamente sanos	62
3.2.- Material para la recogida de muestras en granjas	63
3.3.- Material para la recogida de muestras de ambiente	63
3.4.- Material y aparatos empleados en el laboratorio	63
3.5.- Material para el estudio de la micoflora	64
3.5.1.-Medios de cultivo	64
3.5.1.1.- Medios de aislamiento	64
3.5.1.2.- Medios de cultivo para la identificación de géneros	67
3.5.1.3.- Medios de cultivo para la identificación de especies de dermatofitos	68
3.5.1.4.- Medios de cultivo para el almacenamiento de cepas	71
3.5.2.- Colorantes y soluciones aclarantes	72
4.- METODOS	74
4.1.- Método de recogida de muestras de animales	74
4.2.- Método de recogida de muestras de ambiente de granjas	74
4.3.- Métodos de diagnóstico	75
4.3.1.- Observación directa	75
4.3.2.- Métodos de aislamiento de hongos	77
4.3.3.- Métodos de identificación de hongos	78
4.3.3.1.- Determinación de género	80
4.3.3.2.- Dermatofitos: determinación de especies y variedades	80
4.4.- Métodos estadísticos	82

RESULTADOS	90
5- Micoflora en granjas	91
5.1- Géneros y especies identificados	91
5.2- Micoflora del ambiente de las granjas	93
5.3- Micoflora de las granjas	102
5.4- Micoflora de los distintos animales investigados	110
5.4.1- Distribución de la micoflora en función de la edad y el sexo y del estado sanitario	110
5.4.1.1- Evolución de la micoflora en función del estado sanitario:	109
5.4.1.1.1 - Hembras	111
5.4.1.1.2 - Gazapos	112
5.4.1.1.3 - Machos	113
5.4.1.2- Evolución de la micoflora en función de la edad y el sexo:	113
5.4.1.2.1 - Animales clínicamente sanos	114
5.4.1.2.2 - Animales enfermos	115
5.4.1.2.3 - Animales aparentemente sanos	116
5.4.1.3- Resultados globales	116
5.4.2.- Micoflora de las diferentes zonas corporales investigadas .	141
5.4.2.1- En función del estado sanitario	142
5.4.2.1.1 - Oreja	142
5.4.2.1.2 - Extremidad	143
5.4.2.1.3 - Mama	144
5.4.2.2- En función de la zona corporal investigada:	145
5.4.2.2.1 - Animales clínicamente sanos	145
5.4.2.2.2 - Animales aparentemente sanos	145
5.4.2.2.3 - Zona sin lesión en animales enfermos	146
5.4.2.2.4 - Zonas con lesión en animales enfermos	146

5.5- Métodos de diagnóstico	170
5.5.1- Observación directa	170
5.5.2- Medios de cultivo	170
5.5.2.1- Aspectos del crecimiento en los medios de interés diagnóstico	170
5.5.2.2- Detección de caracteres morfológicos	171
DISCUSION	216
6- Micoflora de las granjas	217
6.1- Micoflora del ambiente de las granjas investigadas	217
6.1.1- Metodología empleada	217
6.1.1.1- Método de muestreo	217
6.1.1.2- Medios de cultivo	218
6.1.1.3- Tiempo de exposición	219
6.1.2- Resultados	220
6.1.2.1- Granjas enfermas	220
6.1.2.2- Granjas sanas	220
6.1.2.3- Comparación de resultados entre los animales de las granjas y su ambiente	221
6.2- Micoflora de las granjas investigadas	222
6.2.1- Metodología empleada	222
6.2.2- Resultados	222
6.2.2.1- Granjas enfermas	222
6.2.2.1.1- Animales enfermos	223
6.2.2.1.2- Animales aparentemente sanos	224
6.2.2.1.3- Presencia de dermatofitos en pelos de jaula, pelo de nido, en ratones e insectos del interior de la granja	

y en otros animales de los alrededores	225
6.2.2.2- Granjas sanas: animales clínicamente sanos	226
6.2.2.3- Presencia de otro tipo de micoflora	226
6.2.2.3.1- Granjas enfermas	226
6.2.2.3.2- Granjas sanas	227
6.3- Micoflora de los distintos animales estudiados	228
6.3.1- Influencia del estado sanitario	228
6.3.1.1- Animales enfermos	228
6.3.1.1.1- Influencia de la edad y del sexo	233
6.3.1.1.2- Resultados globales	234
6.3.1.2- Animales aparentemente sanos	236
6.3.1.2.1- Influencia de la edad y del sexo	237
6.3.1.3- Animales clínicamente sanos	238
6.3.1.3.1- Influencia de la edad y del sexo	240
6.3.2- Aislamiento de otro tipo de micoflora	241
6.3.2.1- Animales enfermos	241
6.3.2.2- Animales aparentemente sanos	241
6.3.2.3- Animales clínicamente sanos	242
6.4- Micoflora de las diferentes zonas corporales investigadas	244
6.4.1- Animales enfermos	244
6.4.1.1- Lesión en la cabeza	244
6.4.1.2- Lesión en la región mamaria y extremidades	245
6.4.1.3- Lesión en el dorso	245
6.4.1.4- Diferencias en el aislamiento de las especies <i>Trichophyton mentagrophytes</i> var. <i>mentagrophytes</i> y <i>Microsporum canis</i> var. <i>canis</i> de las distintas zonas corporales lesionadas	246

6.4.1.5- Resultados globales	247
6.4.2- Animales aparentemente sanos y clínicamente sanos	248
6.4.3- Presencia de otro tipo de micoflora, en las distintas zonas corporales muestreadas	249
6.5- Métodos de diagnóstico	250
6.5.1- Observación directa	250
6.5.2- Medios de cultivo	251
6.5.3- Detección de caracteres morfológicos macroscópicos y microscópicos	255
6.6- Consideraciones sobre el método estadístico utilizado	257
CONCLUSIONES	259
RESUMEN	262
SUMMARY	265
RESUME	268
BIBLIOGRAFIA	271
ILUSTRACIONES.....	293

INTRODUCCION

1- Revisión bibliográfica.

1.1- Explotaciones cunícolas.

1.1.1- El conejo doméstico; interés zootécnico.

El conejo es un mamífero, incluido dentro del orden Lagomorfo (antes clasificado en el orden Rodentia), que pertenece a la familia de los Lepóridos, la cual comprende también las liebres (género *Lepus*). Bajo esta denominación se incluyen varios géneros: *Sylvilagus* (conejo americano), *Caprolagus* (conejo asiático), *Psalagus* (conejo que habita en Africa oriental) y *Oryctolagus* (conejo europeo). Dentro de este último destaca el denominado conejo silvestre (*O. cuniculus*), del que derivan las múltiples razas y variedades que en la actualidad utiliza el hombre para su explotación industrial (Cambero et al., 1989).

El conejo es un animal productor de carne y de piel, intermedio entre los ruminantes y los monogástricos, que compete por los alimentos con el hombre menos directamente que las aves y los cerdos, ya que es capaz de aprovechar los alimentos relativamente ricos en celulosa y se contenta perfectamente con raciones que contienen como máximo un 20% de grano. Muestra índices de conversión de 2-2'3 con raciones ricas en grano y de 3-3'8 en los alimentos con forraje. Su velocidad de crecimiento es muy similar a la del broiler, superando los 2 Kg de peso a los sesenta días de edad. Además, sus características biológicas, rapidez del ciclo de reproducción, prolificidad y poder transformador,

hacen del conejo la mejor "máquina" de producir proteínas animales, inmediatamente después del pollo y del pavo (Lebas et al., 1986).

Por todas estas razones el conejo está adquiriendo una gran importancia como animal zotécnico, ya que de él se obtiene una carne muy rica en proteínas (más que la del vacuno, ovino y porcino) y con una menor cantidad de grasa que ellas (Piqueras, 1987); además, una coneja está en condiciones de producir por sí sola una cantidad de carne equivalente a la mitad de la carne blanca del ternero que una vaca es capaz de proporcionar en un año, con un consumo de alimentos mucho más reducido y un índice de conversión superior al 25% (Aghina, 1989).

1.1.2- Tipos de explotaciones cunícolas:

1.1.2.1- Explotación tradicional o familiar.

La explotación tradicional se caracteriza por la total ausencia de locales especializados, una técnica de alimentación no dirigida y variable según la estación y una técnica de reproducción con el objetivo de producir de 3 a 10 partos por coneja y año (Cabot, 1978).

La mano de obra es poco cualificada, el volumen de producción es débil y el autoconsumo representa una parte no despreciable (Cabot, 1978).

1.1.2.2- Explotación industrial.

A la inversa de la explotación tradicional, en la explotación racional es necesaria la presencia de un local especializado, la alimentación es dirigida, utilizando un alimento completo granulado según un plan de racionamiento, el ritmo de producción es bastante rápido y el personal tiene que ser cualificado (Cabot, 1978).

Las técnicas de reproducción engloban tres tipos de ritmos (Lebas, 1986):

- Ritmo de reproducción extensivo. Se respetan las tres fases clásicas del ciclo de producción, gestación, lactancia y reposo, con una producción media de 30 a 35 gazapos destetados por coneja y año.

- Ritmo de reproducción semi-intensivo. En esta modalidad se consigue acortar la duración total del ciclo contemplando también tres fases: lactancia sola, gestación más lactancia y gestación sola. La producción media es de 45 a 55 gazapos por coneja y año.

- Ritmo de reproducción intensivo. En este sistema el ciclo se reduce al máximo superponiendo totalmente gestación y lactancia. Por tanto, únicamente consta de dos fases: gestación más lactancia y gestación sola. La producción media se eleva hasta 50 ó 60 gazapos destetados por coneja y año.

En España el ritmo de reproducción más extendido es el semintensivo (cubrición 10 días después del parto), estableciendo el intervalo parto-cubrición en función del número de gazapos nacidos vivos (Guarro y Riba, 1991).

Las razas de conejos que se emplean son fundamentalmente las razas Neozelandesa y en menor medida Californiana. El conejo común español, de capa parda, está en franca regresión en todas las zonas, y la raza Gigante de España prácticamente ha desaparecido. Una parte muy pequeña de las explotaciones utilizan híbridos comerciales, en su mayor parte de origen foráneo, sobre todo de Francia (Solam-Solaf, Hyla y Elco) y últimamente de Portugal (Hycora) (Cambero et al. 1989 y Guarro y Riba, 1991).

Las explotaciones cunícolas industriales han ido evolucionando hacia la búsqueda del animal ideal para la producción de carne, dirigiéndose así hacia la selección de conejos "híbridos" de alta producción, en los que, a través de una gran heterosis, se pudiera dar carácter de heredabilidad a factores propicios para la producción masiva de carne (Cambero et al., 1989).

1.1.3- Situación actual de la cunicultura en España.

El boletín mensual de estadística del Ministerio de Agricultura, Pesca y Alimentación cifra la producción española de conejos en 56.554 millones de animales sacrificados en 1990. En la tabla

1.1 se resume la serie histórica del número de cabezas sacrificadas, en la que destaca el descenso en 1989 del 15% con respecto a 1988 tanto en el número de cabezas sacrificadas como en el tonelaje. Este descenso según Guarro y Riba (1991) fue motivado por diversas causas coincidentes como la aparición de la enfermedad hemorrágica vírica (VHD) que afectó un gran número de explotaciones tanto de tipo tradicional como industrial o la baja producción de muchas explotaciones que hace de las mismas una actividad imposible de rentabilizar.

La producción cunícola en España alcanzó en 1988 una importante cota con 81.762 Tm. de carne de conejo (Boletín mensual de Estadística, julio 1989). Hasta hace aproximadamente treinta años, la producción de carne de conejo se reducía casi exclusivamente a las explotaciones rurales. Hoy en día el panorama de las explotaciones es diverso y engloba un mayoritario porcentaje de granjas familiares y un reducido número de granjas industriales con dedicación plena de los cunicultores, como demuestra el hecho de encontrar en España, según la Encuesta Nacional de Cunicultura de 1984, que sólo el 17'4% de las granjas tienen más de 200 jaulas, especialmente en Galicia (Torres, 1988). Hoy en día ha habido una disminución de las explotaciones familiares, acelerada a partir de la aparición de la VHD, llegando en algunas zonas a la práctica desaparición de estas explotaciones (Guarro y Riba, 1991).

La carne de conejo representa muy poco más del 3% de la producción total de carne en España (1985) pero su importancia relativa es muy diferente según las zonas. En Cataluña, con un sacrificio de

23.239'9 Tm, representa algo menos del 3% mientras en Valencia, con sólo 7.919 Tm representa el 4'6% y en Galicia con 10.075'6 Tm el 4'2%. Es importante conocer estos datos pues pueda justificar el hecho de que, a pesar de ser Cataluña la Comunidad con un censo y una producción más elevada de conejos (casi el 30% de las 83.000 Tm producidas en España) no haya alcanzado la cunicultura un desarrollo parejo a otras actividades ganaderas (Torres, 1988).

Las estadísticas del Ministerio de Agricultura, Pesca y Alimentación de 1987, colocan la carne de conejo en el quinto lugar de la producción con el 2'62% del total de carnes, por detrás del porcino (49%), aves (25%), bovino (14'76%) y ovino (7%).

Tabla I.1- Serie histórica del número de cabezas sacrificadas y su peso canal.

ANO	CABEZAS (miles)	PESO CANAL MEDIO (Kg)	PESO CANAL TOTAL (Tm)
1980	54.308	1'3	70.601
1981	58.352	1'3	75.601
1982	56.041	1'3	72.854
1983	62.589	1'2	75.107
1984	63.833	1'2	76.600
1985	65.250	1'2	78.300
1986	64.682	1'2	77.619
1987	66.625	1'2	79.950
1988	68.530	1'2	81.782
1989	57.627	1'2	69.279
1990	56.554	1'2	71.230

(tomada de: Boletín mensual de estadística nº 12-1987, nº 11-1989, nº 3-1990 y nº 11-1991)

1.2- Hongos.

1.2.1- Definición y características generales de los hongos.

Los organismos pertenecientes al Reino Mycota son difíciles de definir de una forma exacta y sencilla, debido a su gran diversidad. Sin embargo, los "hongos superiores o verdaderos", los pertenecientes a la división EUMYCOTA, tienen una serie de características comunes que nos sirven para diferenciarlos de otros organismos próximos y que básicamente son las siguientes (Deacon, 1984 y Webster, 1980).

I- Son seres eucariotas, lo que comporta una serie de características distintivas entre las que vamos a destacar:

- La presencia de una membrana que rodea al material nuclear y que diferencia por tanto un núcleo verdadero.
- La presencia de ribosomas del tipo 80S.

II- Presentan una pared celular rígida, distinta de la que conocemos en bacterias, ya que carece de peptidoglucano, lo cual les diferencia de otros eucariotas como las células animales y les impide efectuar procesos de fagocitosis.

Su nutrición se realiza por tanto por absorción de los nutrientes solubles, que obtienen en muchos casos por la acción de enzimas extracelulares (depolimerasas).

III- Son heterótrofos (quimioorganótrofos). Carecen por tanto de clorofila, lo que les diferencia claramente de las plantas verdes, y

obtienen la energía almacenada en los compuestos químicos. Necesitan compuestos orgánicos para utilizarlos como fuente de carbono y de energía.

IV- Presentan dos tipos de reproducción, sexual y asexual, las cuales dan lugar a la formación de esporas. Estas esporas difieren fundamentalmente de las semillas de las plantas verdes en el sentido de que no contienen un embrión preformado. A los propágulos producidos después de una fusión nuclear y meiosis se los denomina esporas sexuales (Matsumoto y Ajello, 1987). El estado caracterizado por producir esporas sexuales ha sido designado como forma perfecta o estado perfecto, en tanto que la forma imperfecta se caracteriza por la producción de esporas asexuales. Hennenbert y Versub (1977), citados por Matsumoto y Ajello (1987) introduce nuevos términos: anamorfo, para la forma asexual o forma reproductiva somática; teleomorfo, para la forma reproductiva sexual; y holomorfo, para los hongos que incluyen ambas, es decir, su anamorfo y su teleomorfo. El término anamorfo-género y anamorfo-especie reemplaza a la forma-género y forma-especie (Matsumoto y Ajello, 1987)

V- Morfológicamente, los hongos presentan dos tipos claramente diferenciados:

- El tipo micelial, integrado por filamentos denominados hifas.
- El tipo levaduriforme, que corresponde a células individualizadas.

1.2.2- Enquadre taxonómico de los hongos.

Es difícil concretar los límites de los hongos en relación a otros organismos. Desde Aristóteles hasta mediados del siglo XX, la mayoría de los biólogos dividían a los seres vivos en dos reinos: el Reino animal y el Reino vegetal, considerando a los hongos como un subreino dentro de este último, formado por evolución a partir de las algas verdes por pérdida de la clorofila. No obstante, otros autores creen que los hongos tuvieron antepasados en común con los flagelados, separándose de ellos en una etapa muy temprana de la evolución orgánica (Alexopoulos y Mims, 1985 y Pereiro *et al.*, 1990).

A partir de mediados del siglo pasado se pudo observar que existen diferencias más marcadas entre los hongos y las plantas que entre algunos animales y las plantas, viéndose así la necesidad de crear más reinos. De todas las clasificaciones que aparecieron, la que tuvo mayor aceptación fue la propuesta por Whittaker en 1959, quien agrupó a los seres vivos en cinco reinos: Mónera, Protistas o Protoctistas, Fungi o Mycota, Animal y Vegetal. Este esquema ha sido aceptado por la mayoría de los autores (McGuinnis, 1980).

Ainsworth (1973) divide al reino Mycota en dos grandes divisiones, Myxomycota y Eumycota, atendiendo fundamentalmente a la presencia o ausencia de pared celular. Este esquema de clasificación es utilizado por numerosos autores como Webster (1980), Howard (1983) y Deacon (1984).

Otro sistema de clasificación distinto es el utilizado por Von Arx (1980), que establece 4 divisiones, Myxomycota, Oomycota, Chytridiomycota y Eumycota, señalando el origen polifilético del reino Mycota.

1.3- Micosis.

Las micosis son infecciones que producen los hongos en el hombre y en los animales. (Emmons et al., 1970).

1.3.1- Dermatofitosis.

Las dermatofitosis son infecciones producidas por hongos dermatofitos en la piel, pelo y uñas. Recientemente Matsumoto y Ajello (1987) las incluyen dentro de las micosis cutáneas superficiales junto con candidiasis, tinea negra, pitiriasis versicolor y piedra. En cambio Rippon (1988) diferencia las micosis superficiales (pitiriasis versicolor, piedra y tinea negra) de las micosis cutáneas (dermatofitosis, dermatomicosis y candidiasis).

Hoy en día, la mayor parte de los autores utilizan el término "dermatofitosis" para denominar a las infecciones producidas por dermatofitos, pero todavía en bastantes casos se emplea el término "dermatomicosis" con el mismo significado, denominación que no sería correcta ya que algunos autores como Emmons et al. (1970) afirman que el subtipo "micosis" para muchos micólogos conlleva connotaciones de una invasión profunda. Igualmente, Matsumoto y Ajello (1987), definen las

dermatomicosis como las infecciones producidas por hongos no dermatofitos en pelo, uñas y piel.

1.3.1.1- Definición y encuadra taxonómico de los dermatofitos.

Los hongos queratinofílico son hongos con capacidad enzimática para digerir la escleroproteína queratina. Esta particularidad, que implica capacidad de producir infección en las zonas queratinizadas del cuerpo, como piel, pelo y uñas, hace que se diferencie a un grupo de estos hongos con el término dermatofitos. Este grupo incluye en la actualidad a los géneros *Trichophyton*, *Microsporum* y *Epidermophyton*. No obstante, según Matsumoto y Ajello (1987), esta definición en sentido estricto no puede ser utilizada para algunas de las especies geofílicas de estos géneros, debido a que incumplen la condición de infectar a los animales o al hombre.

Originariamente, los dermatofitos se clasificaban en base a sus estructuras reproductoras asexuales dentro de la subdivisión Deuteromycotina en la clase Hyphomycetas, pero al conocerse en varias especies la fase de reproducción sexual, se pudieron clasificar en los géneros *Arthroderma* y *Nannizzia*, pertenecientes a la familia Gymnascaceae de los Ascomycotina. Posteriormente, Currah (1985) en su estudio sobre los Onygenales, incluye a estos dos géneros dentro de la familia Arthrodermataceae. Por último Weitzman et al. (1986) proponen incluir a todos los dermatofitos que presenten reproducción sexual dentro de un mismo género con la denominación *Arthroderma*, modelo de

clasificación que ha sido aceptada por numerosos autores como, Matsumoto y Ajello (1987), Rippon (1988), Zaitz y Proença (1988) y Londero (1990).

En resumen, aunque no exista una propuesta unificada en cuanto a la organización taxonómica desde división hasta género que nos permita clasificar a los dermatofitos, podemos utilizar el siguiente esquema de Matsumoto y Ajello (1987), basado en el trabajo de Currah (1985):

- Reino Mycota.
- División Basidiomycota.
- Subdivisión Ascomycotina.
- Clase Ascohyphenomycetes.
- Orden Onygenales.
- Familia Arthrodermataceae.
- Género *Arthroderma*.
- Subdivisión Deuteromycotina.
- Clase Hyphomycetes.
- Orden Hyphomycetales.
- Familia Moniliaceae.
- Género *Epidermophyton*.
- Microsporum*
- Trichophyton*.

1.3.1.2- Evolución histórica en el conocimiento de los

dermatofitos.

Los hongos son los primeros agentes patógenos identificados en el hombre y en los animales. En la medicina antigua se mencionan algunas formas clínicas de micosis, como el Kerion de Celsi y las Tineas, si bien se desconocían sus agentes causales. El término "Tinea" fue introducido en el siglo V por Felix Caesius, para indicar el aspecto apollillado de la cabeza de los tifosos (Pereiro, 1982).

El pionero en el estudio de las micosis de los animales fue el italiano Agostino Bassi, quien en el año 1807 estudió una enfermedad de los gusanos de seda (*Bombyx mori*). Bassi, después de realizar algunas experiencias con resultado negativo, tuvo la idea de que la enfermedad de los gusanos de seda no se originaba espontáneamente, sino que era debida a un "germen extraño", comprobando mediante el uso del microscopio que su agente causal era "una planta del reino criptogámico, un parásito fúngico" que fue denominado en su honor por Guiseppe Balsamo-Crivelli con el nombre de *Botrytis bassiana* (actualmente *Beauveria bassiana*) (Pereiro, 1986).

La Micología Médica se inicia con Robert Remak en 1837, nacido en Polonia y profesor de la Facultad de Medicina de la Universidad de Berlín, el cual observó la presencia de artrosporas e hifas en las costras obtenidas de un niño que padecía una tiña favosa. Por motivos raciales no publicó su descubrimiento, permitiendo sin embargo que un

amigo suyo, el Dr. Xavier Hubs, lo mencionara en su tesis doctoral "De morbo Scrophuloso". Nueve años mas tarde, en 1845, cedió su descubrimiento a Lucas Schönlein por lo cual el agente del favus se conoce con el nombre de *Achorion schönleinii* por Remak y *Oidium schoenleinii* por Lebert (Pereiro, 1982; Rippon, 1988 y Howard, 1983). Recientemente Seeliger, 1985 (citado por Pereiro, 1986) señala que no se sabe realmente quién descubrió que el agente causal de la tifa favosa era un hongo microscópico, si fue Robert Remak o Johannes Lukas Schonlein, indicando también que desde el punto de vista taxonómico y de acuerdo a las reglas botánicas de nomenclatura, ninguno de los dos en sus escritos cumplen los requisitos de una descripción válida del agente causal del favus.

En 1841, el descubrimiento de Remak fue confirmado de forma independiente por David Gruby, un físico húngaro residente en Paris, quien cuidadosamente describe con éxito diferentes tipos de infecciones dermatofíticas: tifa favosa, trichophytosis ectothrix y endothrix y microsporiosis. Este autor intentó infectar plantas, gusanos de seda, réptiles, pájaros y pequeños mamíferos con el agente de la tifa favosa, pero los resultados fueron todos negativos, excepto en una planta cuyo género no menciona (infección que actualmente se considera muy dudosa). Sin embargo, parece ser que obtuvo infecciones poco intensas y transitorias en el brazo de un colega suyo y en su propio cuerpo (Pereiro, 1982 y Howard, 1983). Gruby también descubre y nombra al género *Microsporum* (1843) y describe *Microsporum audouinii* basándose en el aspecto que muestra el hongo en el material clínico (Ajello, 1974). Muchos autores consideran a Gruby por todos estos descubrimientos como

el verdadero padre de la Micología médica (Rippon, 1988; Pereiro, 1982 y Pereiro, 1986).

Trichophyton fue establecido en 1845 por Per Hendrik Malmsten, investigador sueco, quien además describe la especie '*T. tonsurans*' (Ajello, 1974). *T. mentagrophytes* fue definido en 1847 por Charles Robin (Rippon, 1988). *Epidermophyton* fue propuesto por Raymond Sabouraud en 1907 (Ajello, 1974).

Una etapa importante en el estudio de los dermatofitos corresponde a los estudios de Paul Cawtz y Emile Duclaux en 1886 en Francia, que consiguieron obtener cultivos puros de los agentes de las tiñas trabajando cada uno de ellos independientemente y sin conocer las investigaciones del otro. Es difícil saber qué dermatofito aislaron, aunque según Ajello (1974) se trataba posiblemente de *Trichophyton shoenleinii* y de *Trichophyton tonsurans*.

Existe un acuerdo general en que la figura más importante en el desarrollo de la micología médica fue Raymond Jacques Andrien Sabouraud, cuyos trabajos alcanzaron difusión entre los dermatólogos y médicos en general. Después de cursar brillantes estudios con destacadas figuras de la dermatología, tales como Brocq, Fournier y Besnier, Sabouraud es orientado por ellos hacia el estudio de las tiñas. Comienza a trabajar sobre este tema en 1882, presentando una memoria sobre el género *Trichophyton* en 1894 a un concurso de internado, no logrando el premio merecido, que pasa a otro concursante. Desde este momento no vuelve a presentarse a más concursos y rehusa toda distinción académica,

incluso la de ser académico. Sus trabajos culminan con su obra "Les Teignes" en 1910 (Pereiro, 1982). Realizando cultivos en medios de agar glucosado, miel y peptona, llegó a comprobar la pluralidad y especificidad de los dermatofitos, a los que clasifica en cuatro géneros, basándose en la forma de infección de los pelos o escamas y por el aspecto clínico de la lesión: *Achorion*, *Trichophyton*, *Microsporum* y *Epidermophyton* (Badillet, 1988 y Pereiro et al., 1990) (tabla 1.2).

Langeron y Milochavitch (1930), después de un meticuloso estudio de la morfología microscópica de los dermatofitos, cambian algunos de los nombres establecidos por Sabouraud: *Sabouraudites* por *Microsporum*, *Ctenomyces* por los hongos "trichopytos microides"; además, agrupan los hongos "achorios, endothrix, endo-ectothrix" y los hongos "trichophyton megaspóricos" bajo el nombre de *Trichophyton*. Otro cambio interesante fue el de *Sabouraudites gypseus* por *Achorion gypseum*. Esta clasificación fue por entonces completada por Vanbreuseghem con los siguientes cambios: el género *Langeronia* que incluye la especie *Langeronia soudanensis* y el género *Keratinomyces* con la especie *Keratinomyces ajelloi*. Desde entonces, De Vroey renombra el anterior *Ctenomyces* como *Microides*, al género *Sabouraudites* como *Microsporum*, mientras que *Langeronia soudanensis* se convirtió en *Trichophyton soudanense* (Badillet, 1988).

Para Emmons (1934), cuya clasificación ha sido la más aceptada universalmente, sólo existen tres géneros, determinados por las características microscópicas de los cultivos, basándose en el aspecto morfológico de los hongos: *Epidermophyton*, *Microsporum* y *Trichophyton*,

figurando *Achorion* como sinónimo de *Trichophyton*. Esta simplificación extrema se reduce sin embargo al mencionar que dentro del género *Trichophyton* hay algunas especies *endothrix*, otras *ectothrix* con pequeñas esporas y otras *endothrix* con grandes esporas (Badillet, 1988; Sayag, 1989 y Pereiro et al., 1990).

Conant en 1954, propone una nueva clasificación basada en los estudios realizados por Benham, que es considerado como el fundador de la moderna micología médica, agrupando a los dermatofitos por la similitud morfológica de sus colonias, partiendo de los tres géneros de Emmons (Rippon, 1988):

Trichophyton Kalmsten 1845.

I. Grupo *gypseum*.

1. *T. mentagrophytes*.

II. Grupo *rubrum*.

1. *T. rubrum*.

III. Grupo *crateriforme*.

1. *T. tonsurans*.

IV. Grupo *faviforme*.

1. *T. schoenleinii*.
2. *T. concentricum*.
3. *T. ferrugineum*.
4. *T. violaceum*.
5. *T. verrucosum*.

V. Grupo *rosaceum*.

1. *T. megninii*.

2. *T. gallinae*.

Microsporium Gruby 1843.

M. audouinii.

M. canis.

M. gypseum.

Epidermophyton Sabouraud 1907.

E. floccosum.

La clasificación propuesta por Rivalier en 1966 es el resultado de la propuesta por Sabouraud y de la clasificación en tres géneros de Emmons y divide al género *Trichophyton* en subgéneros:

- *Microdon* Rivalier.
- *Trichophyton*.
- *Erythrophyton* Sabouraud.
- *Megalosporon* Sabouraud.

Además, añade como subgéneros *Langeronia* Vanbreuseghem y el más dudoso *Endoderma* Castellani. Esto fue debido según Rivalier, al intento de reflejar el pensamiento de Sabouraud en los últimos años de su vida (Badillet, 1988).

En resumen, existen distintas opiniones y criterios en las diferentes escuelas representadas por Langeron y Milochevitch, por Emmons, Ajello y colaboradores y por Vanbreuseghem y colaboradores, que han originado un debate que comenzó hace 50 años y que todavía continúa (De Vroey, 1985). Como señala De Vroey (1985), existe incluso

desacuerdo a nivel de género, ya que algunos autores reconocen tres géneros y otros cinco o más géneros (tabla I.3). También señala este autor, la gran controversia existente a nivel de especie, ya que los micólogos europeos consideran muchas especies, que en cambio para los micólogos americanos son variedades o incluso simplemente sinónimos.

Algunas de las últimas modificaciones propuestas en los dermatofitos zoofílicos, las recogen Matsumoto y Ajello (1987) y las resume Aho (1988) en su tesis doctoral (tabla I.4).

Una aportación de gran importancia que permitió averiguar la existencia de los dermatofitos geofílicos y de las formas perfectas de algunos dermatofitos se debe a Vanbreuseghem (1952), que propuso una técnica para realizar cultivos en un medio compuesto de tierra y fragmentos de pelos humanos o de animales (Pereiro, 1982). En el año 1959 Dawson y Gentles descubren la forma perfecta de *Trichophyton* (*Keratinomyces*) *ajelloi*. Aunque previamente en 1927 Wannizzi había descrito la forma perfecta de *Microsporium gypseum*, este trabajo había sido muy duramente criticado por Langaron y Milochevitch en 1930 e ignorado por el mundo científico. En 1960, Griffin redescubre el teleomorfo de *M. gypseum* en una muestra de tierra en Australia. En los años siguientes van encontrándose los teleomorfos de otros dermatofitos, incluyéndose en dos géneros: *Arthroderma* y *Wannizia*, considerando a *Trichophyton* como el anamorfio de los primeros y *Microsporium* de los segundos (Pereiro, 1982 y Pereiro et al., 1990). No obstante, la mayor parte de las formas perfectas conocidas pertenecen a las especies

geofílicas, existiendo más dificultad para la obtención de teleomorfos de especies de dermatofitos antropofílicas y zoofílicas, lo que puede ser atribuido al heterotalismo, a la naturaleza del medio de cultivo, a la reactividad sexual y/o a la degeneración sexual de la cepa (Matsumoto y Ajello, 1987).

En cuanto a los teleomorfos de los dermatofitos, recientemente Veitzman et al. (1986) haciendo una cuidadosa evaluación de las características morfológicas utilizadas para definir los géneros *Arthroderma* y *Rhizizifia* (la iniciación del ascocarpo, el desarrollo del ascocarpo y su centro, la ontogenia de las ascas y la apariencia de las ascas y de las ascosporas), señalan que éstas no presentan grandes diferencias que justifiquen la separación, por lo que proponen fusionarlos en uno sólo, conservándose el nombre de *Arthroderma* que incluirá las especies que con anterioridad formaban ambos géneros, considerando la denominación de *Rhizizifia* como sinónimo.

Tabla 1.2- Clasificación de Sabouraud y equivalencias actuales.

Generos	Grupo	Especies	Sínonimos y denominación de hoy.
Trichophyton	Endothrix	<i>T. tonsurans</i>	
	Neoendothrix	<i>T. flavum</i>	(<i>T. tonsurans</i>)

	Ectothrix		
	Megaspores	<i>T. roseum</i>	(<i>T. meginii</i>)
	Faviformes	<i>T. ochraceum</i>	(<i>T. verrucosum</i>)
		<i>T. violaceum</i>	
	Microides		
	Gypseum	<i>T. mentagrophytes</i>	
	Niveum	<i>T. felinum</i>	(<i>T. mentagrophytes</i>)

Microsporium			
Neomicrosporium		<i>M. canis</i>	
Eumicrosporium		<i>M. audouinii</i>	

Achorion			(Trichophyton)
Neoachorion		<i>A. gallinae</i>	(<i>M. gallinae</i>)
Euachorion		<i>A. schoenleinii</i>	(<i>T. schoenleiji</i>)

Epidermophyton		<i>E. flocosum</i>	

(tomada de Rippon, 1988)



INTRODUCCION

Tabla I.3- Denominación utilizadas por las distintas escuelas para nombrar a los géneros de dermatofitos.

Sabouraud	Emmons, Ajello et al.	Langeron et al.	Vanbreuseghem y De Vroey.
<i>Microsporum</i> Gruby, 1843	<i>Microsporum</i> (+ <i>Achorion gypseum</i>)	<i>Microsporum</i> (<i>Sabouraudites</i>) (+ <i>A. gypseum</i>)	<i>Microsporum</i> (+ <i>A. gypseum</i>)
<i>Trichophyton</i> Kalmsten, 1845			
. <i>Endothrix</i>	<i>Trichophyton</i>	<i>Trichophyton</i>	<i>Trichophyton</i>
. <i>Ectothrix</i> megaspore	<i>Trichophyton</i>	<i>Trichophyton</i>	<i>Trichophyton</i>
. <i>Ectothrix</i> microide	<i>Trichophyton</i>	<i>Ctenomyces</i> Eidam, 1880	<i>Microides</i> De Vroey, 1970
<i>Achorion</i>	<i>Trichophyton</i> (- <i>A. gypseum</i>)	<i>Trichophyton</i> (- <i>A. gypseum</i>)	<i>Trichophyton</i> (- <i>A. gypseum</i>)
<i>Epidermophyton</i> Lang, 1879	<i>Epidermophyton</i>	<i>Epidermophyton</i> <i>Langeronia</i> (<i>soudanensis</i>) Vanbreuseghem, 1950 <i>Keratinomyces</i> Vanbreuseghem, 1952	<i>Epidermophyton</i> <i>Trichophyton</i> (<i>soudanense</i>) <i>Keratinomyces</i>

(tomada de De Vroey, 1985)

Tabla I.4- Especies reconocidas de dermatofitos zoonóticos.

Microsporum canis Bodin 1902 var. *canis*.

Microsporum canis var. *distortum* (Di Kenna y Marples) Matsumoto, Padhye y Ajello 1983.

Microsporum equinum (Delacroix y Bodin 1896) Gueguén 1904.

Microsporum gallinae (Mégnin 1881) Grigorakis 1929.

Trichophyton equinum (Matruchot y Dasseville) Gedcelst 1902.

Trichophyton mentagrophytes (Robin 1853) Blanchard 1896 var. *mentagrophytes*.

Trichophyton mentagrophytes var. *erinacei*.

Trichophyton mentagrophytes var. *quinckeanum*.

Trichophyton verrucosum Bodin 1902.

(tomada de Matsumoto y Ajello, 1987).

1.3.1.3- Ecología de los dermatofitos.

La técnica de aislamiento de hongos queratinofílicos del suelo establecida por Vanbreuseghem en 1952, supuso un gran avance en el conocimiento de la ecología de los dermatofitos, ya que no sólo reconoce el suelo como hábitat primario de algunos de estos hongos, sino que indirectamente también descubre las formas sexuales o perfectas de los dermatofitos. El conocimiento de la reproducción sexual de estos hongos hizo más precisas las ideas sobre la filogenia y ontogenia de los dermatofitos y ayudó a establecer nuevas leyes ecológicas (Otcenasek, 1978).

La clasificación ecológica de los dermatofitos, se estableció en los años sesenta por Ajello (1962), recogiendo no sólo la heterogeneidad biológica y el desarrollo consecuente al proceso de diferenciación de estos agentes, sino también las importantes relaciones epidemiológicas y epizootiológicas entre las distintas especies y sus hospedadores (Otcenasek, 1978).

Según el criterio ecológico, basado en la teoría de la evolución, los dermatofitos han pasado por un largo proceso de diferenciación biológica y especialización debido a su capacidad de adaptación y a la acción de los factores ecológicos, cuyo resultado ha sido una acusada restricción en el espectro de posibles hospedadores y una preferencia en el modo de vida (Otcenasek, 1978).

Por estas razones, se pueden establecer varios grupos bien definidos de hongos dermatofitos de acuerdo con su habitat natural (tabla I.5):

a) Los que poseen un modo de vida estrictamente saprofito en el suelo (geofílicos no patógenos), o que además pueden parasitar a los animales y al hombre (geofílicos patógenos).

b) Dermatofitos en los que su hábitat normal son los animales, aunque ocasionalmente puedan encontrarse en el suelo y producir infecciones en el hombre (zoo-fílicos).

c) Dermatofitos que sólo pueden vivir parasitando al hombre, aunque en determinadas circunstancias pueden producir infecciones en los animales (antropofílicos).

Desde el punto de vista evolutivo estos hongos se podrían dividir en especies primitivas y especies más evolucionadas, donde las especies primitivas estarían representadas esencialmente por los dermatofitos geofílicos, en tanto que los dermatofitos antropofílicos pertenecerían al grupo de las especies más evolucionadas (Octenasek, 1978).

Los dermatofitos geofílicos probablemente constituyen la forma ancestral de la cual podrían haber derivado filogenéticamente los restantes dermatofitos a través de mutaciones y adaptaciones progresivas (Octenasek, 1978).

Huzeby (1969) expone dos hipótesis posibles que parten de los ancestros de los dermatofitos (denominados por este autor arqui-dermatofitos), dando lugar según una hipótesis a los dermatofitos saprofitos actuales y éstos a su vez a los dermatofitos parásitos actuales y según la otra a ambos, dermatofitos parásitos y saprofitos, a la vez. En opinión del propio autor, sería más verosímil la primera de las hipótesis.

Microsporus gypseus es un dermatofito geofílico patógeno que puede servir como ejemplo para conocer la dependencia mutua y la ordenación cíclica de los estados de desarrollo de estos hongos. La ontogénesis de este dermatofito incluye dos estados mutuamente conectados: el estado parásito caracterizado por la formación de artrosporas en el hospedador vivo (hombre, otros mamíferos y aves) y el estado saprofito. El estado saprofito tiene lugar fuera del organismo hospedador en dos ciclos: el asexual caracterizado por la germinación de esporas, el crecimiento vegetativo y el desarrollo de conidióforos y conidios, y el sexual (descubierto por Dawson y Gantles, 1959 y Griffin, 1960) caracterizado por el desarrollo de los ascocarpos (Otcenasek, 1978 y Aceituno et al. 1988).

El grupo ecológico de los dermatofitos zoofílicos ha alcanzado en el proceso de adaptación al medio externo un nivel más alto de desarrollo filogenético, tanto es así que en la mayoría de sus miembros no se puede demostrar el saprofitismo (Otcenasek, 1978). Algunos micólogos no aceptan que las especies zoofílicas existan como saprofitas en la naturaleza, ya que ésto nos llevaría a considerarlas como

membros del grupo geofílico. Así, la especie *M. nanum*, que según Ajello (1974) pertenece al grupo geofílico, tiene una clara predilección por los cerdos (De Vroey, 1984), razón por la que Matsumoto y Ajello (1987) la incluyen en el grupo de dermatofitos geofílicos patógenos.

Algunas especies de dermatofitos zoofílicos han alcanzado un nivel filogenético más elevado hasta especializarse en el parasitismo de una especie animal, como *Microsporium ripariae* que parasita a la golondrina de río adoptando un parasitismo obligado, lo que implica la ausencia de un reservorio en el suelo (Rippon, 1988); incluso en algunos de ellos se puede observar una pronunciada preferencia por un determinado tipo de animal, como en el caso de *M. equinum* para el caballo y *M. gallinae* para las aves. La explicación de este fenómeno puede hallarse en la diferente afinidad por las distintas clases de queratina del pelo y plumas de los animales, que difieren básicamente en su composición química (por ejemplo, en el contenido de ácido nicotínico, cistina, arginina, triptófano, etc.) (Otcenasek, 1978). En cambio, otros no tan evolucionados, como las especies *Microsporium canis* y *Trichophyton mentagrophytes*, infectan a numerosos hospedadores pero muestran cierta especificidad para un particular grupo de especies de hospedadores (Rippon, 1988), (tabla I.6.)

En la actualidad, las especies zoofílicas son las que predominan en las estadísticas de prevalencia (Martínez-Roig y Torres-Rodríguez, 1987).

La supervivencia de los dermatofitos zoofílicos en el suelo y en el ambiente extraanimal se hace posible por la presencia de pelos,

plumas y escamas en dichos hábitats, que les permiten sobrevivir durante meses o incluso años, aunque no sea habitat adecuado para soportar una vida activa (Otcenasek, 1978).

Las especies antropofílicas están constituidas por parásitos obligados que han perdido toda conexión con el modo de vida saprofito, en las que el hombre se ha convertido en el único hospedador y reservorio (Martínez-Roig y Torres-Rodríguez, 1987).

Desde el punto de vista filogenético, parece probable que las especies antropofílicas representen el final de un ciclo evolutivo que partiría de los dermatofitos geofílicos, pasando por los dermatofitos zoofílicos (Otcenasek, 1978). Esta especialización trae consigo una pérdida progresiva de la propiedad de originar las formas perfectas. Así, en líneas generales, podemos decir que prácticamente todos los hongos geofílicos no patógenos y los dermatofitos geofílicos (Matsumoto y Ajello, 1987) poseen formas perfectas fáciles de poner en evidencia en medios de cultivo apropiados; entre las especies zoofílicas sólo se conocen las formas perfectas de *Microsporium canis* var. *canis* y var. *distortum* (Hirogana et al., 1980; Matsumoto et al., 1983) y del complejo *Trichophyton mentagrophytes* (Hirogana y Vatanabe, 1980), mientras que del género antropofílico *Epidermophyton* no se conoce ningún teleomorfo (Clayton y Midgley, 1989).

1.3.1.4- Mecanismos de difusión y de contagio de dermatofitos.

Los dermatofitos antropofílicos, zoofílicos y algunos geofílicos (geofílicos patógenos, según la terminología de Matsumoto y Ajello, 1987), son capaces de producir infecciones en el hombre y en los animales que se denominan dermatofitosis.

La vía habitual de la infección es por contagio directo, teniendo valor como agente de la infección no sólo el animal enfermo, sino también el portador asintomático.

Esta infección puede ser de curso prolongado, instaurándose en ocasiones fases crónicas y progresivas (como puede ocurrir con una infección del cuero cabelludo en el hombre), pero en general se trata de procesos autolimitantes, siendo frecuente la curación espontánea. El ciclo del pelo, que en el caso del animal es más corto que en el hombre, podría ser una de las causas de la curación. (Jungerman y Schwartzman, 1977).

La constante caída del pelo, bien por la muda o bien por la acción destructiva del hongo, puede dar lugar, junto con el desprendimiento de costras, a nuevos focos de infección. Las costras y los pelos agrupados que se desprenden de la piel del animal con lesión contienen formas parásitas de dermatofitos, también denominadas artrosporas (Euzéby, 1969 y Hashimoto y Blumenthal, 1978) o artroconidias (Rippon, 1988), que son viables por término medio durante

5 ó 7 años y que pueden ser una fuente constante de infección entre animales susceptibles a la dermatofitosis. La considerable resistencia ambiental de los dermatofitos como formas parasitas contenidas dentro de costras y pelos agrupados puede estar relacionada con la presencia de quitina (60%) en la membrana de sus esporas y por la queratina del pelo, elementos ambos que tienen una elevada resistencia a las sustancias químicas (Sarkisov, 1982). De esta forma sería posible explicar los casos espontáneos de dermatofitosis observados en animales clínicamente sanos, los cuales ocurren sin ninguna razón aparente en territorios donde la dermatofitosis había sido señalada muchos años antes (Sarkisov, 1982; Sarkisov y Koromyslov, 1988).

Las costras y pelos desprendidos del animal enfermo, como ya hemos dicho, juegan un papel importante en la difusión de la dermatofitosis, porque se depositan en el material y equipamiento de las granjas o en el territorio adyacente, o porque incluso puede ser transmitidos por vectores animados como roedores (los cuales a su vez pueden sufrir la enfermedad o convertirse en portadores asintomáticos) e insectos, que pueden abarcar territorios bastante amplios trasladándose a otras granjas y siendo a su vez focos de infección.

El posible papel vectorial ejercido por los artrópodos en la vehiculación de hongos, se ha citado en España por Aller *et al.* (1971) al señalar un brote de dermatofitosis producida por *T. mentagrophytes* en ratones de laboratorio, asociado con sarna producida por *Nyocoptes musculinus* y por Pereiro *et al.* (1985) señalando la mayor incidencia de *T. mentagrophytes* en los ratones parasitados por

N. musculus que en aquéllos que no presentaban parasitismo por este ácaro. En cambio, Gallego et al. (1982) al investigar la importancia de los ácaros en la vehiculación de hongos dermatofitos en pequeños mamíferos, concluyeron que sin descartar la capacidad de los ácaros ectoparásitos para la vehiculación mecánica de hongos dermatofitos, no existe una relación clara entre el parasitismo por hongos y por ácaros en los animales estudiados.

La causa de la infección es el contacto del inóculo con un hospedador susceptible, que puede producirse de dos formas (De Vroey, 1984):

- Por propágulos infecciosos procedentes de fuentes saprofitas, que se transmiten directa o indirectamente.
- Por propágulos infecciosos contenidos en pelos y escamas parasitadas, que también pueden ser transmitidas directa o indirectamente.

De Vroey (1984), afirma haber llegado al convencimiento de que la tasa inóculo/infección es muy alta y que la infección aparece tras un contacto cercano con un inóculo denso, dependiendo también de factores locales y generales relacionados con el hospedador

Otra ruta de difusión de esta enfermedad es el aire (Uscavage y Král, 1961). Las esporas debido a su pequeño tamaño pueden suspenderse y ser trasladadas por el viento.

Como hemos visto hasta ahora, son varios los factores que intervienen en la difusión:

- Los animales con lesiones clínicas de dermatofitosis.
- Los portadores asintomáticos.
- Las costras y pelos desprendidos de las lesiones.
- Otros animales que se comportan como vehiculadores animados.

Entre ellos encontramos los roedores, algunas especies de animales salvajes (estos últimos pueden ser también causa indirecta de infección, e incluso pueden originar epidemias) e insectos.

- El viento.

Además de estos factores, es importante tener en cuenta otros factores que influyen en ellos:

- La estación. La incidencia es mayor en invierno (de septiembre a enero), sobre todo en el ganado estabulado y en especial en el caballo (Jugerman y Schwartzman 1977 y Howard, 1983).

- La edad. Los animales jóvenes son más susceptibles a la infección y muestran una mayor tendencia a presentar lesiones visibles y clínicamente detectables que los adultos (Jugerman y Schwartzman, 1977 y Howard, 1983).

- El estado inmunológico. Existen datos clínicos y experimentales que corroboran el hecho de que la infección pueda verse potenciada y las lesiones intensificadas si el hospedador se encuentra

debilitado debido a deficiencias en el sistema inmunitario (Jugerman y Schwartzman, 1977 y Howard, 1983).

- La nutrición. Las deficiencias nutricionales originan alteraciones que favorecen la aparición de la infección (Jugerman y Schwartzman, 1977 y Howard, 1983).

- La presencia de otras enfermedades concomitantes (Jugerman y Schwartzman, 1977 y Howard, 1983).

Tabla 1.6- Estudio de los hospedadores de *Microsporum canis* y *Trichophyton mentagrophytes*.

<i>Microsporum canis</i>		<i>Trichophyton mentagrophytes</i>	
Hombre	Leopardo	Hombre	Ratón
Gato	Lince	Búfalo	Mulo
Ganado vacuno	Visón	Gato	Rata almizclera
Chimpancé	Orangután	Ganado vacuno	Nutria
Chinchilla	Turón	Chinchilla	Zarigüeya
Perro	Conejo	Coypu	Turón
Burro	Macaco	Perro	Puerco espín
Zorro	Oveja	Burro	Conejo
Gibón	Cerdo	Zorro	Mapache
Cabra	Tigre	Cabra	Rata
Gorila	Comadreja	Cobaya	Oveja
Cobaya		Hamster	Ardilla
Caballo		Liebre	Cerdo
Hiena		Erizo	Cañañol
Jaguar		Caballo	Pollo
		Canguro	

(tomada de Rippon, 1988).

Tabla 1.5- Epidemiología y ecología de los dermatofitos y otros hongos relacionados.

Dermatofitos.			
Antropofílicos	Zoo-fílicos	Geofílicos	Hongos geofílicos no patógenos
Cosmopolitas			
<i>E. floccosum</i>	<i>M. canis</i> var. <i>canis</i>	<i>M. cookei</i>	<i>M. anamorfo</i> de <i>A. cookiellum</i>
<i>M. audouinii</i>	<i>M. equinum</i>	<i>M. gypseum</i>	<i>T. ajelloi</i>
<i>T. mentagrophytes</i> var. <i>interdigitale</i>	<i>M. gallinae</i>	<i>M. fulvum</i>	<i>T. terrestre</i>
<i>T. rubrum</i>	<i>T. equinum</i>	<i>M. nanum</i>	
<i>T. tonsurans</i>	<i>T. mentagrophytes</i> var. <i>mentagrophytes</i> <i>T. verrucosum</i>		
Restringidas			
<i>M. ferrugineum</i>	<i>M. canis</i> var. <i>distortum</i>	<i>M. persicolor</i>	<i>E. stockdaleae</i>
<i>T. concentricum</i>	<i>T. mentagrophytes</i> var. <i>erinacei</i>	<i>M. praecox</i>	<i>M. amazonicum</i>
<i>T. gourvilli</i>	<i>T. mentagrophytes</i> var. <i>quinckeanum</i>	<i>M. racemosum</i>	<i>M. boullardii</i>
<i>T. magninii</i>		<i>M. vanbreuseghemii</i>	<i>M. magellanicum</i>
<i>T. schoenleinii</i>		<i>T. phaseoliforme</i>	<i>M. ripariae</i>
		<i>T. simii</i>	<i>T. flavescens</i>
<i>T. soudanense</i>		<i>T. vanbreuseghemii</i>	<i>T. georgiae</i>
<i>T. yaoundei</i>			<i>T. gloriae</i> <i>T. longifusum</i>

(tomada de Matsumoto y Ajello, 1987)

1.3.1.5- Importancia de los dermatofitos en la sanidad humana.

El hombre es susceptible a la infección por los dermatofitos zoofílicos. La infección se contrae básicamente durante el trabajo en granjas con animales enfermos y por el contacto con animales de compañía afectados. Por tanto, los perros y los gatos son la principal fuente de contagio en el medio urbano, mientras que en el medio rural predominan los conejos, los caballos y el ganado vacuno (Martínez-Roig y Torres-Rodríguez, 1987).

En las áreas urbanas se ha estimado que alrededor del 20% de las infecciones humanas son de origen animal; los niños son los más afectados y el cuero cabelludo es la localización más común de las lesiones. En las áreas rurales aproximadamente el 80% de los casos de dermatofitosis humana son de origen animal; los adultos se ven más afectados que los niños y los brazos y la cara son las localizaciones más comunes (Jugerman y Schwartzman, 1977).

En España, actualmente una de las zonas más afectada por dermatofitosis es el área mediterránea, donde las fuentes de contagio dominantes son el perro y el gato en el medio urbano y el conejo en el rural. Por ejemplo, García de Lomas *et al.* (1981), hicieron un estudio de 35 pacientes de la región de Valencia con los siguientes resultados: de los 30 pacientes en los que se aisló *T. mentagrophytes* var. *granulosum*, en 22 existía historia de contacto con animales (en once con conejos, en ocho con perros, en uno con cobayos, en cuatro con gatos y en los cuatro restantes con pájaros); de los dos que tenían

M. canis, el primero tenía en su casa o proximidad varios tipos de animales, como perros, gatos y conejos, mientras que en el segundo la lesión había aparecido tras un arañazo de gato. Otra zona afectada es la zona centro y como ejemplo tenemos el estudio realizado por Del Palacio et al. (1989) en Madrid durante una década (1978-1987). Estos autores destacan que la especie más prevalente es *T. mentagrophytes* y que de las cepas aisladas 59'92% correspondían a la variedad zoofílica (*T. mentagrophytes* var. *granulosum*, siendo la fuente de infección de origen animal en la mayoría de los casos (conejos domésticos y perros). *M. canis* (25'7%) fue la especie aislada en segundo lugar y su fuente infectante fueron los gatos.

Los dermatofitos zoofílicos presentes en animales de compañía, en especial los del gato, pueden causar epidemias en el hombre; así por ejemplo Kaplan et al. (1958) (citado por Jugerman y Schwartzman, 1977) observaron que el 30% de los miembros de las familias de los propietarios de los gatos con dermatofitosis estaban infectados.

En países económicamente avanzados se observa una marcada reducción de algunas especies de dermatofitos antropofílicos, tal es el caso de *M. audouinii*, que es causante de brotes epidémicos de tiña de la cabeza. En estos países, los dermatofitos zoófilos son ahora mucho más importantes, como es el caso de Italia (Mantovani, 1978). De las especies zoofílicas, las más importantes en la infección humana son *M. canis*, *T. verrucosum* y *T. mentagrophytes* (Acha y Szyfres, 1986).

Por lo tanto, la dermatofitosis es una zoonosis importante, aunque tanto a nivel nacional como internacional no se la incluye en ninguna lista de enfermedades de declaración obligatoria (Acha y Szyfres, 1986). Si bien es verdad que la infección por dermatofitos no pone en riesgo la vida humana, las molestias y el aspecto externo desagradable de las lesiones cutáneas, que en algunos casos llegan a producir deformaciones o cicatrices importantes, la evolución lenta y rebelde al tratamiento de algunos cuadros clínicos, el riesgo del contagio de unas personas a otras y la pérdida de horas de trabajo o de escuela, motiva el que no pueda ni deba despreciarse la importancia de la dermatofitosis como zoonosis (Aller y Fernandez, 1983). Además, se trata de una enfermedad que a pesar de su escasa mortalidad, alcanza una morbilidad bastante alta y puede ocasionar en individuos inmunodeprimidos estados agudos y crónicos muy prolongados, tanto en el hombre como en los animales, que hacen resaltar su importancia y por supuesto la necesidad de un estudio bastante más profundo por parte de todas las autoridades sanitarias.

1.3.1.6- Importancia de los dermatofitos en la sanidad animal.

Los dermatofitos producen enfermedades importantes en los animales domésticos y en particular en los animales de granja, especialmente por las siguientes razones:

- Por ser potencialmente muy contagiosos y de este modo poder afectar rápidamente a los animales mantenidos en régimen de explotación (Jungerman y Schwartzman, 1977).

- Porque por su caracter zoonósico producen infecciones cruzadas entre los animales y el hombre (Jungerman, 1977 y Zaror et al., 1988), puesto que todos los dermatofitos que afectan a los animales son patógenos para el hombre, en tanto que no todos los dermatofitos patógenos para el hombre lo son para los animales (Sarkisov y Koromyslov, 1988).

- Por producir enfermedades de curso prolongado (Jungerman y Schwartzman, 1977).

- Porque las esporas de dermatofitos pueden permanecer viables en el medio (en costras, restos de pelos, etc...) durante 5-7 años (Jungerman y Schwartzman, 1977 y Otcenásek, 1978) y de este modo pueden infectar nuevos animales introducidos en el área afectada, pudiendose explicar los casos espontáneos de dermatofitosis observados en animales sanos por la existencia comprobada de dicha enfermedad muchos años antes (Sarkisov, 1982 y Sarkisov y Koromyslov, 1988).

- Porque tanto en los animales que no presentan lesiones como en los que se recuperan clinicamente de la infección, los dermatofitos pueden permanecer en su piel, resultando en ambos casos un estado de portador asintomático (Jungerman y Schwartzman, 1977, Otcenásek, 1978 y Zaror et al., 1988) y siendo a su vez origen de una nueva infección, especialmente en el caso de la especie *Microsporium canis* (Budumyan, 1987).

- Porque con la utilización de métodos de estabulación intensivos, la prevalencia y la incidencia de las micosis se han visto incrementadas (Mantovani, 1978), especialmente en las dermatofitosis.

- Porque la enfermedad puede causar prurito y de este modo los animales sufren grados variables de malestar a causa de la infección (Jugerman y Schwartzman, 1977).

Además, inciden gravemente en la economía de la explotación ganadera ya que las pieles, cuando proceden de animales enfermos, disminuyen de valor en el mercado, los cueros de ganado se deterioran, la producción cárnica y lechera es menor y los animales muy afectados pierden vigor físico (Cervantes y Pijcan, 1976 y Jugerman y Schwartzman, 1977).

En los últimos años se ha podido demostrar, mediante investigaciones epidemiológicas, que la infección dermatofítica en los animales es muy frecuente. La dermatofitosis ocurre con más frecuencia en los animales estabulados que en los mantenidos en pastoreo durante todo el año (Acha y Szyfres, 1986).

Las dermatofitosis animales más frecuentes en relación con el grupo zoológico afectado son:

1.3.1.6.1- Dermatofitosis de conejos.

Se trata de una enfermedad infecciosa de la piel que tiende a difundirse cada vez más en las instalaciones industriales, incidiendo negativamente en la producción y el rendimiento de la granja y que constituye al mismo tiempo un grave peligro para el hombre, ya que se trata de una zoonosis especialmente importante en el caso de las personas que manipulan animales (Rosell, 1988 y Aghina, 1989).

El papel de los conejos como fuente de contagio de dermatofitosis humanas ha sido ampliamente señalado, especialmente en los casos de *T. mentagrophytes* y *M. canis*; entre otros autores podemos citar los siguientes:

- *T. mentagrophytes*: Vilanova y Casanovas (1951), Cavrini (1956), Alteras y Cojocarú (1960), Gierlef (1961), Itani (1978), Albala y Koreda (1981), García de Lomas et al. (1981), Szili y Köhalmi (1981), Alayeto et al. (1984), Vidotto et al. (1984), De Vroey (1985), Dronda et al. (1987), González et al. (1987), Morganti (1988) y del Palacio et al. (1989).

- *M. canis*: O'Donnell (1960) (citado por Connole, 1963), Alteras (1965) (citado por Alteras, 1971), Saxena y Rhoades (1970), De Vroey (1985) y Simaljaková et al. (1989).

Incluso, se ha apuntado la transmisión de un dermatofito desde un conejo sano destinado a la producción de la piel importado de España,

del que se aisló una cepa de *T. mentagrophytes* que originó una pequeña epidemia en los trabajadores de una fábrica en Bélgica (De Vroey, 1985). Sin embargo, Chabasse et al. (1986), no reconocen la importancia del conejo en la transmisión de las micosis, por lo menos en Francia.

Las especies de dermatofitos aisladas en el conejo son las siguientes:

- Especies geofílicas:

. *Microsporium gypseum* Kakoti (1955) (citado por Dvorák y Otčenásek, 1964), Dey y Kakoti (1955) (citado por Monga y Mohapatra, 1980), Knudtson y Robertstad (1970), Veisbroth y Scher (1971), Blasquez (1973) y García de Lomas et al. (1980).

. *Microsporium cookei*: Ajello (1959) y Knudtson y Robertstad (1970).

. *Arthroderma simi* teleomorfo de *Trichophyton simi*: Rajan y Sivasdas (1970) (citado por Monga y Mohapatra, 1980).

. *Microsporium nanum*: Ali-Shtayeb et al. (1988).

- Especies zoofílicas:

. *Trichophyton quinckeanum*, hoy considerado como variedad dentro del complejo *Trichophyton mentagrophytes*, denominándose *T. mentagrophytes* var. *quinckeanum* Neefs y Gillain (1931), Bühman y Rieth (1962) (citado por Dvorák y Otčenásek, 1964) y Alteras (1966).

. *Microsporium canis*: Alteras y Cojocarú (1960), O'Donnell (1960) (citado por Connole, 1963), Alteras (1965) (citado por Alteras, 1971), Saxena y Rhoades (1970), Sarkisov (1982), Dutertre-Catella et al.

(1985), Stenwig (1985), Van Cutsem et al. (1985), Nikiforov (1986), Vogtsberger et al. (1986), Dronda et al. (1988), Chermette y Bussieras (1988), Gonzalez et al. (1988), Miranda (1987), Sarkisov y Koromyslov (1988), Zaror y Casas (1988) y Simaljaková et al. (1989).

. *Trichophyton mentagrophytes*: Vilanova y Casanovas (1951), Manges y Georg (1955), Cavrini (1956), Schirren y Rieth (1958) (citado por Dvorák y Otcenášek, 1964), Alteras y Cojocarú (1960), Gierlsiff (1961), Mohapatra et al. (1964), Banks y Clarkson (1967), Pepin y Austwick (1968), Alteras y Cojocarú (1969), Hagen (1969), Alteras (1971), Hagen y Gorham (1972), Blasquez (1973), Cabrera (1974), Feuerman et al. (1975), Mantovani y Morganti (1977) (citado por Mantovani et al., 1982), Calvo (1978), Itani (1978), Aho (1980), García de Lomas et al. (1980), Albala y Moreda (1981), Calvo et al. (1981), Sarkisov y Nikiforov (1981) (citado por Van Cutsem et al., 1985), Szili y Köhalmi (1981), Sarkisov (1982), Hajsig et al. (1983), Weiss y Weber (1983), Alayeto et al. (1984), López-Martínez et al. (1984), Vidotto et al. (1984), Stenwig (1985), Van Cutsem et al. (1985), Dronda et al. (1988), Chimakadze (1987), González et al. (1987), Miranda (1987), Aho (1988), Ali-Shtayeh et al. (1988), Castañón-Olivares (1988), Morganti (1988), Sarkisov y Koromyslov (1988), Fehr (1990) y Franklin et al. (1991).

. *Microsporium distortum* englobado recientemente como variedad de la especie *Microsporium canis*, con la denominación *M. canis* var. *distortum*: Bühlman y Rieth (1962) (citado por Dvorák y Otcenášek, 1964).

. *Trichophyton verrucosum*: Calvo et al. (1981), Ali-Shtayeh et al. (1988), Sarkisov (1982) y Sarkisov y Koromyslov (1988).

. *Trichophyton equinum*: Ali-Shtayeh et al. (1988).

- Especies antropofílicas:

. *Microsporium audouinii*: Ravioli y Tonolo (1956) (citado por Dvorák y Otcenášek, 1964) y Ali-Shtayeh et al. (1988).

. *Trichophyton rubrum* Herpay y Szodoray (1962) (citado por Dvorák y Otcenášek, 1964).

. *Trichophyton schoenleinii*: Kral (1962) (citado por Dvorák y Otcenášek, 1964).

La mayoría de los autores coinciden en que la especie *T. mentagrophytes* es el dermatofito más frecuente en conejos, seguido por *M. canis*.

Formalmente, la dermatofitosis entra en una explotación mediante la introducción de reproductores portadores mayores de 3 - 3½ meses (Camps, 1977). Tras un periodo de adaptación en las nuevas granjas, los animales manifiestan sintomatología y lesiones que se acentúan fundamentalmente en los gazapos. Al tratarse de un mamífero con un nivel de reproducción elevado, la enfermedad adquiere gran interés, pues de esta forma el contagio se inicia y mantiene de forma vertical, aunque puede contribuir a su difusión la forma horizontal al convivir los gazapos enfermos con los sanos durante 1 - 1½ meses en los locales de ceba.

Los nidales son un reservorio importante ya que reúnen condiciones idóneas tanto para la retención y persistencia de las esporas como para el propio contagio de los gazapos lactantes. Su temperatura (20 - 25 °C) y su humedad (70 - 80%) elevadas, son igualmente muy favorables para el desarrollo de hongos.

Se han descrito asimismo, otras fuentes de contagio como son el pienso, la paja del suelo, los roedores y los propios cuidadores (Levchenko, 1978). Esta relación es variable pero se observa una tendencia a que desaparezcan las dermatofitosis de origen antropofílico mientras que parecen incrementarse las de origen zoológico (Calvo, 1978). Hay que tener presente el hecho de la persistencia de los hongos a través de sus esporas en condiciones ambientales desfavorables (Jungerman y Schwartzman, 1977; Sarkisov y Koromyslov, 1988).

1.3.1.6.2- Dermatofitosis de otras especies animales.

. Dermatofitosis de perros y gatos.

La especie que infecta con mayor frecuencia a perros y gatos es *M. canis* (Böhm, 1983). Esta especie de dermatofito está muy bien adaptada al gato y en cerca de 90% de los animales infectados no se encuentran lesiones aparentes (Zaror et al., 1986 y Acha y Szyfres, 1986). En los animales con lesiones, éstas se encuentran sobre todo en la cara y en las garras (Acha y Szyfres, 1986).

En los perros las lesiones son más frecuentes y aparentes, pudiendo presentarse en cualquier parte del cuerpo (Acha y Szyfres, 1986).

Con una incidencia mucho menor, más elevada en perros que en gatos, se encuentra *T. mentagrophytes*. Al no ser el perro y el gato hospedadores habituales de *T. mentagrophytes*, es posible que contraigan

la infección a partir de otras especies animales o del suelo, de donde también ha sido aislada ocasionalmente esta especie (Acha y Szyfres, 1986).

En el caso de *M. gypseum*, que también se encuentra relacionado con brotes de dermatofitosis en perros (Baby, 1986) y gatos, su distribución es mundial y su frecuencia baja. El reservorio de la infección es el suelo, en el que esta especie se halla ampliamente difundida (Acha y Szyfres, 1986).

Otras especies como *M. cookei* (Lundell, 1969), *M. audouinii*, *T. schöenleinii* y *T. rubrum*, fundamentalmente antropofílicas, se han observado con baja frecuencia en perros y gatos, pareciendo probable que el origen de la infección sea humano (Acha y Szyfres, 1986).

Recientemente Stenwig y Taksdal (1984) han aislado *Epidermophyton floccosum* en un perro en Noruega.

La infección es más frecuente en los individuos de corta edad y se dan brotes epidémicos en instalaciones de criaderos, en los que el poco espacio y en algunos casos las precarias condiciones higiénicas existentes determinan la aparición y la rápida propagación de la infección (Jungerman y Schwartzman, 1977; Howard, 1983).

. Dermatofitosis de bovidos.

T. verrucosum es la especie más frecuentemente aislada en las dermatofitosis que afectan al ganado bovino (Abdallah et al., 1971; Cervantes y Pijoan, 1976 y Böhm, 1983).

La infección parece contraerse a través del contacto entre animales sanos y enfermos o a partir de paredes o maderas contaminadas en cuerdas y corrales.

Los terneros, en los que con frecuencia la enfermedad puede llegar a ser más grave, son más receptivos que los animales de más edad.

Debido a la concentración y hacinamiento de los terneros, la difusión de la enfermedad, las reinfecciones y la contaminación del medio aumentan en gran manera durante el periodo de estabulación. Por otro lado, la menor frecuencia de contactos entre los animales durante la época de pastoreo hace que la aparición de brotes epidémico en esta época sea muy inferior (Jungerman y Schwartzman, 1977; Howard, 1983).

La enfermedad es más frecuente en los países donde se mantienen los animales estabulados durante el invierno y su incidencia es mayor en terneros que en adultos (Acha y Szyfres, 1986).

. Dermatofitosis de equidos.

Al igual que en el caso anterior, el contagio se produce por contacto directo entre animales sanos y enfermos, por lo que la

posibilidad de aparición de dicha enfermedad aumenta sobre todo en las grandes caballerizas y establos.

Las especies implicadas en la dermatofitosis de los équidos son *T. equinum* (Abdallah et al., 1971), *M. equinum* (Takatori y Hasegawa, 1985), *T. mentagrophytes* y *M. gypsum* (Acha y Szyfres, 1986).

Son abundantes los brotes epidémicos en las caballerizas militares y en las grandes cuadras de caballos de carreras, favorecidos y agravados por el hecho de que se utilicen instrumentos de trabajo (cepillos, tijeras, etc...), comunes para un grupo amplio de caballos, lo que hace posible la transmisión de la enfermedad a todos ellos (Jungerman y Schwartzman, 1977; Howard, 1983).

. Dermatofitosis de camellos.

Recientemente se han aislado dermatofitos en camellos. Kuttin et al. (1986) señalan que un 25% de animales jóvenes sufrían dermatofitosis producida por *T. verrucosum*, mientras que *T. mentagrophytes* sólo se aislaba en el 0'5% de los animales.

. Dermatofitosis de otros roedores.

Los primeros animales hospedadores de dermatofitos geofílicos fueron probablemente los roedores. Se ha confirmado el papel de los roedores como portadores asintomáticos de dermatofitos zoofílicos, especialmente *T. mentagrophytes*, que puede ser considerado como habitante frecuente de la piel de estos animales. (Rippon, 1988).

Dentro de los roedores, las epizootias por dermatofitos más corrientes son las producidas por el complejo *T. mentagrophytes* en animales de laboratorio (ratas, ratones y cobayas) (Jungerman y Schwartzman, 1977; Howard, 1982). La dermatofitosis fávica de los ratones, causada por *T. mentagrophytes* var. *quinckeana*, está ampliamente difundida en el mundo y es transmisible a los animales domésticos y al hombre (Acha y Szyfres, 1986).

. Dermatoftosis de cerdos. -----

El agente más común de la dermatofitosis del cerdo es *M. nanum*. Se ha comprobado la infección en Canadá, Estados Unidos, México (Cervantes y Pijuan, 1976), Cuba, Kenya y Australia. *M. nanum* lleva una vida saprofita en el suelo en lugares donde se crían cerdos y se considera como geofílico (Acha y Szyfres, 1986).

. Dermatoftosis de otros mamíferos domésticos. -----

Otros animales domésticos, como ovejas y cabras, pueden verse afectados por la dermatofitosis con menor frecuencia. Las lesiones se localizan en la cabeza, especialmente en la cara. El agente más frecuente encontrado es *T. verrucosum* (Acha y Szyfres, 1986).

. Dermatoftosis de aves (Favus aviar). -----

No sólo los mamíferos son afectados por las dermatofitosis; también existen dermatofitosis aviarias, como el llamado favus aviar, cuyo agente etiológico principal es *M. gallinae*. Esta enfermedad tiene

una distribución mundial, aunque su frecuencia es muy baja. Se trata de un proceso que es muy contagioso y que puede transmitirse al hombre, aunque hasta el momento no se conoce bien el reservorio de la infección (Jungerman y Schwartzman, 1977).

. Dermatofitosis de animales salvajes.

En el periodo comprendido entre los años 1972 y 1975, English y Bayley (1978) llevaron a cabo un estudio de aislamiento de dermatofitos en una población de ratón de bosque y topillo rojo en un bosque de robles en Somerset, Inglaterra, en el que se aislaron dos especies: *M. persicolor* que predominaba en los topillos y *T. mentagrophytes* que se aislaba con mayor abundancia en los ratones; un trabajo similar, realizado por Mariat et al. (1976), fue efectuado en Alsacia, región francesa, en la que se aislaron de pequeños mamíferos capturados, las especies *M. persicolor* y *T. mentagrophytes*.

El principal interés de estos y otros trabajos parecidos, lo constituye el hecho constatado del aislamiento con relativa frecuencia de *T. mentagrophytes* en animales salvaje y el papel que pueden realizar dichos animales en la transmisión de la dermatofitosis.

1.3.2- Estado actual del estudio de las dermatofitosis del

conejo en España.

El estudio de las dermatofitosis del conejo doméstico en España, al igual que en otros países, se ha basado generalmente en investigaciones relacionadas con el agente causal, es decir, el dermatofito, bajo dos aspectos:

- 1- Investigaciones de tipo etiológico.
- 2- Investigaciones de tipo epidemiológico.

1- Actualmente, el principal agente causal de las dermatofitosis en el conejo doméstico en España es la especie *T. mentagrophytes*. Vilanova y Casanovas en 1951 aislan de lesiones de conejos la especie *T. mentagrophytes* y posteriormente otros investigadores también la aislan, como: Calvo (1978), Abarca (1980), García de Loma et al. (1980), Albala y Moreda (1981), Alayeto et al. (1984), Abarca (1986), González et al. (1987), Miranda (1987) y Dronda et al. (1988). Estos últimos autores resaltan la alta prevalencia de la especie *T. mentagrophytes* en granjas de conejos de toda la Cataluña.

Sólo González et al. (1988) y Dronda et al. (1988) aislan la especie *M. canis* en conejos con lesiones.

2- Este segundo aspecto fue tratado por Camps en 1980 quien realizó una encuesta en todas las provincias españolas (excepto islas), con el fin de realizar un mapa epidemiológico de la dermatofitosis en el

conejo doméstico. Comparando los resultados con el mapa del Censo Cunicola, se observa que existe una correlación (a excepción de la zona central) entre la incidencia de la dermatofitosis y el censo de conejos por provincia, lo cual según este mismo autor es bastante lógico. En este estudio, la mayor incidencia se detectó en las provincias de Barcelona, Tarragona, Valencia, Madrid, Cáceres y Toledo.

Con respecto al papel epidemiológico del conejo en la transmisión de dermatofitos al hombre, García de Lomas et al. (1980), ante la alta incidencia de *T. mentagrophytes* var. *granulosum* como causante de lesiones de dermatofitosis en Valencia, realizaron un estudio epidemiológico en 11 criaderos de animales con un total de 46 conejos y 8 pollos investigados, demostrándose la presencia de este dermatofito en un total de 32 (69'57%) muestras.

En Aragón, y ante la presencia durante tres años de numerosas infecciones humanas por *T. mentagrophytes* transmitidas en la mayor parte de los casos por conejos, Albala y Moreda (1981) realizaron un estudio epidemiológico en las granjas y laboratorios de conejos donde los pacientes se habían contagiado aislando dicha especie en el 81'3% de los animales investigados.

Alayeto et al. (1983), estudian una epidemia de dermatofitosis humana en una zona rural de Barcelona, en la que una familia entera había estado infectada por la especie *T. mentagrophytes*, comprobando que esta infección se debía a la presencia en los alrededores de la vivienda

de una explotación de conejos no industrial, en la cual se pudo aislar la misma especie de dermatofito.

En Zaragoza, González et al. (1987) investigan una infección producida por *T. mentagrophytes*, en personas que trabajan al cuidado de conejos, especie que también se pudo aislar de los propios animales. En este caso, los autores opinan que los mismos cuidadores fueron los responsables de la transmisión de la infección a una explotación porcina.

Por último, Bronda et al. en 1988, ante la prevalencia de la especie *T. mentagrophytes* en granjas de conejos de toda Cataluña, confirman la importancia de la transmisión directa de dicho dermatofito de los conejos a las personas que trabajaban en estas granjas.

2- Objetivos e interés de la investigación.

La concentración de animales en espacios limitados contribuye de una forma directa o indirecta a que se transmitan muchas enfermedades infecciosas, entre las que se incluye las micosis cutaneas superficiales y dentro de ellas las dermatofitosis, enfermedades difíciles de tratar que puede transmitirse al hombre y originar unas pérdidas económicas importantes (sobre todo en el caso de animales dedicados a la producción de piel)

La dermatofitosis del conejo no tiene importancia como causa de mortalidad, sino que su interés radica en la elevada morbilidad, la cual en regimen de explotación intensivo puede alcanzar y superar el 80% de los efectivos, afectando considerablemente a la economía de la explotación al disminuir la velocidad de crecimiento, empeorar el índice de transformación de pienso en carne (hasta un 20-30%), aumentar el índice de consumo de alimentos e inutilizar la piel, por lo que en muchos casos no queda otra opción más que la de eliminar toda la población de la granja (Sarkisov y Koromyslov, 1988). Además, esta enfermedad tiene gran trascendencia sanitaria y social por tratarse de una zoonosis (Fernandez y Aller, 1979; Ten, 1981; Camps et al., 1977, 1980; Albala y Koreda, 1981; Aghina, 1989).

Teniendo en cuenta que el comercio de reproductores en España es importante y que se producen migraciones entre las provincias con los censos más altos de conejos (Cataluña, Galicia y Levante) que afectan también al resto de las provincias, el interés de ésta investigación se

centra en el diagnóstico etiológico de las dermatofitosis, con el fin de conocer cuales son las especies de dermatofitos más abundantes en nuestro país.

Los objetivos concretos son:

. Estudio en granjas cunícolas:

-El estudio de la micoflora del ambiente existente en granjas con diferentes estados sanitarios.

El análisis de la micoflora del ambiente presente en explotaciones cunícolas con animales que presentan lesiones y en explotaciones con animales clínicamente sanos, permitirá conocer la dinámica de las poblaciones de dermatofitos y su relación con la existencia de otros hongos presentes en el ambiente.

-El estudio de la micoflora presente en la piel de los animales en los dos diferentes tipos de explotaciones cunícolas investigadas.

En las granjas en las que el diagnóstico clínico de dermatofitosis sea positivo, se estudiarán tanto los conejos que presenten lesiones, como los que conviven con ellos en la misma nave, con el fin de establecer el diagnóstico etiológico y estudiar las posibles diferencias entre estos animales. Además, se tendrá en cuenta

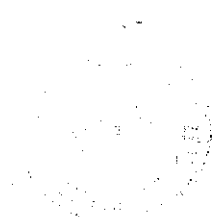
la posible influencia que pueden tener otros factores, como la edad y el sexo (hembras, gazapos y machos).

En las granjas en las que el diagnóstico clínico sea negativo, se estudiará la micoflora de la piel y pelo de los animales (gazapos, machos y hembras) con el fin de conocer las diferencias con la micoflora de las granjas afectadas.

. Estudio de métodos de diagnóstico de dermatofitosis:

El trabajo con las muestras obtenidas de animales, tanto clínicamente enfermos como sanos, nos permitirá comparar diferentes métodos de diagnóstico, con el objetivo de conseguir la mayor rapidez y exactitud en el diagnóstico de las dermatofitosis y en la detección de los animales portadores y por tanto su aplicación en la prevención de la enfermedad, sobre todo ante la entrada de nuevos efectivos en la explotación.

MATERIAL Y METODOS



3- Material.

3.1- Material biológico.

A lo largo de toda esta investigación hemos clasificado a las granjas y a los conejos en varios grupos en función de su estado sanitario: granjas enfermas y granjas sanas.

Granjas enfermas: aquéllas en las que encontramos conejos con lesiones evidentes que permitían establecer un diagnóstico clínico presuntivo de dermatofitosis. A los conejos con lesiones se les denominaba animales enfermos, mientras que a los conejos sin lesiones se les consideraba animales aparentemente sanos.

Granjas sanas: aquéllas en las que no hallamos ninguna lesión sospechosa de una posible dermatofitosis. Los conejos de estas granjas fueron incluidos como animales clínicamente sanos.

Se ha estudiado la microfiora del pelo de conejo en 26 granjas, recogiénose muestras de un total de 339 animales. De ellas, 13 explotaciones (148 animales muestreados) no presentaban signos clínicos de dermatofitosis, en tanto que en las 13 restantes (134 animales muestreados) existían animales con lesiones (57 muestreados) y aparentemente sanos (134 muestreados), en algunas de estas granjas enfermas se realizaron más de una visita y se recogieron muestras de pelos depositados en las jaulas (12 muestras), pelos de los nidales (8 muestras), se atraparon insectos (4 muestras) del interior de la granja, se atrapó un ratón también en el interior de la granja, se recogieron

muestras de animales con lesiones aparentes que vivían en los alrededores de la granja (2 muestras) y se investigaron lesiones en el personal cuidador (2 muestras). Además, se han investigado 136 animales de los cuales se enviaron muestras para su análisis a nuestro laboratorio (tablas III.1 y III.2).

En resumen, entre los años 1982 y 1986, se analizaron un total de 1.051 muestras de pelos y escamas procedentes de 475 animales (tabla III.3) pertenecientes a las razas mencionadas en la tabla III.4.

El muestreo se realizó en diversas áreas de la geografía española (tal y como detallamos en el cuadro III.5). Los animales procedían en su mayor parte de explotaciones de tipo industrial con naves de ambiente controlado.

3.1.1- Granjas enfermas. -----

3.1.1.1- Animales enfermos. -----

En los 161 animales enfermos recogimos un total de 340 muestras: de ellas, 190 correspondían a 92 gazapos, 136 a 62 hembras adultas y 14 a 7 machos adultos (tabla III.3). Dichas muestras, salvo en el caso de que se tratara de lesiones generalizadas, fueron recogidas de la lesión o lesiones encontradas en cada animal y de otra zona corporal sin lesión, estudiándose además la zona mamaria en las hembras adultas.

En total se analizaron 197 zonas con lesión, de las cuales 116 pertenecían a gazapos (60 localizadas en las orejas, 19 lesiones

generalizadas, 19 en hocico, 13 en los párpados y 5 en extremidades); 74 a hembras adultas (34 recogidas en orejas, 12 en hocico, 11 en párpados, 9 en los alrededores de las mamas, 4 en extremidades y 1 en el dorso), y 7 a machos adultos (5 en orejas, 1 en hocico y 1 en una extremidad), y 143 zonas sin lesión: 74 en gazapos (60 en la extremidad accesible a la zona lesionada y 14 en la base de las orejas), 62 en hembras adultas (34 en la extremidad accesible a la zona lesionada, 15 en los alrededores de las mamas y 13 en la base de las orejas) y 7 en machos adultos (5 en la extremidad accesible a la zona lesionada y 2 en la base de las orejas) (tabla III.6).

3.1.1.2- Animales aparentemente sanos.

En los 162 animales aparentemente sanos estudiamos 378 muestras de las cuales 314 se recogieron en 130 hembras adultas, 44 en 22 gazapos y 20 en 10 machos adultos (tabla III.3). Estas muestras se recogieron generalmente de dos zonas corporales: de la base de las orejas (145 en hembras adultas, 22 en gazapos y 10 en machos adultos) y de una extremidad (142 en hembras adultas, 22 en gazapos y 10 en machos adultos) y como ya ocurrió en las zonas sin lesión de hembras adultas, también recogimos de la zona mamaria (un total de 27 muestras) en hembras aparentemente sanas.

3.1.2- Granjas sanas.

3.1.2.1- Animales clínicamente sanos.

En los 152 animales sanos investigamos 336 muestras; de éstas, 238 eran de 103 hembras adultas, 64 de 32 gazapos y 34 de 17 machos

adultos (tabla III.3). Al igual que en el caso anterior las zonas corporales estudiadas fueron tres: la base de las orejas (100 en hembras adultas, 32 en gazapos y 17 en machos adultos), una extremidad (100 en hembras adultas, 32 en gazapos y 17 en machos adultos) y los alrededores de la mama (esta última zona tan sólo se estudio en hembras adultas (38) como anteriormente ya explicamos).

3.2- Material para la recogida de muestras en granjas.-

Para la recogida de las muestras de pelos y escamas se hizo uso de pinzas estériles, placas de petri estériles y placas con medios de cultivo de aislamiento.

3.3- Material para la recogida de muestras de ambiente.-

Para la recogida de muestras de ambiente se utilizaron placas de petri de 9 cm de diámetro con los medios de cultivo de aislamiento. Se emplearon un total de 225 placas, 159 en las 9 granjas enfermas y 66 en las 6 granjas sanas.

3.4- Material y aparatos empleados en el laboratorio.-

El material empleado es aquél que normalmente se encuentra en cualquier laboratorio de microbiología como: tubos de ensayo de distintos tamaños, placas de petri, matraces, vasos de precipitados, pipetas, mecheros, asas de platino, gradillas, agujas enmangadas, filtros de esterilización, etc..

Con respecto a los aparatos son también los habituales: autoclaves, horno Pasteur, estufas de incubación a distintas temperaturas, cámara frigorífica y de congelación, microscópicos ópticos, baño maría, balanzas, lupa binocular, ... etc. A este grupo tenemos que añadir el microscopio óptico dotado de cámara clara con el fin de dibujar los distintos hongos a una escala determinada.

3.5- Material para el estudio de la micoflora:

3.5.1 - Medios de cultivo:

3.5.1.1- Medios de aislamiento.

- "Dermatophyte test Medium" (Taplin et al., 1969).

Composición:

. Agua destilada	1000 ml
. Fitona	10 g
. Glucosa	10 g
. Agar	20 g
. Solución rojo fenol	40 ml
. ClH 0'8 N	6 ml
. Cicloheximide	0'5 g
. Sulfato de Gentamicina	100 mg
. Oxitetraciclina	100 mg

Preparación: se pesan los componentes, se disuelven y el medio se esteriliza a 121 °C durante 10 minutos. Una vez esteril, se

enfria hasta 50 °C y se le añade cycloheximide (0'5 g disueltos en 2 ml de acetona), sulfato de gentamicina y oxitetraciclina, se mezcla cuidadosamente y se distribuye en placas a razón de 20-25 ml/placas.

- "Dermatophyte test Medium" modificado. (introducido

en la investigación a partir del trabajo realizado por Mateos et al. en

(1985) en nuestro laboratorio).

Composición: la composición es la misma del medio base citado anteriormente con la adicción de:

. Infusión de Cerebro-Corazón . 3'7 g

La forma de preparación es también la señalada anteriormente.

- Medio de Sabouraud con oxitetraciclina y cyclohexi-

mida.

Composición:

. Agua destilada	1000 ml
. Peptona	10 g
. Glucosa	40 g
. Agar	17'5 g
. Cycloheximide	0'5 g
. Oxitetraciclina	100 mg

Preparación: se pesan los componentes, se disuelven y el medio se esteriliza a 121 °C durante 15 minutos. Una vez

esterilizado, se enfría hasta 50 °C y se le añaden cicloheximida (0'5 g disueltos en 2 ml de acetona) y oxitetraciclina. Se mezcla y se distribuye en placas a razón de 20-25 ml/placa.

- Medio de Sabouraud con oxitetraciclina y ciclohexi-

nída modificado.

Composición: es la misma señalada anteriormente con la adición de:

. Infusión de Cerebro-Corazón . 3'7 g

La forma de preparación es igualmente la señalada anteriormente.

- Medio de Sabouraud con oxitetraciclina.

Composición:

. Agua destilada	1000 ml
. Peptona	10 g
. Glucosa	40 g
. Agar	17'5 g
. Oxitetraciclina	100 mg

Preparación: se esteriliza a 121 °C durante 15 minutos. Una vez estéril, se enfría a 50 °C y se añade oxitetraciclina. Se mezcla y se distribuye en placas a razón de 20-25 ml/placa.

3.5.1.2- Medios de cultivo para la identificación de géneros.

- Agar Czapek-Dox.

Composición:

. Agua destilada	1000 ml
. Sacarosa	30 g
. Nitrato sódico	2 g
. Fosfato dipotásico	1 g
. Sulfato magnésico	0'5 g
. Cloruro potásico	0'5 g
. Sulfato ferroso	0'01 g
. Agar	16'5 g

Preparación: se esteriliza a 121 °C durante 15 minutos

y se reparte en placas.

- Agar malta.

Composición:

. Agua destilada	1000 ml
. Extracto de malta	30 g
. Peptona de soja	5 g
. Agar	17 g

Preparación: se esteriliza a 115 °C durante 10 minutos

y se reparte en placas.

- Medio de Sabouraud.

Composición:

. Agua destilada	1000 ml
. Peptona	10 g
. Glucosa	40 g
. Agar	17'5 g

Preparación: se esteriliza a 121 °C durante 15 minutos
y se reparte en placas.

3.5.1.3- Medios de cultivo para la identificación de especies

de dermatofitos.

- Medio natural de granos de arroz.

Composición:

. Agua destilada	20 ml
. Arroz blanco sin cascara	8 g

Preparación: se distribuye en matraces o tubos según
las proporciones indicadas y se esteriliza a 120 °C durante 15 minutos.

- Agar patata glucosa.

Composición:

. Agua destilada	1000 ml
. Extracto de patatas	4 g
. Glucosa	20 g
. Agar	15 g

Preparación: se esteriliza a 121 °C durante 15 minutos
y se reparte en placas.

- Medio de Sabouraud (ya descrito).

- Medio para el estudio "in vitro" de la perforación
del pelo (Ajello y Georg, 1957).

Composición:

. Agua destilada	25 ml
. Extracto de levadura al 10% .	2-3 ml
. Pelos de niño prepúber.	

Preparación: colocar pelos de niño prepúber cortados a
1 cm. y esterilizados previamente (121 °C, 20 minutos) en placas de
petri de vidrio estériles de 9 cm de diámetro y añadir en condiciones de
esterilidad los demás ingredientes previamente esterilizados a 121 °C.

- Agar harina de maíz enriquecido con 1% de glucosa

(Bocobo y Benham, 1949).

Composición:

. Agua destilada	1000 ml
. Infusión de harina de maíz ..	50 g
. Agar	15 g
. Glucosa	10 g

Preparación: se esteriliza a 120 °C durante 15 minutos
y se reparte en placas.

- Medio para la prueba de la ureasa (Christensen,

1946).

Composición:

. Agua destilada	1000 ml
. Neopeptona	1 g
. Cloruro sódico	5 g
. Fosfato monopotásico	2 g
. Glucosa	5 g
. Agar	20 g
. Solución rojo fenol	6 ml

Preparación: después de haber mezclado todos los
ingredientes, añadir la solución rojo fenol (0'2% en 50% de etanol).
Esterilizar a 115 °C durante 15 minutos. Una vez esterilizado se enfría

hasta 50 °C, se añaden 100 ml de una solución de urea al 20% esterilizada por filtración y se reparte en placas.

3.5.1.4- Medio de cultivo empleado para el almacenamiento de

cepas.

- Medio de mantenimiento.

Composición:

. Agua destilada	1000 ml
. Peptona	30 g
. Agar	17'5 g

Preparación: se esteriliza en el autoclave a 120 °C durante 15 minutos y se reparte en placas.

- Medio de congelación, para el almacenamiento de

cepas.

Composición:

. Agua destilada	320 ml
. Leche desnatada en polvo	20 g
. Glicerina	80 ml
. Triptona	10 g

Preparación: se esteriliza 110 °C durante 10 minutos y se reparten en tubos de 5 ml.

3.5.2- Colorantes y soluciones aclarantes.

- Azul de metileno de Loefler.

Composición:

- . Solución de hidróxido potásico
al 1% 1 ml
- . Solución saturada de azul de metileno
en etanol al 95% 30 ml
- . Agua destilada 1000 ml.

- Lactofenol.

Composición:

- . Ácido láctico 100 ml
- . Fenol 100 g
- . Glicerol 200 ml
- . Agua destilada 100 ml

Preparación: se disuelve el fenol en agua y después se añaden el ácido láctico y el glicerol.

- Solución de KOH al 20%.

Composición:

- . Agua destilada 80 ml
- . Hidróxido potásico 20 mg
- . Glicerina 20 ml

- Solución de contraste (Estrade, 1970).

Composición:

. Sudan III	0'15 g
. Acido fénico licuado	20 ml
. Azul de cresil brillante ...	0'1 g
. Acido láctico	30 ml
. Glicerina	40 ml
. Agua destilada	20 ml

Preparación:

1/ Se disuelven 0'15 g de Sudan III en 30 ml de ácido láctico en un mortero y una vez saturado se deja en reposo hasta el día siguiente.

2/ Se filtra con papel de filtro.

3/ Se toman 20 ml (que contienen 0'1 g de Sudan III).

4/ Se le agrega 40 ml de glicerina y 20 ml de ácido fénico licuado.

5/ Por último, se añaden 20 ml de una solución acuosa de azul de cresil brillante al 0'5%.

4- Metodos.

4.1- Metodo de recogida de muestras de animales.-

Las muestras de pelos y escamas en el estudio de la micoflora de la piel de la especie *Oryctolagus cuniculus* se recogían con pinzas estériles (sumergidas en alcohol y posteriormente flameadas a la llama de un mechero), y, o bien se depositaban directamente en los medios de cultivo de aislamiento, o bien se transportaban en placas de petri estériles para su posterior siembra en el laboratorio.

- En los animales enfermos se recogían en primer lugar pelos y escamas del borde de la zona lesionada y a continuación de la zona no lesionada escogida .

- En los animales aparentemente sanos y sanos se recogían las muestras de las zonas corporales seleccionadas en virtud de la posibilidad de asentamiento de esporas de dermatofitos.

4.2- Método de recogida de muestras de ambiente de granjas.-

Para el estudio de las esporas o propágulos fúngicos presentes en el ambiente de granjas cunicolas se utilizó el método gravimétrico, empleado por diversos autores en estudios micoflora ambiental (Taylor, 1962; Goodman, 1966; Dransfield, 1966; Dupont, 1967; Chabert, 1968; Caplin, 1970; Lumpkins, 1973; Moreau, 1978; Eckman y Morgan-Jones, 1979; Sánchez et al., 1981; Payá, 1983 y Abarca, 1986) que se fundamenta en la

capacidad que tienen las partículas suspendidas en el aire de depositarse, por la acción de la gravedad, en una superficie horizontal.

En nuestro trabajo utilizamos placas de petri de 9 cm de diámetro que contenían los medios de cultivo de aislamiento mencionados en el apartado 3.5.1.1., que se mantenían abiertas durante un tiempo de 30 minutos. Las placas se distribuían en diferentes zonas de las granjas con en el fin de poder aislar toda la micoflora presente y conseguir un estudio ambiental lo más amplio posible, dependiendo la cantidad de placas totales expuestas del tamaño de las naves en estudio.

4.3- Metodos de diagnóstico.

Los métodos de diagnóstico fueron empleados consecutivamente, con la intención de obtener lo más rápidamente posible un resultado fiable, siendo el orden establecido el siguiente:

4.3.1- Observación directa.-

La observación directa es una técnica rápida de diagnóstico que consiste en estudiar las muestras de pelo y costras, mediante soluciones aclarantes, con el microscopio óptico para detectar la presencia de elementos fúngicos y su forma de invasión y/o alteraciones de la estructura en estudio. La técnica consiste en depositar una pequeña cantidad de la muestra sobre un portobjetos, añadir a continuación unas cuantas gotas de la solución aclarante y cubrir con un

objetos. Después de esperar unos 5-10 minutos, se observan al microscopio las características anteriormente apuntadas.

Para la realización de esta prueba, se establecieron los siguientes criterios:

1- Se escogían los pelos que a simple vista presentan alteración, es decir, presencia de descamaciones unidas a ellos, amontonamiento o agrupamiento y aquéllos que se encontraban unidos a costras.

2- Una vez observadas las muestras, microscópicamente se clasificaban en dos grupos:

a) Muestras diagnosticadas como positivas, caracterizadas por:

- Hifas delgadas e hialinas y agrupación de esporas en forma de vaina alrededor del pelo, presentando además alteración del mismo y de la raíz.

- Presencia de esporas en forma de vaina compacta alrededor del pelo, con una ligera diferencia apenas apreciable entre las especies *Trichophyton mentagrophytes* y *Microsporum canis*, que consiste en que en el género *Trichophyton* las esporas de esta vaina son fácilmente dissociables por la potasa, mientras que el género *Microsporum* dicha vaina no es dissociable. También presentaban alteración de la raíz del pelo y en algunos casos del propio pelo.

- Pequeños grupos de esporas (redondeados e hialinos y de tamaño entre 2-3 μ) y formación de una vaina de hifas delgadas e hialinas alrededor del pelo. Raiz alterada.

- Pequeños grupos de esporas (redondeados e hialinos, de pequeño tamaño, entre 2-3 μ aproximadamente). Raiz alterada.

- Una vaina de hifas delgadas e hialinas y como en los casos anteriores alteración de la raíz del pelo.

b) Muestras diagnosticadas como negativas, caracterizadas por:

- Presencia de alteración en la raíz apenas apreciable.

- Ausencia en el pelo de alteración observable.

4.3.2- Metodos de aislamiento de hongos.-

Todos los medios de cultivo sembrados, tanto en la granja como en el propio laboratorio, así como los precedentes del estudio ambiental, se incubaban en estufa a 32 °C durante un tiempo máximo de 21 días.

En las muestras procedentes de animales, desde el segundo día de incubación se observaba si existía crecimiento y se apuntaba el viraje en los medios de aislamiento DTM y DTM modificado, si lo

hubiese. En las muestras procedentes de ambiente, la primera lectura y el recuento se efectuaban al tercer día.

A los 4, 5 ó 6 días, si el crecimiento era ya suficiente, se procedía al estudio e identificación de los hongos presentes, si bien la incubación se prolongaba hasta un máximo de 21 días en los casos de ausencia de crecimiento visible.

4.3.3- Métodos de identificación de hongos.-

Para la identificación de los hongos, empleamos la metodología clásica, basada en los estudios macroscópico y microscópico de los mismos.

I- El estudio macroscópico se realiza a simple vista y mediante una lupa estereoscópica, permitiéndonos conocer la morfología y forma típica de crecimiento de cada uno de ellos.

II -En el estudio microscópico para obtener la preparación de la muestra se seguían las siguientes técnicas:

- Técnica de la cinta adhesiva.-

Consiste en utilizar una pequeña porción de cinta adhesiva, la cual se pone en contacto con la superficie del cultivo; de esta manera se obtiene una impronta de la colonia. A continuación, se coloca la porción de cinta sobre un portaobjetos, en el que previamente se había colocado una gota de azul de metileno.

- Separación de un fragmento de colonia.-

Con la ayuda de agujas enmangadas se coloca sobre el portaobjetos, en el que previamente se ha puesto una gota de agua, un fragmento de colonia, se dislacera y se pone un cubreobjetos sobre la preparación.

- Técnica del microcultivo (Riddell, 1950).-

Preparar una placa de Petri con un medio de cultivo sólido y con un bisturí estéril cortar pequeños bloques rectangulares. Preparar placas de Petri que contengan en su interior un portaobjetos y un cubreobjetos y una varilla de cristal doblada; esterilizar en autoclave (121 °C durante 20 minutos).

Con la ayuda de una pinza flameada colocar un disco de papel de filtro humedecido con agua estéril o glicerina en el fondo de la placa, sobre la varilla de vidrio colocar el portaobjetos y sobre él un fragmento del medio de cultivo utilizado. Sembrar pequeños fragmentos de colonia en los bordes del bloque y cubrir con el porta.

Incubar a 22-25 °C y/o 28-30 °C si son dermatofitos e impregnar el disco con agua estéril a medida que se va desecando.

Cuando los hongos han alcanzado el desarrollo adecuado, puede despegarse el cubre y fijar el micelio que ha quedado adherido al mismo con una gota de alcohol este micelio adherido puede observarse al microscopio colocando el cubreobjetos sobre un portaobjetos Después de

eliminado el bloque de agar puede hacerse lo mismo con el micelio que ha quedado adherido al portaobjetos.

Estas preparaciones se observaban posteriormente al microscopio a distintos aumentos y además se dibujaban con la ayuda de la cámara clara todas las estructuras necesarias para su identificación (conidiósporas, artrosporas, macroconidias, microconidias, etc...).

En todos los casos se efectuaba la resiembra de los hongos en los medios recomendados para llegar a la identificación de género y especie. Para la identificación a nivel de especie se seguían las indicaciones de las correspondientes monografías de los géneros identificados.

4.3.3.1- Determinación de género.-

La determinación de género se ha efectuado a partir de los caracteres macroscópicos y microscópicos de las colonias, estudiados como anteriormente hemos dicho, utilizando el manual de von Arx (1981) como criterio básico de clasificación. También se ha consultado otro tratado general de Micología (Ainsworth et al., 1973).

4.3.3.2- Dermatofitos: determinación de especies y variedades.

Los criterios seguidos en la identificación y clasificación de especies se encuentran descritos en la monografía de Rebell y Taplin (1978), aunque también se ha consultado otras fuentes (Rush-Munro y Smith, 1971; Badillet, 1975; Webster, 1980; Howard, 1983; Alexopoulos y

Kims, 1985; Matsumoto y Ajello, 1987 y Rippon, 1988). Las variedades han sido identificadas de acuerdo con las modificaciones recogidas por Matsumoto y Ajello (1987).

La determinación de especie se llevó a cabo en los géneros *Microsporium*, *Trichophyton* y *Chrysosporium*, debido a que los dos primeros géneros encuadran a las especies que son causantes de dermatofitosis, en tanto que el tercero, género *Chrysosporium*, si bien no se engloba dentro de los dermatofitos, posee sin embargo un gran parecido macroscópico con algunas especies del género *Trichophyton*, por lo que es necesaria su correcta identificación; además, se ha aislado también de muestras de lesiones de piel.

Los aislados de estos géneros se sembraron en tres puntos en agar Sabouraud y agar patata glucosado para la obtención de cultivos puros, teniendo en cuenta además que el agar patata glucosado estimula la esporulación de los dermatofitos; la incubación de ambos medios se efectuó a 28 °C durante un periodo de 3-8 días. En el caso del género *Microsporium* se sembró en algunas ocasiones en un medio natural de granos de arroz con el fin de diferenciar las especies *M. canis* y *M. audouinii* y estimular la producción de pigmento.

Para la identificación de especies en el género *Trichophyton* se realizaron las pruebas fisiológicas siguientes (Turner y Kaplan, 1974): agar harina de maíz + 20% de glucosa observando fundamentalmente el reverso de la colonia que era el caracter diferenciador; prueba de la ureasa empleando para su estudio paralelamente placas con medio basal

sin urea, con el fin de comprobar si el posible amoniaco provenia de la utilización de la urea o de la peptona y estudio "in vitro" de la perforación del pelo. Estas pruebas permiten la diferenciación de las especies *T. mentagrophytes* y *T. rubrum* e incluso ayudan a identificar las variedades del complejo *T. mentagrophytes*.

4.4- Metodos estadísticos.-

El test de homogeneidad aplicado ha sido el de χ^2 , siguiendo los criterios de Lamotte (1976). En esta prueba lo que se hace es comparar la distribución experimental con una teórica, obtener un valor de χ^2 y, teniendo en cuenta el número de grados de libertad de la distribución, comparar dicho valor con el proporcionado por unas tablas para el coeficiente de seguridad escogido (95% o/y 99%).

$$\chi^2 = \frac{(a_1 - \alpha_1)^2}{\alpha_1} + \dots + \frac{(a_n - \alpha_n)^2}{\alpha_n} + \frac{[(n_1 - a_1) - (n_1 - \alpha_1)]^2 / (n_1 - \alpha_1) + \dots + [(n_n - a_n) - (n_n - \alpha_n)]^2 / (n_n - \alpha_n)}$$

- Indices.-

Para establecer comparaciones entre algunos métodos empleados hemos utilizado los siguientes índices:

Sensibilidad: se define como la relación entre el número de resultados positivos verdaderos del método de prueba y el número de resultados positivos del método de referencia.

VP VP= resultados positivos verdaderos.
Sensibilidad = -----
VP + FN FN= resultados negativos falsos.

. Especificidad: se define como la relación entre el número de resultados negativos verdaderos del método de prueba y el número total de resultados negativos de acuerdo con el método de referencia.

VN VN= resultados negativos verdaderos.
Especificidad = -----
FP + VN FP= resultados positivos falsos.

. Valor predictivo: se define como la relación entre el número de resultados positivos verdaderos del método de prueba y el número de resultados positivos del propio método.

VP VP= resultados positivos verdaderos.
Valor predictivo = -----
VP + FP FP= resultados positivos falsos.

Tabla III.2. Resumen del número de animales en cada granja sana estudiada y el porcentaje investigado.

Nº de Granja	Nº de animales	Nº de animales muestreados	Porcentaje
1	200	20	10
2	60	6	10
3	40	5	13
4	90	9	10
5	80	8	10
6	80	8	10
7	40	4	10
8	200	20	10
9	171	18	11
10	150	16	11
11	90	9	10
12	64	6	9
13	169	19	11
A. clínico	---	4	--
Total	1434	152	

Tabla III.1. Resumen del número de animales de cada granja enferma estudiada y el porcentaje investigado.

Nº de Granja	Nº de animales	Nº de animales muestreados	Porcentaje
1	200	32	16
2	820	42	5
3	204	10	5
4	60	6	10
5	700	10	1
6	700	7	1
7	105	5	5
8	270	14	5
9	120	6	5
10	180	9	5
11	400	20	5
12	400	20	5
13	200	10	5
A. clínico	---	132	-
Total	4359	323	

Tabla III.3. Animales investigados y muestras recogidas. Resumen global

	Granjas enfermas				Granjas sanas				TOTAL
	Animales Enfermos		Animales Aparentemente sanos		Animales Clínicamente sanos				
	a	b	a	b	a	b	a	b	
Edad/sexo									
Gazapos	92	190	22	44	32	64	146	298	
Hembras	62	136	130	311	103	238	295	685	
Machos	7	14	10	20	17	34	34	68	
TOTAL	161	340	162	375	152	336	475	1051	

a = nº de animales investigados.

b = nº de muestras recogidas.

Tabla III.4. Origen de los animales investigados. Distribución por provincias.

Provincia	Granjas enfermas						Granjas sanas			TOTAL
	Animales Enfermos			Animales Aparentemente sanos			Animales Clínicamente sanos			
	g	h	m	g	h	m	g	h	m	
Madrid	12	32	4	6	79	4	32	56	14	239
Barcelona	38	20		3	29	3		47	3	143
Segovia	5	2	1	12	20	3				43
Tarragona	11									11
Valencia	4	5			2					11
Gerona	5		2							7
Lérida	6	1								7
Cáceres	2	2		1						5
Castellón	4									4
Teruel	3									3
Zaragoza	1									1
Sevilla	1									1
TOTAL	92	62	7	22	130	10	32	103	17	475

g = gazapos.

h = hembras

m = machos

Tabla III.5. Animales estudiados. Distribución por razas.

Raza	Granjas enfermas						Granjas sanas			TOTAL
	Animales enfermos			Animales aparentemente sanos			Animales clínicamente sanos			
	g	h	m	g	h	m	g	h	m	
Hb	49	39	6	18	102	6	7	38	8	273
Nz	41	17	1	4	16	3	22	33	7	144
Cal	2	3			5		3	19	1	33
Nz x Cal		2			5			7		14
Hb x Nz								3		3
Lb						1		2		3
Mr						2			1	3
Rb			1							1
Lb x Nz								1		1
TOTAL	92	62	7	22	130	10	32	103	17	475

g = gazapos

h = hembras

m = machos

Hb = Híbridos.

Nz = Neozelandés.

Cal = California.

Nz x Cal = cruce entre neozelandés y california.

Hb x Nz = cruce entre híbrido y neozelandés.

Lb = Leonado de Borgoña.

Lb x Nz = cruce entre Leonado de Borgoña y neozelandés.

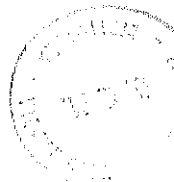
Mr = Mariposa.

Rb = Rex blanco.

Tabla III.6. Muestras recogidas. Distribución por zonas corporales.

Zona	Granjas enfermas									Granjas sanas			Total
	Animales enfermos						Animales aparentemente sanos			Animales clínicamente sanos			
	A			B									
corporal	g	h	m	g	h	m	g	h	m	g	h'	m	
Oreja	60	34	5	14	13	2	22	145	10	32	100	17	454
Extremidad	5	4	1	60	34	5	22	142	10	32	100	17	432
Mama	9			15			27			38			89
Hocico	19	12	1										32
Párpado	13	11											24
Lesión generalizada	19												19
Dorso	1												1
TOTAL	116	71	7	74	62	7	44	314	20	64	238	34	1051

A = zona con lesión
 B = zona sin lesión
 g = gazapos
 h = hembras
 m = machos



RESULTADOS

5- Micoflora en granjas.

5.1 - Géneros y especies identificados.

Hemos tenido en cuenta todos los géneros identificados señalando en cada caso su frecuencia absoluta de aparición (FRE) y el porcentaje (%) que representa sobre el total de muestras.

Los géneros identificados en este trabajo, son los siguientes:

Acremonium.
Alternaria.
Aspergillus.
Chrysosporium.
Circinella.
Cladorrhinum.
Cladosporium.
Clamydomyces.
Cunninghamia.
Eladia.
Epicoccum.
Geotrichum.
Histoplasma.
Humicola.
Mucor.
Penicillium.

Phoma.

Rhizopus.

Scopulariopsis.

Trichoderma.

Trichothecium.

Grupo de levaduras.

Grupo Micelia esterilia.

Entre los géneros de interés patógeno identificados, *Microsporium* y *Trichophyton*, se aislaron las especies.

Trichophyton mentagrophytes var. *mentagrophytes*
(forma granulosa).

Microsporium canis var. *canis*.

Microsporium fulvum.

Con respecto a esta relación de géneros tenemos que hacer las siguientes puntualizaciones:

- Hemos agrupado a todas las levaduras encontradas dentro del denominado "grupo de levaduras", aunque por supuesto, no conforman ningún género en Micología.

- También se cita el Grupo Micelia esterilia cuyas peculiares características no permiten su división genérica.

En las tablas y figuras en las que no se indica el medio de cultivo, se ha contabilizado la presencia o ausencia de cada género sin tener en cuenta el medio en el cual tuvo lugar su aislamiento.

5.2- Micoflora del ambiente de las granjas.

En las muestras recogidas del ambiente, el estudio se ha realizado en función del número colonias y de la presencia de los distintos géneros. Dado que el número de placas expuestas en cada granja variaba con el tamaño de las naves, los resultados del número de colonias se han calculado obteniendo lo que llamamos el valor medio del número colonias por placa expuesta en cada granja, que resulta de dividir el número total de colonias de cada género o especie por el número de placas. Los resultados obtenidos podemos observarlos en las tablas V.1 a V.4 y se han representado en las gráficas V.1 y V.2.

De estos resultados podemos destacar:

- La presencia de las especies (*T. mentagrophytes* var. *mentagrophytes* y *X. canis* var. *canis*) en el ambiente de las granjas enfermas y su total ausencia en el ambiente de las granjas sanas, existiendo una clara superioridad de la especie *T. mentagrophytes* var. *mentagrophytes* (entre 88'9% y 77'8% los porcentaje de números de colonias y entre 35'7% y 29'3% los porcentajes de aparición) tanto sobre la otra especie patógena *X. canis* var. *canis* (entre 22'2% y 11'1% los porcentajes de número de colonias y entre 1'4% y 0% los porcentajes de aparición), como sobre el resto de los hongos aislados.

Sobre los resultados de la micoflora del ambiente de las granjas realizamos un análisis estadístico sobre el número de colonias

aisladas en las granjas enfermas y las granjas sanas por el método del χ^2 , obteniendo los siguientes resultados (tabla V.5):

a) Existen diferencias significativas entre granjas enfermas y sanas en las especies *T. mentagrophytes* var. *mentagrophytes* y *N. canis* var. *canis*, independientemente del medio de recogida utilizado.

b) Sin embargo, en los restantes hongos aislados encontramos diferencias significativas: en el medio DTM sólo en los géneros *Scopulariopsis* y *Penicillium*, siendo en ambos casos el número de colonias aislado superior en las granjas enfermas; en el medio OCM en los géneros *Aspergillus*, *Penicillium*, *Circinella* y en Levaduras, siendo en todos los casos el número de colonias superior en granjas enfermas y en el medio Sbt., en los géneros *Aspergillus*, *Alternaria*, *Epicoccum*, *Phoma* y *Circinella*, en los cuales el número de colonias es superior en granjas sanas con la excepción de los géneros *Aspergillus* y *Circinella*.

Tabla V.1- Micoflora del ambiente de las granjas enfermas. Valor medio del número de colonias por granja (VM) y porcentaje sobre el total de hongos (POR).

HONGOS	MEDIO DE CULTIVO					
	DTM		OCM		Sbt.	
	VM	POR	VM	POR	VM	POR
<i>T. mentagrophytes</i>	133'7	35'7	198'3	29'3	128'6	31'7
<i>X. canis</i>	5'2	1'4	3'6	0'5	-	
<i>Scopulariopsis</i>	92'9	24'8	29'8	4'4	18'4	4'5
<i>Aspergillus</i>	47'8	12'8	89'7	13'3	49'1	12'1
<i>Chrysosporium</i>	36'8	9'8	24'6	3'6	3'3	0'8
<i>Penicillium</i>	31'3	8'3	22'8	3'4	40'7	10'1
<i>Alternaria</i>	17'6	4'7	46'1	6'8	16'5	4'1
<i>Circinella</i>	-		120'8	17'9	31'1	7'7
<i>Cladosporium</i>	-		16'7	2'5	29'7	7'3
<i>Epicoccum</i>	-		14'8	2'2	1	0'2
<i>Acremonium</i>	-		3'5	0'5		
<i>X. sterilia</i>	4'8	1'3	32'5	4'8	63'2	15'6
Levaduras	4'8	1'3	73'3	10'8	23'5	5'8

DTM= Dermatophyte test medium.

OCM= Oxitetraciclina cycloheximida medium.

Sbt.= Medio de Sabouraud con oxitetraciclina.

Tabla V.2- Micoflora del ambiente de las granjas enfermas. Frecuencias (FRE) y porcentajes (POR) de aparición por granjas (n. total= 9).

HONGOS	MEDIO DE CULTIVO					
	DTM		OCM		Sbt.	
	FRE	POR	FRE	POR	FRE	POR
<i>T. mentagrophytes</i>	8	89	8	89	7	78
<i>X. canis</i>	2	22	1	11	-	
<i>Scopulariopsis</i>	9	100	6	67	8	89
<i>Aspergillus</i>	5	56	6	67	6	67
<i>Penicillium</i>	5	56	2	22	8	89
<i>Alternaria</i>	3	33	3	33	6	67
<i>Chrysosporium</i>	1	11	2	22	1	11
<i>Circinella</i>	-		3	33	4	44
<i>Epicoccum</i>	-		2	22	1	11
<i>Cladosporium</i>	-		1	11	3	33
<i>Acremonium</i>	-		1	11	-	
<i>Mucor</i>					5	56
<i>Rhizopus</i>					4	44
<i>K. sterilia</i>	4	44	7	78	7	78
Levaduras	1	11	5	56	2	22

DTM= Dermatophyte test medium.

OCM= Oxitetraciclina cycloheximida medium.

Sbt.= Medio de Sabouraud con oxitetraciclina

Tabla V.3- Micoflora del ambiente de las granjas sanas. Valor medio del número de colonias por granja (VM) y porcentaje sobre el total de hongos (POR).

HONGOS	MEDIO DE CULTIVO					
	DTM		OCM		Sbt.	
	VM	POR	VM	POR	VM	POR
<i>M. fulvum</i>	-		0'2	0'3	-	
<i>Scopulariopsis</i>	25'3	44'9	6'6	9'3	10'9	5'7
<i>Aspergillus</i>	12'6	22'4	33'1	46'5	42'5	23'2
<i>Penicillium</i>	11'1	19'7	11'7	16'4	21'6	11'8
<i>Chrysosporium</i>	2'4	4'3	0'5	0'7	-	
<i>Alternaria</i>	1'6	2'8	5	7	31	16'9
<i>Cladosporium</i>	1'5	2'7	3'2	4'5	-	
<i>Epicoccum</i>	-		-		20'9	11'4
<i>Phoma</i>	-		-		1663	8'9
<i>Eladia</i>	-		-		8'3	4'5
<i>Acremonium</i>	-		-		7'7	4'2
<i>Circinella</i>	-		-		6	3'3
<i>Trichoderma</i>	-		-		2'8	1'5
<i>Cunninghamella</i>	-		-		2'8	1'5
<i>M. sterilia</i>	1'8	3'2	10'7	15	12'6	6'9
Levaduras	-		0'2	0'3	-	

DTM= Dermatophyte test medium.

OCM= Oxitetraciclina cycloheximida medium.

Sbt.= Medio de Sabouraud con oxitetraciclina.

Tabla V.4- Micoflora del ambiente de las granjas sanas. Frecuencias (FRE) y porcentajes (POR) de aparición por granjas (n. total=6).

HONGOS	MEDIO DE CULTIVO					
	DTM		OCM		Sbt.	
	FRE	POR	FRE	POR	FRE	POR
<i>M. fulvum</i>	-		1	17	-	-
<i>Penicillium</i>	6	100	5	83	3	50
<i>Aspergillus</i>	5	83	4	67	4	67
<i>Scopulariopsis</i>	5	83	3	50	2	33
<i>Alternaria</i>	2	33	1	17	4	67
<i>Chrysosporium</i>	1	17	2	33	-	
<i>Circinella</i>	-		3	33	4	44
<i>Epicoccum</i>	-		-		3	50
<i>Phoma</i>	-		-		1	17
<i>Eladial</i>	-		-		1	17
<i>Trichoderma</i>	-		-		1	17
<i>Cunninghamella</i>	-		-		1	17
<i>Cladosporium</i>	2	33	2	33	-	
<i>Acremonium</i>	-		-		1	17
<i>Rhizopus</i>	-		-		3	50
<i>M. sterilia</i>	1	17	4	67	2	33
Levaduras	-		1	17	-	

DTM= Dermatophyte test medium.

OCM= Oxitetraciclina cycloheximida medium.

Sbt.= Medio de Sabouraud con oxitetraciclina.

Tabla V.5- Micoflora del ambiente de las granjas. Valores de χ^2 obtenidos al comparar el valor medio del número de colonias por granja en cada uno de los tres medios de cultivo utilizados entre granjas enfermas y granjas sanas.

Hongos	DTM	OCM	Sbt
<i>T. mentagrophytes</i>	29'11 * **	28'44 * **	74'79 * **
<i>N. canis</i>	0'82	0'33	--
<i>Aspergillus</i>	3'75	18'54 * **	10'06 * **
<i>Penicillium</i>	7'26 *	24'81 * **	0'38
<i>Chrysosporium</i>	1'80	1'77	--
<i>Alternaria</i>	0'39	0'00	27'02 * **
<i>Scopulariopsis</i>	10'07 * **	3'20	0'54
<i>Cladosporium</i>	0'23	1'00	--
<i>Circinella</i>	--	16'96 * **	4'19 *
<i>Epicoccum</i>	--	1'57	44'05 * **
<i>Phoma</i>	--	--	36'82 * **
Grupo de Levaduras.	0'69	8'11 * **	--

* = diferencia significativa con coeficiente de seguridad 95%.

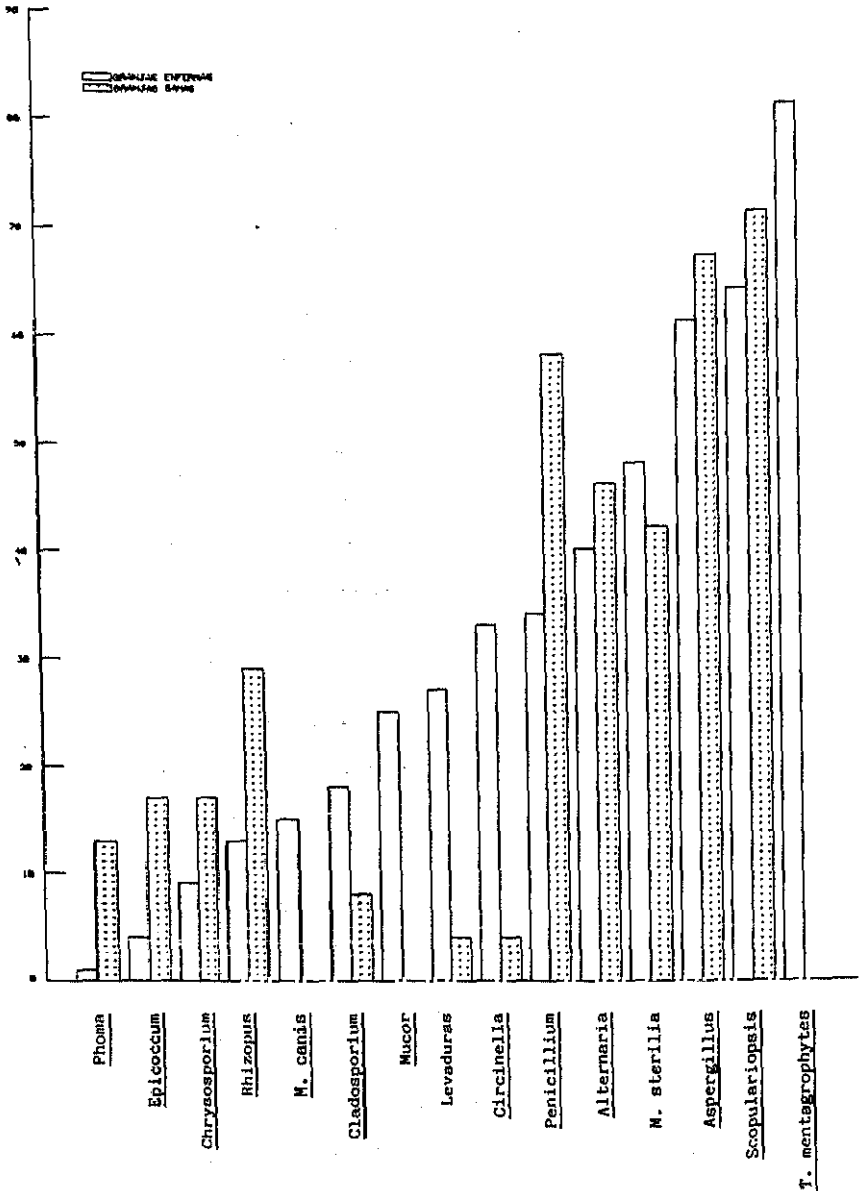
** = diferencia significativa con coeficiente de seguridad 99%.

DTM = Dermatophyte test medium.

OCM = Medio de Sabouraud con oxitetraciclina y cycloheximida.

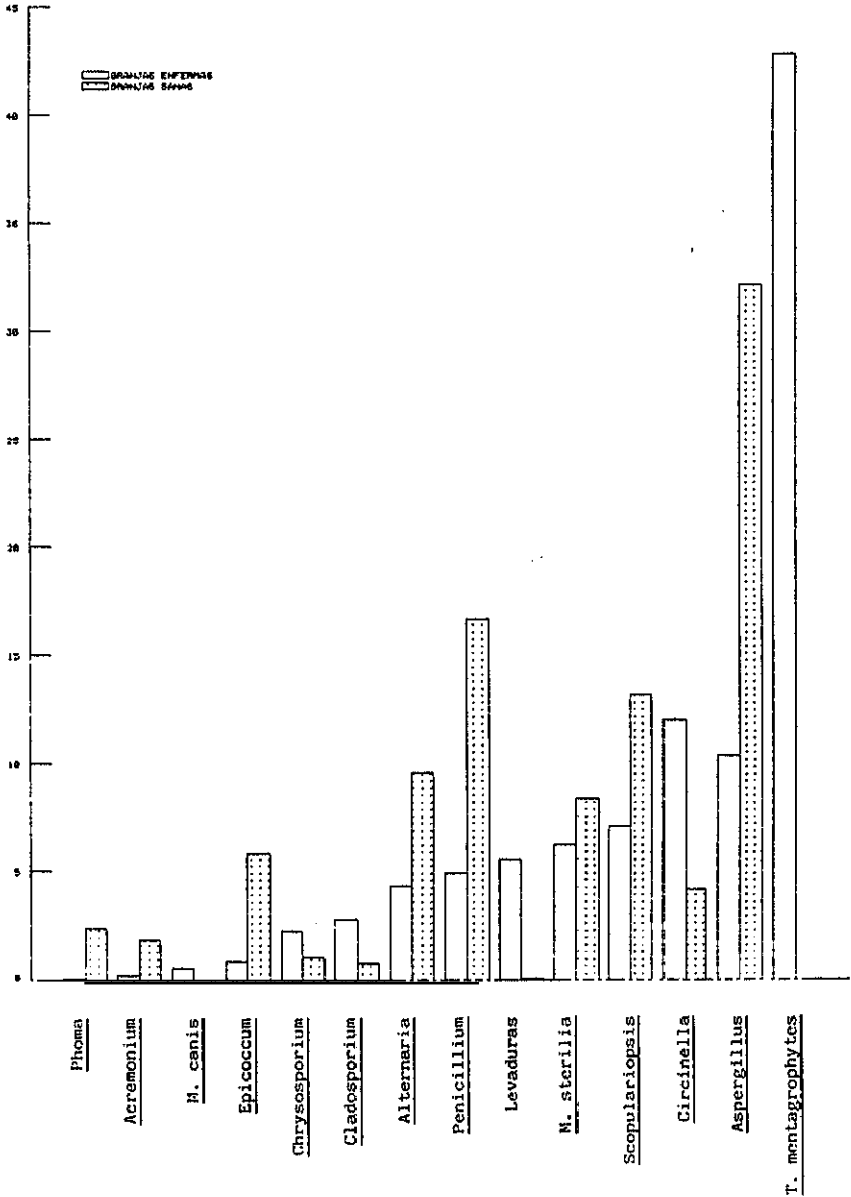
Sbt. = Medio de Sabouraud con oxitetraciclina.

PORCENTAJE



Gráfica V.1 - Micoflora del ambiente de las granjas sanas y enfermas independientemente del medio de recogida utilizado. Porcentajes de aparición.

NTAJE



Gráfica V.2 - Micoflora del ambiente de las granjas sanas y enfermas independientemente del medio de recogida utilizado. Porcentajes de número de colonias.

5.3- Micoflora de las granjas investigadas.

En las 26 granjas estudiadas se ha realizado un análisis de todos los géneros y especies identificados señalando en cada caso su porcentaje de aparición en cada una de las granjas.

Estas granjas las hemos dividido en dos grupos según su estado sanitario:

- Granjas sanas (13) (tabla V.6).

- Granjas enfermas (13).

A su vez, en las 13 granjas enfermas estudiadas se consideraron de forma separada los animales con lesiones evidentes (7 granjas con animales enfermos) (tabla V.7) y los animales aparentemente sanos (10 granjas), ya que en 6 de estas granjas los animales con lesiones evidentes no pudieron ser muestreados debido a la eliminación de dichos animales por los ganaderos (tablas V.8). Para poder analizar el factor granja, se ha calculado para cada género la media de los porcentajes de aparición en las granjas de cada grupo (tabla V.9 y gráfica V.3).

En estos resultados destaca en primer lugar, la gran semejanza con los resultados obtenidos al estudiar los animales sin tener en cuenta su pertenencia a una determinada granja, como veremos posteriormente (tablas V.10 a V.17). Las diferencias más notables son las siguientes:

. Granjas sanas: porcentajes superiores en los géneros *Alternaria*, *Penicillium* y *Rhizopus* e inferior en el caso del género *Scopulariopsis*.

. Granjas enfermas:

. Animales con lesión: hay que destacar el porcentaje mayor en la especie *T. mentagrophytes* var. *mentagrophytes*, seguido por la especie *M. canis* var. *canis* y por los cinco géneros mayoritarios.

. Animales sin lesión aparente: porcentajes notablemente más elevados en la especie *T. mentagrophytes* var. *mentagrophytes* y en los géneros *Alternaria* y *Scopulariopsis*.

. En algunos casos se completó el estudio con la recogida de otro tipo de muestras como: pelos de jaulas, pelos de nido, lesiones del personal cuidador, roedores e insectos del interior de la granja y animales con lesiones localizadas que vivían en los alrededores de la granja. De las 12 muestras recogidas de pelos de jaula se aisló *T. mentagrophytes* var. *mentagrophytes* en 6 y *M. canis* var. *canis* en 2; de las 8 muestras recogidas de pelos de nido, se aisló *T. mentagrophytes* en 5 muestras; en los 2 casos en los que se estudiaron lesiones del personal cuidador sospechosas de dermatomicosis se aisló *T. mentagrophytes* var. *mentagrophytes*; se aisló *T. mentagrophytes* var. *mentagrophytes* a partir de 2 insectos capturados en el interior de una granja; esta misma especie se aisló asimismo de una muestra de pelos de un ratón sin lesión aparente capturado en el interior de una granja y por último también se aisló *T. mentagrophytes* var. *mentagrophytes* de una

zona con alopecia de la extremidad delantera de un perro localizado en los alrededores de una granja.

Con respecto a estos datos hay que destacar que cuatro de las muestras de pelos de nido en la que se aisló *T. mentagrophytes* var. *mentagrophytes*, así como las muestras de insectos, de pelos de ratón y de cuidadores con lesiones, provenían de una misma granja que presentaba un porcentaje muy elevado de lesiones clínicas evidentes en los conejos.

Tabla V.6- Microflora de granjas sanas. Porcentajes de aparición.

HONGOS	Nº de Granja												
	1	2	3	4	5	6	7	8	9	10	11	12	13
<i>N. canis</i>	-	16'7	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-
<i>N. fulvum</i>	-	-	-	-	-	-	-	-	11	-	-	-	-
<i>Aspergillus</i>	75	33'3	40	77'8	62'5	25	75	20	44	94	56	67	30
<i>Penicillium</i>	60	83'3	60	33'3	50	12'5	75	30	28	81	33	67	13
<i>Alternaria</i>	25	50	20	-	75	50	50	-	22	25	22	50	4
<i>Scopulariopsis</i>	65	-	-	-	37'5	12'5	25	95	33	13	78	-	9
<i>Rhizopus</i>	-	50	40	-	12'5	62'5	-	5	39	50	-	83	-
<i>Epicoccum</i>	-	-	-	-	25	-	25	-	-	-	-	-	-
<i>Chrysosporium</i>	-	-	-	-	-	25	-	28	11	-	-	-	-
<i>Cladosporium</i>	-	-	20	-	-	-	25	-	-	-	-	-	-
<i>Acremonium</i>	5	16'7	-	-	-	12'5	-	-	-	-	-	-	-
<i>Phoma</i>	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	44	-	-
<i>Trichoderma</i>	-	-	-	33'3	-	-	-	-	6	-	-	-	-
<i>Circinella</i>	-	-	20	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-
<i>Trichothecium</i>	-	-	20	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-
<i>Histoplasma</i>	-	16'7	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-
<i>Nucor</i>	-	-	-	11'1	-	-	-	-	-	-	-	-	-
<i>Syncephalastrum</i>	-	-	-	11'1	-	-	-	-	-	-	-	-	-
<i>Clamydomucor</i>	-	-	-	11'1	-	-	-	-	-	-	-	-	-
<i>N. sterilia</i>	35	-	20	-	12'5	25	75	60	17	6	11	-	9
<i>Levaduras</i>	15	-	-	-	-	12'5	-	5	-	-	-	-	-

Tabla V.7- Micoflora de granjas enfermas (animales con lesión).
Porcentajes de aparición.

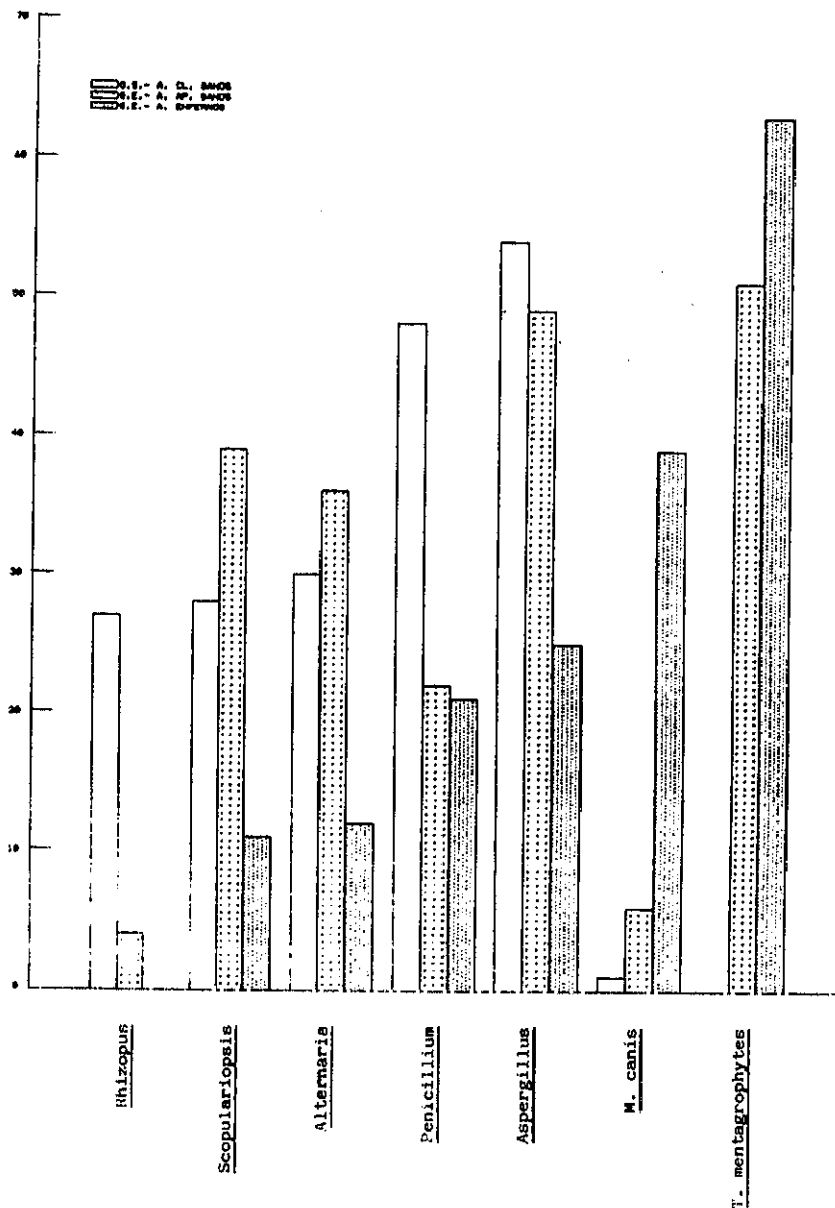
BOGOS	Nº de Granja						
	1	2	3	4	5	6	8
<i>T. mentagrophytes</i>	37'5	-	100	-	100	100	100
<i>M. canis</i>	81'3	85'7	-	100	-	-	8
<i>Aspergillus</i>	37'5	14'3	-	66'7	12'5	-	46'2
<i>Penicillium</i>	25	-	-	16'7	87'5	-	15'4
<i>Alternaria</i>	-	-	-	16'7	50	-	15'4
<i>Scopulariopsis</i>	6'3	-	16'7	16'7	12'5	-	23'1
<i>Mucor</i>	6'3	-	-	16'7	12'5	-	-
<i>Phoma</i>	-	-	-	-	25	-	-
<i>Acremonium</i>	-	-	-	16'7	-	-	-
<i>Circinella</i>	-	-	-	-	-	-	8
<i>Epicoccum</i>	6'3	-	-	-	-	-	-
<i>M. sterilia</i>	25	-	16'7	-	-	-	8
Levaduras	-	14'3	16'7	-	-	-	-

Tabla V.8- Micoflora de granjas enfermas (animales sin lesión). Porcentajes de aparición.

HONGOS	Nº de Granja										
	1	2	3	6	7	9	10	11	12	13	
<i>T. mentagrophytes</i>	12'5	-	100	-	20	100	88'9	100	55	30	
<i>M. canis</i>	43'8	14'3	-	-	-	-	-	-	-	-	
<i>Aspergillus</i>	50	42'9	-	42'9	80	57'1	33'3	70	45	70	
<i>Scopulariopsis</i>	12'5	37'1	25	85'7	80	14'3	55'5	10	60	10	
<i>Alternaria</i>	31'3	42'9	-	-	20	-	44'4	30	10	-	
<i>Penicillium</i>	43'8	17'1	-	14'3	-	-	11'1	15	55	60	
<i>Humicola</i>	-	-	-	-	-	-	-	-	65	10	
<i>Cladosporium</i>	6'3	-	-	14'3	-	-	44'4	10	-	-	
<i>Rhizopus</i>	6'3	-	-	14'3	-	-	-	30	-	-	
<i>Acremonium</i>	-	5'7	-	-	-	14'3	11'1	-	-	-	
<i>Epicoccum</i>	6'3	-	-	-	-	-	-	-	15	-	
<i>Mucor</i>	-	-	-	-	-	-	-	-	5	10	
<i>Circinella</i>	-	-	-	-	-	-	-	15	-	-	
<i>Phoma</i>	-	14'3	-	-	-	-	-	-	-	-	
<i>Trichothecium</i>	-	-	-	-	-	-	11'1	-	-	-	
<i>Trichoderma</i>	6'3	-	-	-	-	-	-	-	-	-	
<i>Syncephalastrum</i>	-	-	-	-	-	-	-	5	-	-	
<i>Geotrichum</i>	-	-	-	-	-	-	-	-	5	-	
<i>M. sterilia</i>	12'5	11'4	50	14'3	40	-	-	20	25	-	
Levaduras	-	2'9	25	-	40	-	-	-	10	-	

Tabla V.9- Micoflora distribuida por granjas. Media de los porcentajes de aparición en cada grupo de granjas

HONGOS	G. SANOS		G. ENFERMAS	
			A. APARENTEMENTE SANOS	A. ENFERMOS
<i>N. canis</i>	1		6	39
<i>N. fulvum</i>	1		-	-
<i>T. mentagrophytes</i>	-		51	63
<i>Aspergillus</i>	54		49	25
<i>Penicillium</i>	48		22	21
<i>Alternaria</i>	30		36	12
<i>Scopulariopsis</i>	28		39	11
<i>Rhizopus</i>	27		4	-
<i>Epicoccum</i>	4		2	1
<i>Chrysosporium</i>	4		-	-
<i>Cladosporium</i>	3		7	-
<i>Acremonium</i>	3		3	2
<i>Phoma</i>	3		1	4
<i>Trichoderma</i>	3		1	-
<i>Circinella</i>	2		2	1
<i>Trichothecium</i>	2		1	-
<i>Mucor</i>	1		2	5
<i>Syncephalastrum</i>	1		1	-
<i>Histoplasma</i>	1		-	-
<i>Chlamydomucor</i>	1		-	-
<i>Humicola</i>	-		8	-
<i>Geotrichum</i>	-		1	-
<i>N. sterilia</i>	22		17	7
Levaduras	3		8	4



Gráfica Micoflora distribuida por granjas. Medida de los porcentajes en cada muestra con el método de granjas.

5.4- Micoflora de los distintos animales investigados.

5.4.1- Distribución de la micoflora en función de la edad, del sexo y del estado sanitario.

Hemos efectuado el análisis de los resultados expuestos en las tablas y cuadros correspondientes mediante el método del χ^2 y representando gráficamente los porcentajes de aparición, en función:

- Del estado sanitario de los animales.
- De la edad y el sexo.

En este estudio hemos considerado unicamente:

- Las tres especies que han sido aisladas e identificadas *T. mentagrophytes* var. *mentagrophytes*, *M. canis* var. *canis* y *M. fulvum*.

- Los cinco géneros predominantes (*Aspergillus*, *Penicillium*, *Alternaria*, *Scopulariopsis* y *Rhizopus*), cuyos porcentajes de aparición eran superiores al 10%.

5.4.1.1- Evolución de la micoflora en función del estado sanitario.

Por lo que se refiere a las dos principales especies patógenas encontradas (*T. mentagrophytes* var. *mentagrophytes* y *M. canis* var. *canis*) existe globalmente una similitud de comportamiento en los

porcentajes de aparición entre animales clínicamente sanos, aparentemente sanos, enfermos y el total de animales estudiados, siendo sus diferencias significativas por el método del χ^2 tanto entre los tres estados sanitarios, como en la comparación dos a dos entre ellos.

Con respecto a los restantes hongos estudiados podemos señalar lo siguiente:

Existen diferencias significativas entre animales enfermos y aparentemente sanos en los géneros *Aspergillus*, *Scopulariopsis* y *Rhizopus*; entre animales enfermos y clínicamente sanos en todos los géneros predominantes excepto en el género *Alternaria*, mientras que entre animales aparentemente sanos y clínicamente sanos tan sólo en los géneros *Penicillium* y *Rhizopus*. Por último, existen diferencias significativas entre los tres estados sanitarios en todos los géneros predominantes salvo en el género *Alternaria* (tablas V.10, tabla V.11 y gráfica V.4).

5.4.1.1.1- *Hembras*.- Las especies *T. mentagrophytes* var. *mentagrophytes* y *M. canis* var. *canis* tienen un comportamiento similar, existiendo en los dos casos diferencias significativas entre los tres estados sanitarios y en las comparaciones entre animales clínicamente sanos, animales enfermos y animales clínicamente sanos/ animales aparentemente sanos, en cambio entre enfermos y aparentemente sanos las diferencias son significativas en la especie *M. canis* var. *canis* pero no en *T. mentagrophytes* var. *mentagrophytes*.

En los restantes hongos los resultados son los señalados en el caso general con las siguientes variaciones: el género *Alternaria* muestra diferencias significativas entre los tres estados sanitarios, así como entre animales clínicamente sanos/ animales enfermos y animales enfermos/aparentemente sanos, mientras que el género *Scopulariopsis* no presenta diferencias significativas entre clínicamente sanos/enfermos y el género *Rhizopus* tampoco presenta diferencias significativas entre hembras enfermas y aparentemente sanas (tabla V.12, tabla V.13 y gráfica V.5).

5.4.1.1.2- *Gazapos*.- Al igual que en el caso anterior, las especies *T. mentagrophytes* var. *mentagrophytes* y *N. canis* var. *canis* alcanzan el máximo valor de aislamiento en las muestras procedentes de animales enfermos, mientras que los valores mínimos se encuentra tanto en las muestras procedentes de animales aparentemente sanos como en las muestras de animales clínicamente sanos. Analizando las frecuencias de aparición, el χ^2 obtenido es significativo en la especie *T. mentagrophytes* var. *mentagrophytes* entre los tres estados sanitarios y sus comparaciones dos a dos, mientras que en la especie *N. canis* var. *canis* no son significativas en ningún caso.

En los cinco géneros predominantes presentan diferencias significativas los géneros *Penicillium*, *Scopulariopsis* y *Rhizopus* entre los tres estados sanitarios, al igual que entre animales clínicamente sanos / animales enfermos y animales clínicamente sanos / animales aparentemente sanos, no siendo significativas las diferencias en las frecuencias en ninguno de estos géneros entre animales

enfermos / animales aparentemente sanos. Los géneros *Aspergillus* y *Alternaria* no presentan diferencias significativas (tablas V.14 y V.15 y gráfica V.6).

5.4.1.1.3- Machos.- Dado el escaso número de animales investigados (17 sanos, 7 enfermos y 10 aparentemente sanos) no se pueden analizar estadísticamente los resultados obtenidos en este grupo (tabla V.16 y gráfica V.7).

5.4.1.2- Evolución de la micoflora en función de la edad y el sexo.

No podemos separar en este apartado la influencia del estado sanitario sobre la evolución de la micoflora en función de la edad y el sexo, hecho que en vez de entorpecer favorece más aún la comprensión de los resultados.

En el estudio de las frecuencias por el método del χ^2 , observamos con respecto a la especie *T. mentagrophytes* var. *mentagrophytes* y *N. canis* var. *canis* diferencias significativas entre hembras adultas, machos adultos y gazapos; entre hembras adultas y gazapos así como entre machos adultos y gazapos en la especie *T. mentagrophytes* var. *mentagrophytes*; mientras que en la especie *N. canis* var. *canis* en cambio, no hay diferencias significativas en ningún caso.

En los otros hongos predominantes existen diferencias significativas entre hembras adultas, machos adultos y gazapos y entre hembras adultas y gazapos en los géneros *Aspergillus*, *Scopulariopsis* y *Rhizopus* y entre machos adultos y gazapos en los géneros *Aspergillus* y *Scopulariopsis*.

Es de destacar la ausencia de diferencias entre hembras adultas y machos adultos tanto en las dos especies patógenas aisladas como en los otros hongos predominantes (tabla V.17, tabla V.18 y gráfica V.8).

5.4.1.2.1- Animales clínicamente sanos.

Podemos destacar:

Ausencia de la especie *T. mentagrophytes* var. *mentagrophytes*, mientras que la especie *M. canis* var. *canis* se aisló de una muestra de gazapos, lo que supone un porcentaje de aparición inferior al 1%.

En los restantes hongos hay que destacar que el mayor porcentaje de aparición corresponde al género *Aspergillus*, con el valor máximo en las muestras de hembras, y que el género *Penicillium* es el que presenta el mayor porcentaje de aparición en gazapos y el segundo en hembras.

Al estudiar las frecuencias de aparición encontramos que existen diferencias significativas en los géneros *Aspergillus* y *Penicillium* entre hembras adultas y gazapos y en el género *Aspergillus*

entre machos adulto, hembras adultas y gazapos (tablas V.19 y V.20 y gráfica V.9).

5.4.1.2.2- Animales enfermos.

Los hechos mas destacables son:

- La especie *T. mentagrophytes* var. *mentagrophytes* alcanza el valor de máximo aislamiento en las muestras procedentes de gazapos, frente a *N. canis* var. *canis* cuyo máximo valor se encuentra en las muestras procedentes de hembras.

- El valor mínimo de aislamiento en *T. mentagrophytes* var. *mentagrophytes* se encuentra en las muestras procedentes de machos; sin embargo, en *N. canis* var. *canis* el valor mínimo se encuentra en las de gazapos.

- Hay diferencias significativas (método del χ^2) en las dos especies (*T. mentagrophytes* var. *mentagrophytes* y *N. canis* var. *canis*) entre las hembras adultas y gazapos y entre los tres grupos. Sólo la especie *T. mentagrophytes* var. *mentagrophytes* presentan diferencias significativas entre machos adultos y gazapos.

En los restantes hongos podemos señalar que el comportamiento es similar en dos géneros, *Aspergillus* y *Alternaria*, cuyo valor máximo de aislamiento se encuentra en las muestras de machos adultos y el valor mínimo en las muestras de hembras adultas, mientras que los géneros *Scopulariopsis* y *Penicillium* presentan el valor máximo en hembras.

Al analizar las frecuencias observamos diferencias significativas entre hembras adultas, machos adultos y gazapos en todos los géneros predominantes salvo en los géneros *Penicillium* y *Rhizopus*. No encontramos diferencias significativas entre hembras adultas y gazapos en los géneros *Penicillium*, *Aspergillus* y *Rhizopus*. Encontramos diferencias significativas entre machos adultos y gazapos en el género *Aspergillus* y entre hembras adultas y machos adultos en el género *Alternaria* (tablas V.21, V.22 y gráfica V.10).

5.4.1.2.3- Animales aparentemente sanos.

La especie *T. mentagrophytes* var. *mentagrophytes* predomina sobre la especie *M. canis* var. *canis* en los tres grupos estudiados aunque no se detectan diferencias significativas entre ellos .

En los restantes hongos en general aparecen mayores porcentajes en las muestras procedentes de hembras adultas. Entre hembras adultas, machos adultos y gazapos y entre machos adultos y gazapos son significativas las diferencias de las frecuencias en los géneros *Aspergillus* y *Alternaria*, así como entre los tres grupos y dos a dos en los géneros *Chrysosporium* y *Scopulariopsis* (tablas V.23 y V.24 y gráfica V.11).

5.4.1.3- Resultados globales.

Los resultados obtenidos en este apartado se resumen de la siguiente forma: de los 161 animales muestreados con lesión o lesiones

evidentes, el diagnóstico fue positivo en 147 (91'4%); de estas lesiones en 106 animales (65'8%) se aisló la especie *T. mentagrophytes* var. *mentagrophytes* y en 38 animales (23'6%) la especie *M. canis* var. *canis*, mientras que en 3 animales (2%) se aislaron ambas especies a la vez (en uno se aislaron ambas especies en la misma zona corporal, mientras que en los otros dos lo fueron de zonas diferentes del cuerpo); además, se detectó la presencia de otros hongos en 95 animales (59%).

Es necesario destacar también que en los animales con lesión el diagnóstico fue positivo en el 92'4% de los gazapos (85 animales), en el 91'9% de las hembras adultas (57 animales) y en el 71'4% de los machos adultos (5 animales).

En los 162 animales aparentemente sanos muestreados se aislaron dermatofitos en 73 animales (45'1%); en 61 animales (37'7%) la especie aislada fue *T. mentagrophytes* var. *mentagrophytes* y en 12 (7'4%) *M. canis* var. *canis*. El diagnóstico fue positivo en 63 hembras (48'5%), 6 gazapos (27'3%) y 4 machos (40%). Además, en 133 animales (82'1%), se encontraron también otros hongos.

Por último, en los 152 animales clínicamente sanos muestreados no se aisló en ningún caso la especie *T. mentagrophytes* var. *mentagrophytes*, aunque se encontró en una muestra de un gazapo la especie *M. canis* var. *canis*. En cuanto a la presencia de otros hongos se aislaron en 143 animales (94'1%). Todos estos resultados se resumen en las tablas V.25 y V.26.

Tabla V.10- Micoflora de conejos. Distribución en función del factor estado sanitario de los animales. Frecuencia (FRE) y porcentaje (POR) de aparición.

HONGOS	TOTAL		A. CL. SANOS		A. APARENTEMENTE SANOS		A. ENFERMOS	
	FRE	POR	FRE	POR	FRE	POR	FRE	POR
<i>T. mentagrophytes</i>	170	35'8	-		61	37'7	109	67'7
<i>N. canis</i>	54	11'4	1	0'7	12	7'4	41	25'5
<i>N. fulvum</i>	2	0'4	2	1'3	-		-	
<i>Aspergillus</i>	205	43'2	82	53'9	80	49'4	43	26'7
<i>Penicillium</i>	124	26'1	65	42'8	31	19'1	28	17'4
<i>Scopulariopsis</i>	115	24'2	54	35'5	48	29'6	13	8'1
<i>Alternaria</i>	99	20'8	37	24'3	34	21	28	17'4
<i>Rhizopus</i>	47	9'9	35	23	11	6'8	1	0'6
<i>Mucor</i>	12	2'5	1	0'7	4	2'5	7	4'3
<i>Humicola</i>	12	2'5	-		12	7'4	-	
<i>Acremonium</i>	11	2'3	3	2	6	3'7	2	1'2
<i>Cladosporium</i>	11	2'3	2	1'3	8	4'9	1	0'6
<i>Chrysosporium</i>	9	1'9	9	5'9	-		-	
<i>Phoma</i>	9	1'9	2	1'3	5	3'1	2	1'2
<i>Epicoccum</i>	8	1'7	3	2	4	2'5	1	0'6
<i>Circinella</i>	6	1'3	1	0'7	4	2'5	1	0'6
<i>Trichoderma</i>	4	0'8	4	2'6	-		-	
<i>Trichothëcium</i>	4	0'8	1	0'7	2	1'2	1	0'6
<i>Syncephalastrum</i>	2	0'4	1	0'7	1	0'6	-	
<i>Chlamydomyces</i>	1	0'2	1	0'7	-		-	
<i>Geotrichum</i>	1	0'2	-		1	0'6	-	
<i>Histoplasma</i>	1	0'2	1	0'7	-		-	
<i>K. sterilia</i>	87	18'3	34	22'4	36	22'2	17	10'6
Levaduras	17	3'6	6	3'9	8	4'9	3	1'9

Tabla V.11- Valores de χ^2 obtenidos al estudiar las diferencias en las frecuencias de aparición de los hongos mayoritarios entre los estados sanitarios analizados.

Hongos	E/A/S	A/S	E/S	E/A
<i>T. mentagrophytes</i>	154'09 ††	73'28 ††	158'29 ††	28'61 ††
<i>M. canis</i>	52'29 ††	8'07 †	39'79 ††	20'32 ††
<i>Aspergillus</i>	26'52 ††	0'82	23'51 ††	17'02 ††
<i>Penicillium</i>	31'41 ††	21'70 ††	24'50 ††	0'08
<i>Scopulariopsis</i>	35'93 ††	1'45	33'51 ††	23'37 ††
<i>Alternaria</i>	2'33	0'66	1'94	0'72
<i>Rhizopus</i>	46'93 ††	17'25 ††	40'79 ††	8'65 †

† = diferencia significativa con coeficiente de seguridad 95%.

†† = diferencia significativa con coeficiente de seguridad 99%.

E = conejos enfermos.

A = " aparentemente sanos.

S = " clínicamente sanos

Tabla V.12- Micoflora de hembras. Distribución en función del factor estado sanitario de los animales. Frecuencia (FRE) y porcentaje (POR) de aparición.

HONGOS	TOTAL		A. CL. SANOS		A. APARENTEMENTE SANOS		A. ENFERMOS	
	FRE	POR	FRE	POR	FRE	POR	FRE	POR
<i>T. mentagrophytes</i>	83	28'1	-		53	40'8	30	48'4
<i>N. canis</i>	39	13'2	-		10	7'7	29	46'8
<i>N. fulvum</i>	1	0'3	1	1	-		-	
<i>Aspergillus</i>	154	52'2	64	62.1	72	55.4	18	29
<i>Scopulariopsis</i>	89	30'2	31	30'1	48	36'9	10	16'1
<i>Penicillium</i>	80	27'1	39	37'9	28	21'5	13	21
<i>Alternaria</i>	66	22'4	28	27'2	33	25'4	5	8'1
<i>Rhizopus</i>	38	12'9	27	26'2	10	7'7	1	1'6
<i>Humicola</i>	12	4'1	-		12	7'4	-	
<i>Nucor</i>	9	3'1	1	1	4	3'1	4	6'5
<i>Acremonium</i>	9	3'1	2	1'9	5	3'8	2	3'2
<i>Cladosporium</i>	9	3'1	2	1'9	7	5'4	-	
<i>Phoma</i>	7	2'4	2	1'9	5	3'8	-	
<i>Epicoccum</i>	6	2	1	1	4	3'1	1	1'6
<i>Chrysosporium</i>	5	1'7	5	4'9	-		-	
<i>Circinella</i>	5	1'7	1	1	4	3'1	-	
<i>Trichothecium</i>	2	0'7	-		2	1'5	-	
<i>Trichoderma</i>	1	0'3	1	1	-		-	
<i>Chlamydomyces</i>	1	1	1	1	-		-	
<i>Syncephalastrum</i>	1	1	-		1	0'8	-	
<i>Gestrichum</i>	1	1	-		1	0'8	-	
<i>M. sterilia</i>	63	21'4	21	20'4	34	26'2	8	12'9
Levaduras	14	4'7	5	4'9	8	6'2	1	1'6

Tabla V.13- Valores de χ^2 obtenidos al estudiar las diferencias en las frecuencias de aparición de los hongos mayoritarios en hembras entre los estados sanitarios analizados.

Hongos	E/A/S	A/S	E/S	E/A
<i>T. mentagrophytes</i>	63'73 * **	52'53 * **	63'20 * **	0'87
<i>K. canis</i>	81'39 * **	6'16 *	56'72 * **	37'22 * **
<i>Aspergillus</i>	17'04 * **	1'15	17'47 * **	11'58 * **
<i>Penicillium</i>	9'15 *	6'87 * **	5'84 *	0'00
<i>Scopulariopsis</i>	9'12 *	1'24	3'48	9'11 * **
<i>Alternaria</i>	9'58 * **	0'09	7'99 * **	7'42 * **
<i>Rhizopus</i>	27'60 * **	15'83 * **	16'10 * **	3'76

* = diferencia significativa con coeficiente de seguridad 95%

** = diferencia significativa con coeficiente de seguridad 99%

E = hembras enfermas.

A = " aparentemente sanas.

S = " clínicamente sanas

Tabla V.14- Micoflora de gazapos. Distribución en función del factor estado sanitario de los animales. Frecuencia (FRE) y porcentaje (POR) de aparición.

HONGOS	TOTAL		A. CL. SANOS		A. APARENTEMENTE SANOS		A. ENFERMOS	
	FRE	POR	FRE	POR	FRE	POR	FRE	POR
<i>T. mentagrophytes</i>	82	56'2	-		6	27'3	76	82'6
<i>M. canis</i>	11	7'5	1	3'1	-		10	10'9
<i>Aspergillus</i>	36	24'7	11	34'4	4	18'2	21	22'8
<i>Penicillium</i>	36	24'7	20	62'5	2	9'1	14	15'2
<i>Alternaria</i>	28	19'2	7	21'9	1	4'5	20	21'7
<i>Scopulariosis</i>	17	11'6	14	43'8	-		3	3'1
<i>Rhizopus</i>	7	4'8	7	21'9	-		-	
<i>Chrysosporium</i>	3	2'1	3	9'4	-		-	
<i>Trichoderma</i>	3	2'1	3	9'4	-		-	
<i>Epicoccum</i>	2	1'4	2	6'2	-		-	
<i>Trichothecium</i>	2	1'4	1	3'1	-		1	1'1
<i>Kucor</i>	2	1'4	-		-		2	2'2
<i>Phoma</i>	2	1'4	-		-		2	2'2
<i>Cladosporium</i>	2	1'4	-		1	4'5	1	1'1
<i>Acremonium</i>	1	0'7	1	3'1	-		-	
<i>Histoplasma</i>	1	0'7	1	3'1	-		-	
<i>Syncephalastrum</i>	1	0'7	1	3'1	-		-	
<i>Circinella</i>	1	0'7	-		-		1	1'1
<i>M. sterilia</i>	16	11	8	25	-		8	8'7
Levaduras	2	1'4	-		-		2	2'2

Tabla V.15- Valores de χ^2 obtenidos al estudiar las diferencias en las frecuencias de aparición de los hongos mayoritarios en gazapos entre los estados sanitarios analizados.

Hongos	E/A/S	A/S	E/S	E/A
<i>T. mentagrophytes</i>	73'22 [‡] **	13'37 [‡] **	71'59 [‡] **	28'28 [‡] **
<i>X. canis</i>	4'12	0'70	2'02	2'74
<i>Aspergillus</i>	1'99	1'54	2'01	0'32
<i>Penicillium</i>	31'03 [‡] **	15'56 [‡] **	25'35 [‡] **	0'48
<i>Scopulariopsis</i>	38'65 [‡] **	14'25 [‡] **	37'53 [‡] **	0'74
<i>Alternaria</i>	3'23	2'49	0'00	0'67
<i>Rhizopus</i>	18'56 [‡] **	0'05	18'62 [‡] **	--

* = diferencia significativa con coeficiente de seguridad 95%

** = diferencia significativa con coeficiente de seguridad 99%

E = gazapos enfermos.

A = " aparentemente sanos.

S = " clínicamente sanos

Tabla V.16- Micoflora de machos. Distribución en función del factor estado sanitario de los animales. Frecuencia (FRE) y porcentaje (POR) de aparición.

HONGOS	TOTAL		A. CL. SANOS		A. APARENTEMENTE SANOS		A. ENFERMOS	
	FRE	POR	FRE	POR	FRE	POR	FRE	POR
<i>M. canis</i>	4	11'8	-		2	20	2	28'6
<i>M. fulvum</i>	1	2'9	1	5'9	-		-	
<i>Aspergillus</i>	15	44'1	7	41'2	4	40	4	57'1
<i>Scopulariopsis</i>	9	26'5	9	52'9	-		-	
<i>Penicillium</i>	8	23'5	6	35'3	1	10	1	14'3
<i>Alternaria</i>	5	14'7	2	11'8	-		3	42'9
<i>Rhizopus</i>	2	5'9	1	5'9	1	10	-	
<i>Chrysosporium</i>	1	2'9	1	5'9	-		-	
<i>Acremonium</i>	1	2'9	-		1	10	-	
<i>Mucor</i>	1	2'9	-		-		1	14'3
<i>X. sterilia</i>	8	23'5	5	29'4	2	20	1	14'3
Levaduras	1	2'9	1	5'9	-		-	

Tabla V.17- Micoflora de conejos. Distribución en función del factor edad/sexo de los animales. Frecuencia (FRE) y porcentaje (POR) de aparición.

HONGOS	TOTAL		HEMBRAS		MACHOS		GAZAPOS	
	FRE	POR	FRE	POR	FRE	POR	FRE	POR
<i>T. mentagrophytes</i>	170	35'8	83	28'1	5	14'7	82	56'2
<i>M. canis</i>	54	11'4	39	13'2	4	11'8	11	7'5
<i>M. fulvum</i>	2	0'4	1	0'3	1	2'9	-	
<i>Aspergillus</i>	205	43'2	154	52'2	15	44'1	36	24'7
<i>Penicillium</i>	124	26'1	80	27'1	8	23'5	36	24'7
<i>Scopulariopsis</i>	115	24'2	89	30'2	9	26'5	17	11'6
<i>Alternaria</i>	99	20'8	66	22'4	5	14'7	28	19'2
<i>Rhizopus</i>	47	9'9	38	12'9	2	5'9	7	4'8
<i>Mucor</i>	12	2'5	9	3'1	1	2'9	2	1'4
<i>Humicola</i>	12	2'5	12	4'1	-		-	
<i>Acremonium</i>	11	2'3	9	3'1	1	2'9	1	0'7
<i>Cladosporium</i>	11	2'3	9	3'1	-		2	1'4
<i>Chrysosporium</i>	9	1'9	5	1'7	1	2'9	3	2'1
<i>Phoma</i>	9	1'9	7	2'4	-		2	1'4
<i>Epicoccum</i>	8	1'7	6	2	-		2	1'4
<i>Circinella</i>	6	1'3	5	1'7	-		1	0'7
<i>Trichoderma</i>	4	0'8	1	0'3	-		3	2'1
<i>Trichothecium</i>	4	0'8	2	0'7	-		2	1'4
<i>Syncephalastrum</i>	2	0'4	1	0'3	-		1	0'7
<i>Chlamydomyces</i>	1	0'2	1	0'3	-		-	
<i>Geotrichum</i>	1	0'2	1	0'3	-		-	
<i>Histoplasma</i>	1	0'2	-		-		1	0'7
<i>M. sterilia</i>	87	18'3	63	21'4	8	23'5	16	11
<i>Levaduras</i>	17	3'6	14	4'7	1	2'9	2	1'4

Tabla V.18- Valores de χ^2 obtenidos al estudiar las diferencias en las frecuencias de aparición de los hongos mayoritarios en función de la edad y el sexo de los conejos.

Hongos	Hem/Mach/Gaz	Hem/Mach	Hem/Gaz	Mach/Gaz
<i>T. mentagrophytes</i>	40'98 * **	2'69	31'83 * **	17'60 * **
<i>K. canis</i>	3'23	0'06	3'63	0'46
<i>Aspergillus</i>	30'43 * **	0'52	30'43 * **	4'39 *
<i>Penicillium</i>	0'45	0'17	0'21	0'00
<i>Scopulariopsis</i>	18'35 * **	0'16	18'19 * **	4'64 *
<i>Alternaria</i>	1'40	0'80	0'55	0'25
<i>Rhizopus</i>	7'33 *	0'31	7'13 * **	0'07

* = diferencia significativa con coeficiente de seguridad 95%.

** = diferencia significativa con coeficiente de seguridad 99%.

Hem. = hembras.

Mach. = machos.

Gaz. = gazapos.

Tabla V.19- Micoflora de animales clínicamente sanos. Distribución en función del factor edad/sexo de los animales. Frecuencia (FRE) y porcentaje (POR) de aparición.

HONGOS	TOTAL		HEMBRAS		MACHOS		GAZAPOS	
	FRE	POR	FRE	POR	FRE	POR	FRE	POR
<i>M. fulvum</i>	2	1'3	1	1	1	5'9		
<i>M. canis</i>	1	0'7					1	3'1
<i>Aspergillus</i>	82	53'9	64	62'1	7	41'2	11	4'4
<i>Penicillium</i>	65	42'8	39	37'9	6	35'3	20	62'5
<i>Scopulariopsis</i>	54	35'5	31	30'1	9	52'9	14	43'8
<i>Alternaria</i>	37	24'3	28	27'2	2	11'8	7	21'9
<i>Rhizopus</i>	35	23	27	26'2	1	5'9	7	21'9
<i>Chrysosporium</i>	9	5'9	5	4'9	1	5'9	3	9'4
<i>Trichoderma</i>	4	2'6	1	1			3	9'4
<i>Acremonium</i>	3	2	2	1'9			1	3'1
<i>Epicoccum</i>	3	2	1	1			2	6'2
<i>Cladosporium</i>	2	1'3	2	1'9				
<i>Phoma</i>	2	1'3	2	1'9				
<i>Circinella</i>	1	0'7	1	1				
<i>Chlamydomyces</i>	1	0'7	1	1				
<i>Nucor</i>	1	0'7	1	1				
<i>Trichothecium</i>	1	0'7					1	3'1
<i>Histoplasma</i>	1	0'7					1	3'1
<i>Syncephalastrum</i>	1	0'7					1	3'1
<i>M. sterilia</i>	34	22'4	21	20'4	5	29'4	8	25
Levaduras	6	3'9	5	4'9	1	5'9		

Tabla V.20- Valores de χ^2 obtenidos al estudiar las diferencias en las frecuencias de aparición de los hongos mayoritarios en conejos clínicamente sanos en función de la edad y el sexo de los animales.

Hongos	Hem/Mach/Gaz	Hem/Mach	Hem/Gaz	Mach/Gaz
<i>M. canis</i>	3'77	--	3'24	0'54
<i>Aspergillus</i>	7'96 *	2'55	8'15 **	0'39
<i>Penicillium</i>	5'80	0'00	5'90 *	3'25
<i>Scopulariopsis</i>	5'08	2'71	1'65	0'36
<i>Alternaria</i>	1'95	1'51	0'22	0'61
<i>Rhizopus</i>	3'43	3'43	0'22	2'71

* = diferencia significativa con coeficiente de seguridad 95%.

** = diferencia significativa con coeficiente de seguridad 99%.

Hem. = hembras.

Mach. = machos.

Gaz. = gazapos.

Tabla V.21- Micoflora de animales enfermos. Distribución en función del factor edad/sexo de los animales. Frecuencia (FRE) y porcentaje (POR) de aparición.

HONGOS	TOTAL		HEMBRAS		MACHOS		GAZAPOS	
	FRE	POR	FRE	POR	FRE	POR	FRE	POR
<i>T. mentagrophytes</i>	109	67'7	30	48'4	3	42'9	76	82'6
<i>K. canis</i>	41	25'5	29	46'8	2	28'6	10	10'9
<i>Aspergillus</i>	43	26'7	18	29	4	57'1	21	22'8
<i>Penicillium</i>	28	17'4	13	21	1	14'3	14	15'2
<i>Alternaria</i>	28	17'4	5	8'1	3	42'9	20	21'7
<i>Scopulariopsis</i>	13	8'1	10	16'1	-	-	3	3'1
<i>Nucor</i>	7	4'3	4	6'5	1	14'3	2	2'2
<i>Acremonium</i>	2	1'2	2	3'2	-	-	-	-
<i>Phoma</i>	2	1'2	-	-	-	-	2	2'2
<i>Circinella</i>	1	0'6	-	-	-	-	1	1'1
<i>Epicoccum</i>	1	0'6	1	1'6	-	-	-	-
<i>Rhizopus</i>	1	0'6	1	1'6	-	-	-	-
<i>Cladosporium</i>	1	0'6	-	-	-	-	1	1'1
<i>Trichothecium</i>	1	0'6	-	-	-	-	1	1'1
<i>M. sterilia</i>	17	10'6	8	12'9	1	14'3	8	8'7
Levaduras	3	1'9	1	1'6	-	-	2	2'2

Tabla V.22- Valores de χ^2 obtenidos al estudiar las diferencias en las frecuencias de aparición de los hongos mayoritarios en conejos enfermos en función de la edad y el sexo de los animales.

Hongos	Hem/Mach/Gaz	Hem/Mach	Hem/Gaz	Mach/Gaz
<i>T. mentagrophytes</i>	23'12 * **	0'08	21'34 * **	11'10 * **
<i>M. canis</i>	24'03 * **	0'65	24'04 * **	1'27
<i>Aspergillus</i>	23'12 * **	0'08	0'57	11'10 * **
<i>Penicillium</i>	0'74	0'17	0'74	0'00
<i>Scopulariopsis</i>	9'08 * **	1'30	8'86 * **	0'24
<i>Alternaria</i>	9'86 * **	5'31 *	4'97 *	0'76
<i>Rhizopus</i>	1'61	0'11	1'49	--

* = diferencia significativa con coeficiente de seguridad 95%.

** = diferencia significativa con coeficiente de seguridad 99%.

Hem. = hembras.

Mach. = machos.

Gaz. = gazapos.

Tabla V.23- Micoflora de animales aparentemente sanos. Distribución en función del factor edad/sexo de los animales. Frecuencia (FRE) y porcentaje (POR) de aparición.

HONGOS	TOTAL		HEMBRAS		MACHOS		GAZAPOS	
	FRE	POR	FRE	POR	FRE	POR	FRE	POR
<i>T. mentagrophytes</i>	61	37'7	53	40'8	2	20	6	27'3
<i>N. canis</i>	12	7'4	10	7'7	2	20	-	
<i>Aspergillus</i>	80	49'4	72	55'4	4	40	4	18'2
<i>Scopulariopsis</i>	48	29'6	48	36'9	-		-	
<i>Alternaria</i>	34	21	33	25'4	-		1	4'5
<i>Penicillium</i>	31	19'1	28	21'5	1	10	2	9'1
<i>Humicola</i>	12	7'4	12	9'2	-		-	
<i>Rhizopus</i>	11	6'8	10	7'7	1	10	-	
<i>Cladosporium</i>	8	4'9	7	5'4	-		1	4'5
<i>Acremonium</i>	6	3'7	5	3'8	1	10	-	
<i>Phoma</i>	5	3'1	5	3'8	-		-	
<i>Mucor</i>	4	2'5	4	3'1	-		-	
<i>Epicoccum</i>	4	2'5	4	3'1	-		-	
<i>Circinella</i>	4	2'5	4	3'1	-		-	
<i>Trichothecium</i>	2	1'2	2	1'5	-		-	
<i>Syncephalastrum</i>	1	0'6	1	0'8	-		-	
<i>Geotrichum</i>	1	0'6	1	0'8	-		-	
<i>N. sterilia</i>	36	22'2	34	26'2	2	20	-	
Levaduras	8	4'9	8	6'2	-		-	

Tabla V.24- Valores de χ^2 obtenidos al estudiar las diferencias en las frecuencias de aparición de los hongos mayoritarios en conejos aparentemente sanos en función de la edad y el sexo de los animales.

Hongos	Hem/Mach/Gaz	Hem/Mach	Hem/Gaz	Mach/Gaz
<i>T. mentagrophytes</i>	2'98	1'80	1'98	1'99
<i>N. canis</i>	3'31	1'21	1'16	1'17
<i>Aspergillus</i>	11'28 **	0'43	10'42 **	10'42 **
<i>Penicillium</i>	2'29	0'67	1'41	1'41
<i>Scopulariopsis</i>	17'52 **	4'59 *	12'01 **	12'01 **
<i>Alternaria</i>	8'32 *	2'67	4'85 *	5'95 *
<i>Rhizopus</i>	1'17	0'00	1'17	1'17
<i>Chrysosporium</i>	12'73 **	10'55 **	9'06 **	9'06 **

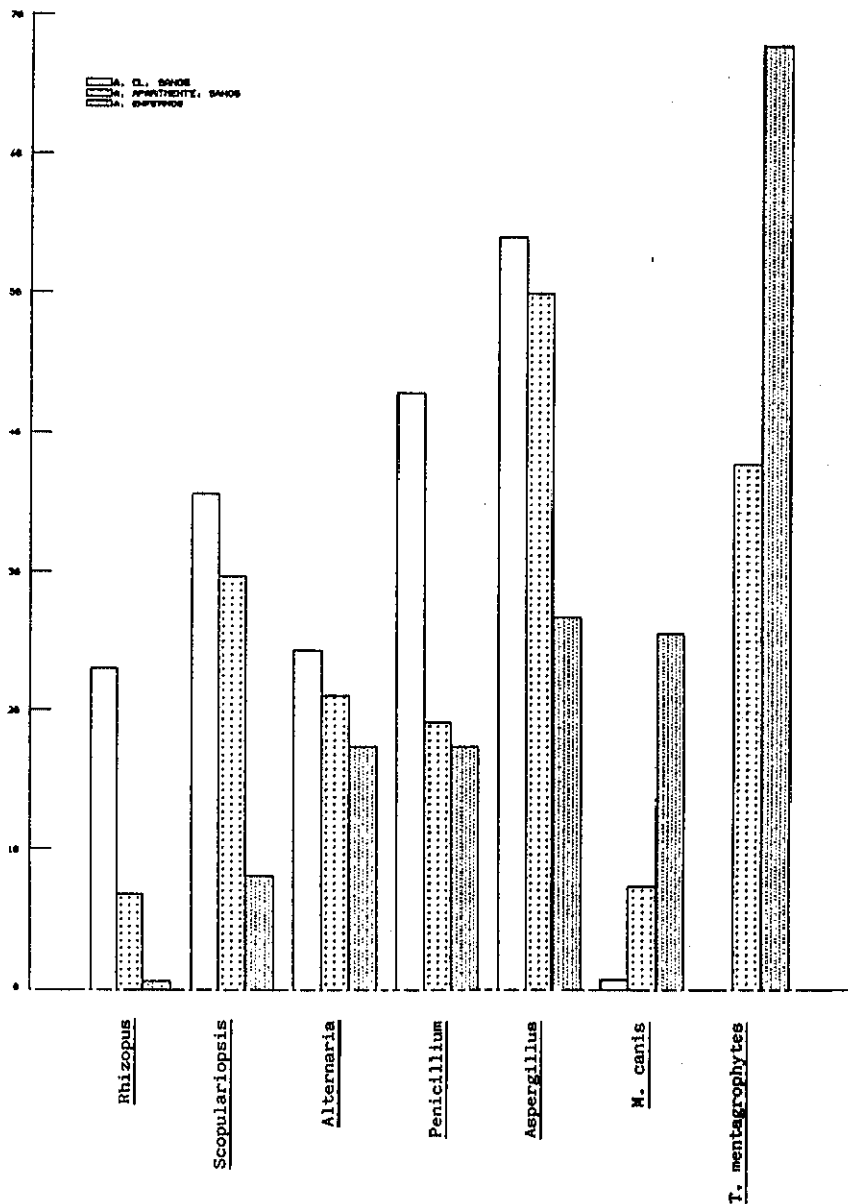
* = diferencia significativa con coeficiente de seguridad 95%.

** = diferencia significativa con coeficiente de seguridad 99%.

Hem. = hembras.

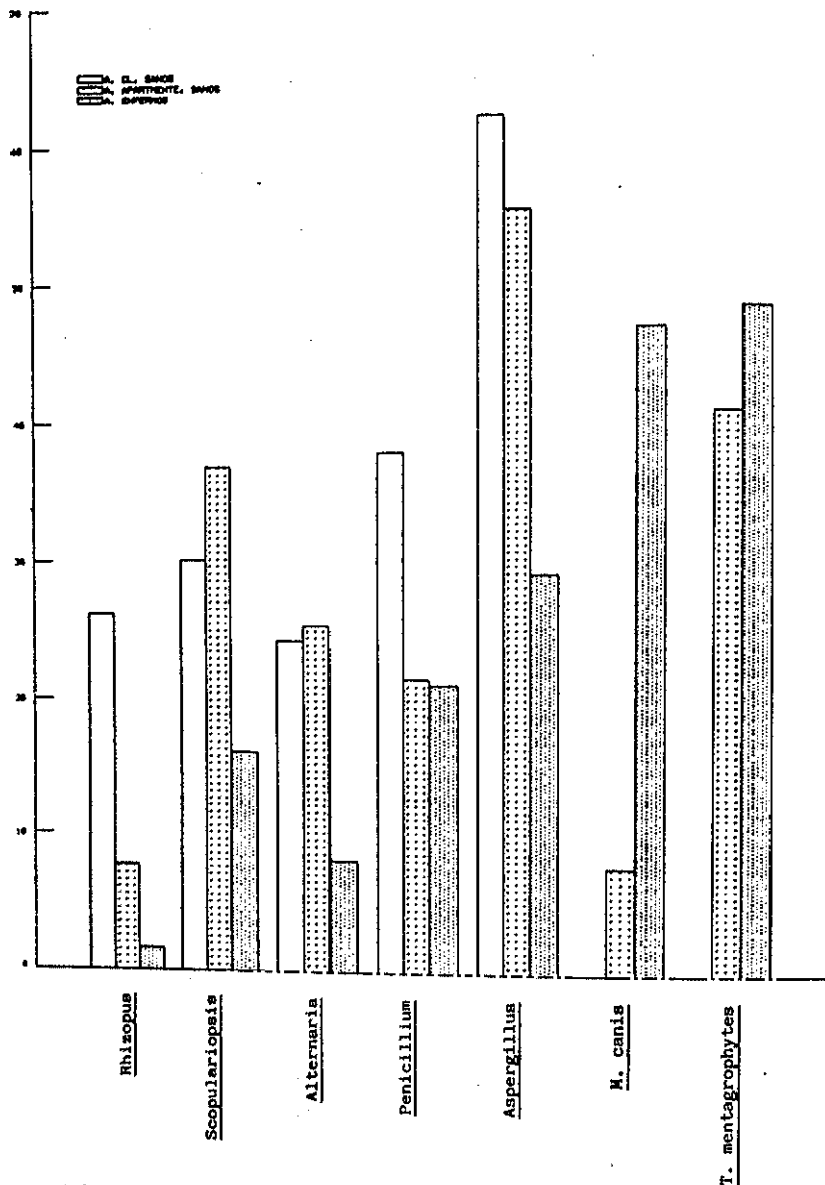
Mach. = machos.

Gaz. = gazapos.



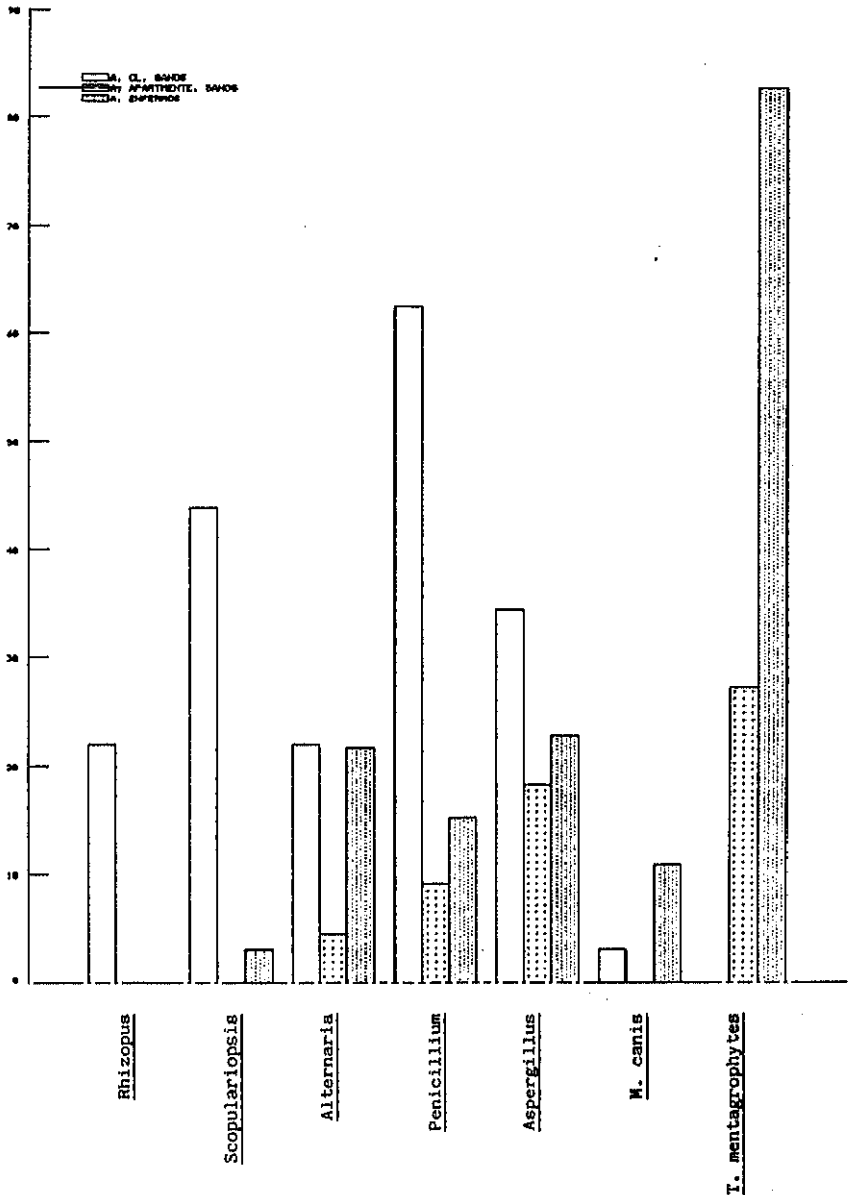
Gráfica V.4 - Microflora de conejos. Distribución en función del factor estado sanitario de los animales.

PERCENTAJE

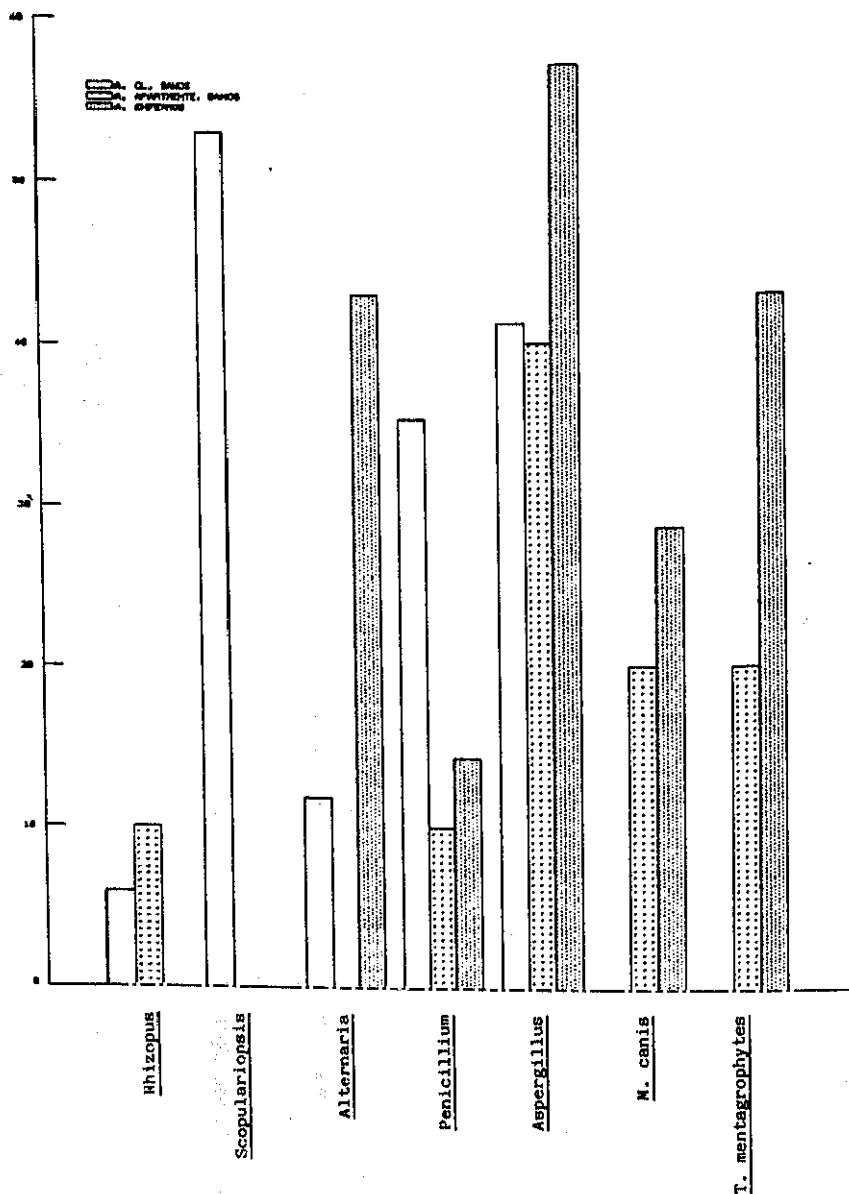


Gráfica V.5 - Micoflora de hembras. Distribución en función del factor estado sanitario de los animales.

PORCENTAJE

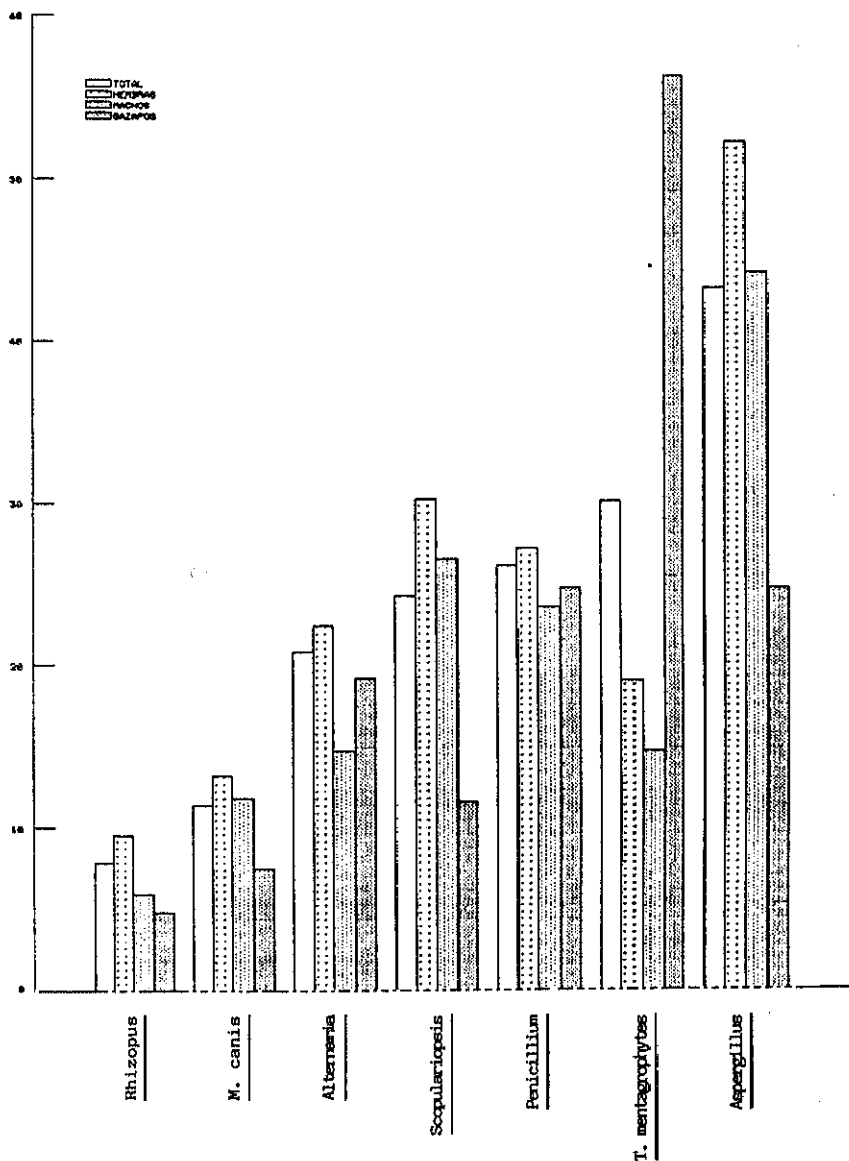


Gráfica V.6 - Micoflora de gazapos. Distribución en función del factor sanitario de los animales.

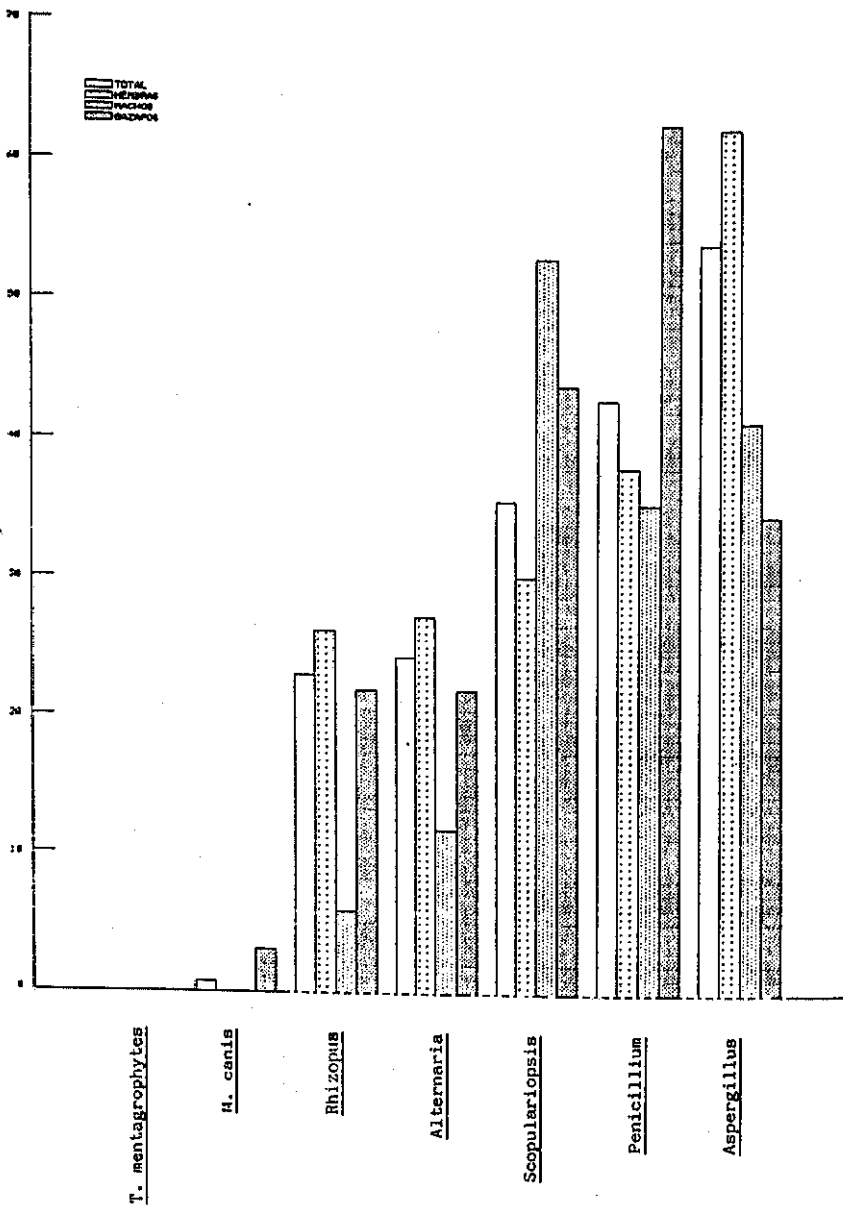


Gráfica V.7 - Micoflora de machos. Distribución en función del factor estado sanitario de los animales.

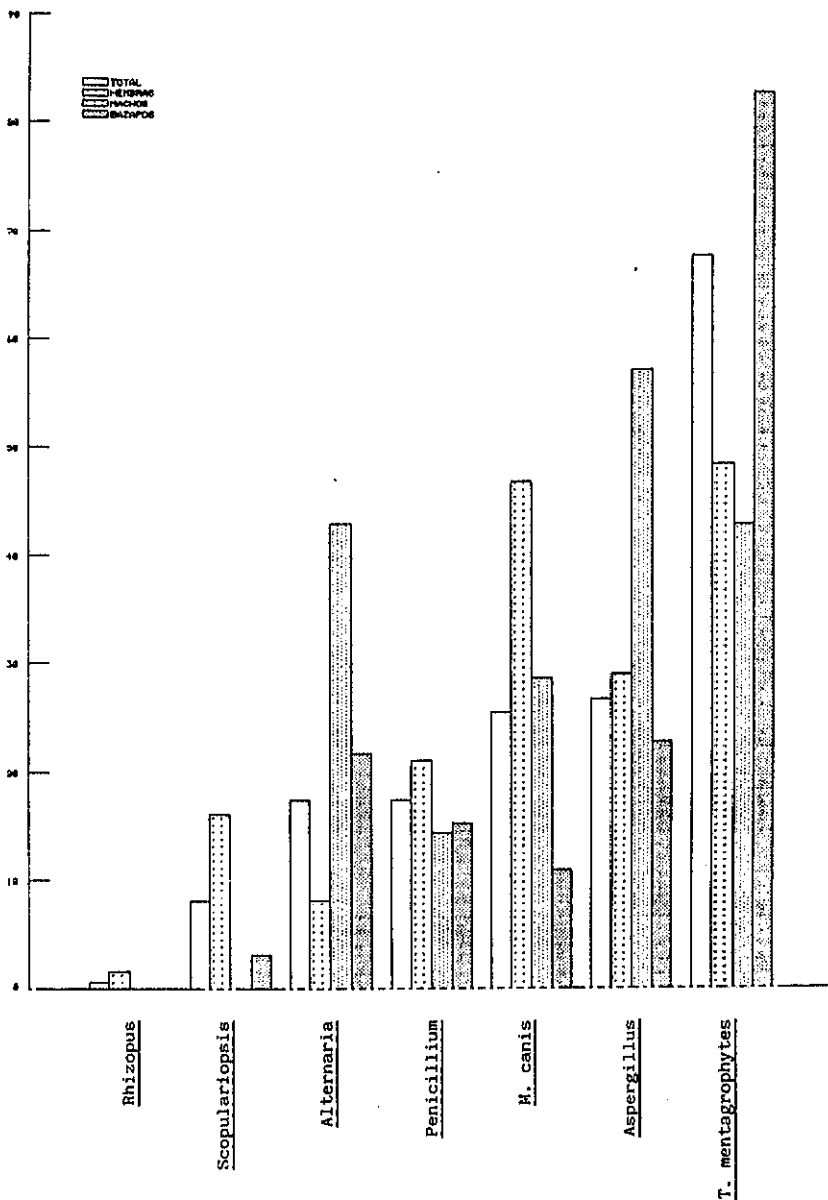
PORCENTAJE



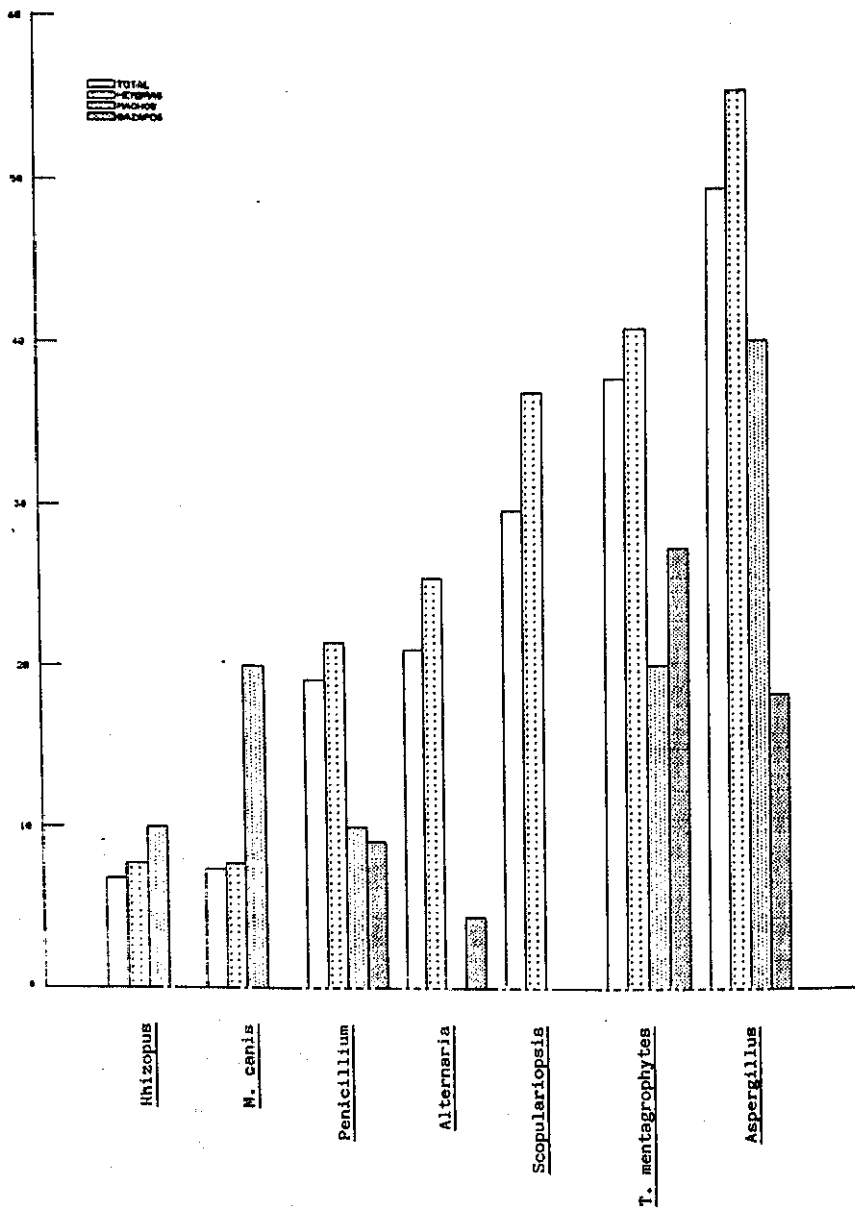
Gráfica V.8 - Microflora de conejos. Distribución en función del factor edad/sexo de los animales.



Gráfica V.9 - Microflora de animales clínicamente sanos. Distribución en función del factor edad/sexo de los animales.



Gráfica V.10 - Microflora de animales enfermos. Distribución en función del factor edad/sexo de los animales.



Gráfica V.11 - Micoflora de animales aparentemente sanos. Distribución en función del factor edad/sexo de los animales.

5.4.2- Micoflora de las diferentes zonas corporales

investigadas.

Las zonas corporales con lesiones de las que se recogieron muestras fueron seis y a las que hay que añadir los casos en las que la lesión era generalizada. Su ordenación de mayor a menor porcentaje de presentación es la siguiente: oreja (51%), hocico (16'5%), párpado (14'4%), lesión generalizada (9'8%), extremidades (5'2%), mama (4'2%) y lomo (0'5%). Además, en los animales enfermos se recogieron muestras de zonas corporales sin lesión, concretamente oreja, extremidad y mamas. La micoflora de cada una de ellas se ha detallado en las tablas V.27, V.28 y V.29.

La micoflora de las zonas corporales estudiadas de los animales clínicamente sanos y aparentemente sanos se recoge en las tablas V.30 y V.31.

En estos resultados podemos resaltar en relación a las especies *T. mentagrophytes* var. *mentagrophytes* y *M. canis* var. *canis* lo siguiente:

- En las zonas con lesión de los animales enfermos se presentan, teniendo en cuenta el porcentaje de aparición, en primer y segundo lugar respectivamente en relación al resto de los hongos aislados.

- En las zonas sin lesión de los animales enfermos, *T. mentagrophytes* var. *mentagrophytes* sigue manteniendo el mayor

porcentaje, mientras que la especie *N. canis* var. *canis* varía dependiendo de la zona (mayor porcentaje en extremidades que en oreja y ausencia en mama).

- En animales aparentemente sanos, la especie *T. mentagrophytes* var. *mentagrophytes* es la segunda en porcentaje de aparición (detrás de *Aspergillus* en oreja y extremidades y de *Scopulariopsis* en mama), en tanto que *N. canis* var. *canis* presenta porcentajes muy inferiores (estando incluso ausente en mama).

- En los animales clínicamente sanos no se aisló en ninguna zona la especie *T. mentagrophytes* var. *mentagrophytes*, mientras que de la especie *N. canis* var. *canis* se aisló una colonia en una muestra de oreja.

Las frecuencias de los géneros predominantes (*Aspergillus*, *Fenicillium*, *Alternaria*, *Scopulariopsis* y *Rhizopus*) y de las especies *T. mentagrophytes* var. *mentagrophytes* y *N. canis* var. *canis* en las diferentes zonas de los animales muestreados fueron estudiadas estadísticamente por el método del χ^2 , siendo significativas (95% de confianza) las diferencias en los siguientes casos:

5.4.2.1- En función del estado sanitario (considerando como un cuarto estado sanitario a la zona sin lesión recogida en animales enfermos) (gráficas V.27 y V.28).

5.4.2.1.1 Oreja: con respecto a las especies *T. mentagrophytes* var. *mentagrophytes* y *N. canis* var. *canis*, hay que destacar que sus diferencias son significativas en todos los casos por

la excepción en la especie *M. canis* var. *canis* entre animales aparentemente sanos y animales enfermos (zona sin lesión) y en la especie *T. mentagrophytes* var. *mentagrophytes* entre zona con lesión y zona sin lesión (animales enfermos).

En relación a los otros hongos estudiados, observamos que no existen diferencias significativas en ningún caso en el género *Alternaria*. En los géneros *Scopulariopsis* y *Rhizopus* las diferencias no son significativas entre animales aparentemente sanos y animales enfermos (zona sin lesión) y entre zona con lesión y zona sin lesión (animales enfermos). En el género *Penicillium*, las diferencias no son significativas en los siguientes casos: animales aparentemente sanos / animales enfermos (zona sin lesión), animales aparentemente sanos / animales enfermos (zona con lesión) y zona con lesión / zona sin lesión (animales enfermos). Por último, en el género *Aspergillus* las diferencias son significativas entre zona con lesión y animales aparentemente sanos, entre zona con lesión y animales clínicamente sanos y entre los cuatro estados sanitarios (tabla V.32 y gráfica V.15).

5.4.2.1.2- Extremidad: En la especie *T. mentagrophytes* var. *mentagrophytes* las diferencias son significativas en todos los casos estudiados, mientras que la especie *M. canis* var. *canis* no hay diferencias significativas entre conejos clínicamente sanos y enfermos (zona con lesión) y entre conejos aparentemente sanos y enfermos (zona con lesión).

En el género *Aspergillus* en ningún caso son significativas las diferencias mientras que son significativas entre los cuatro grupos

analizados en los géneros *Penicillium*, *Scopulariopsis*, *Alternaria* y *Rhizopus*; entre conejos clínicamente sanos y enfermos (zona sin lesión) en los géneros *Scopulariopsis*, *Alternaria* y *Rhizopus*; entre conejos aparentemente sanos y enfermos (zona con lesión) en los géneros *Penicillium* y *Rhizopus*; entre conejos aparentemente sanos y enfermos (zona sin lesión) los géneros *Scopulariopsis* y *Alternaria* y entre los conejos clínicamente sanos y aparentemente sanos los géneros *Penicillium* y *Rhizopus* (tabla V.33 y gráfica V.16).

5.4.2.1.3- *Mama*: En la especie *T. mentagrophytes* var. *mentagrophytes* existen diferencias significativas en todos los casos menos entre animales aparentemente sanos y zona sin lesión de animales enfermos; en cambio, en *M. canis* var. *canis* se detectan diferencias significativas tan sólo entre conejos clínicamente sanos y enfermos (zona con lesión).

Con respecto a los otros hongos podemos destacar: que las diferencias son significativas en los siguientes casos: entre los cuatro estados sanitarios en los géneros *Aspergillus*, *Penicillium*, *Scopulariopsis*, *Alternaria* y *Rhizopus*; entre conejos clínicamente sanos y aparentemente sanos y entre conejos clínicamente sanos y enfermos (zona sin lesión) en los géneros *Aspergillus*, *Penicillium* y *Rhizopus*; entre los conejos clínicamente sanos y enfermos (zona con lesión) en el género *Aspergillus* y entre conejos aparentemente sanos y enfermos (zona con lesión) en el género *Scopulariopsis* (tabla V.34 y gráfica V.17).

5.4.2.2.- En función de la zona corporal investigada:

5.4.2.2.1- Animales clínicamente sanos: ante la ausencia de la especie *T. mentagrophytes* var. *mentagrophytes* y la presencia en un porcentaje muy bajo de la especie *M. canis* var. *canis* que hace que las diferencias no sean significativas en ningún caso, el estudio estadístico se ha realizado sólo en los cinco géneros predominantes aislados. El género *Aspergillus* no presenta diferencias significativas entre oreja y extremidad; los géneros *Penicillium* y *Scopulariopsis* no muestran diferencias significativas entre oreja y mama y entre extremidad y mama y los géneros *Rhizopus* y *Alternaria* en ningún caso tienen diferencias significativas (tabla V.30, tabla V.35 y gráfica V.18).

5.4.2.2.2- Animales aparentemente sanos: en las especies *T. mentagrophytes* var. *mentagrophytes* y *M. canis* var. *canis* no se detectan diferencias significativas en ninguno de los casos considerados (entre las tres zonas y entre las zonas dos a dos). En relación al resto de los hongos aislados, lo primero que hay que destacar es la falta de diferencias significativas entre oreja y extremidad. En el género *Aspergillus* tan sólo es significativa entre oreja y mama, mientras que en el género *Penicillium* es sólo significativa entre extremidad y mama. El género *Alternaria* tiene diferencias significativas entre oreja y mama y entre extremidad y mama; el género *Scopulariopsis* las tiene entre oreja y mama, extremidad y mama y entre las tres zonas y sin embargo el

género *Rhizopus* no presenta diferencias significativas en ningún caso (tabla V.31 y V.36 y gráfica V.19).

5.4.2.2.3- Zona sin lesión en animales enfermos: las especies *T. mentagrophytes* var. *mentagrophytes* y *N. canis* var. *canis* muestran diferencias significativas entre oreja y extremidad; además, la especie *T. mentagrophytes* var. *mentagrophytes* tiene diferencias significativas entre oreja y mama y la especie *N. canis* var. *canis* entre extremidad y mama y entre las tres zonas.

En relación con los restantes hongos estudiados, es de destacar la ausencia de diferencias significativas entre oreja y extremidad en todos ellos. El género *Scopulariopsis* tiene sólo diferencias significativas entre las tres zonas. El género *Alternaria* las tiene entre extremidad y mama así como entre las tres zonas. El género *Aspergillus* en cambio las presenta entre oreja y mama, entre extremidad y mama y entre las tres zonas. Por último, los géneros *Rhizopus* y *Penicillium* no presentan ninguna diferencia significativa (tablas V.29 y V.37 y gráfica V.14).

5.4.2.2.4- Zonas con lesión en animales enfermos: debido al bajo número de lesiones localizadas en extremidades y mama, no se pudo realizar el análisis estadístico de los resultados.

La especie *T. mentagrophytes* var. *mentagrophytes* presenta diferencias significativas entre oreja y extremidad; en cambio la especie *N. canis* var. *canis* no presenta diferencias significativas. Con respecto a los otros hongos predominantes aislados tan sólo se encontró que existían diferencias significativas en el género *Penicillium* entre oreja y extremidad (tablas V.27, V.28 y V. 38 y gráficas V.12 y V.13).

Tabla V.25- Diagnóstico de dermatofitosis. Distribución de las especies identificadas.

Especie	A. enfermos (161)		A. aparentemente sanos (162)		A. cl. sanos (152)	
	FRE	POR	FRE	POR	FRE	POR
<i>T. mentagrophytes</i>	106	65'8	61	37'7	-	-
<i>M. canis</i>	38	23'6	12	7'4	1	
<i>T. mentagrophytes</i> + <i>M. canis</i>	3	2	-	-	-	-
TOTAL	147	91'4	73	45'1	1	

Tabla V.26- Diagnóstico de dermatofitosis. Distribución por edad/sexo de los animales estudiados.

Edad/sexo	A. enfermos (161)		A. aparentemente sanos (162)		A. cl. sanos (152)	
	FRE	POR	FRE	POR	FRE	POR
Hembras	57	91'9	63	48'5	-	-
Gazapos	85	92'4	6	27'3	1	
Machos	5	71'4	4	40	-	
TOTAL	147	91'4	73	45'1	1	

Tabla V.27- Micoflora de las zonas con lesión en animales enfermos. Frecuencia (FRE) y porcentaje (POR) de aparición.

HONGOS	OREJA		EXTREMIDAD		MAMA	
	FRE	POR	FRE	POR	FRE	POR
<i>T. mentagrophytes</i>	68	69	10	100	8	88'9
<i>M. canis</i>	24	24			1	11
<i>Aspergillus</i>	18	18	2	20	1	11
<i>Alternaria</i>	14	14	1	10		
<i>Penicillium</i>	13	13	3	30		
<i>Scopulariopsis</i>	10	10			1	11
<i>Phoma</i>	2	2				
<i>Mucor</i>	2	2				
<i>Cladosporium</i>	2	2				
<i>Chrysosporium</i>	2	2				
<i>Trichoderma</i>	2	2				
<i>Acremonium</i>	1	1				
<i>Kicelia sterilia</i>	10	10				
levaduras	2	2				

Tabla V.28- Micoflora de las restantes zonas con lesión en animales enfermos. Frecuencia (FRE) y porcentaje (POR) de aparición.

HONGOS	PARPADO		HOCICO		LONO		GENERAL	
	FRE	POR	FRE	POR	FRE	POR	FRE	POR
<i>T. mentagrophytes</i>	16	57'1	22	68'6	1		19	100
<i>M. canis</i>	8	28'6	9	28'1				
<i>Penicillium</i>	4	14'3	3	9'4				
<i>Nucor</i>	4	14'3						
<i>Alternaria</i>	2	7'1	5	15'6				
<i>Aspergillus</i>	1	3'6	2	6'3	1		3	15'8
<i>Circinella</i>	1	3'6						
<i>Acremonium</i>	1	3'6						
<i>Phoma</i>			2	6'3				
<i>Scopulariopsis</i>			1	3'1	1		1	5'3
<i>M. sterilia</i>	7	25	2	6'3				
Levaduras			2	6'3				

Tabla V.29- Micoflora de las zonas sin lesión en animales enfermos. Frecuencia (FRE) y porcentaje (POR) de aparición.

HONGOS	OREJA		EXTREMIDAD		MAMA	
	FRE	POR	FRE	POR	FRE	POR
<i>T. mentagrophytes</i>	22	64'7	46	46	4	26'7
<i>K. canis</i>	3	8'8	25	25		
<i>Aspergillus</i>	12	35'3	30	30		
<i>Alternaria</i>	8	23'5	33	33		
<i>Scopulariopsis</i>	4	11'8	2	2		
<i>Penicillium</i>	3	8'8	16	16		
<i>Mucor</i>			3	3		
<i>Epicoccum</i>			1	1		
<i>Acremonium</i>			1	1		
<i>Rhizopus</i>			3	3		
<i>K. sterilia</i>			6	6		
Levaduras			1	1		

Tabla V.30- Micoflora de las zonas corporales estudiadas en animales clínicamente sanos. Frecuencia (FRE) y porcentaje (POR) de aparición.

HONGOS	OREJA		EXTREMIDAD		MAMA	
	FRE	POR	FRE	POR	FRE	POR
<i>M. fulvum</i>	2	1'3	1	0'7		
<i>M. canis</i>	1	0'7				
<i>Penicillium</i>	54	36'2	33	22'1	11	28'9
<i>Aspergillus</i>	52	34'9	49	32'9	26	68'4
<i>Scopulariosis</i>	45	30'2	21	14'1	8	21'1
<i>Rhizopus</i>	31	20'8	32	21'5	13	34'2
<i>Alternaria</i>	20	13'4	16	10'7	5	13'2
<i>Trichoderma</i>	7	4'7	5	3'4		
<i>Chrysosporium</i>	5	3'4	4	2'7	1	2'6
<i>Phoma</i>	3	2	3	2		
<i>Epicoccum</i>	2	1'3	1	0'7		
<i>Trichothecium</i>	1	0'7	1	0'7		
<i>Mucor</i>	1	0'7				
<i>Circinella</i>	1	0'7				
<i>Syncephalastrum</i>			2	1'3		
<i>Cladosporium</i>			2	1'3		
<i>Acremonium</i>			1	0'7	2	5'3
<i>Clamydomyces</i>			1	0'7		
<i>Histoplasma</i>			1	0'7		
<i>M. sterilia</i>	27	18'1	16	10'7	4	10'5
Levaduras	3	2	1	0'7	2	5'3

Tabla V 31- Micoflora de las zonas corporales estudiadas en animales aparentemente sanos. Frecuencia (FRE) y porcentaje (POR) de aparición.

ORGANISMOS	OREJA		EXTREMIDAD		NARIZ	
	FRE	POR	FRE	POR	FRE	POR
<i>Montagnophyton</i>	55	31'1	41	23'6	10	27
<i>Aspergillus</i>	9	5'1	9	5'2		
<i>Aspergillus</i>	63	35'6	58	33'3	4	10'8
<i>Aspergillus</i>	36	20'3	30	17'2	11	29'7
<i>Aspergillus</i>	29	16'4	28	16'1		
<i>Aspergillus</i>	17	9'6	21	12'1		
<i>Aspergillus</i>	11	6'2	5	2'9	1	2'7
<i>Aspergillus</i>	7	4	5	2'9		
<i>Aspergillus</i>	6	3'4	7	4		
<i>Aspergillus</i>	5	2'8	1	0'6		
<i>Aspergillus</i>	3	1'7	4	2'3		
<i>Aspergillus</i>	3	1'7	1	0'6		
<i>Aspergillus</i>	2	1'1	3	1'7		
<i>Aspergillus</i>	2	1'1	1	0'6		
<i>Syncephalantzen</i>	1	0'6				
<i>Trichoderma</i>	1	0'6				
<i>Trichoderma</i>			1	0'6		
<i>Trichoderma</i>			1	0'6		
<i>Aspergillus</i>	13	7'3	16	9'2	3	8'1
<i>Aspergillus</i>	3	1'7	4	2'3	1	2'7

Tabla V.32 - Valores de χ^2 obtenidos al estudiar las diferencias en las frecuencias de aparición de los hongos mayoritarios en la oreja entre los estados sanitarios analizados.

Hongos	S/A/E _m /E _c	S/A	S/E _m	S/E _c	A/E _m	A/E _c	E _m /E _c
<i>T. mentagrophytes</i>	149'24**	55'13**	52'61**	142'17**	15'31**	36'73**	0'18
<i>M. canis</i>	47'72**	6'60	5'48	36'46**	0'64	21'44**	3'88
<i>Aspergillus</i>	10'13**	0'01	0'00	8'30**	0'00	9'20**	3'55
<i>Penicillium</i>	44'42**	35'18**	10'61**	16'68**	0'00	0'65	0'38
<i>Scopulariopsis</i>	15'90**	4'24	4'63	14'02**	0'96	4'93	0'00
<i>Alternaria</i>	2'83	0'39	2'57	0'00	0'97	0'12	1'11
<i>Rhizopus</i>	37'60**	15'88**	9'02**	22'34**	2'59	6'55	--

* = diferencia significativa con coeficiente de seguridad 95%

** = diferencia significativa con coeficiente de seguridad 99%

S = conejos clínicamente sanos.

A = " aparentemente sanos.

E_m = " enfermos (zona sin lesión).

E_c = " enfermos (zona con lesión).



RESULTADOS

Tabla V.33 - Valores de χ^2 obtenidos al estudiar las diferencias en las frecuencias de aparición de los hongos mayoritarios en la extremidad entre los estados sanitarios analizados.

Hongos	S/A/E _m /E _c	S/A	S/E _m	S/E _c	A/E _m	A/E _c	E _m /E _c
<i>T. mentagrophytes</i>	116'18** [*]	40'56** [*]	87'71** [*]	99'58** [*]	14'26** [*]	24'74** [*]	11'01** [*]
<i>N. canis</i>	55'41** [*]	7'41** [*]	41'70** [*]	--	24'82** [*]	0'54	25'60** [*]
<i>Aspergillus</i>	4'70	0'00	0'31	0'51	0'29	0'50	0'52
<i>Penicillium</i>	6'42 [*]	5'72 [*]	1'69	0'66	1'23	4'64 [*]	0'70
<i>Scopulariopsis</i>	15'55** [*]	0'84	9'85** [*]	1'17	9'85** [*]	0'00	0'21
<i>Alternaria</i>	21'73** [*]	1'70	17'83** [*]	0'00	11'07** [*]	0'67	2'10
<i>Rhizopus</i>	39'38** [*]	27'61** [*]	16'77** [*]	2'70	0'00	16'73** [*]	0'31

* = diferencia significativa con coeficiente de seguridad 95%

** = diferencia significativa con coeficiente de seguridad 99%

S = conejos clínicamente sanos.

A = " aparentemente sanos.

E_m = " enfermos (zona sin lesión).

E_c = " enfermos (zona con lesión).

Tabla V.34 - Valores de χ^2 obtenidos al estudiar las diferencias en las frecuencias de aparición de los hongos mayoritarios en la mama entre los estados sanitarios analizados.

Hongos	S/A/E _s /E _c	S/A	S/E _s	S/E _c	A/E _s	A/E _c	E _s /E _c
<i>T. mentagrophytes</i>	36'67** [‡]	17'70** [‡]	12'90** [‡]	30'27** [‡]	0'47	6'42 [‡]	8'34** [‡]
<i>M. canis</i>	0'00	--	--	4'31 [‡]	--	3'08	1'74
<i>Aspergillus</i>	32'43** [‡]	16'36** [‡]	18'28** [‡]	8'93** [‡]	1'45	0'00	1'74
<i>Penicillium</i>	15'10** [‡]	11'08** [‡]	5'20 [‡]	3'15	--	--	--
<i>Scopulariopsis</i>	9'90** [‡]	2'75	3'10	0'82	8'54** [‡]	2'67	1'74
<i>Alternaria</i>	9'11 [‡]	3'61	1'35	1'40	--	--	--
<i>Rhizopus</i>	15'77** [‡]	9'32** [‡]	7'78** [‡]	3'08	0'57	0'34	--

* = diferencia significativa con coeficiente de seguridad 95%

** = diferencia significativa con coeficiente de seguridad 99%

S = conejos clínicamente sanos.

A = " aparentemente sanos.

E_s = " enfermos (zona sin lesión).

E_c = " enfermos (zona con lesión).

Tabla V.35- Valores de χ^2 obtenidos al estudiar las diferencias en las frecuencias de aparición de los hongos mayoritarios en los conejos clínicamente sanos entre las zonas corporales analizadas.

Hongos	Ore/Ext/Mama	Ore/Ext	Ore/Mama	Ext/Mama
<i>N. canis</i>	1'26	1'01	--	0'26
<i>Aspergillus</i>	18'15 [*] **	0'15	13'56 [*] **	16'71 [*] **
<i>Penicillium</i>	7'22 [*]	7'13 [*] **	0'59	0'74
<i>Scopulariopsis</i>	11'21 [*] **	11'21 [*] **	1'45	0'99
<i>Alternaria</i>	0'51	0'51	0'00	0'35
<i>Rhizopus</i>	2'82	0'00	2'93	2'92

* = diferencia significativa con coeficiente de seguridad 95%

** = diferencia significativa con coeficiente de seguridad 99%

Ore = oreja.

Ext = extremidad.

Mama = región mamaria.

Tabla V.36- Valores de χ^2 obtenidos al estudiar las diferencias en las frecuencias de aparición de los hongos mayoritarios en los conejos aparentemente sanos entre las zonas corporales analizadas.

Hongos	Ore/Ext/Mama	Ore/Ext	Ore/Mama	Ext/Mama
<i>T. mentagrophytes</i>	3'23	2'81	0'19	2'01
<i>N. canis</i>	1'30	0'00	1'17	1'17
<i>Aspergillus</i>	4'57	0'20	4'81	3'27
<i>Penicillium</i>	4'49	0'47	2'45	3'93
<i>Scopulariopsis</i>	6'25*	0'67	6'15	6'25*
<i>Alternaria</i>	5'05	0'00	5'44	5'47*
<i>Rhizopus</i>	2'36	2'36	0'65	0'00

* = diferencia significativa con coeficiente de seguridad 95%

** = diferencia significativa con coeficiente de seguridad 99%

Ore = oreja.

Ext = extremidad.

Mama = región mamaria.

Tabla V.37- Valores de χ^2 obtenidos al estudiar las diferencias en las frecuencias de aparición de los hongos mayoritarios en la zona sin lesión de los conejos enfermos entre las zonas corporales analizadas.

Hongos	Ore/Ext/Mama	Ore/Ext	Ore/Mama	Ext/Mama
<i>T. mentagrophytes</i>	5'51	3'95 *	6'17 †	2'78
<i>M. canis</i>	7'92 †	3'85 †	1'60	4'28 †
<i>Aspergillus</i>	6'22 †	0'18	32'59 **	6'29
<i>Penicillium</i>	3'39	1'27	1'60	2'64
<i>Scopulariopsis</i>	11'39 **	3'17	1'44	0'31
<i>Alternaria</i>	7'44 †	0'76	3'12	6'24
<i>Rhizopus</i>	1'52	1'05	--	0'47

† = diferencia significativa con coeficiente de seguridad 95%

** = diferencia significativa con coeficiente de seguridad 99%

Ore = oreja.

Ext = extremidad.

Mama = región mamaria.

Tabla V.38- Valores de χ^2 obtenidos al estudiar las diferencias en las frecuencias de aparición de los hongos mayoritarios en la zona con lesión de conejos enfermos entre las zonas corporales analizadas.

Hongos	Ore/Ext/Mama	Ore/Ext	Ore/Mama
<i>T. mentagrophytes</i>	5'74	4'73 *	2'20
<i>M. canis</i>	3'69	2'73	0'70
<i>Aspergillus</i>	0'64	0'00	0'71
<i>Penicillium</i>	5'57	4'75 *	1'22
<i>Scopulariopsis</i>	1'23	1'23	1'22
<i>Alternaria</i>	1'21	0'13	1'21

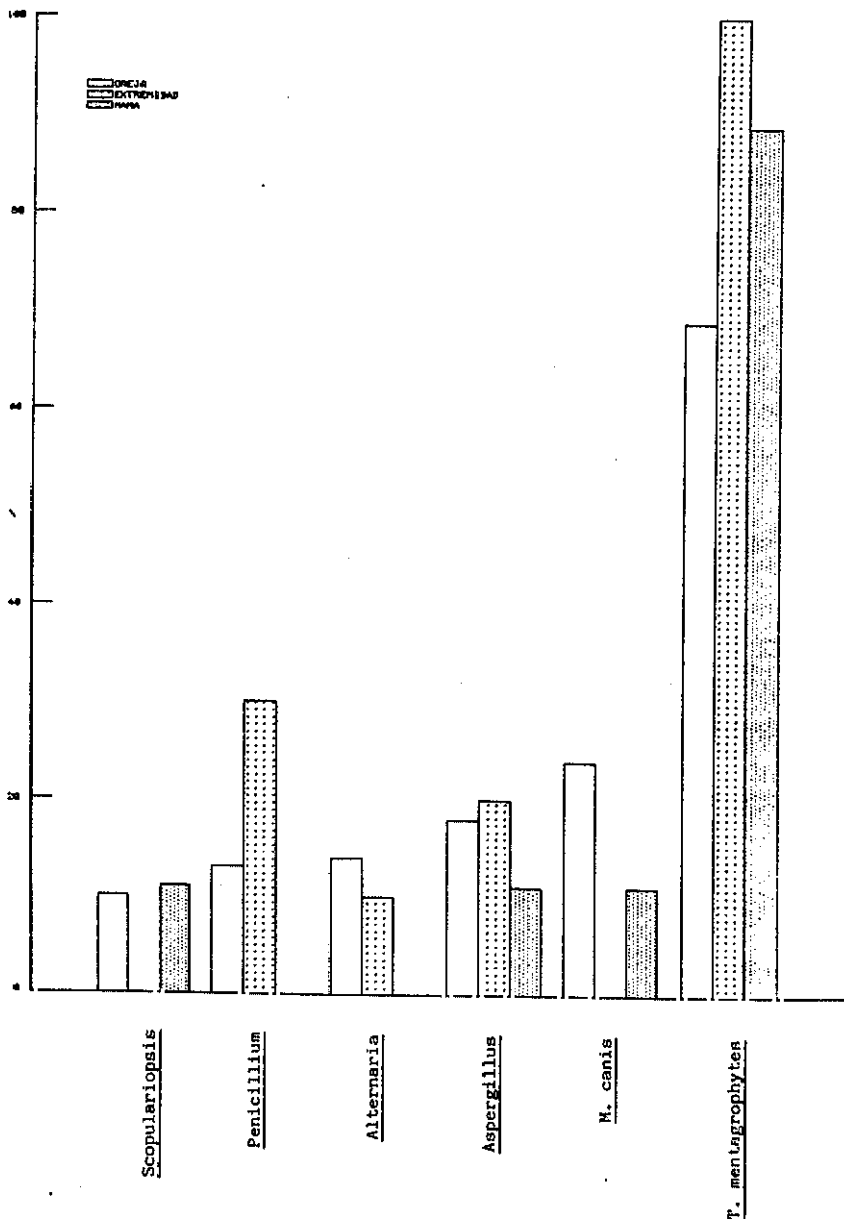
* = diferencia significativa con coeficiente de seguridad 95%

** = diferencia significativa con coeficiente de seguridad 99%

Ore = oreja.

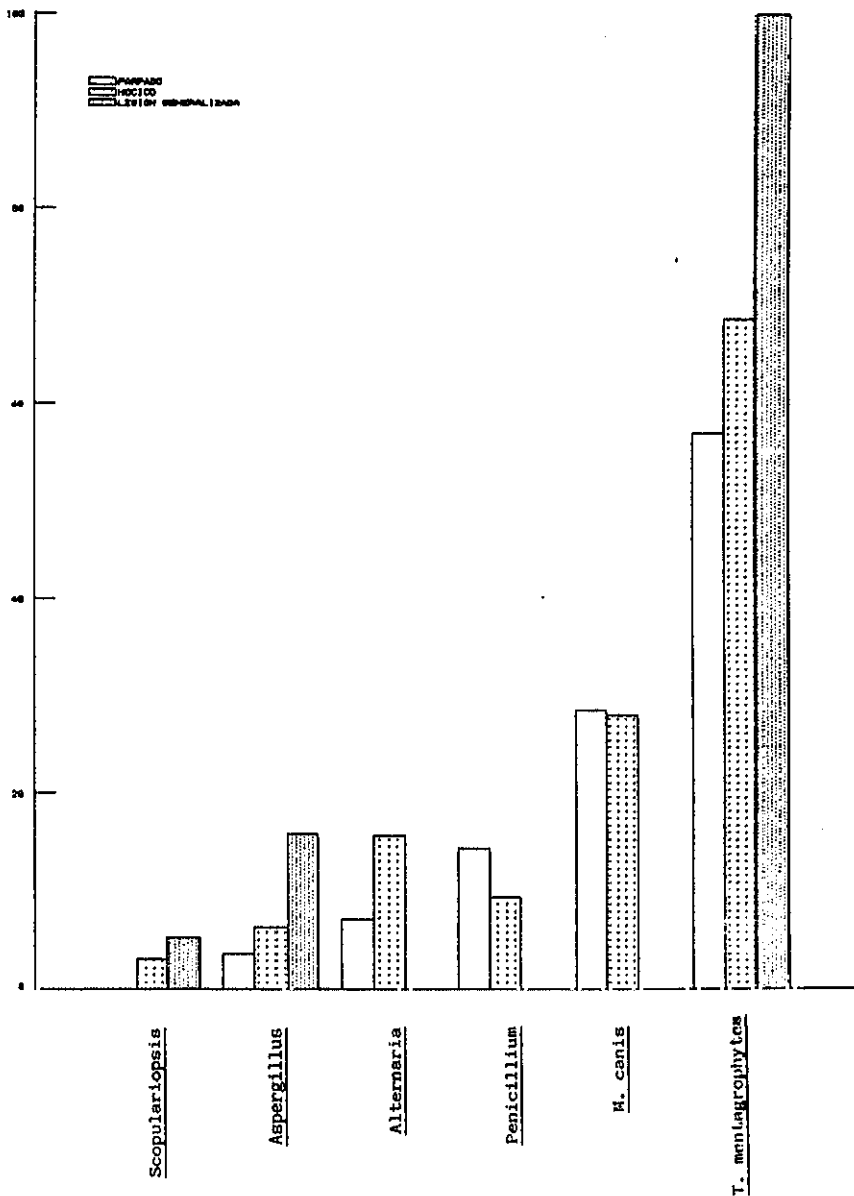
Ext = extremidad.

Mama = región mamaria.



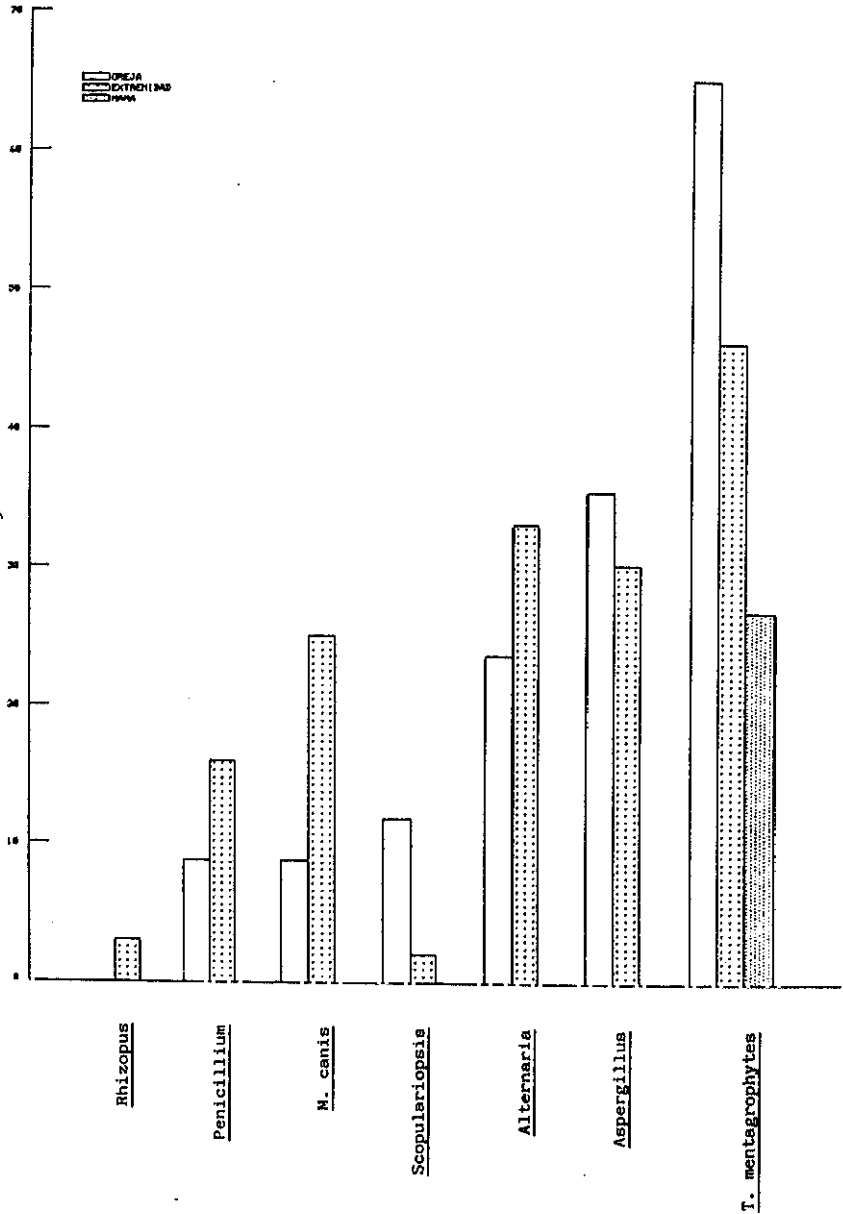
Gráfica V.12 - Micoflora de las zonas con lesión en animales enfermos.

ORCIENTAJE

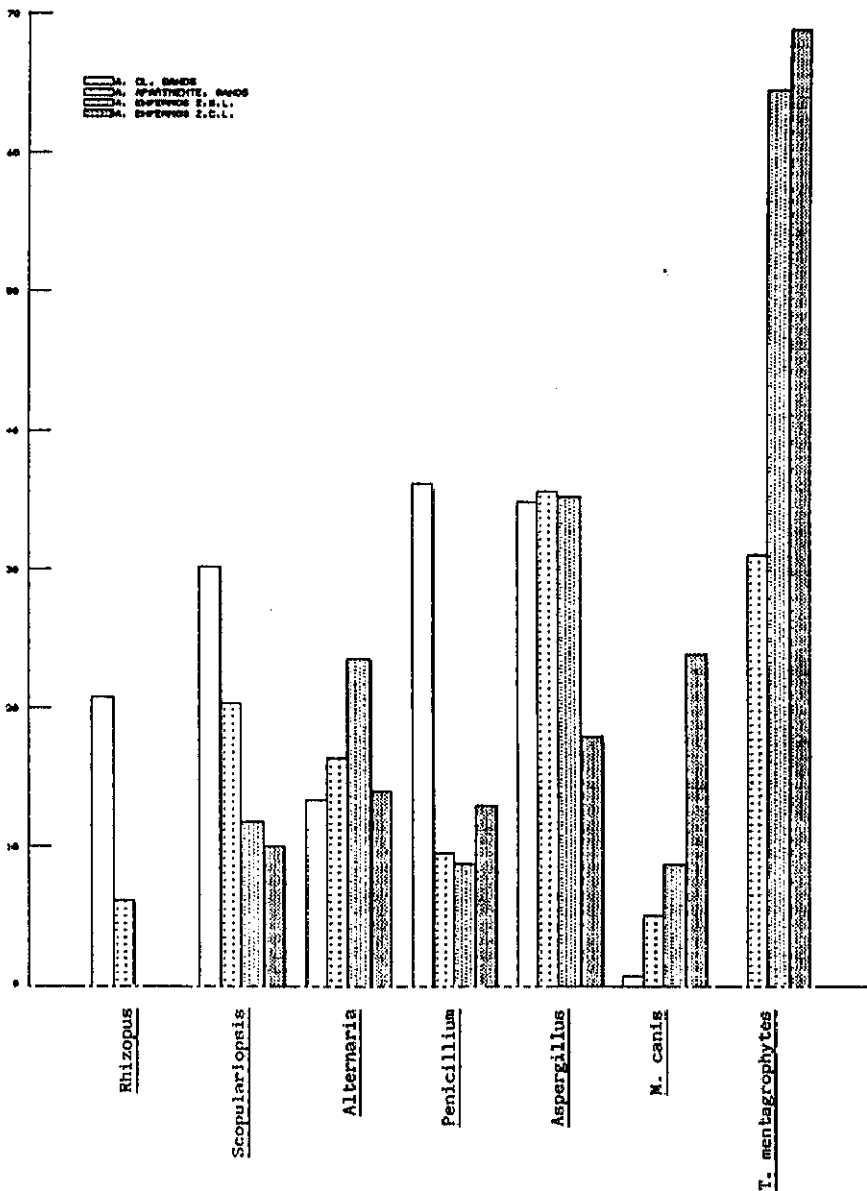


Gráfica V.13 - Micoflora de las restantes zonas con lesión en animales enfermos.

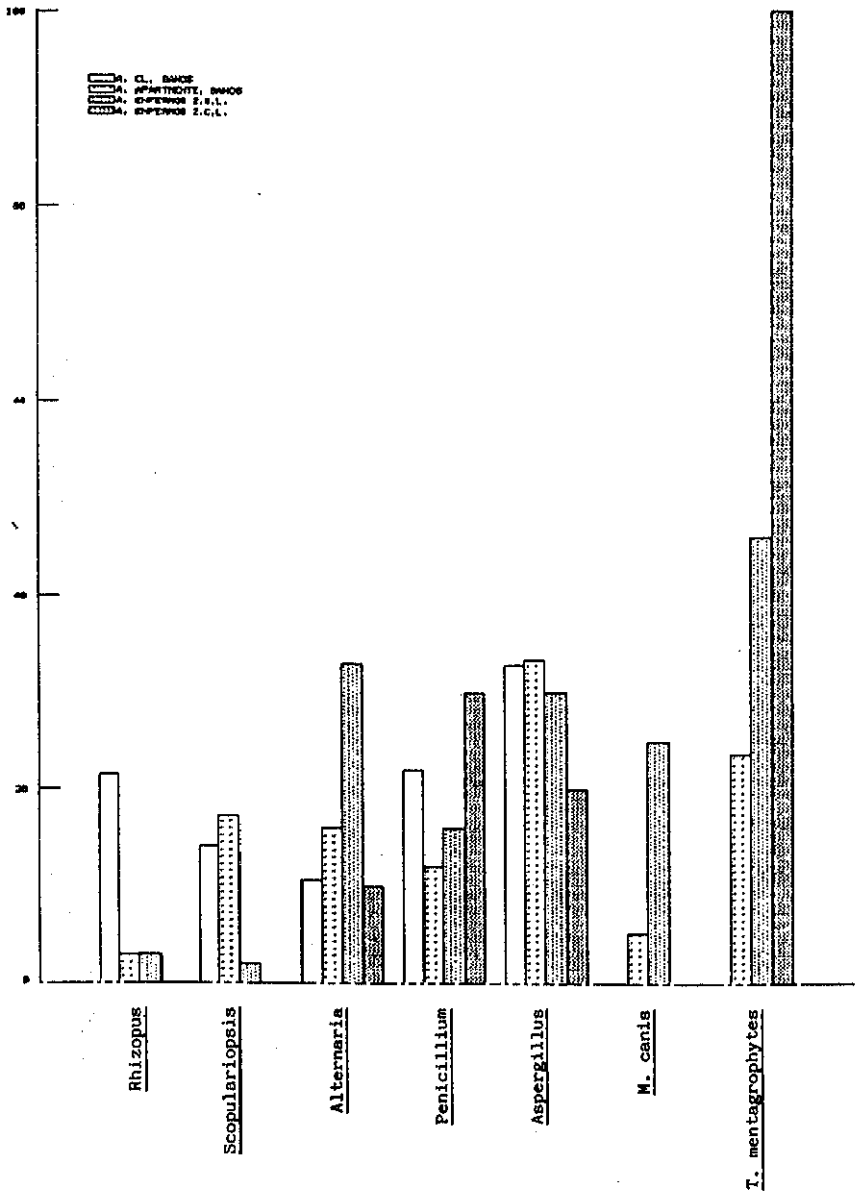
PORCENTAJE



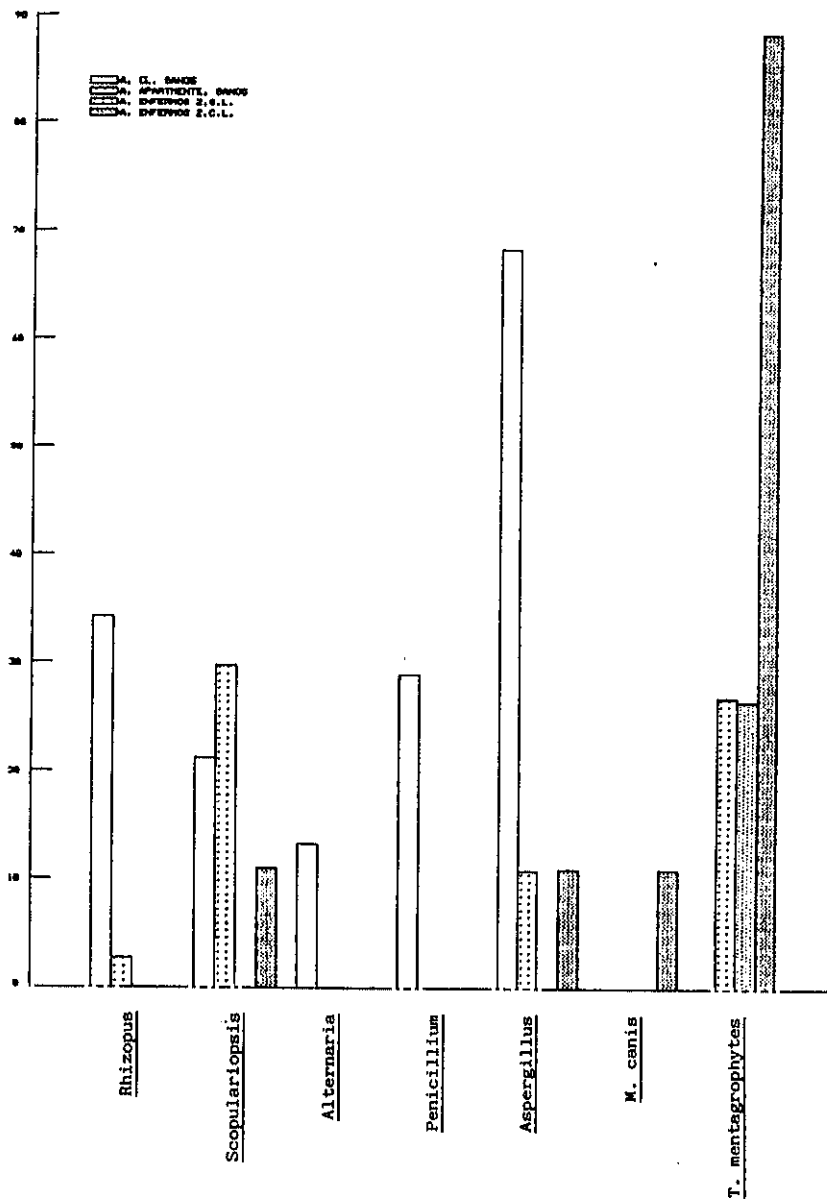
Gráfica V.14 - Micoflora de las zonas sin lesión en animales enfermos.



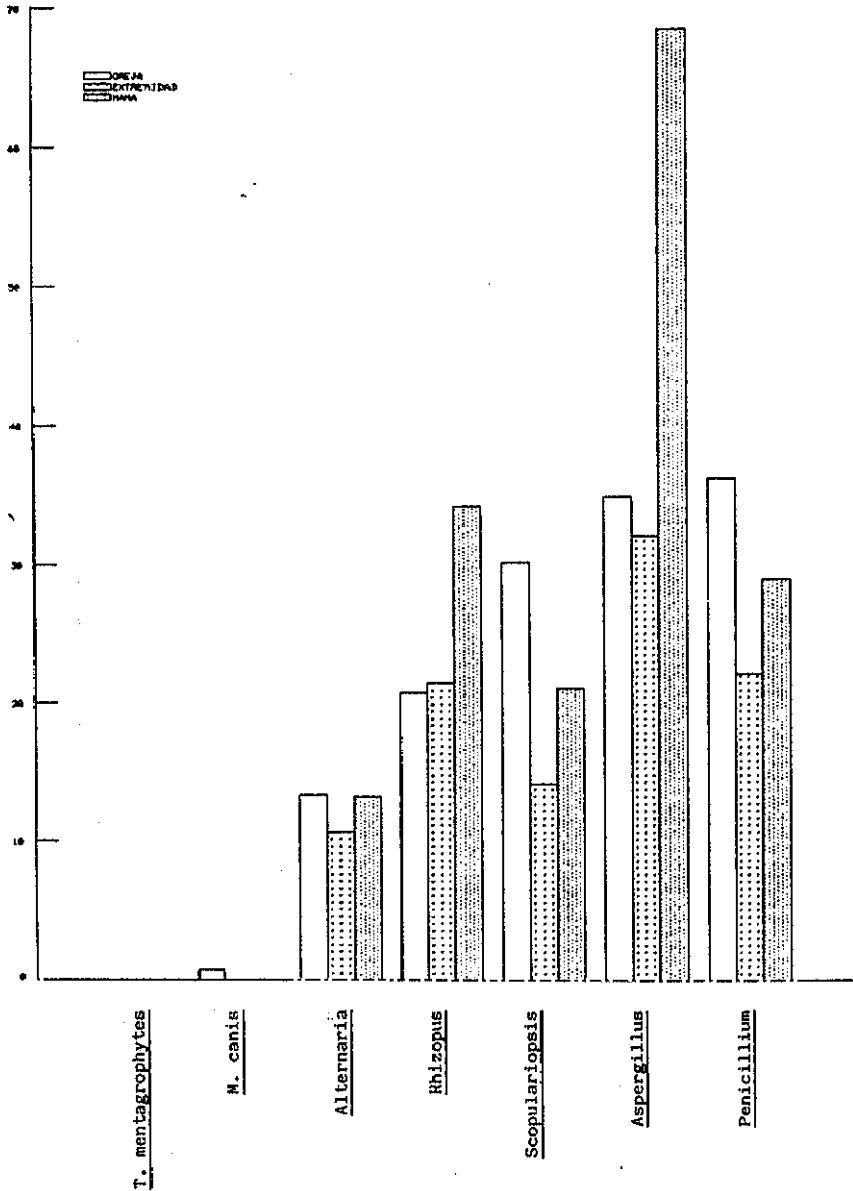
Gráfica V.15 - Micoflora predominante encontrada en el pabellón auricular. Distribución en función del factor estado sanitario de los animales.



Gráfica V.16- Micoflora predominante encontrada en la extremidad investigada. Distribución en función del factor estado sanitario de los animales.

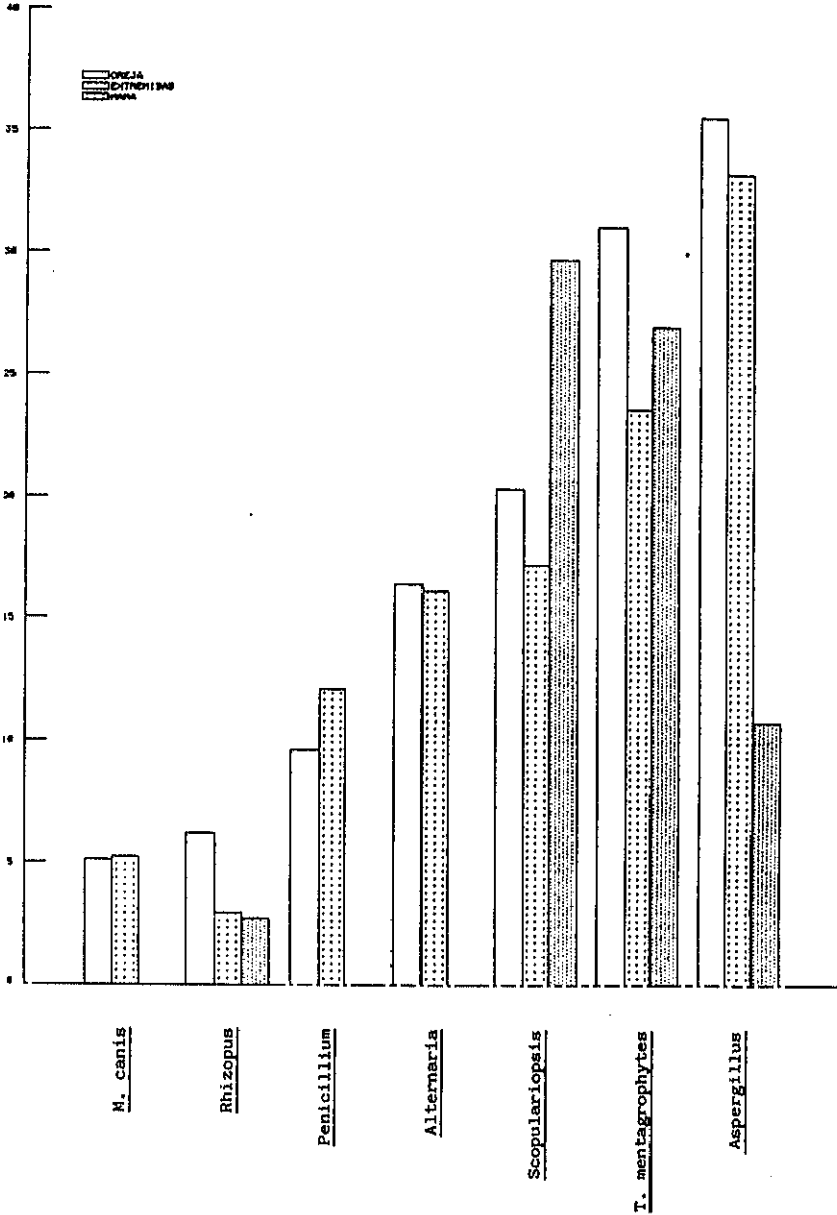


Gráfica V.17 - Micoflora predominante encontrada en la región mamaria. Distribución en función del factor estado sanitario de los animales.

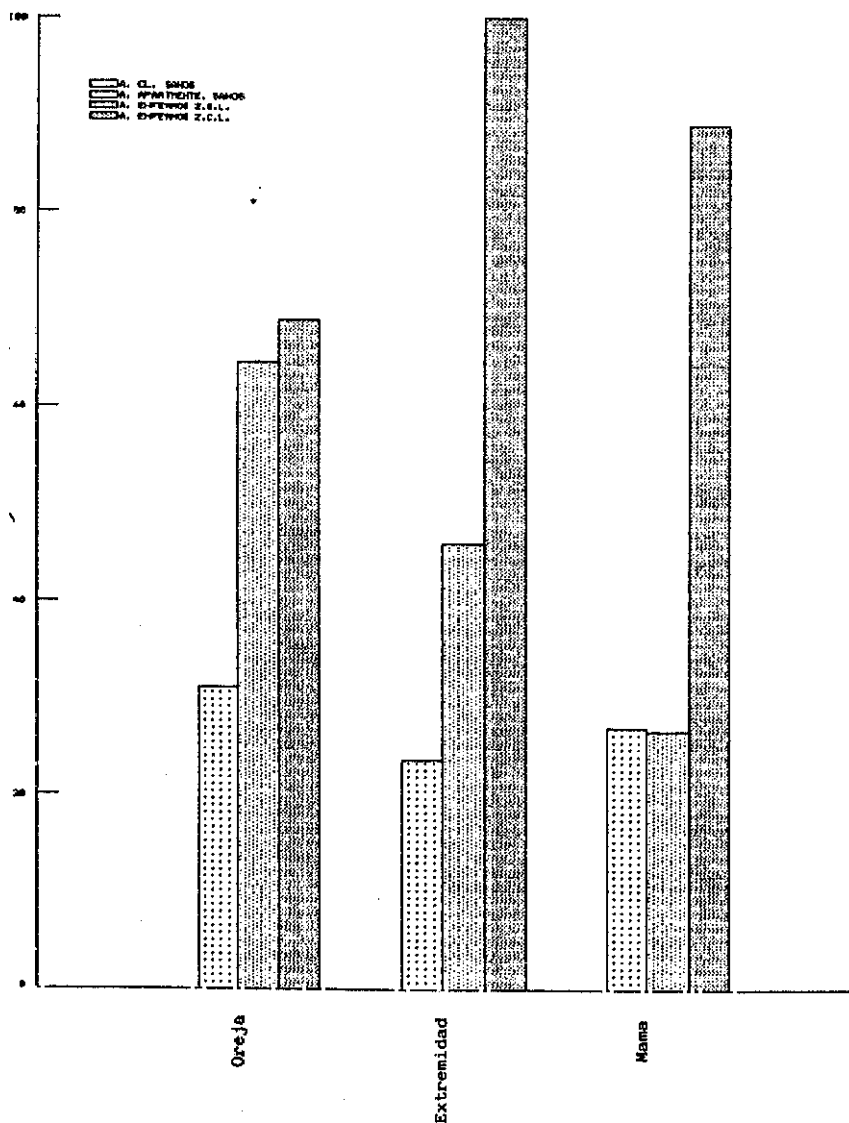


Gráfica V.18 - Micoflora de las zonas corporales estudiadas en animales clínicamente sanos.

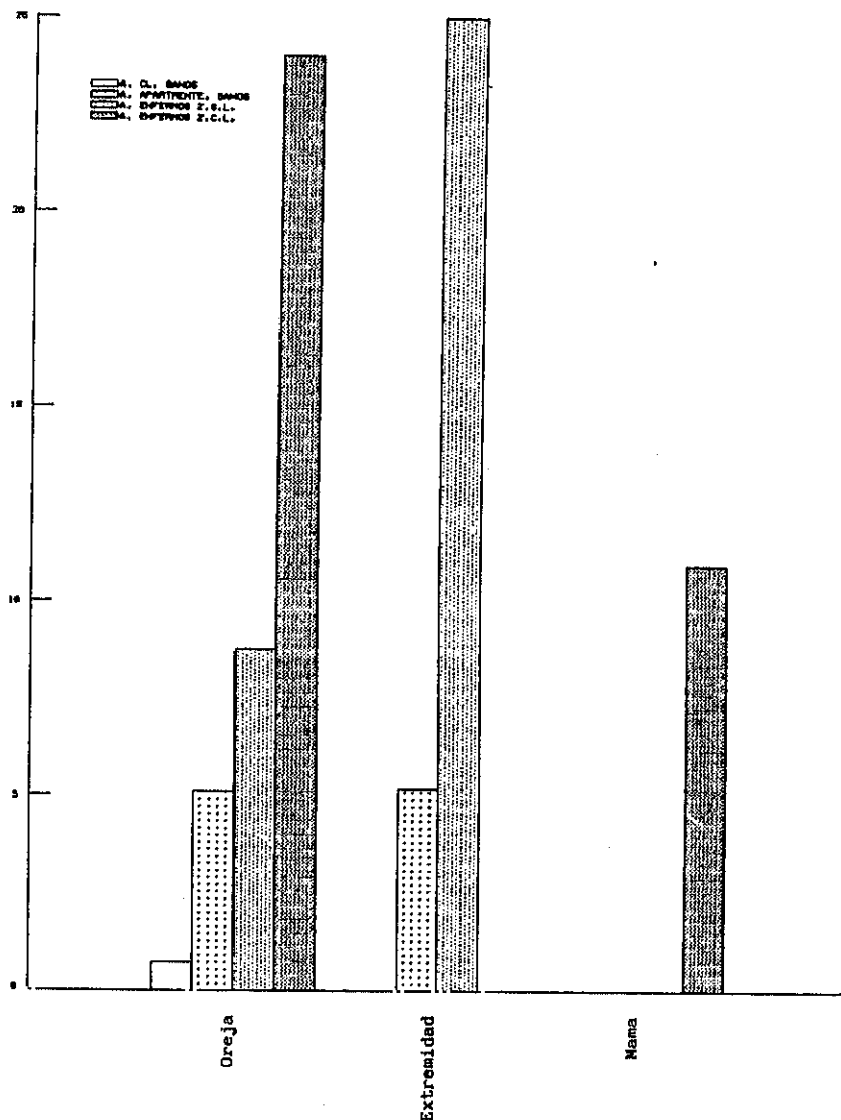
DATA



Gráfica V.19 - Micoflora de las zonas corporales estudiadas en animales aparentemente sanos.



Gráfica V.20 - Presencia de *Trichophyton mentagrophytes* en las zonas corporales investigadas. Distribución en función del factor estado sanitario de los animales.



Gráfica V.21 - Presencia de *Microsporium canis* en las zonas corporales investigadas. Distribución en función del factor estado sanitario de los animales.

5.5- Métodos de diagnóstico.

5.5.1- Observación directa.

Para el mejor estudio de las 146 muestras procedentes de zonas con lesión evidente investigadas, englobamos los resultados dentro de una tabla de 2x2 (tabla V.39), comparando la observación directa con el otro método utilizado como es el aislamiento de los hongos patógenos en medios de cultivo estériles, considerando este último en nuestro estudio como método de referencia. Con estos datos, efectuamos el cálculo del valor predictivo, sensibilidad y especificidad para el método de observación directa, obteniendo unos valores relativamente altos en lo que se refiere a valor predictivo (84'9%) y sensibilidad (78'9%) del método e inferior en especificidad (50%).

5.5.2- Medios de cultivo.

Los resultados obtenidos en cada uno de los medios de cultivo empleados, al cultivar las muestras de palos y escamas recogidas de los conejos los hemos resumido en la tabla V.40 y en las gráficas V.22, V.23 y V.24.

5.5.2.1- Aspectos del crecimiento en los medios de cultivo de interés diagnóstico.

La utilización continua de distintos medios de cultivo nos ha permitido obtener una serie de datos de interés diagnóstico, entre los que podemos mencionar:

a). Viraje en los medios de cultivo DTM y DTM + ICC (tablas V.41 y V.42 y gráficas V.25 y V.26). Los valores estadísticos en la especie *T. mentagrophytes* var. *mentagrophytes* son: media de 5'6 días en DTM y 5'1 en DTM + ICC. En *M. canis* var. *canis* la media es de 8 días en DTM y de 6'2 en DTM + ICC (gráficas V.27 y V.28).

b). Otro factor que podemos destacar es la diferencia existente en la rapidez de crecimiento entre las dos especies aisladas consideradas como causantes de las lesiones, es decir, las especies *T. mentagrophytes* var. *mentagrophytes* y *M. canis* var. *canis*, en los medios selectivos para dermatofitos utilizados (tablas V.43 a V.48 y gráficas V.29 y V.45). La comparación entre dichas especies, aisladas a partir de animales enfermos, se realizó en el medio DTM considerando el primer día en el que el desarrollo de las colonias permitía su identificación. La moda en la especie *T. mentagrophytes* var. *mentagrophytes* se situó en el día 5 (media aritmética +/- desviación típica, 5'5 +/- 1'65) y en la especie *M. canis* var. *canis* en el día 8 (7'6 +/- 2'43).

5.5.2.2- Detección de caracteres morfológicos.

Al efectuar la observación microscópica, detectamos que existían diferencias en el tiempo de aparición de las macro y microconidias entre las especies *T. mentagrophytes* var. *mentagrophytes* y *M. canis* var. *canis* e incluso dentro de la misma especie entre las distintas cepas, por lo que realizamos un estudio en profundidad de 147 cepas aisladas en nuestro trabajo.

En 113 cepas pertenecientes a la especie *T. mentagrophytes* var. *mentagrophytes* (tabla V.49) observamos la presencia de hifas en raqueta de una forma constante, mientras la existencia de hifas pectinadas era escasa y la de órganos nodulares nula. En cuanto a las macroconidias, microconidias y filamentos espirales hemos de mencionar lo siguiente: lo primero que llama la atención es la cantidad de microconidias que presenta esta especie a pesar de la juventud de las colonias, produciéndose posteriormente una disminución de éstas a los largo de los días con el consiguiente envejecimiento de dichas colonias, aunque llega un momento en el que se mantiene su número de una forma aproximada. Sin embargo, las macroconidias aparecen más tarde y permanecen poco tiempo, siendo este dato bastante significativo ya que para la correcta identificación de esta especie es necesario su presencia; por último, las hifas en espiral aparecen más tarde y siguen un comportamiento ulterior parecido al de las microconidias. Estos resultados se han representado en la gráficas V.46 y V.47 teniendo en cuenta los porcentajes hallados en relación al día en que aparecen dichas formaciones (tabla V.50).

En la especie *M. canis* var. *canis* (tabla V.51) observamos también de una forma constante la presencia de hifas en raqueta, mientras que la de hifas en espiral o filamentos en espiral es menos constante; en cambio, no encontramos hifas pectinadas ni cuerpos nodulares. La aparición de macroconidias y microconidias se detecta casi desde el inicio del nacimiento de la colonia, radicando la diferencia entre ambas en la desaparición de las microconidias con el paso de los días, hecho que en nuestro estudio coincide con el mayor aumento de

artrosporas. Estos datos se han obtenidos del estudio de un total de 34 cepas, representándose sus porcentajes en relación a los días en que aparecen en las gráficas (V.48 y V.49) y tabla V. 52.

La dificultad de detección de las macroconidias de la especie *T. mentagrophytes* var. *mentagrophytes*, nos llevó a analizar más detenidamente su aparición en los diversos medios de cultivo utilizados. Al realizar este estudio vimos que la presencia de macroconidias en las 113 cepas aisladas se daba con mayor regularidad y más rápidamente en el medio de aislamiento DTM + ICC con un porcentaje del 44'3% seguido por OCM + ICC 18'6%; DTM 16'8%; OCM 12'4% y Sbt. 7'9%.

Tabla V.39- Relación entre el diagnóstico por aislamiento de dermatofitos e medios de cultivo y la observación directa de muestras de pelos.

	AISLAMIENTO POSITIVO	AISLAMIENTO NEGATIVO	TOTAL
OBSERVACION DIRECTA POSITIVA	90	16	106
OBSERVACION DIRECTA NEGATIVA	24	16	40
TOTAL	114	32	146

Tabla V.40- Porcentajes de aislamiento de *T. mentagrophytes*, *M. canis* y otros hongos en diferentes medios según el tipo de animales investigados.

HONGOS	MEDIO DE CULTIVO				
	DTM	DTM+ICC	OCM	OCM+ICC	SBT
<i>T. mentagrophytes</i>					
. A. enfermos	42'4	45'9	37'6	8'8	25'3
. A. aparentemente sanos	27'5	19'2	23'6	10	10'3
. A. clínicamente sanos	-	-	-	-	-
<i>M. canis</i>					
. A. enfermos	31'8	2'9	25'3	2'4	7'7
. A. aparentemente sanos	6'1	N.E.	3'1	N.E.	2'1
. A. clínicamente sanos	0'6	-	-	-	-
Otros hongos					
. A. enfermos	10'6	3'5	10'6	6'5	24'7
. A. aparentemente sanos	22'9	17'5	36'1	25	47'4
. A. clínicamente sanos	35	57'9	30'1	62'4	69'9
Ausencia de aislamiento					
. A. enfermos	14'1	2'4	12'4	4'1	3'5
. A. aparentemente sanos	41'9	28'3	39'2	30'8	21'2
. A. clínicamente sanos	65	42	70	37'6	30

N.E. = no estudiado.

DTM= Dermatophyte test medium.

DTM+ICC= Dermatophyte test medium + infusión de cerebro y corazón.

OCM= Medio de Sabouraud con oxitetraciclina y cycloheximida.

OCM+ICC= Medio de Sabouraud con oxitetraciclina y cycloheximida + infusión de cerebro y corazón.

SBT= Medio de Sabouraud con oxitetraciclina.

Tabla V.41- *T. mentagrophytes*. Detección del viraje inducido en los medios de cultivo DTM y DTM+ICC (aislamientos a partir de zonas con lesión de animales enfermos). Frecuencia (FRE) y porcentaje (POR) de aparición.

DIAS	MEDIO DE CULTIVO			
	DTM		DTM+ICC	
	FRE	POR	FRE	POR
1	0	-	0	-
2	4	5'9	7	9'6
3	0	-	2	2'7
4	12	17'6	15	20'5
5	21	30'9	22	30'1
6	7	10'3	19	26
7	20	29'4	2	2'7
8	2	2'9	3	4'1
9	1	1'4	1	1'4
10	0	-	0	-
11	1	1'4	2	2'7

DTM+ICC= Dermatophyte test medium + infusión de cerebro y corazón.

DTM= Dermatophyte test medium.

Tabla V.42- *M. canis*. Detección del viraje inducido en los medios de cultivo DTM y DTM+ICC (aislamientos a partir de zonas con lesión de animales enfermos). Frecuencia (FRE) y porcentaje (POR) de aparición.

DIAS	MEDIOS DE CULTIVO			
	DTM		DTM+ICC	
	FRE	POR	FRE	POR
1	0	-	0	-
2	0	-	0	-
3	0	-	0	-
4	3	7'7	1	
5	1	2'6	0	-
6	4	10'3	1	
7	4	10'3	3	
8	12	30'8	0	-
9	9	23'1	0	-
10	0	-	0	-
11	2	5'1	0	-
12	3	7'7	0	-
13	1	2'6	0	-

DTM+ICC= Dermatophyte test medium + infusión de cerebro y corazón.

DTM= Dermatophyte test medium.

Tabla V.43- Detección del crecimiento de *T. mentagrophytes* en animales enfermos en los medios de cultivo DTM y DTM+ICC. Frecuencia (FRE) y porcentaje (POR) de aparición.

DIAS	DTM		DTM+ICC	
	FRE	POR	FRE	POR
1	0	-	0	-
2	4	5'9	7	9'6
3	0	-	2	2'7
4	12	17'6	15	20'5
5	21	30'9	22	30'1
6	7	10'3	19	26'1
7	20	29'4	2	2'7
8	2	2'9	3	4'1
9	1	1'4	1	1'4
10	0	-	0	-
11	1	1'4	2	2'7

DTM+ICC= Dermatophyte test medium + infusión de cerebro y corazón.

DTM= Dermatophyte test medium.

Tabla V.44- Detección del crecimiento de *T. mentagrophytes* en animales aparentemente sanos en los medios de cultivo DTM y DTM+ICC. Frecuencia (FRE) y porcentaje (POR) de aparición.

DIAS	DTM		DTM+ICC	
	FRE	POR	FRE	POR
1	0	-	0	-
2	0	-	0	-
3	0	-	2	9'1
4	1	1'6	3	13'6
5	37	60'7	8	36'4
6	1	1'6	0	-
7	16	26'2	0	-
8	0	-	1	4'5
9	1	1'6	0	-
10	0	-	0	-
11	4	6'6	1	4'5
12	0	-	3	13'6
13	0	-	4	18'2
14	1	1'6	0	-

DTM+ICC= Dermatophyte test medium + infusión de cerebro y corazón.

DTM= Dermatophyte test medium.

Tabla V.45- Detección del crecimiento de *M. canis* en animales enfermos en los medios de cultivo DTM y DTM+ICC. Frecuencia (FRE) y porcentaje (POR) de aparición.

DIAS	DTM		DTM+ICC	
	FRE	POR	FRE	POR
1	0	-	0	-
2	1	2'5	0	-
3	1	2'5	0	-
4	3	7'5	1	20
5	2	5	0	-
6	4	10	1	20
7	5	12'5	3	60
8	12	30	0	-
9	7	17'5	0	-
10	0	-	0	-
11	2	5	0	-
12	3	7'5	0	-

DTM+ICC= Dermatophyte test medium + infusión de cerebro y corazón.

DTM= Dermatophyte test medium.

Tabla V.46- Detección del crecimiento de *T. mentagrophytes* en animales enfermos en los medios de cultivo OCM y OCM+ICC. Frecuencia (FRE) y porcentaje (POR) de aparición.

DIAS	OCM		OCM+ICC	
	FRE	POR	FRE	POR
1	0	-	0	-
2	3	5'2	3	4'4
3	0	-	3	4'4
4	9	15'5	6	8'8
5	18	31	25	36'8
6	8	13'8	12	17'7
7	12	20'7	13	19'1
8	5	8'6	5	7'4
9	1	1'7	0	-
10	0	-	0	-
11	2	3'5	1	1'5

OCM+ICC= Medio de Sabouraud con oxitetraciclina y cycloheximida + infusión de cerebro y corazón.

OCM= Medio de Sabouraud con oxitetraciclina y cycloheximida.

Tabla V.47- Detección del crecimiento de *T. mentagrophytes* en animales aparentemente sanos en los medios de cultivo OCM y OCM+ICC. Frecuencia (FRE) y porcentaje (POR) de aparición.

DÍAS	OCM		OCM+ICC	
	FRE	POR	FRE	POR
1	0	-	0	-
2	0	-	0	-
3	0	-	0	-
4	0	-	0	-
5	26	46'2	6	54'6
6	2	3'7	0	-
7	17	31'5	1	9'1
8	0	-	0	-
9	2	3'7	0	-
10	1	1'9	0	-
11	4	7'4	0	-
12	0	-	0	-
13	1	1'9	2	18'2
14	1	1'9	2	18'2

OCM+ICC= Medio de Sabouraud con oxitetraciclina y cycloheximida + infusión de cerebro y corazón.

OCM= Medio de Sabouraud con oxitetraciclina y cycloheximida.

Tabla V.48- Detección del crecimiento de *N. canis* en animales enfermos y animales aparentemente sanos en el medio de cultivo OCM. Frecuencia (FRE) y porcentaje (POR) de aparición.

DIAS	ANIMALES ENFERMOS		A. APARENTEMENTE SANOS	
	FRE	POR	FRE	POR
1	0	-	0	-
2	7	19'4	0	-
3	0	-	0	-
4	2	5'6	0	-
5	3	8'3	0	-
6	1	2'8	0	-
7	6	16'7	0	-
8	8	22'2	0	-
9	3	8'3	2	25
10	0	-	0	-
11	2	5'6	1	12'5
12	3	8'3	0	-
13	0	-	0	-
14	0	-	1	12'5
21	0	-	4	50
22	1	2'8	0	-

OCM= Medio de Sabouraud con oxitetraciclina y cycloheximida.

Tabla V.49- Detección de caracteres morfológicos microscópicos de *T. mentagrophytes*. Frecuencia (FRE) y porcentaje (POR) de aparición.

DIAS	MACROCONIDIAS		MICROCONIDIAS		HIFAS EN ESPIRAL	
	FRE	POR	FRE	POR	FRE	POR
1	-	-	-	-	-	-
2	3	2'7	7	6'2	-	-
3	8	7'1	1	0'9	-	-
4	5	4'4	20	17'7	-	-
5	10	8'9	36	31'9	2	1'7
6	15	13'3	25	22'1	4	3'5
7	40	35'4	17	15	7	6'2
8	9	7'9	7	6'2	1	0'8
9	3	2'7	-	-	4	3'5
10	4	3'5	-	-	29	25'7
11	4	3'5	-	-	30	26'6
12	-	-	-	-	24	21'2
13	4	3'5	-	-	6	5'3
14	5	4'4	-	-	4	3'5
15	-	-	-	-	-	-
16	3	2'7	-	-	2	1'7

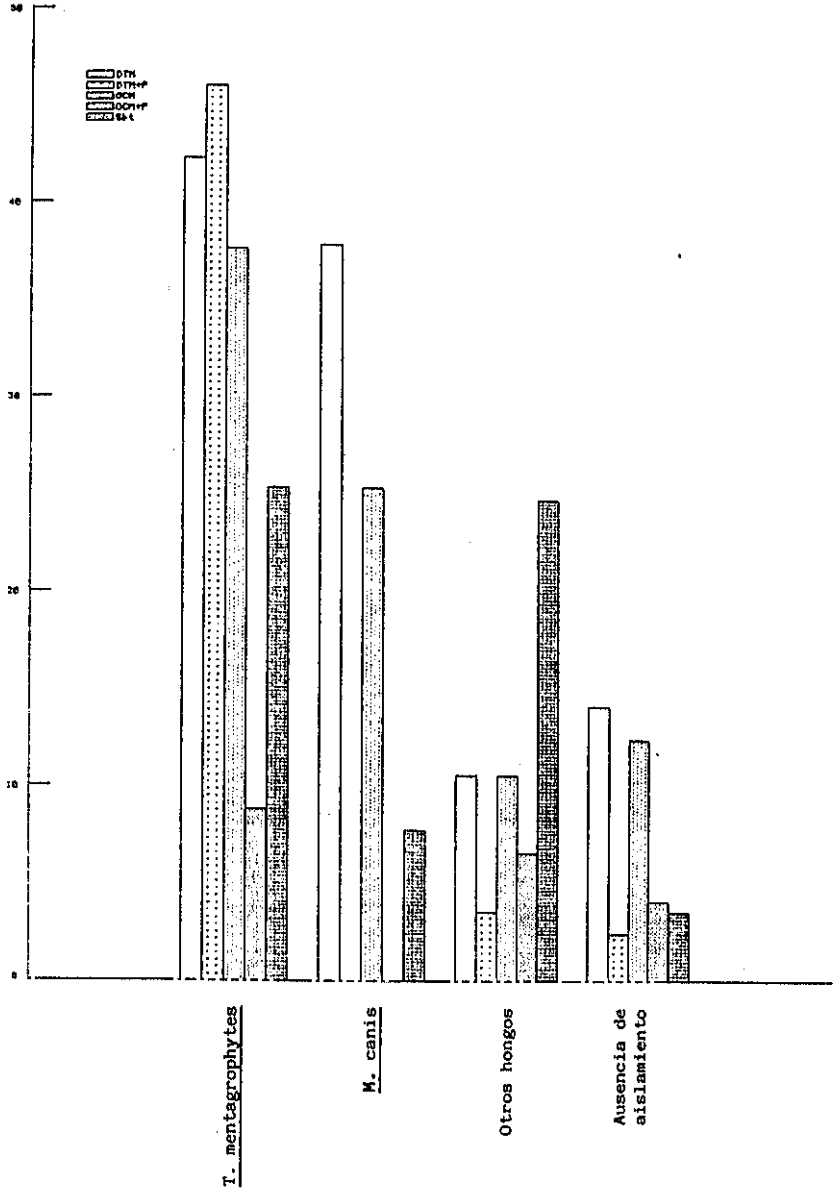
Tabla V.50- Detección de caracteres morfológicos microscópicos en *N. canis*. Frecuencia (FRE) y porcentaje (POR) de aparición.

DIAS	MACROCONIDIAS		MICROCONIDIAS		ARTROSPORAS	
	FRE	POR	FRE	POR	FRE	POR
1	-	-	-	-	-	-
2	-	-	-	-	-	-
3	6	13'6	7	15'9	-	-
4	4	9'1	10	22'7	-	-
5	4	9'1	7	15'9	-	-
6	6	13'6	5	11'4	-	-
7	6	13'6	4	9'1	13	29'5
8	6	13'6	4	9'1	16	36'4
9	8	18'2	4	9'1	9	20'5
10	1	2'3	-	-	-	-
11	1	2'3	2	4'5	2	4'6
12	2	4'5	1	2'3	4	9'1

Tabla V.51- Resumen de parámetros estadísticos (expresados en días) en la detección de características morfológicas microscópicas de las especies *T. mentagrophytes* y *X. canis*

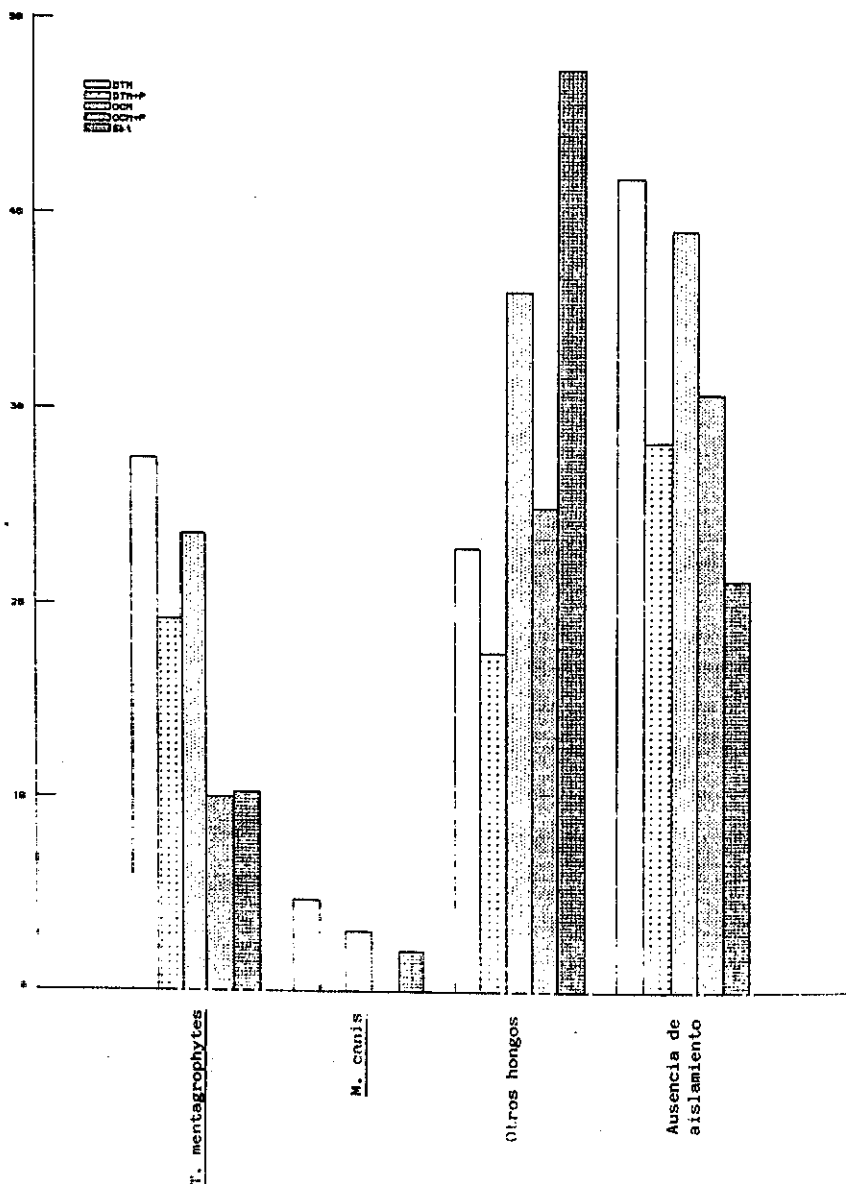
CARACTERISTICAS MORFOLOGICAS	DERMATOFITO		PARAMETRO ESTADISTICO
	<i>T. mentagrophytes</i>	<i>X. canis</i>	
. MACROCONIDIAS	7'3 +/- 3'06	6'8 +/- 2'48	MEDIA
	7	9	MODA
. MICROCONIDIAS	5'3 +/- 1'44	5'8 +/- 2'41	MEDIA
	5	4	MODA
. HIPAS EN ESPIRAL	10'6 +/- 2'02	No detectadas	MEDIA
	11	-	MODA
. ARTROSPORAS	No detectadas	8'4 +/- 1'50	MEDIA
	-	8	MODA

PERCENTAJE



Gráfica V.22 - Porcentaje de aislamiento de Trichophyton mentagrophytes, Microsporum canis y otros hongos en diferentes medios en los animales enfermos investigados.

PORCENTAJE



Gráfica 1.23 - Porcentaje de aislamiento de *Trichophyton mentagrophytes*, *Microsporium canis* y otros hongos en diferentes medios en los animales aparentemente sanos investigados

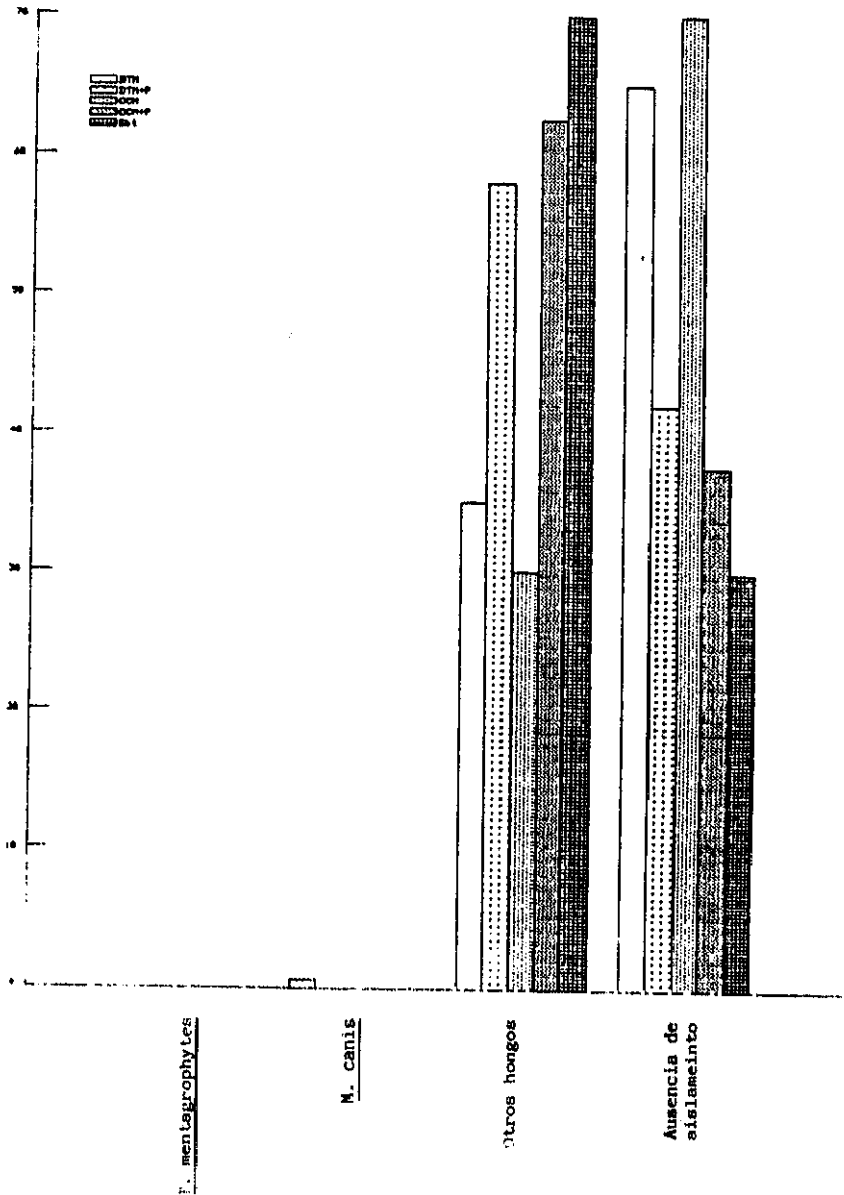
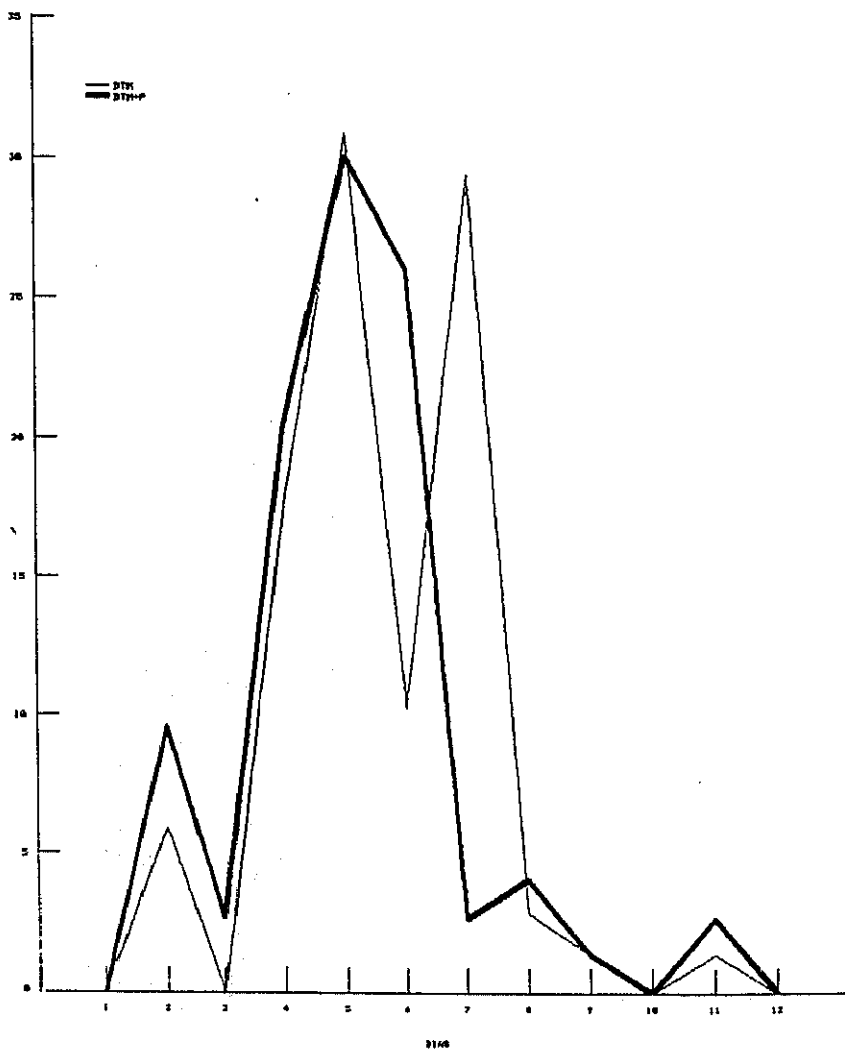


Gráfico - Porcentaje de aislamiento de *Trichophyton mentagrophytes*, *Microsporum canis* y otros hongos en diferentes medios en los animales clínicamente sanos investigados



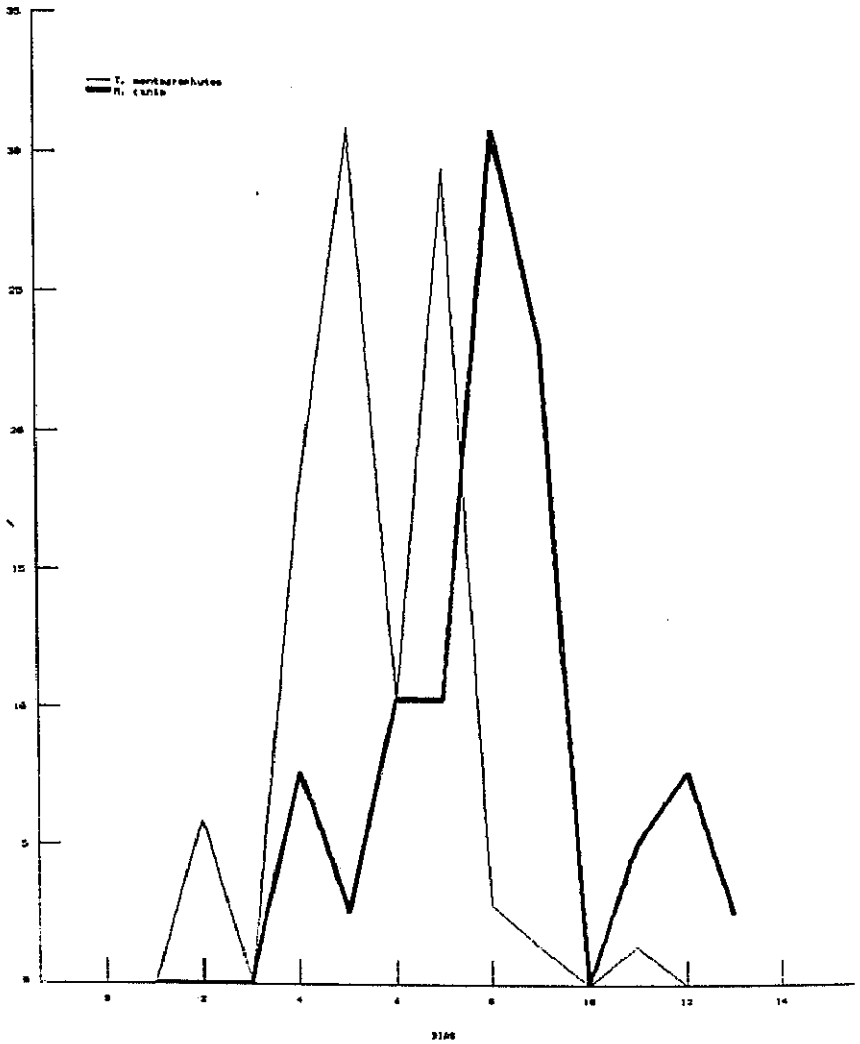
Gráfica V.25 - Trichophyton mentagrophytes - Detección del viraje inducido en los medios de cultivo DTM y DTM+P (aislamiento a partir de zonas con lesión de animales enfermos).

ENTAJE ACUMULADO



Gráfica V.26 - Trichophyton mentagrophytes - Detección del viraje inducido en los medios de cultivo DTM y DTM+P (aislamiento a partir de zonas con lesión de animales enfermos).

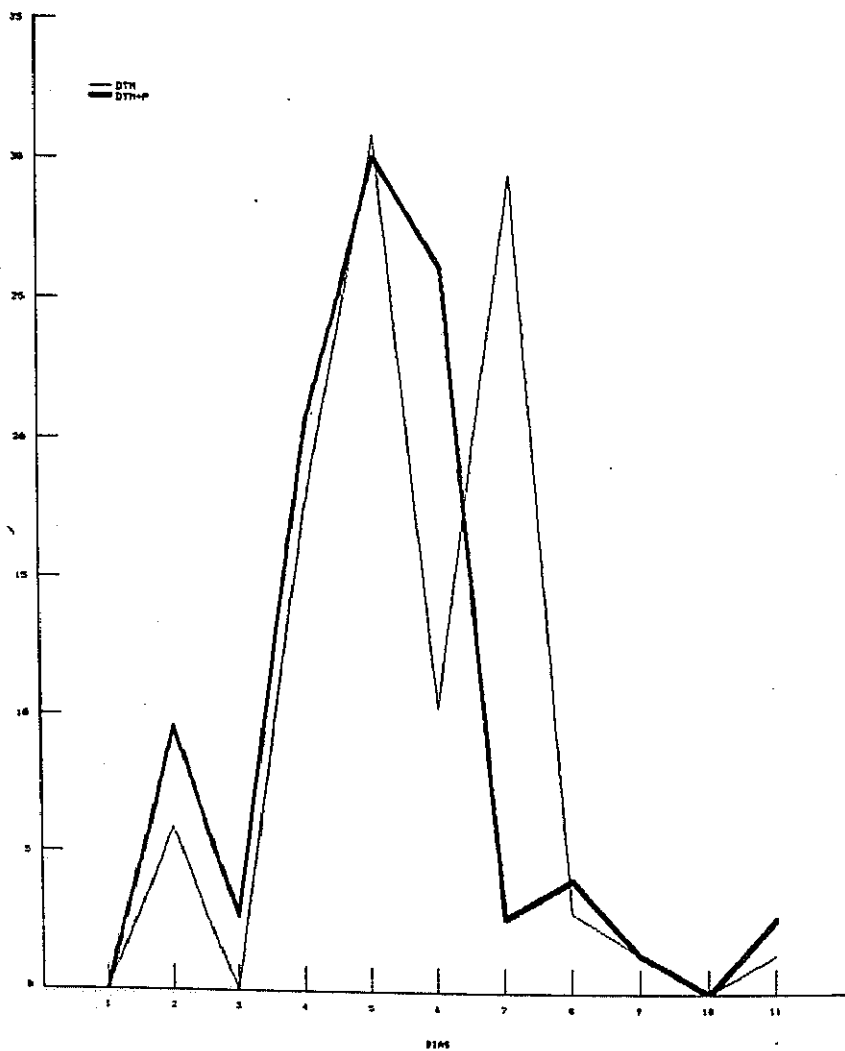
PORCENTAJE



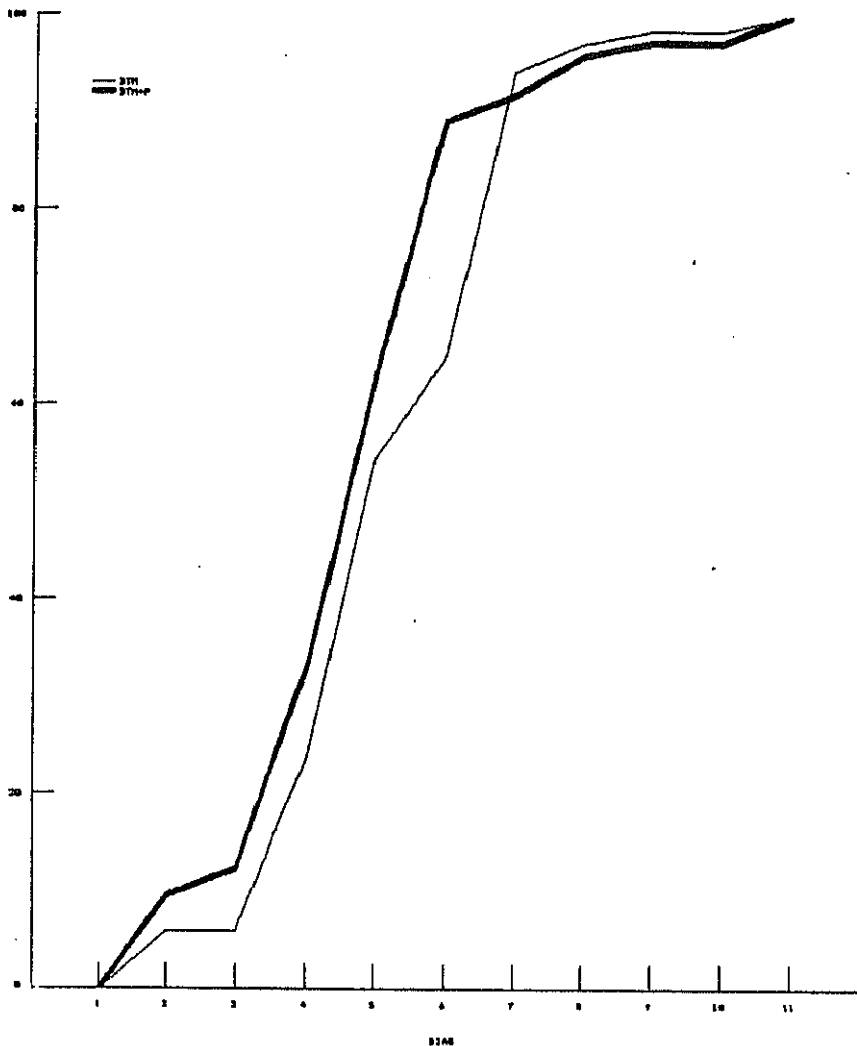
Gráfica V.27 - Trichophyton mentagrophytes y Microsporum canis. - Detección del viraje inducido en el medio de cultivo DTM (aislamiento a partir de zonas con lesión de animales enfermos).



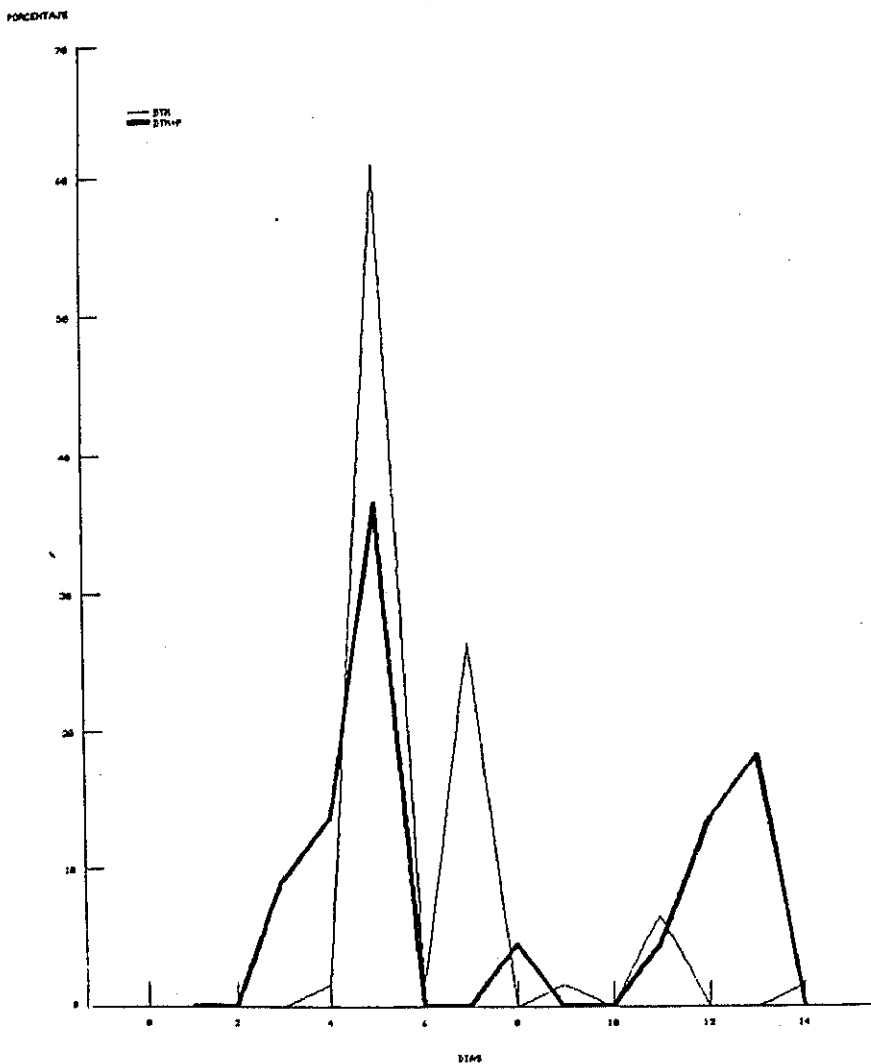
Gráfica V.28 - Trichophyton mentagrophytes y Microsporum canis. Detección del viraje inducido en el medio de cultivo DTM (aislamiento a partir de zonas con lesión de animales enfermos).



Gráfica V.29 - Detección del crecimiento de Trichophyton mentagrophytes en animales enfermos en los medios de cultivo DTM y DTM+P.

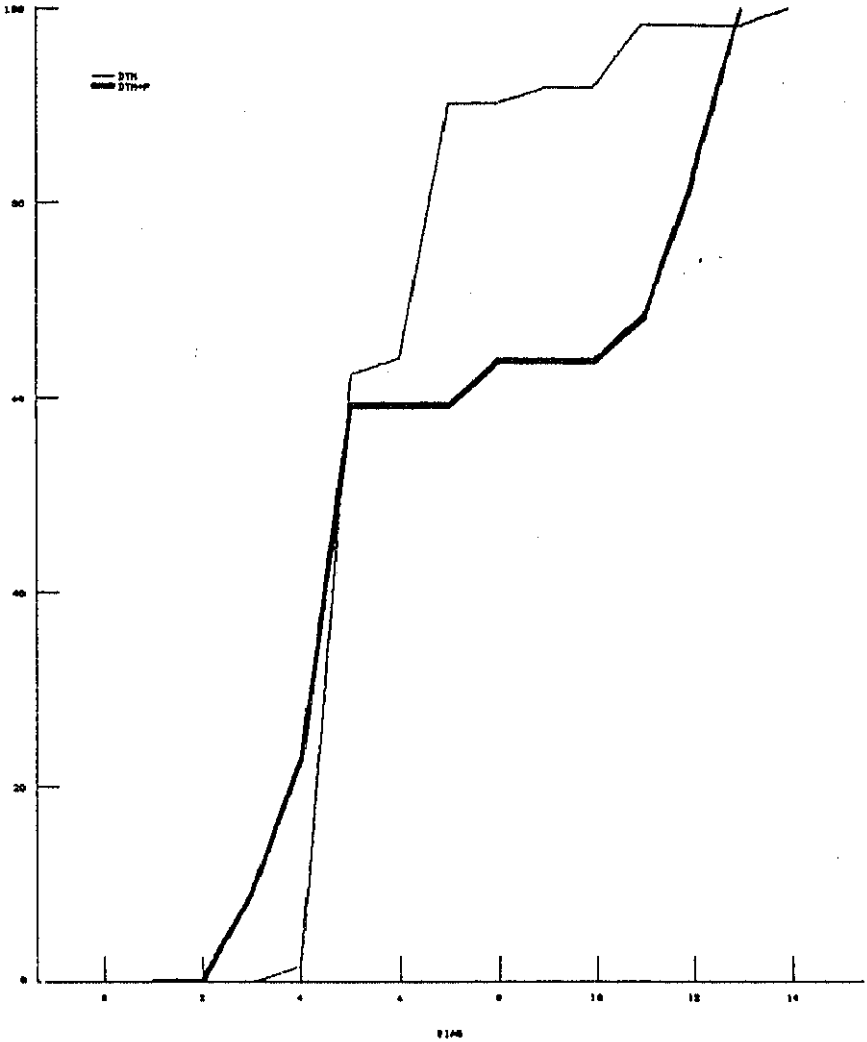


Gráfica V.30 - Detección del crecimiento de Trichophyton mentagrophytes en animales enfermos en los medios de cultivo DTM y DTM+P.

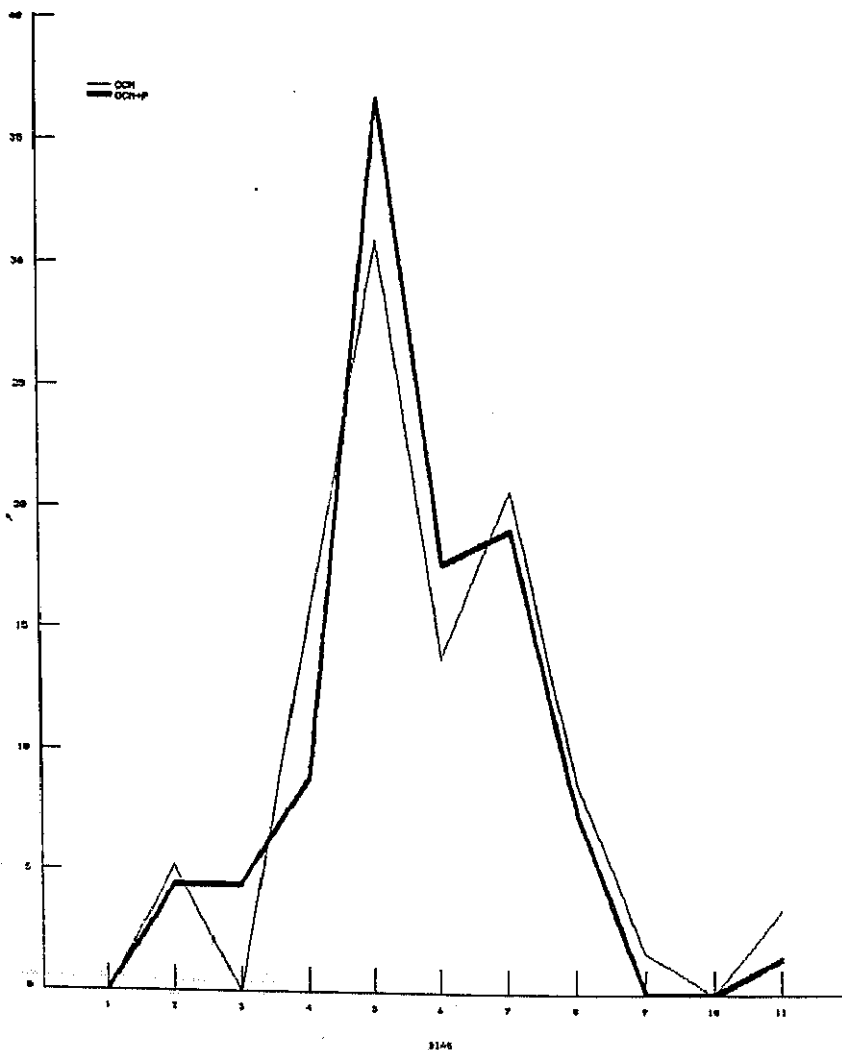


Gráfica V.31 - Detección del crecimiento de Tricophyton mentagrophytes en animales aparentemente sanos en los medios de cultivo DTW y DTW+P.

STAJE ACUMULADO

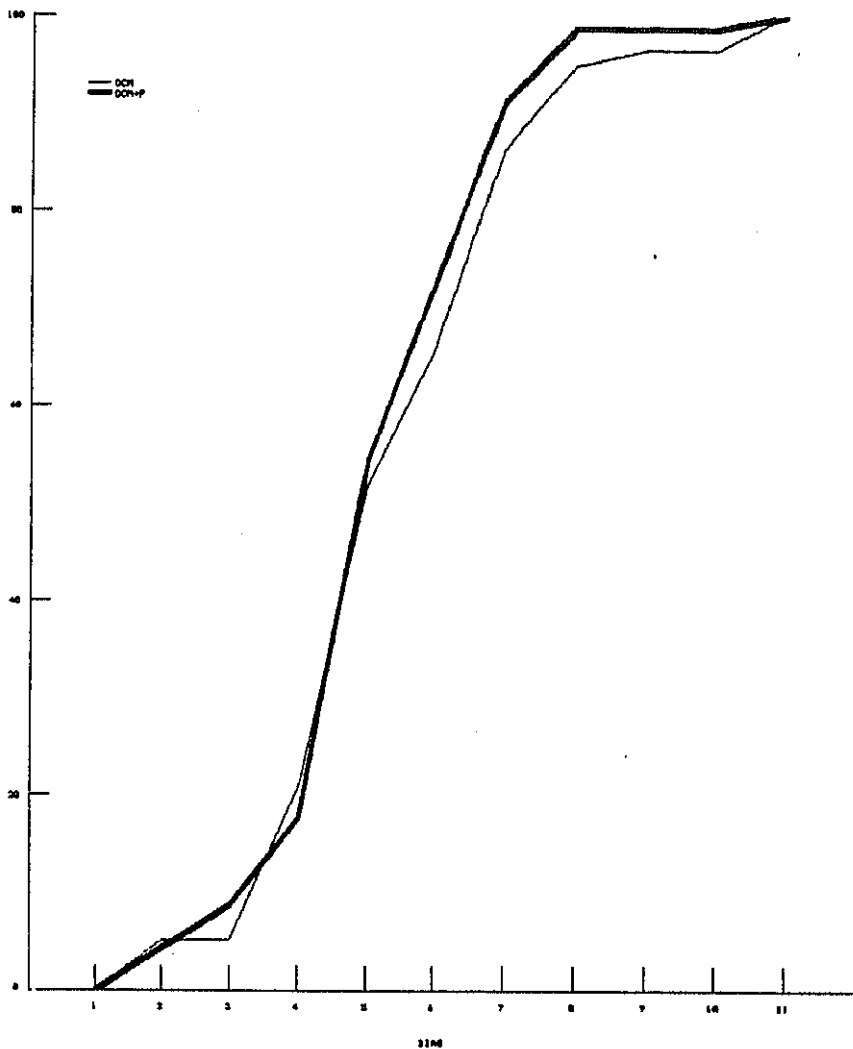


Gráfica V.32 - Detección del crecimiento de Trichophyton mentagrophytes en animales aparentemente sanos en los medios de cultivo DTM y DTM+P.



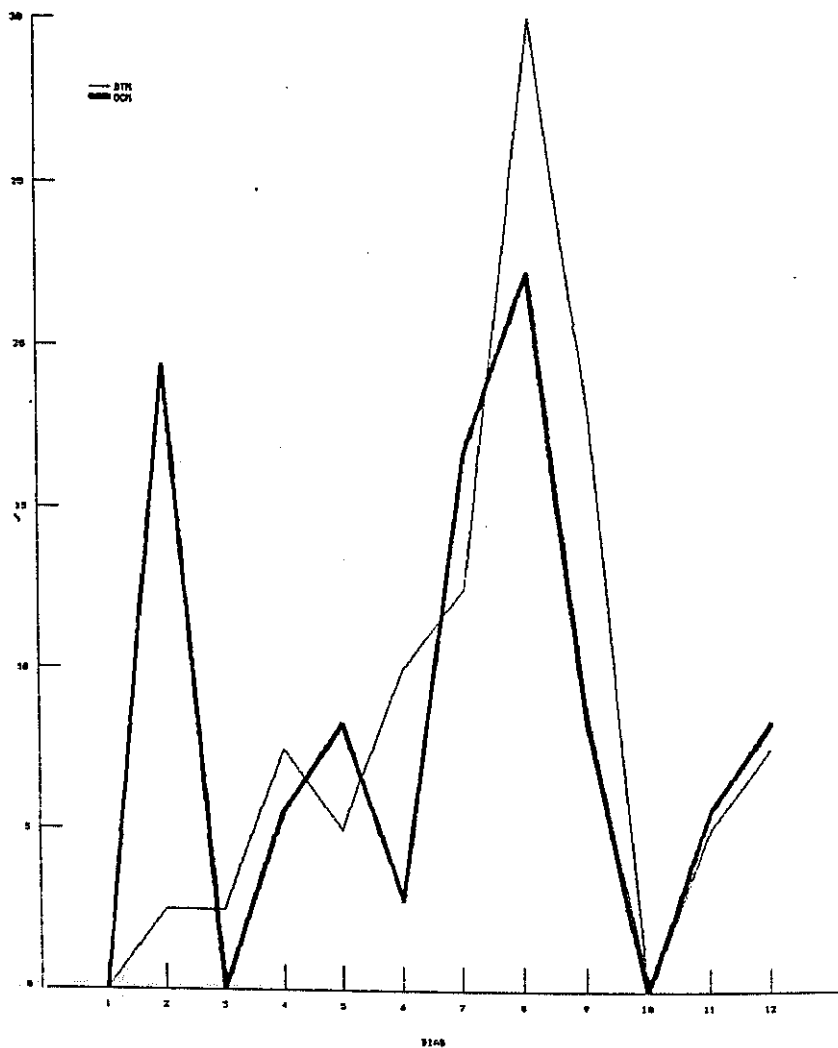
Gráfica V.33 - Detección del crecimiento de Trichophyton mentagrophytes en animales enfermos en los medios de cultivo OCM y OCM+P.

PORCENTAJE ACUMULADO

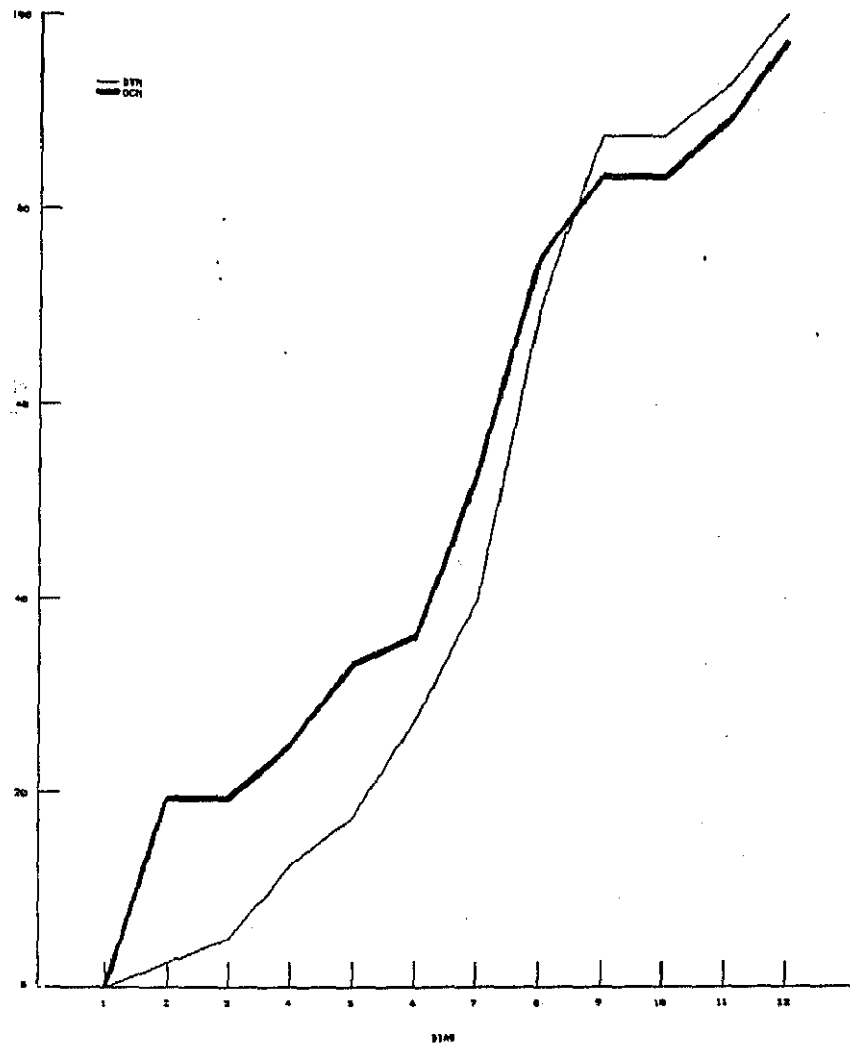


Gráfica V.34 - Detección del crecimiento de Trichophyton mentagrophytes en animales enfermos en los medios de cultivo OCM y OCM+P.

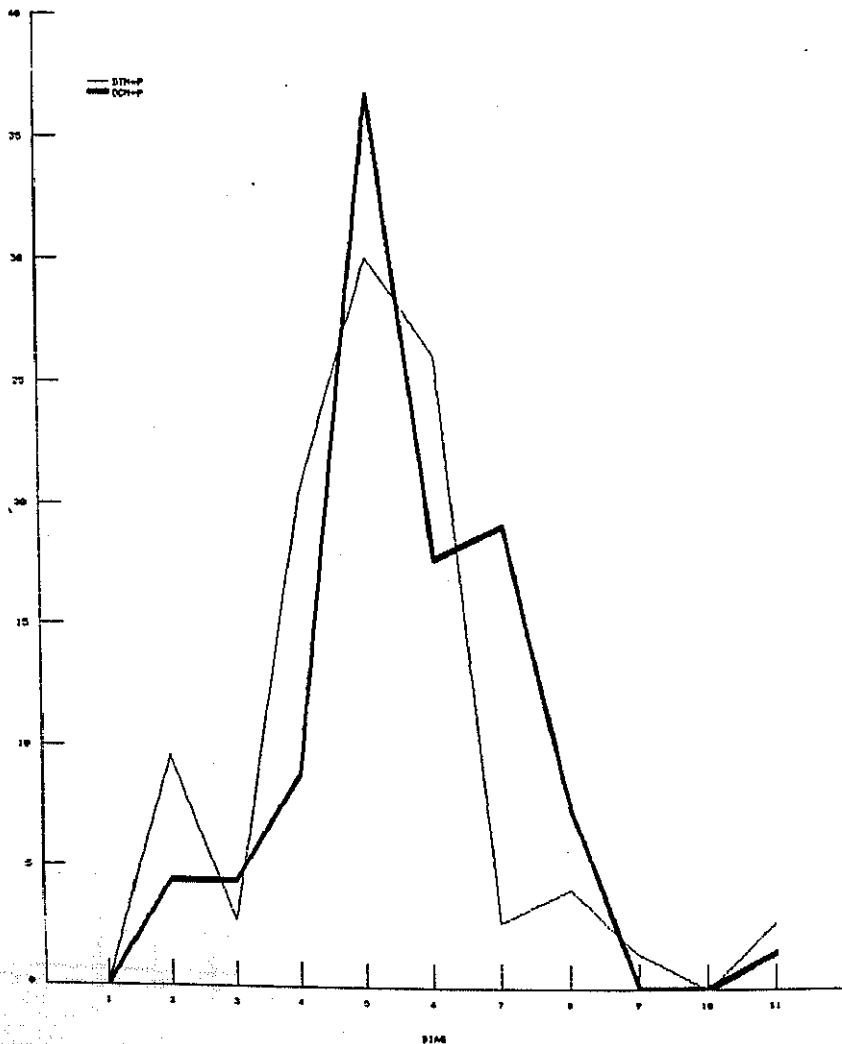
PORCENTAJE



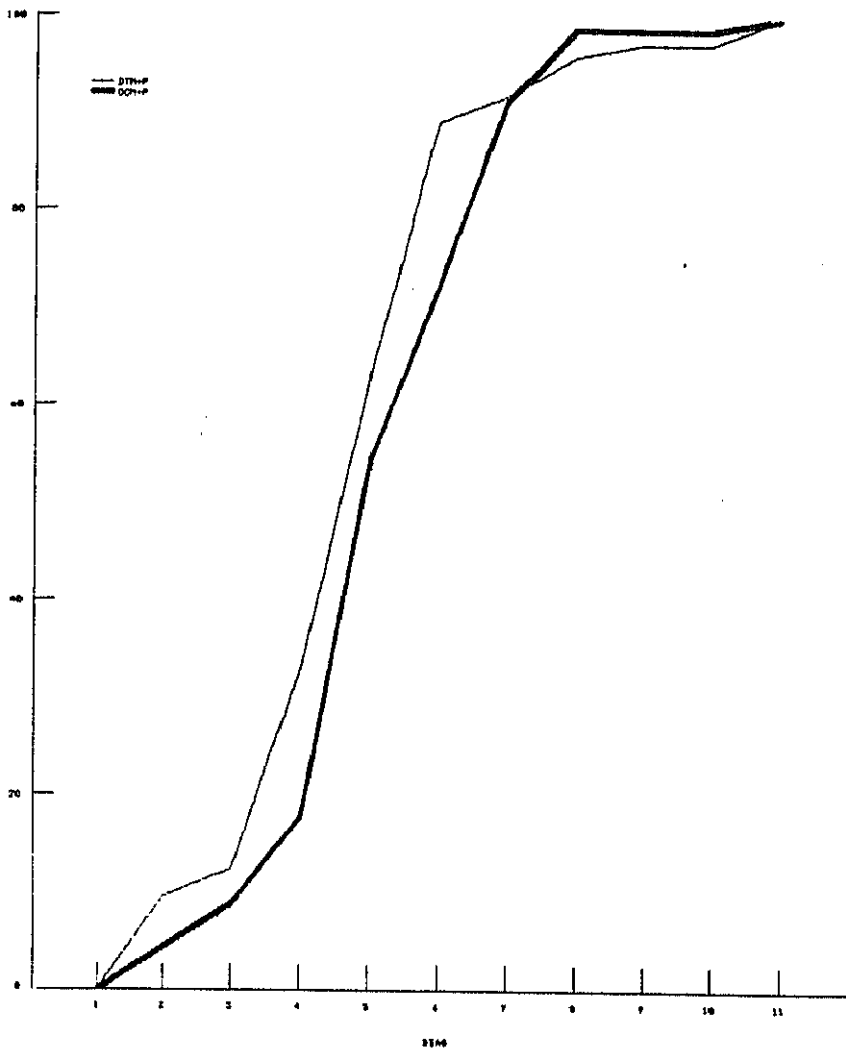
Gráfica V.35 - Detección del crecimiento de Microsporium canis en animales enfermos en los medios DTM y OCM.



Gráfica V.36 - Detección del crecimiento de Microsporum canis en animales enfermos en los medios DTM y OCM.

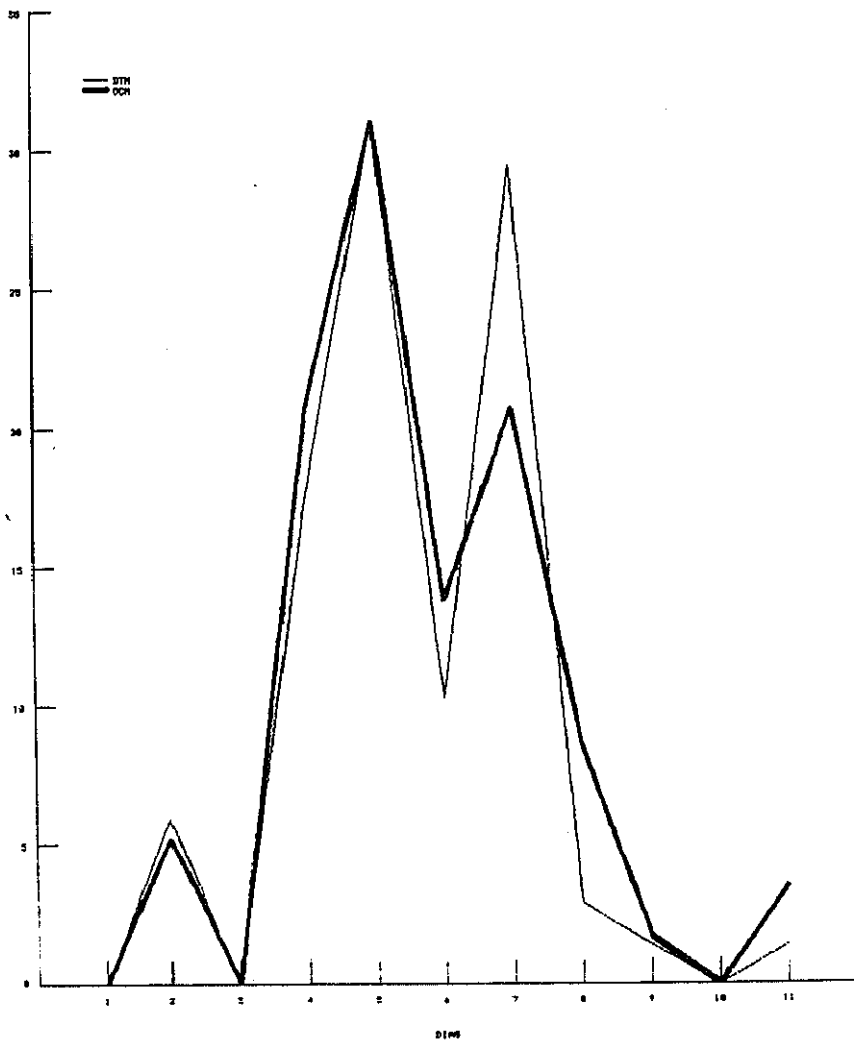


Gráfica V.37 - Detección del crecimiento de Trichophyton mentagrophytes en animales enfermos en los medios DTM+P y OCM+P.



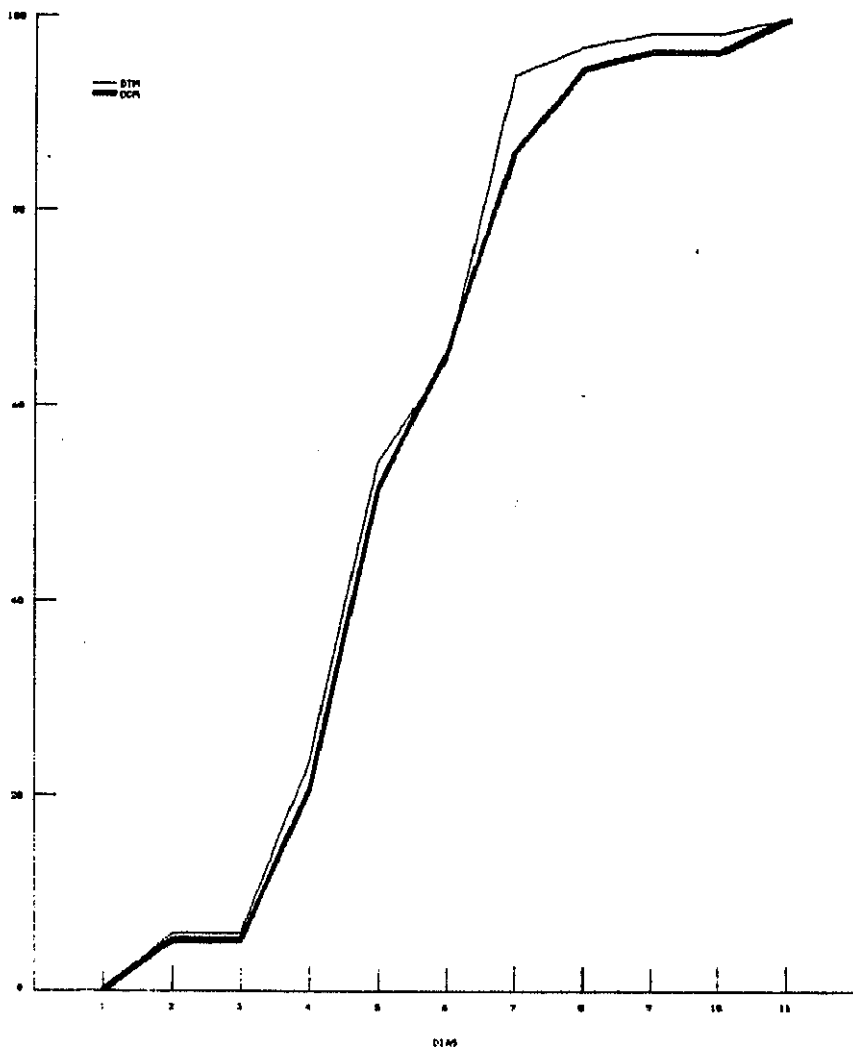
Gráfica V.38 - Detección del crecimiento de Trichophyton mentagrophytes en animales enfermos en los medios DTM+P y OCM+P.

PORCENTAJE

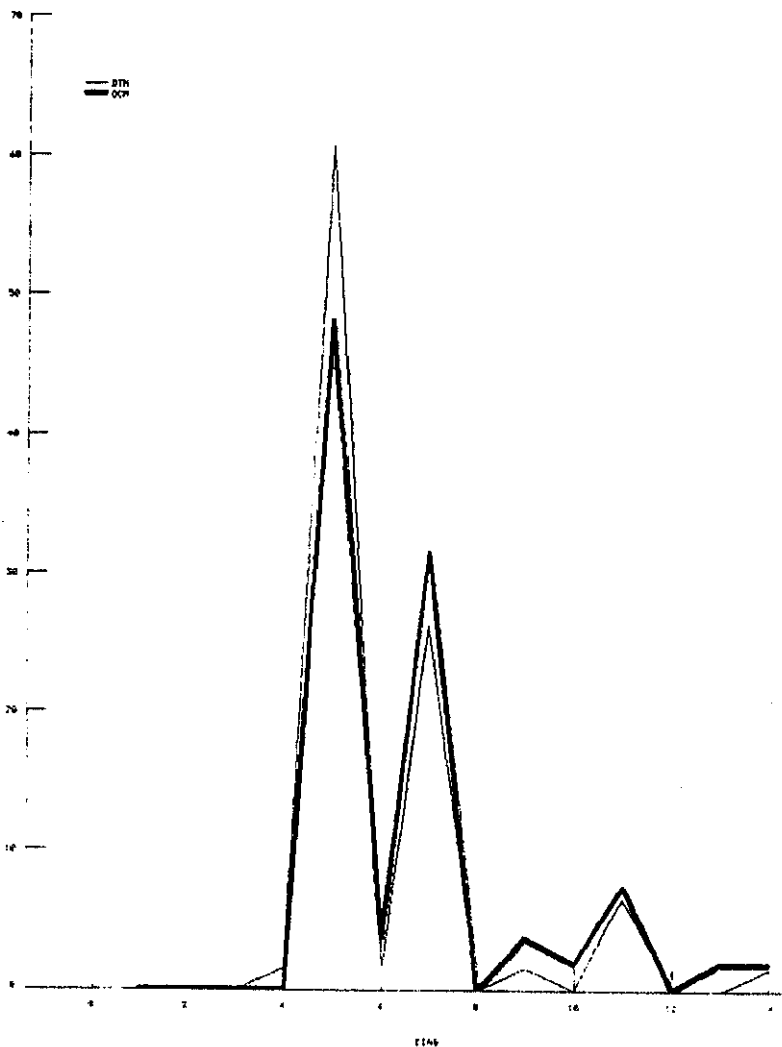


Gráfica V.39 - Detección del crecimiento de Trichophyton mentagrophytes en animales enfermos en los medios DTM y OCM.

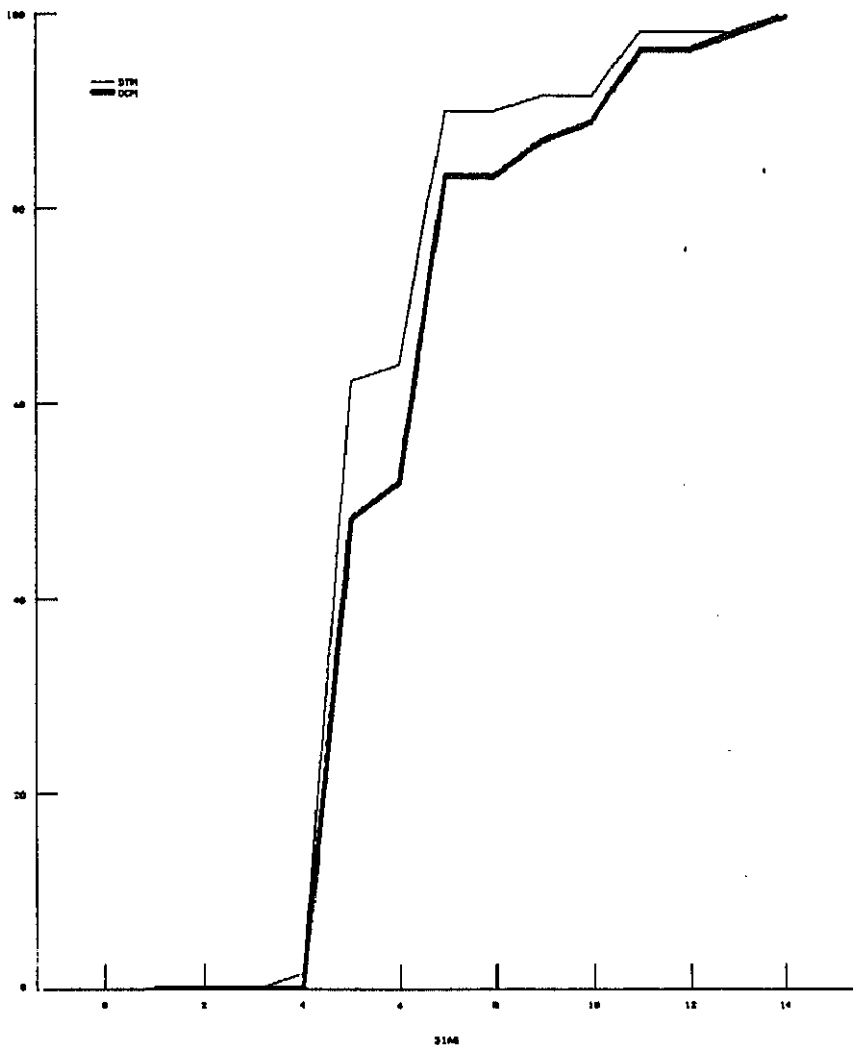
ENTAZE ACUMULADO



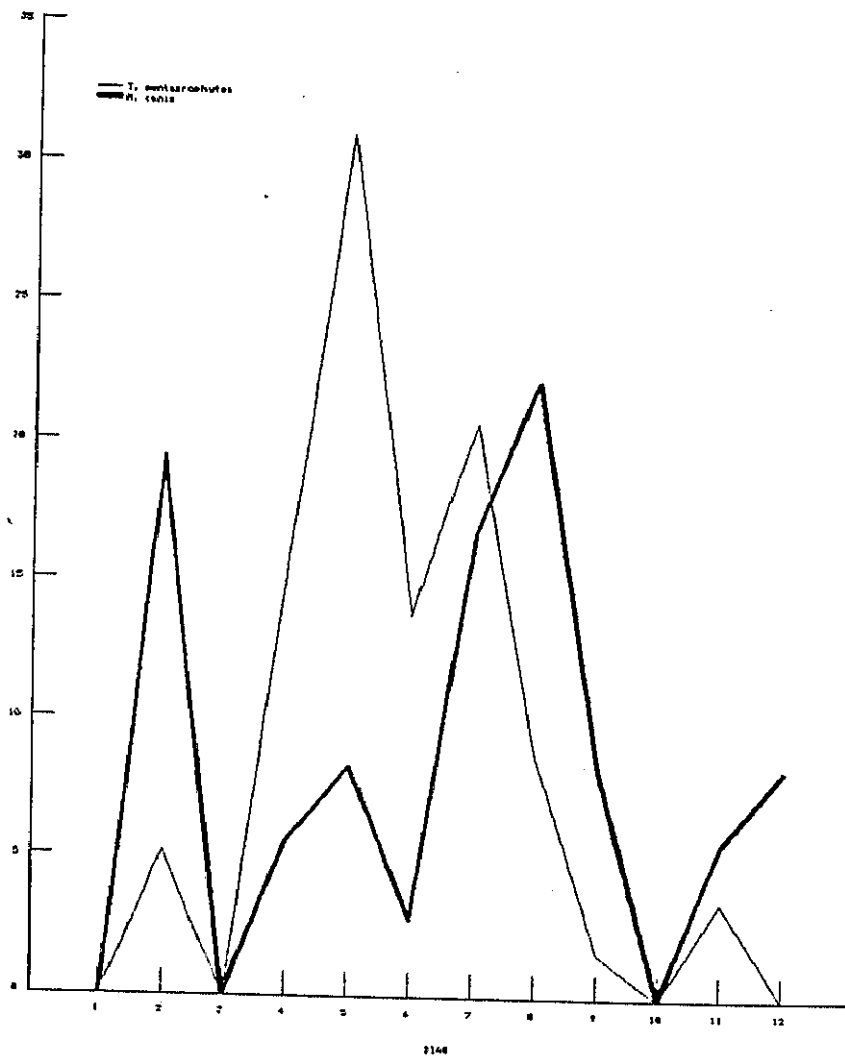
Gráfica V.40 - Detección del crecimiento de Trichophyton mentagrophytes en animales enfermos en los medios DTM y OCM.



Gráficas de detección del crecimiento de Trichophyton mentagrophytes en animales aparentemente sanos en los medios DTM y OCM.



Gráfica V.42 - Detección del crecimiento de Trichophyton mentagrophytes en animales aparentemente sanos en los medios DTM y OCM.

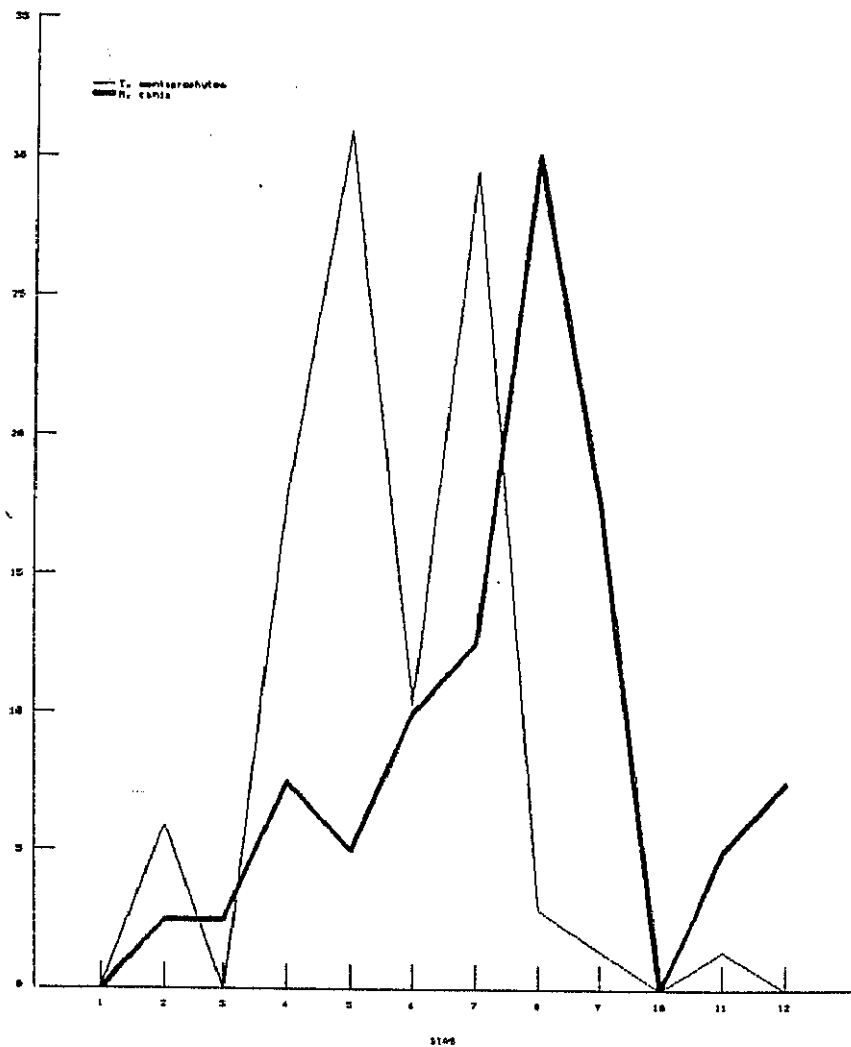


Gráfica V.43 - Trichophyton mentagrophytes y Microsporum canis. Detección del crecimiento en el medio de cultivo OCM.



Gráfica V.44 - Trichophyton mentagrophytes y Microsporum canis. Detección del crecimiento en el medio de cultivo OCM.

PORCENTAJE



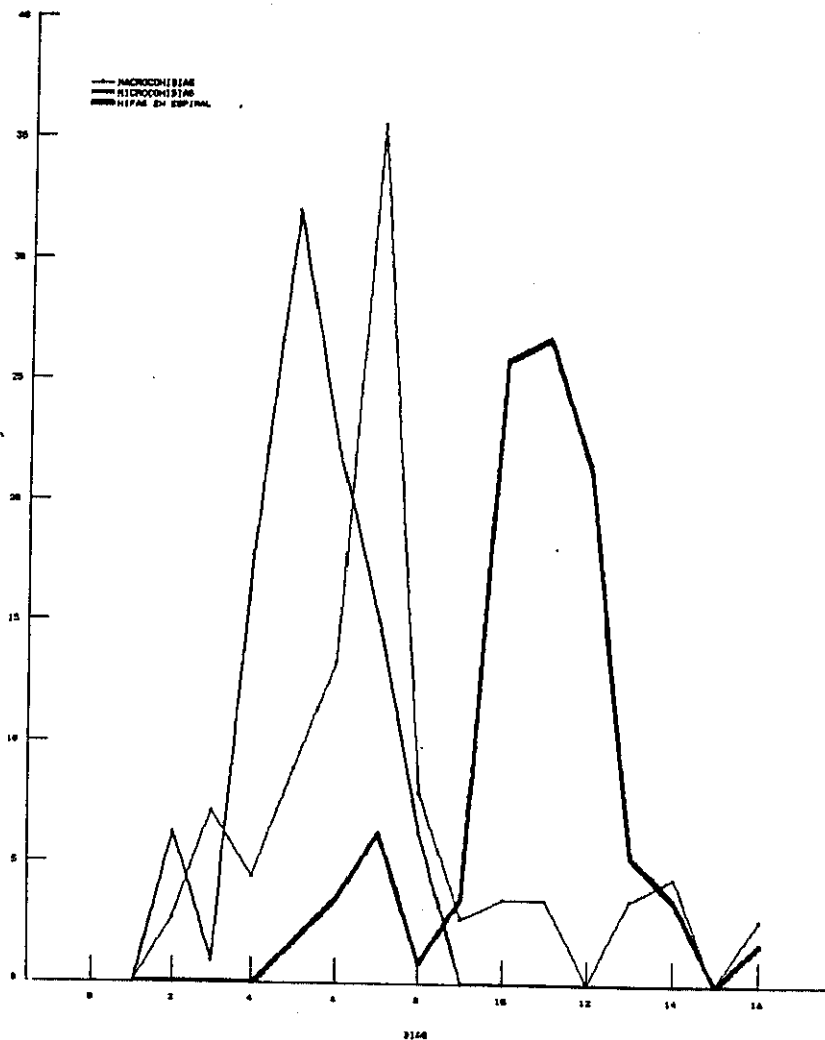
Gráfica V.45 - *Trichophyton mentagrophytes* y *Microsporium canis*. Detección del crecimiento en el medio de cultivo DTN.

PORCENTAJE ACUMULADO

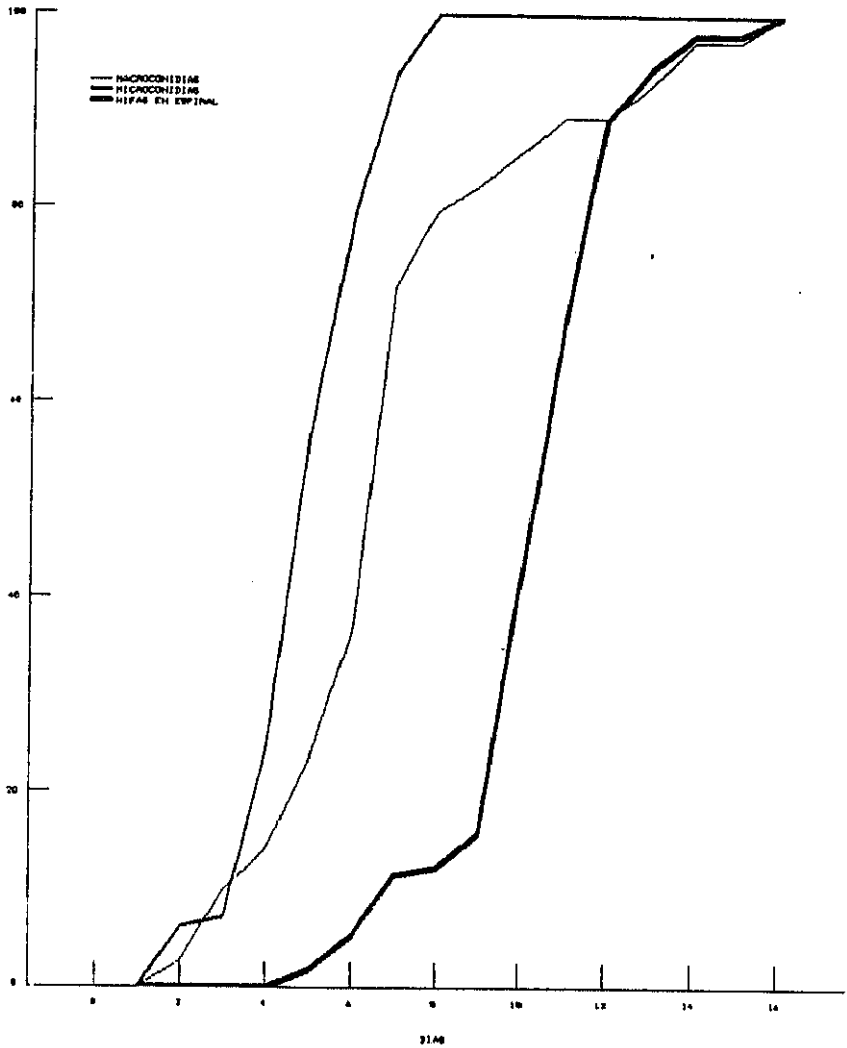


Gráfica V.46 - Trichophyton mentagrophytes y Microsporum canis. Detección del crecimiento en el medio de cultivo DTM.

PORCIENTAJE

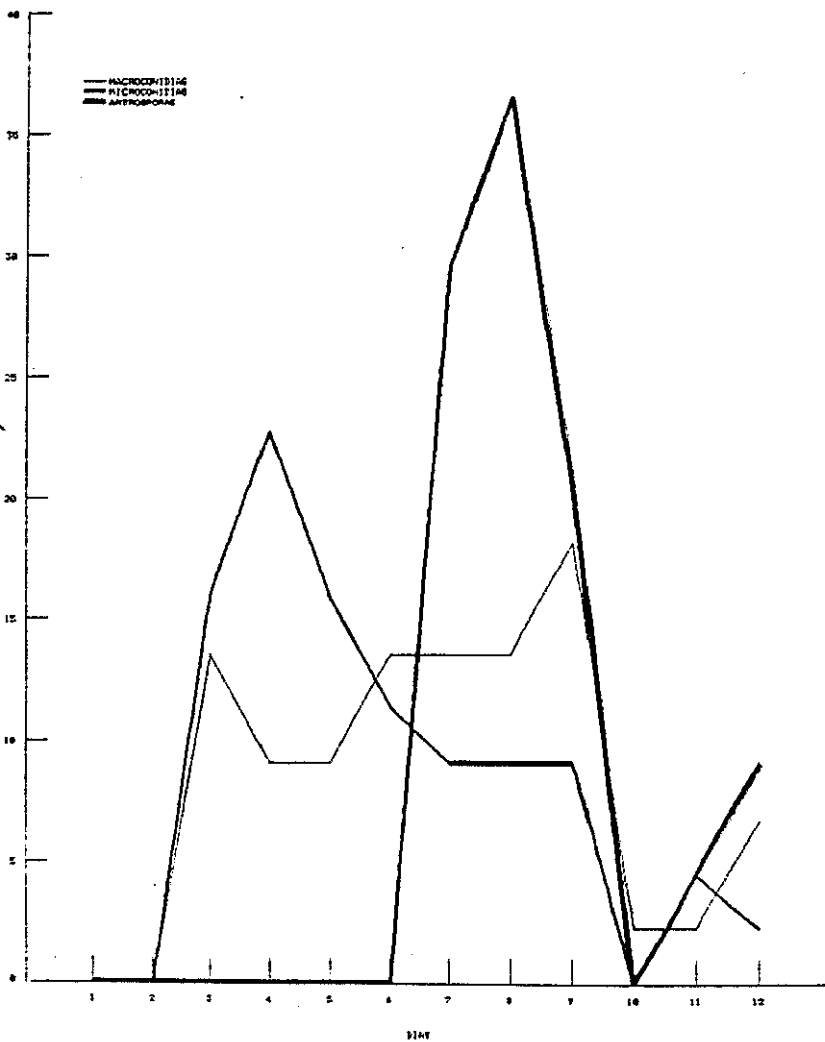


Gráfica V.47 - Detección de caracteres morfológicos microscópicos de Trichophyton mentagrophytes.



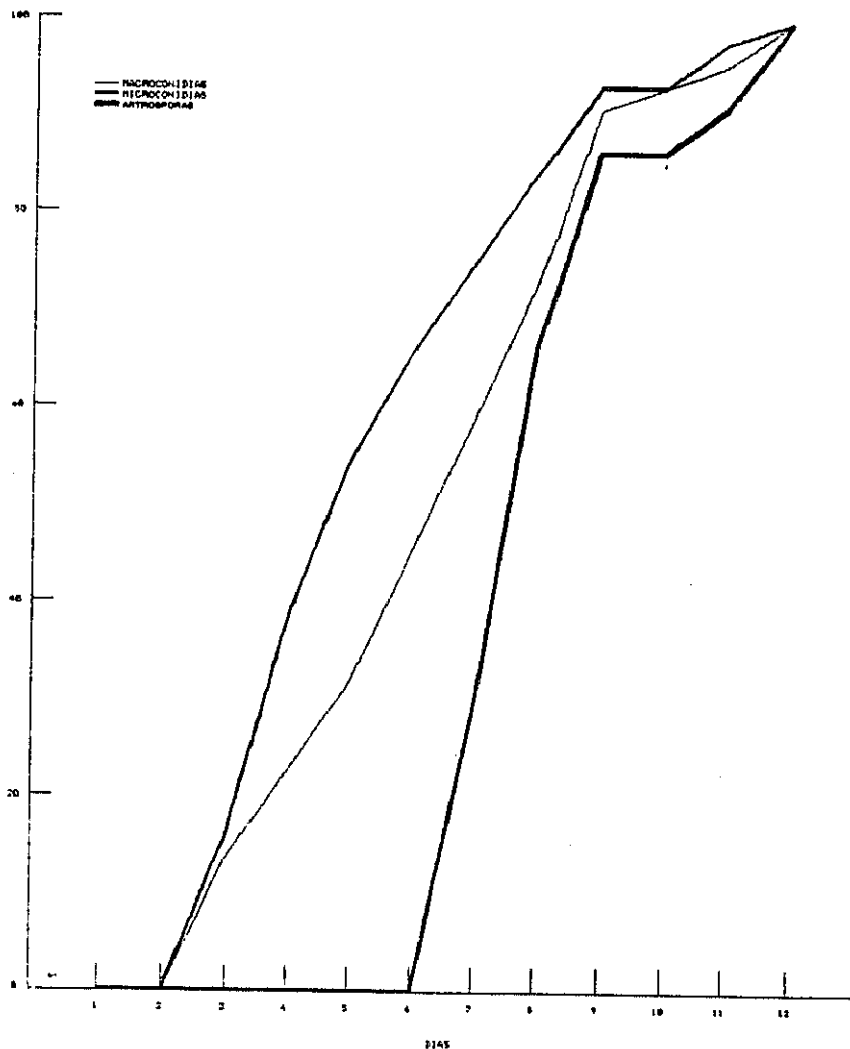
Gráfica V.48 - Detección de caracteres morfológicos microscópicos de Trichophyton mentagrophytes.

PORCENTAJE



Gráfica V.49 - Detección de caracteres morfológicos microscópicos de Microsporium canis.

PORCENTAJE ACUMULADO



Gráfica V.50 - Detección de caracteres morfológicos microscópicos de Microsporum canis.

DISCUSSION

6- Micoflora de las granjas.

6.1- Micoflora del ambiente de las granjas investigadas.

En la discusión de la micoflora ambiental nos vamos a ocupar primero de la metodología empleada y después de los resultados obtenidos.

6.1.1- Metodología empleada.

6.1.1.1- Método de muestreo.

El método escogido para la recogida de muestras fue el método gravimétrico, que ha sido empleado por numerosos autores entre los que podemos mencionar a Uscavage y Kral (1961), Taylor (1962), Goodman (1966), Dransfield (1966), Dupont (1967), Chabert (1968), Caplin (1970), Lumpkins (1973), Moreau (1978), Eckman y Morgan-Jones (1979), Sánchez et al. (1981), Payá (1983), Abarca (1986) y Payá et al. (1988).

La elección del método gravimétrico se basó en los resultados obtenidos previamente en nuestro laboratorio (Payá, 1983), en los que se comprobó que en el estudio de la micoflora ambiental, tanto el método volumétrico como el gravimétrico presentan resultados muy similares en cuanto a proporciones y distribución en el tiempo de esporas y que por lo tanto los dos son igualmente válidos. Sin embargo, y dada la sencillez del método gravimétrico, queda reservada la utilización del método volumétrico a aquellos casos en que sea necesario conocer la concentración de esporas por unidad de volumen. No obstante, también Payá et al. (1988) sugieren una mayor cautela a la hora de evaluar

resultados negativos (ausencia de un determinado género) en muestreos basados en métodos gravimétricos debido a que, si bien el valor predictivo del método es del 100%, el valor de los resultados negativos es impredecible.

La micoflora ambiental de granjas de conejos ha sido objeto de pocas investigaciones y tan sólo hemos encontrado datos de granjas españolas en dos estudios del habitat de animales sanos (González, 1985 y Abarca, 1986) y en uno de animales enfermos (González et al., 1988). En estos trabajos emplearon dos métodos diferentes de recogida de muestras de ambiente, como son: el método volumétrico (González, 1985 y González et al. 1988) y el método gravimétrico (Abarca, 1986).

6.1.1.2- Medios de cultivo.

En relación a los medios de cultivo, hemos empleado para el ambiente los mismos medios de aislamiento utilizados en el estudio de la micoflora de pelos y escamas de la piel de los conejos, con el fin de poder aislar en los medios DTN y OCM los hongos dermatofitos y en el medio Sabouraud oxitetracilina los hongos que fuesen inhibidos por los medios selectivos anteriormente citados, aunque en algunas muestras la presencia de determinados géneros (*Rhizopus* y *Mucor*), debido a su rápido crecimiento e invasión de dicho medio de cultivo, impedía, en los días señalados (tres días), definir el número de colonias y por lo tanto su recuento. El medio Sabouraud con y sin inhibidores bacterianos ha sido empleado por numerosos autores como Uscavage y Kral (1961), Taylor (1962), Goodman (1966), Dupont (1967), Caplin (1970), Lumpkins (1973),

Eckman y Morgan-Jones (1979), Sánchez *et al.* (1981), González (1985) y González *et al.* (1988), mientras que el medio DTM tan sólo ha sido empleado por González *et al.* (1988) y el medio OCM por González (1985), con la diferencia de que este autor utiliza como inhibidor del crecimiento bacteriano cloranfenicol en lugar de oxitetraciclina.

6.1.1.3- Tiempo de exposición.

El tiempo de exposición de las placas con medio de cultivo en trabajos realizados en granjas con animales en estabulación, en los que se emplea el método gravimétrico, varía entre 5 minutos (Moreau, 1978 y Abarca, 1986) y 10 minutos (Eckman y Morgan-Jones, 1979 y Sánchez *et al.*, 1981), con la excepción de Uscavage y Kral (1961) que emplean de 1 a 2 horas. Nosotros, después de un estudio preliminar en el que realizamos exposiciones a distintos tiempos (10, 20, 30, 45 y 60 minutos) a modo de prueba, establecimos como tiempo de exposición 30 minutos, ya que, dependiendo del estado sanitario de las explotaciones, en algunos casos con mayor tiempo de exposición la lectura de las placas era inviable.

6.1.2- Resultados.

6.1.2.1- Granjas enfermas.

El ambiente de granjas con animales enfermos ha sido estudiado por González *et al.* (1988) en dos explotaciones, aislando de ambas la especie *M. canis* más una flora saprofita integrada básicamente en una de las explotaciones por los géneros: *Cladosporium* (61'34%), *Aureobasidium* (14'43%), *Penicillium* (11'85%) y *Aspergillus* (8'76%) y en la otra en cambio por los géneros: *Penicillium* (25'44%), *Aspergillus* (20'07%), *Circinella* (19'64%) y *Cladosporium* (11'16%); también Uscavage y Kral (1961) aislan la especie *M. canis* del ambiente de una tienda de animales, pero sin especificar porcentaje. En nuestro caso, hemos aislado la especie *M. canis* var. *canis* en el ambiente de una explotación, *M. canis* var. *canis* y *T. mentagrophytes* var. *mentagrophytes* en otra y *T. mentagrophytes* var. *mentagrophytes* en las siete restantes. Además de las especies patógenas, los principales hongos aislados en el total de las nueve granjas enfermas estudiadas han sido, Grupo *M. sterillia* (15'6%), *Aspergillus* (12'1%), *Penicillium* (10'1%), *Circinella* (7'7%) y *Cladosporium* (7'3%).

6.1.2.2- Granjas sanas.

Los resultados que hemos obtenidos en granjas sanas coinciden con los de Abarca (1986) en los géneros que presentan los mayores porcentajes de aparición, que en su caso son: *Penicillium* (93'3%), *Aspergillus* (73'3%), *Scopulariopsis* y *Cladosporium* (66'6%), *Alternaria* (40%) y otros y en el nuestro: *Penicillium* (100%), *Aspergillus* y

Scopulariopsis (83%), *Cladosporium* y *Alternaria* (33%) y *Chrysosporium* (17%) en el medio DTK y en el medio OCM, *Penicillium* (83%), *Aspergillus* (67%), *Scopulariopsis* (50%), *Cladosporium* y *Chrysosporium* (33%), *Alternaria*, *N. fulvum*, y Levaduras (17%). En cambio, las diferencias son más notables con los resultados de González (1985) que señala como predominantes los géneros: *Penicillium* (48'41%), *Cladosporium* (23'54%), *Aspergillus* (10'34%), *Scopulariopsis* (5'76%) y *Alternaria* (3'86%). Hay que señalar que el aislamiento en el ambiente de las granjas sanas de dermatofitos en nuestro caso fue totalmente negativo, al contrario que Abarca (1986) que sí aísla en su caso el teleomorfo de la especie *T. mentagrophytes* con un porcentaje del 13'3%.

6.1.2.3- Comparación de resultados entre los animales

de las granjas y su ambiente.

Si comparamos los resultados globales obtenidos en el ambiente de granjas enfermas con los obtenidos en los animales de dichas granjas, no hay ninguna diferencia apreciable entre los hongos aislados. Esto mismo ocurre al comparar el ambiente de granjas sanas y la micoflora de animales clínicamente sanos, siendo la única diferencia el aislamiento en animales clínicamente sanos de la especie *N. canis* var. *canis* con un porcentaje del 1%, pero no del ambiente.



DISCUSION

6.2- Micoflora de las granjas investigadas.

6.2.1- Metodología empleada.

Para el mejor estudio de la micoflora de la piel y pelo de los conejos de las distintas granjas y ante la imposibilidad en muchos casos de recoger de todos los conejos con lesiones y aparentemente sanos, en granjas enfermas se muestrearon distintos porcentajes como ya señalamos en el apartado de material y método (tabla III.1); sin embargo, el criterio seguido en las granjas sanas fue más uniforme al muestrear aproximadamente el 10% en todas (tabla III.2). En las investigaciones realizadas sobre este tema en granjas, apenas explican este dato y sólo Banke y Clarkson (1967), Alayeto et al. (1984) y González et al. (1988) señalan unos porcentajes de 1%, 23% y 5-10% respectivamente.

6.2.2- Resultados.

6.2.2.1- Granjas enfermas.

La micoflora en granjas enfermas de conejos ha sido estudiada por numerosos autores (Vilanova y Casanovas, 1951; Banks y Clarkson, 1967; Hagen, 1969; Camps, 1980; García de Lomas et al., 1980; Albala y Moreda, 1981; Szili y Köhalmi, 1981; Hajsig et al., 1983; Alayeto et al., 1984; Vidotto et al., 1984; Hajsig et al., 1984; Van Cutsem et al., 1985; Nikiforov, 1986; Chimakadze, 1987; González et al., 1987; Dronda et al., 1988; González et al., 1988; Morganti, 1988; Sarkisov y Kromyslov, 1988; Simaljakova et al., 1989 y Franklin et al., 1991) destacando los siguientes hechos:

6.2.2.1.1- Animales enfermos.

T. mentagrophytes es la especie que se aísla en granjas con conejos afectados en el mayor número de casos (Vilanova y Casanovas, 1951; Banks y Clarkson, 1967; Hagen, 1969; Camps, 1980; García de Lomas et al., 1980; Albala y Moreda, 1981; Szili y Köhalmi, 1981; Alayeto et al., 1984; Vidotto et al., 1984; Hajsig et al., 1984; Nikiforov, 1986; Chimakadze, 1987; González et al., 1987; Dronda et al., 1988; Morganti, 1988; Sarkisov y Koromyslov, 1988; Simaljakova et al., 1989), mientras que la especie *M. canis* aparece de forma ocasional (Van Cutsem et al., 1985; Nikiforov, 1986; Gonzalez et al., 1988; Dronda et al., 1988 y Simaljaková et al., 1989 y Franklin et al., 1991). Este hecho también se observa en las 13 granjas con animales afectados que hemos estudiado, de las cuales de 9 aislamos *T. mentagrophytes* var. *mentagrophytes*, de 2 aislamos *M. canis* var. *canis* y de las 2 restantes ambas especies (tablas V.6 y V.8).

El porcentaje de aislamiento de la especie *T. mentagrophytes* en granjas enfermas es muy variable: 100% (García de Lomas et al., 1980 y Szili y Köhalmi, 1981), 81'3% (Albala y Moreda, 1981), 80'3% (Dronda et al., 1988), 72% (Hajsig et al., 1984), 66% (Alayeto et al., 1984), 51'1% (Chimakadze, 1987), 50% (Simaljaková et al., 1989), 40% (Banks y Clarkson, 1967) y 12'5% (Morganti, 1988). En nuestro caso el porcentaje de aislamiento ha sido del 63% en el total de las granjas (tabla V.8), oscilando desde el 100% al 37'5% (tabla V.6).

En cuanto al aislamiento de la especie *M. canis* en granjas cunicolas, los porcentajes descritos son 90% y 100% (González et al., 1988), 50% (Simajaková et al., 1989), 23'4% y 35'7% (Van Cutsem et al., 1985) y 2'6% (Dronda et al., 1988). En las granjas que hemos estudiado el porcentaje de aparición global ha sido del 39% (tabla V.8), con porcentajes de presencia en cada granja que van desde el 8% al 100% (tabla V.6).

En España, Camps en 1980 realizó una encuesta por todas las provincias españolas, (excepto islas), con el fin de realizar un mapa epidemiológico de las dermatofitosis en el conejo doméstico, en la que se investigaron 516 granjas y en la que se constató que tenían dermatofitosis el 23% de las granjas visitadas y el 19% de las pequeñas granjas; también se cita que el porcentaje de animales afectados oscila entre 10-25%.

6.2.2.1.2- Animales aparentemente sanos.

En relación al aislamiento de dermatofitos en animales aparentemente sanos en granjas afectadas, podemos señalar:

En la especie *T. mentagrophytes* los porcentajes de aislamiento descritos son: 56'25% (García de Lomas et al., 1980), 15% y 20% (Fejér, 1977 y Marcelou-Kinti, 1977 citados por Szili y Köhalmi, 1981). Otros autores que estudian la presencia de la especie *T. mentagrophytes* en animales aparentemente sanos son: Morganti (1986), el cual lo aísla de 90 conejos sin lesión y Alayeto et al. (1984), que no obtienen ningún

aislamiento. Nosotros, en el total de las granjas estudiadas, aislamos *T. mentagrophytes* var. *mentagrophytes* en el 51% (tabla III.14), mientras que los porcentajes de presencia en cada granja van desde el 12'5% al 100% (tabla V.7).

Con respecto a la especie *M. canis* var. *canis*, el único estudio efectuado en granjas enfermas de animales aparentemente sanos es el de Van Cutsem *et al.*, (1985) que mencionan un porcentaje de aislamiento del 55'7%, mientras que en las granjas afectadas que hemos estudiado el porcentaje de aparición global en animales aparentemente sanos ha sido del 6% (tabla V.8), habiéndose detectado su presencia únicamente en dos (porcentajes de aislamiento de 14'3% y de 43'8% respectivamente) de las trece granjas afectadas (tabla V.7).

6.2.2.1.3- Presencia de dermatofitos en pelos de jaula, pelos de nido, en ratones e insectos del interior de la granja y en otros animales de los alrededores.

Dicha presencia ha sido sólo investigada por Simaljaková *et al.* (1989) en jaulas y suelo de una granja de conejos aislándose la especie *M. canis*. Nosotros, de varias granjas, también aislamos de pelos depositados en las jaulas esta especie y *T. mentagrophytes* var. *mentagrophytes*, mientras que de pelos de nido, insectos, animales de compañía y cuidadores, sólo aislamos *T. mentagrophytes* var. *mentagrophytes*.

6.2.2.2- Granjas sanas: animales clínicamente sanos.

El aislamiento de dermatofitos en conejos clínicamente sanos de granjas sin ningún vestigio de lesiones en la piel en el momento del estudio, ha sido señalado por diversos autores: Abarca (1986), aísla el teleomorfo de la especie *T. mentagrophytes* con un porcentaje de aparición de 13'3%, Zaror y Casas (1988a) aíslan la especie *M. canis* con un porcentaje de 54'7% y también Zaror et al. (1988b) aíslan *M. canis* con un porcentaje del 49'6% en conejos de angora. En nuestro caso, no aíslamos la especie *T. mentagrophytes* var. *mentagrophytes*, pero sí la especie *M. canis* var. *canis* en una de las granjas con un porcentaje de aparición del 16'7%, lo que supone un porcentaje de aparición en el total de las granjas del 1%.

6.2.2.3- Presencia de otros tipo de micoflora.

La presencia de otro tipo de micoflora en granjas de conejos con diferentes estados sanitarios ha sido estudiada por algunos autores:

6.2.2.3.1- Granjas enfermas.

En granjas con conejos afectados por dermatofitosis, tan sólo encontramos el estudio realizado por Gonzalez et al. (1988), que describen una flora saprofita en dos granjas en las que aíslaron la especie *M. canis*. Esta micoflora de mayor a menor porcentaje está integrada por los siguientes géneros: *Scopulariopsis*, *Cladosporium*, *Aternaria* y *Aureobasidium* (16%); *Aspergillus* (12%); *Penicillium*, *Circinella* y *Rhizopus* (8%) en una de las granjas y; *Scopulariopsis*

(25%); *Penicillium* y *Aspergillus* (20%); *Alternaria* y *Circinella* (10%) y *Cladosporium*, *Isaria* y *Mucor* (5%) en la segunda. En nuestro caso, las granjas enfermas afectadas tan sólo por la especie *M. canis* var. *canis* fueron dos y la micoflora aislada estaba integrada por: *Aspergillus* y *Alternaria* (42'9%); *Scopulariopsis* (37'1%); *Penicillium* (17'1%); *Phoma* (14'3%); *M. sterillia* (11'4%); *Acremonium* (5'7%) y Levaduras (2'9%) en una granja y por: *Aspergillus* (66'7%); *Penicillium*, *Alternaria*, *Scopulariopsis*, *Mucor* y *Acremonium* (16'7%) en la segunda.

6.2.2.3.2- Granjas sanas.

Gonzalez (1985) cita como géneros predominantes: *Scopulariopsis* (56'3%), *Penicillium* (46'9%), *Aspergillus* (45'8%), *Cladosporium* (23'1%) y *Alternaria* (16%), en tanto que Abarca (1986) encuentra: *Aspergillus*, *Penicillium* y *Alternaria* (46'6%); Grupo *M. sterilia* (33'3%); *Mucor* (26'6%); *Scopulariopsis*, *Fusarium*, *Cladosporium*, *Acremonium*, *Arthroderma*, *Gliocladium* y *Trichothecium* (13'3%). De las 13 granjas con conejos no afectados que hemos estudiado, en dos, al igual que Gonzalez (1985), aislamos en primer lugar el género *Scopulariopsis*, aunque con porcentajes de aparición más altos (95% y 78%); en seis de ellas predominaba el género *Aspergillus* (de 30% a 94%) y en tres el género *Penicillium* (de 33'3% a 75%), géneros también aislados en primer lugar en el estudio efectuado por Abarca (1986). Por último, es destacable el aislamiento en primer lugar en dos granjas del género *Rhizopus* (62'5% y 83%).

6.3- Micoflora de los distintos animales estudiados.

6.3.1- Influencia del estado sanitario.

6.3.1.1- Animales enfermos.

- Especie *T. mentagrophytes*.

En España, aportan datos en este sentido algunos autores: Vilanova y Casanovas (1951) en los pueblos de los alrededores de Barcelona identificaron en muestras de conejos la especie *T. mentagrophytes*; Calvo (1978) en Barcelona aisló la especie *T. mentagrophytes* de un lote de conejos jóvenes; García de Lomas et al. (1980), en criaderos de animales de la provincia de Valencia, estudian 14 conejos con lesiones aislando la especie *T. mentagrophytes* var. *granulosum* en el 100% de los casos; Albala y Moreda (1981) en una granja de conejos en Aragón, de 32 conejos con lesiones evidentes en 26 (81'3%) aíslan e identifican la especie *T. mentagrophytes*; Calvo et al. (1981) en Barcelona analizan tres lotes de conejos que presentaban una notable afección en el pelo y en uno de ellos aíslan la especie *T. mentagrophytes* y en los dos restantes la especie *T. verrucosum*; Alayeto et al. (1984) en una explotación familiar de conejos del Área Metropolitana de Barcelona en la que observan que el 90% de los animales tenían lesiones, aíslan la especie *T. mentagrophytes* var. *granulosum* en un 66%, de 18 animales muestreados; Dronda et al. (1988) que en el período comprendido entre agosto de 1985 y agosto de 1987 hallan, en un total 142 muestras (85'9%) pertenecientes a granjas de conejos con lesiones clínicas evidentes situadas en Cataluña, *T. mentagrophytes* var. *granulosum* y González et al. (1987) aíslan *T. mentagrophytes* en dos

explotaciones familiares, con un alto porcentaje de animales con lesiones en la piel en la zona de Moncayo (Zaragoza). Nosotros, de los 161 conejos con lesiones muestreados, pertenecientes mayoritariamente a explotaciones industriales, aislamos dermatofitos en un 91'4%, de los que el 65'8% se identificaron dentro de la especie *T. mentagrophytes* var. *mentagrophytes*.

En otros países, también hay numerosos casos en los que se ha aislado *T. mentagrophytes* en conejos, que por orden cronológico son: Neefs y Gillain (1931) en Francia, aislan en conejos de laboratorios la especie *Achorion quinckeanum* (hoy denominada *T. mentagrophytes* var. *quinckeanum* por Matsumoto y Ajello, 1987); Menges y Georg (1955) en Atlanta (U.S.A.); Cavrini (1956) en Bolonia (Italia); Alteras y Cojocarú (1960) en Rumania describen un foco epizootico en una granja de conejos producido por una doble dermatofitosis ocasionada por las especies *T. mentagrophytes* y *M. canis*; Bjørn y Gierleif (1961) en Noruega; Mohapatra et al. (1964) en India; Alteras (1966) en Rumania, aísla *T. quinckeanum* (hoy *T. mentagrophytes* var. *quinckeanum*) en un conejo de laboratorio; Banks y Clarkson (1967) en U.S.A. en 4 conejos con lesiones clínicas evidentes pertenecientes a una granja de reproductores; Hagen (1969), también en U.S.A., en una granja de conejos, en la que aparecen varios rebrotes de la dermatofitosis; Alteras y Cojocarú (1969), en Rumania, estudian una epidemia producida por *T. mentagrophytes* forma granular en un total de 80 conejos de laboratorio, afectando al 30% de estos animales; Gravina (1973), en Portugal, en conejos de laboratorio aísla *T. mentagrophytes* var. *mentagrophytes* en un conejo que presentaban lesiones eritemo-escamosa sobre un total de 50 (2%); Cabrera et al.

(1974), en Portugal, de 72 conejos estudiados, 60 de laboratorio y 12 de granjas, lo aislaron en 10 (13'8%); Aho (1980), en Finlandia, en un conejo con lesión evidente; McAleer (1980), en Australia (citado por Connole, 1990); Sarkisov y Nikiforov (1981), en Rusia (citado por Van Cutsem, 1985); Szili y Köhalmi (1981) en Hungría aislan dicha especie de 30 muestras de conejos enfermos; Sarkisov (1982), en Rusia, destaca la dominancia de tricofitosis en roedores, entre ellos los conejos, sobre otras especies de dermatofitos; Hajsig et al. (1983), en Yugoslavia, lo aislan en el 72% de los conejos de una granja. Weiss y Weber (1983), en Alemania, aislan la especie *T. mentagrophytes* en conejos con un porcentaje de aparición del 18'9%; Vidotto et al. (1984), en Italia, lo aislaron en una epidemia producida por dermatofitosis en una granja de conejos; Stenwig (1985), en Noruega, aisla *T. mentagrophytes* en cuatro conejos; Nikiforov (1986), en Rusia, en conejos con diagnóstico positivo de *T. mentagrophytes*; Chimakadze (1987), en Rusia, señala un porcentaje de aparición del 51'1% en una granja de conejos; Aho (1988), en Finlandia; Nikiforov y Cuchina (1988), en Rusia, señalan que en 24 años de investigación micológica en conejos y otros animales (1964-1982), la principal causa de las dermatofitosis era la especie *T. mentagrophytes* (87%); Morganti (1988), en Italia, encuentra dicha especie en el 12'5% de los conejos muestreados en granjas; Komárek (1989) en Checoslovaquia, en un laboratorio de diagnóstico de dermatofitosis en el periodo 1979-1988, aisla *T. mentagrophytes* en conejos; Fehr (1990) en Alemania y Franklin et al. (1991) en U.S.A..

- Especie *Microsporium canis*.

En España, Dronda *et al.* (1988) la aislan en granjas de conejos de Cataluña; Gonzalez Cabo *et al.* (1988) la encuentran en dos granjas industriales, en una de ellas, nave con 500 animales en ceba, en los 25 animales afectados muestreados y en la otra, nave con 1000 animales de ceba, en 45 de 50 animales afectados estudiados. Nosotros, hemos aislado en el 23'6% de los casos la especie *M. canis* var. *canis*.

La especie *M. canis* también se ha aislado en otros países. Alteras y Cojocarú (1960) describen en Rumania una doble infección micótica en conejos de una granja, en la que del 40% de los animales se aislan al mismo tiempo las especies *M. canis* y *T. mentagrophytes*; Saxena y Rhoades (1970) en Illinois (U.S.A.) la aislan en un conejo; Ruzaby y Eghbalt (1972), en Francia (citado por Zaror y Casas, 1988) aislan *M. canis* en conejos de laboratorio pertenecientes a una industria farmacéutica; Van Cutsem *et al.* (1985) en Bélgica, realizaron un estudio en dos granjas de conejos en régimen de explotación intensiva y aislan la especie *M. canis* var. *alba* en ambas: en la primera, 193 animales, de un total de 826 animales, presentaban lesiones (23'4%) y en la segunda, 157 animales, de 440 animales en total, presentaban lesiones (35'7%); Stenwig (1985), en Noruega; Dutertre-Catella *et al.* (1985) encontraron *M. canis* en 5 de 6 conejos de laboratorio con una ligera lesión cutánea y más tarde en otros 4, uno de ellos con una pequeña lesión cutánea y otro sospechoso; Vogtsberger *et al.* (1986), en Columbus (U.S.A.), identifican la especie *M. canis* en lesiones encontradas en el 10% de conejos, 30 animales de laboratorio en total;

Eikiforov (1986), en Rusia, describe conejos con un diagnóstico positivo de *M. canis*; Chermette y Bussieras (1988), en Francia, aislan en 24 conejos la especie *M. canis*; Sarkisov y Koromyslov (1988) señalan en el año 1986 su aislamiento en 8 conejos de un total de 207 (3'9%); Eikiforov y Chuchina (1988) en Rusia, afirman que el aislamiento de la especie *M. canis* en los conejos y otros animales en los años 1985 y 1987 es de un 72%; Simaljaková et al. (1989) en Checoslovaquia en una granja de conejos con el 50% de los animales con lesiones, infectados por la especie *M. canis*; Connole y Johnston (1967) en Australia (citado por Connole, 1990) también señala su aislamiento y por último Ozegovic et al. (1990) aísla, en Yugoslavia, por primera vez *M. canis* en conejos.

- Especies *T. mentagrophytes* y *M. canis* conjuntamente.

Alteras y Cojocarú (1960) señalan una epizootia ocurrida en conejos de experimentación en los que se aislaron las especies *T. mentagrophytes* y *M. canis* en un 40% de los animales estudiados; es de destacar en este trabajo un hecho igualmente comprobado por nosotros como es el aislamiento de ambas especies de diferentes lesiones en el mismo animal, aunque en nuestra investigación incluso aislamos de una misma lesión las dos especies. Este aislamiento simultáneo de dos especies dermatofíticas en una misma lesión, ha sido comprobado en el hombre por Badillet y Sené (1987), aunque en nuestro caso no observamos diferencias clínicas apreciables en la lesión.

6.3.1.1.1- Influencia de la edad y el sexo.

Por lo que se refiere a la influencia de la edad y el sexo de los conejos en el aislamiento de dermatofitos, 91'4% de aislamientos positivos, es necesario señalar, como detallamos en el tabla V.18, que el mayor porcentaje fue encontrado en gazapos con un 92'4%, seguido por las hembras adultas con un 91.9% y por último los machos adultos con un 71'4%. La edad y el sexo no suelen tenerse en cuenta en los trabajos consultados y tan sólo Neefs y Gillain (1931) en Francia, Camps (1980) y Albala y Moreda (1981) en España, Morganti (1988) en Italia y Franklin et al. (1991) en U.S.A. indican que aíslan también un mayor porcentaje en gazapos, señalando Camps (1980) en su encuesta que la gran mayoría de los encuestados indican que el momento de mayor peligro en los gazapos es durante el destete y comienzo del cebo. Albala y Moreda (1981) señalan que los conejos adultos raramente presentaban lesiones, mientras que Harknals et al. (1980) proponen como sujetos especialmente sensibles a los jóvenes, a las hembras gestantes y a los sometidos a situaciones de stress.

En cuanto a la relación de la edad y el sexo con las especies de dermatofitos, es de destacar que la especie *T. mentagrophytes* var. *mentagrophytes* fue aislada en el 82'6% de gazapos con lesión y en el 48'4% y 42'9% de hembras y machos adultos; también Morganti (1988) aísla un mayor porcentaje en gazapos, concretamente un 14'3% (50 en 350), que en hembras adultas (12 de 142), es decir, un 8'5%; en cambio, los aislamientos de lesiones de la especie *M. canis* var. *canis* no

superan en los gazapos al 10'9%, mientras que los porcentajes en hembras y machos adultos son del 46'8% y 28'6% respectivamente, es decir, no ocurre como en el caso de *T. mentagrophytes* var. *mentagrophytes* un predominio de ataque en gazapos, hecho no señalado por otros autores.

6.3.1.1.2- Resultados globales.

El análisis de los resultados correspondientes a los 161 conejos enfermos muestreados (tablas V.17 y V.18), denota en primer lugar, con respecto a la distribución de las especies de dermatofitos identificadas, una alta incidencia de la especie *T. mentagrophytes* en relación con la especie *M. canis*, reflejada también en la bibliografía revisada, en la que numerosos autores aislan *T. mentagrophytes* (Neefs y Gillain, 1931; Vilanova y Casanovas, 1951; Menges y Georg, 1955; Cavrini, 1956; Schirren y Rieth, 1958 (citado por Dvorák y Otcenásek, 1964); Alteras y Cojocarú, 1960; Gierleff, 1961; Bühlman y Rieth, 1962 (citado por Devorák y Otcenásek, 1964); Mohapatra et al., 1964; Alteras, 1966; Banks y Clarkson 1967; Alteras y Cojocarú, 1969; Hagen, 1969; Alteras, 1971; Hagen y Gorham, 1972; Blasquez, 1973; Cabrita et al., 1974; Mantovani y Morganti, 1977 (citado por Mantovani et al., 1982); Calvo, 1978; Abarca, 1980; Aho, 1980; García de Lomas et al., 1980; McAleer, 1980 (citado por Connole, 1990); Albala y Moreda, 1981; Calvo et al., 1981; Sarkisov y Nikiforov, 1981 (citado por Van Cutsem et al., 1985); Szili y Köhalmi, 1981; Sarkisov, 1982; Hajsig et al., 1983; Weiss y Weber, 1983; Alayeto et al., 1984; Vidotto et al., 1984; Stenwig, 1985; Van Cutsem et al., 1985; Nikiforov, 1986; Dronda et al., 1987;

Chimakadze, 1987; González et al., 1987; Miranda, 1987; Aho, 1988; Castañón-Olivares, 1988; Morganti, 1988; Sarkisov y Koromyslov, 1988; Komárek, 1989), mientras que muchos menos aíslan *M. canis* (Alteras y Cojocarv, 1960; Connole y Johnston, 1967 (citado por Connole, 1990); Saxena y Rhoades, 1970; Sarkisov, 1982; Dutertre-Catella et al., 1985; Stemwig, 1985; Van Cutsem et al., 1985; Nikiforov, 1986; Vogtsberger et al., 1986; Dronda et al., 1987; Chermette y Bussieras, 1988; Gonzalez et al., 1988; Miranda, 1987; Nikiforov y Chuchina, 1988; Sarkisov y Koromyslov, 1988; Simaljaková et al., 1989, Fehr, 1990 y Franklin et al., 1991).

El aislamiento más frecuente en conejos de *T. mentagrophytes* en relación con *M. canis*, fue especialmente estudiado en España por Camps (1980), en Inglaterra por Jefferys (1977) (citado por Camps, 1980) y en Rusia por Sarkisov (1982) y Sarkisov y Koromyslov (1988), señalando también estos últimos autores la dominancia en el aislamiento de la especie *T. mentagrophytes* (85%) en conejos y otros animales peleteros, mientras que las especies *T. verrucosum* y *M. canis* son menos frecuentes. Sin embargo, Van Cutsem (1985) afirma que en varias granjas de conejos en Bélgica, Holanda y en el norte de Francia las dermatofitosis son principalmente causadas por la especie *M. canis* y trabajos presentados en el X Congreso de la Sociedad Internacional de Micología Humana y animal (Barcelona, 1988), como el realizado por Chermette y Bussieras (1988), señalan que en Francia durante 7 años el único dermatofito aislado en conejos es *M. canis*; igualmente, otros autores (Dronda et al., 1988), apuntan que la presencia de la especie *M. canis* en lesiones de conejos de granjas catalanas es consecuencia de que la mayoría de los

conejos proceden de Francia, circunstancia sospechada también por nosotros en algunas granjas.

Finalmente en Rusia, Nikiforov y Chuchina (1988) analizan 24 años de investigación micológica en varios animales, entre ellos el conejo, y señalan que la principal causa de las dermatofitosis en el periodo comprendido entre los años 1964 y 1982 es la especie *T. mentagrophytes* (87%), mientras que entre los años 1985 y 1987 lo es la especie *M. canis* (72%). Estos autores atribuyen este cambio a la vacunación realizada en contra la dermatofitosis producida por la especie *T. mentagrophytes*.

6.3.1.2- Animales aparentemente sanos.

La importancia del estudio de conejos aparentemente sanos (animales clínicamente sanos conviviendo en granjas con conejos que presentan lesiones como ya definimos en el apartado correspondiente de material y métodos) reside fundamentalmente en la capacidad de los dermatofitos de mantenerse durante un tiempo prolongado en el animal hospedador (Otenásek, 1978). Cabrita y Figueiredo (1973) opinan que la presencia de dermatofitos en la superficie de la piel sin lesión aparente está relacionada con la viabilidad, la capacidad patógena de la cepa y la sensibilidad del sujeto hospedador.

- Especie *T. mentagrophytes* var. *mentagrophytes*.

En relación al aislamiento de la especie *T. mentagrophytes* var. *mentagrophytes* en conejos aparentemente sanos pertenecientes a granjas con conejos enfermos, en nuestro caso el porcentaje de aparición

fue del 37'7%, porcentaje que es relativamente alto con respecto al 12'5% señalado por Morganti (1988) en Italia, pero inferior al 56'25% que García de Lomas et al. (1980) encuentran en Valencia en granjas y explotaciones con animales enfermos. Alayeto et al. (1984) en Cataluña en cambio, no aislaron dermatofitos en las muestras de los conejos sin lesión aparente en una explotación familiar afectada. Respecto a estudios realizados en animales de laboratorio, Alteras y Cojocarú (1969) en Rumania aislan *T. mentagrophytes* en un 5% de conejos sin lesión aparente y Gravina (1973) en Portugal, aísla dicha especie en un 16% de los conejos estudiados.

- Especie *M. canis* var. *canis*.

El aislamiento de la especie *M. canis* var. *canis* en conejos aparentemente sanos es poco frecuente. Van Cutsem et al. (1985) en Bélgica aislan *M. canis* en 17 de 30 conejos sin lesión en una granja con animales enfermos (23'4%), mientras que Vogtsberger et al. (1986) en U.S.A. lo encuentran en 7 de 30 conejos de laboratorio clínicamente sanos utilizados para realizar una prueba de toxicidad percutánea (23'3%) y en los que aparte de estos 7 se encontraron 3 que además presentaban lesiones claras de dermatofitosis; en nuestro caso el porcentaje encontrado ha sido del 7'4%.

6.3.1.2.1- Influencia de la edad y el sexo.

Si analizamos el porcentaje total de aislamiento de dermatofitos en animales aparentemente sanos (45'1%) en función de la edad y el sexo, vemos que en hembras adultas es del 48'5%, en machos

adultos del 40% y en gazapos del 27'3%. En nuestro caso no existen por tanto diferencias entre machos y hembras adultas. En cambio, si detectamos diferencias en el porcentaje de aislamiento entre animales adultos y gazapos, siendo inferior el porcentaje en gazapos.

Si analizamos las diferencias entre los porcentajes de aislamiento del *T. mentagrophytes* var. *mentagrophytes* en función del estado sanitario de los conejos estudiados, en hembras adultas no detectamos diferencias significativas entre enfermas y aparentemente sanas, circunstancia no señalada anteriormente por otros investigadores y que reafirma el papel portador (también citado por Miranda, 1987) de estos animales y la necesidad de efectuar chequeos antes de iniciar su labor reproductora.

También es necesario destacar que en conejos enfermos el mayor porcentaje de aislamiento de dermatofitos corresponde a gazapos, en tanto que en aparentemente sanos es mayor en conejos adultos.

6.3.1.3- Animales clínicamente sanos.

López-Martínez *et al.* (1.984), en México, aislan dermatofitos en animales de laboratorio sanos, entre ellos conejos, dando como posible explicación el carácter comensal de los dermatofitos, dato que ya había sido apuntado por Cabrita y Pavela (1972) (citado por Gallego *et al.*, 1982) y Feuerman *et al.* (1.975), mientras que Castañon *et al.* (1988) afirman que al ser considerados los dermatofitos como organismos patógenos primarios, su hallazgo en la piel de los animales y del hombre, aún sin evidencia de lesión clínica, implica una infección

asintomática o subclínica más que una relación biológica tipo comensalismo; De Vroey (1984) apoya esta última opinión al estar en desacuerdo con la idea del posible saprofitismo de los dermatofitos en animales portadores sanos, afirmando que simplemente pueden transportar los propágulos inactivos y ser focos de infección para otros animales. Otro razonamiento, establecido por Sarkisov (1982) para explicar los casos espontáneos de dermatofitosis en animales sanos, se basa en la prolongada viabilidad (hasta 5-7 años) de las formas parasitas de los dermatofitos dentro de las costras y pelos desprendidos de las zonas lesionadas de los animales enfermos. Otros investigadores en cambio (Banks *et al.*, 1967), aunque no descartan el posible estado del conejo como portador, afirman, basándose en las investigaciones realizadas por Menges *et al.* (1957) y Kaplan *et al.* (1958), que el conejo es relativamente más resistente que otros roedores a las dermatofitosis y que el estado de portador es poco frecuente.

El mayor porcentaje de dermatofitos encontrado en animales clínicamente sanos es el detectado en conejos de angora en Chile por Zaror y Casas (1988a) que fue de un 54'7% y por Zaror *et al.* (1988b) que señalan un 49'6%, identificándose en ambos casos la especie *M. canis*. En segundo lugar, Lopezet *al.* (1984), en México, aíslan la especie *T. mentagrophytes* en el 36% de los conejos muestreados; Abarca (1986) en Cataluña (España) encuentra el teleomorfo de *T. mentagrophytes* en un porcentaje del 13'3%; Ali-Shtayeh *et al.* (1988) en Israel, en 19 conejos sanos, aíslan las especies *T. verrucosum* (15'8%), *T. mentagrophytes* (10'5%), *T. equinum* (10'5%), *M. nanum*, y *M. audouinii* (5'3%); Dronda *et al.* (1988), de muestras de granjas de conejos sin lesiones clínicas

evidentes de dermatofitosis, aislan dermatofitos (*T. mentagrophytes* var. *granulosum* o/y *M. canis* en 2 de las 28 muestras; Feuerman *et al.* (1975), en Israel, aislan *T. mentagrophytes* en el 6'4% de animales sanos estudiado; Castañón *et al.* (1988), en Méjico, aislan la especie *T. mentagrophytes* en 5 conejos con piel aparentemente sana; Alteras y Evolveau (1967) (citado por Alteras, 1971) en Rumania, aislan esta misma especie en dos conejos sanos; De Vroey (1985), en Belgica, en una pequeña epidemia en una fábrica, aisla la especie *T. mentagrophytes* de la lesión en la piel de un trabajador y de un conejo sano de la industria peletera importado de España y por último Balsari *et al.* (1981) (citado por Zaror y Casas, 1988) encuentran, en animales de laboratorio clínicamente sanos, la especie *T. mentagrophytes* en el 0'46%. En cambio, Pepin y Austwick (1968), English (1969), Gonzalez Cabo (1985) y Difonzo *et al.* (1986) no aislan dermatofitos en conejos sanos. Nosotros sólo hemos aislado en animales clínicamente sanos la especie *M. canis* var. *canis* en un porcentaje muy bajo (0'7%).

6.3.1.3.1- Influencia de la edad y el sexo.

Con respecto a la influencia en la edad y el sexo en el aislamiento de dermatofitos en animales clínicamente sanos, Zaror y Casas (1988) afirman que en su trabajo hay diferencias significativas al aplicar el criterio al sexo, mientras que Castañón *et al.* (1988) no encuentran diferencias significativas entre los sexos en las infecciones asintomáticas por dermatofitos.

6.3.2- Aislamiento de otro tipo de micoflora.

En relación a los hongos no dermatofitos que hemos aislado en conejos, hay que destacar que el género *Aspergillus* presenta el mayor porcentaje de aparición en los tres estados sanitarios y en las diferentes edades y sexos estudiadas, hecho que apoya la ubicuidad de dicho género en la naturaleza, como también afirma Aho (1983).

6.3.2.1- Animales enfermos.

En cuanto a otro tipo de micoflora aislada en conejos enfermos, son pocos los datos encontrados. González et al. (1988) aíslan, en dos granjas industriales con conejos afectados por dermatofitos, la especie *N. canis*, los géneros *Scopulariopsis*, *Penicillium*, *Aspergillus*, *Alternaria*, *Cladosporium*, *Aureobasidium*, *Circinella* y otros en menor proporción, mientras que nosotros aislamos de conejos enfermos los géneros *Aspergillus*, *Penicillium*, *Alternaria*, *Scopulariopsis*, *Rhizopus* y otros con un porcentaje de aparición inferior al 10%.

6.3.2.2- Animales aparentemente sanos.

En los animales aparentemente sanos, los géneros *Scopulariopsis* y *Alternaria* se encuentran en segundo y tercer lugar, dato muy a tener en cuenta ya que, según la bibliografía citada por Aho (1983), el género *Scopulariopsis* ha sido descrito en medicina humana como patógeno ya que produce lesiones en uñas y también como posible patógeno en vacas y en cerdos, habiéndose incluso observado (English,

1965) en la especie *S. brevicaulis* penetración del pelo en los casos concretos de pelos humanos y de ganado bovino. La especie *S. brevicaulis* ha sido aislada de la piel de conejos enfermos y aparentemente sanos por García de Lomas et al. (1980) con un porcentaje de 30'43% y por González et al. (1988) del pelo de animales enfermos, en tanto que nosotros hemos aislado *Scopulariopsis* sp. en el 29'6% de las muestras de conejos aparentemente sanos y en el 8'1% de animales enfermos. El género *Alternaria* ha sido descrito como patógeno oportunista en el hombre y en los animales (Aho, 1983).

6.3.2.3- Animales clínicamente sanos.

Con respecto al aislamiento de hongos no dermatofitos en conejos sanos, hallamos dos trabajos efectuados en granjas españolas: González (1985), en una granja industrial (480 conejos estudiados) cercana a Zaragoza, aísla por orden de mayor a menor porcentaje de aparición la siguiente micoflora: *Scopulariopsis* (56'25%), *Penicillium* (46'87%), *Aspergillus* (45'83%), *Cladosporium* (23'12%), *Alternaria* (16'04%) y otros hongos cuyo porcentaje de aparición no supera el 10%; Abarca (1986), en granjas y explotaciones ubicadas en Cataluña, aísla los géneros: *Aspergillus*, *Penicillium* y *Alternaria* (46'6%), *Mucor* (26'6%), *Fusarium*, *Scopulariopsis*, *Cladosporium*, *Acremonium*, *Arthroderma*, *Gliocladium* y *Trichothecium* (13'3%) y otros hongos cuyo porcentaje de aparición no supera el 10%. En nuestro caso, hemos aislado *Aspergillus* (53'9%), *Penicillium* (42'8%), *Scopulariopsis* (35'5%), *Alternaria* (24'3%), *Rhizopus* (23%) y otros hongos con porcentaje de aparición inferior al 10%.

Por lo que se refiere a la situación en otros países, Chabasse et al. (1986) en Francia, estudia 124 muestras de conejos europeos y aíslan las especies: *T. terrestre* (30'7%), *Chrysosporium pannorum* (16'4%), *C. georgii* (13'4%), *Chrysosporium* (*A. curreyi*) (12'4%), *C. keratinophilum* (10%) y otras especies con porcentajes inferiores al 10%; Chabasse (1988) aísla de conejos (125 conejos europeos) las especies: *T. terrestre* (74'4%), *C. pannorum* (39'6%), *C. georgii*-*A. cifferri* (32%), *C. keratinophilum* (24%), *Chrysosporium* sp. (19'1%) y otras especies; Ali-Shtayteh et al. (1988) en Israel, estudian la micoflora de 19 conejos sanos aislando las especies *Aspergillus flavus* (47'4%), *Alternaria alternata* (26'3%), *Aspergillus candidus* (21%), *A. niger* (15'8%), *A. restrictus* (15'8%), *A. versicolor* (15'8%), *Xenonniella echinata* (15'8%), *A. wentii* (10'5%), *C. keratinophilum* (10'5%), *Emericella nidulans* (10'5%) y otras especies en menor proporción; Moharram y Abdel-Gawad (1989) en Egipto, estudian 160 muestras de uñas de conejos presentando los mayores porcentajes los géneros *Chrysosporium* (60%), *Penicillium* (25%), *Paecilomyces lilacinus* (14'37%) y *Aspergillus* (11'9%).

6.4- Micoflora de diferentes zonas corporales.

6.4.1- Animales enfermos.-

6.4.1.1- Lesión en la cabeza.-

La cabeza es la zona predilecta de asentamiento de esporas de dermatofitos y como consecuencia la mayor frecuencia de localización de lesiones se encuentran en esta región, sobre todo en las orejas (51%). Son muchos los trabajos que confirman estos hechos: Vilanova y Casanovas (1951), Cavrini (1956), Alteras y Cojocarú (1960), Gierleff (1961), Banks y Clarkson (1967), Alteras y Cojocarú (1969), Hagen (1969), Hagen y Gorham (1972), Calvo (1978), Abarca (1980), García de Lomas et al. (1980), Szili y Köhalmi (1980), Harknells y Wagner (1980), Albaia y Xoreda (1981), Vidotto et al. (1984), Alayato-Ortega et al. (1984), Van Cutsem et al. (1985), González et al. (1987) y González et al. (1988) aíslan las especies *T. mentagrophytes* y *M. canis* de la cabeza; Neefs y Gillain (1931) y Alteras (1966) aíslan de dicha zona la especie *T. quinckeaeum* (también denominada por Neefs y Gillain (1931) y por otros autores *Achorion quinckeaeum* y hoy englobada dentro del complejo *T. mentagrophytes* como una variedad por Matsumoto y Ajello (1987)) y también se ha aislado de esta misma zona la especie *M. gypseum* por Veisbroth y Scher (1971). Sin embargo, tan sólo García de Lomas et al. (1980), señalan el porcentaje de dermatofitos aislado en las orejas 57,14%.

Lo que sí parece quedar claro es el hecho constatado por varios autores (Neefs y Gillain, 1931; Vilanova y Casanovas, 1951; Calvo, 1978 y Abarca, 1980) de que las lesiones se inician primero en el

hucico para luego extenderse por el resto del cuerpo, especialmente en los gazapos (observaciones clínicas que han sido señaladas en las referencias mencionadas anteriormente con respecto a la especie *T. mentagrophytes*). Weisbroth y Soher (1971) afirman incluso que las dermatofitosis en conejos se localizan usualmente en los alrededores de la cabeza, extendiéndose como fenómeno secundario al resto del cuerpo.

6.4.1.2- Lesión en la región mamaria y extremidades.

Hemos aislado *T. mentagrophytes* var. *mentagrophytes* a partir de todas las lesiones encontradas en las extremidades y en el 88'9% de las localizadas en los alrededores de las mamas. Según Neefs y Gillain (1931), Vilanova y Casanovas (1951), Calvo (1978) y Abarca (1980), las lesiones producidas por *T. mentagrophytes* se extienden desde la cabeza al resto del cuerpo, produciéndose lesiones en las extremidades, como comprueban Neefs y Gillain (1931), Cavrini (1956), Albala y Morada (1981), Vidotto et al. (1984) y González (1988) en la especie *M. canis* y en la región mamaria de acuerdo con los datos señalados anteriormente. Por lo que se refiere a la región mamaria de hembras adultas, Alayeto-Ortega et al. (1984), Szili y Kshalmi (1980) y Vidotto et al. (1984), indican también la presencia de *T. mentagrophytes* estableciendo en este caso una cierta relación entre las madres y sus gazapos.

6.4.1.3- Lesión en el dorso.

En nuestro estudio, las lesiones encontradas en el dorso fueron, teniendo en cuenta el número de animales enfermos muestreados,

muy pocas. Mohapatra *et al.* (1964), Alteras (1966), García de Lomas *et al.* (1980), Albala y Moreda (1981) y González *et al.* (1987), aislan la especie *T. mentagrophytes* del dorso de conejos, señalando tan sólo García de Lomas *et al.* (1980) un porcentaje del 35'7%. Recientemente, González *et al.* (1988), en dos granjas industriales de conejos en las que se encontraron lesiones en el dorso, aislan de dicha zona la especie *M. canis*.

6.4.1.4- Diferencias en el aislamiento de las especies

T. mentagrophytes var. *mentagrophytes* y *M. canis* var. *canis* de las distintas zonas corporales lesionadas.

Nuestros datos muestran que existe una clara diferencia entre las especies *T. mentagrophytes* var. *mentagrophytes* y *M. canis* var. *canis* en relación a la zona en la que se aislan, que se pone de manifiesto por las siguientes observaciones:

- No se aisló la especie *M. canis* var. *canis* de extremidades lesionadas.

- Todos los casos de lesiones generalizadas fueron debidos a la especie *T. mentagrophytes* var. *mentagrophytes* y se presentaron concretamente en gazapos mayores de 35 días destinados a engorde. Por lo tanto, no se aisló la especie *M. canis* var. *canis* de lesiones generalizadas.

- Aislamiento de *M. canis* var. *canis* únicamente de lesiones localizadas en la cabeza, con la excepción de un caso de aislamiento en los alrededores de la mama.

Estas observaciones sobre la especie *M. canis* var. *canis* coinciden con los resultados de Van Cutsem et al. (1985) que aíslan dicha especie a partir de lesiones en orejas y otras zonas de la cabeza. En cambio, Saxena y Rhoades (1970) aíslan esta misma especie del dorso de un conejo y González et al. (1988) encuentran lesiones, además de en oreja, en hocico, abdomen, dorso y extremidades, aunque subrayan que en una de las granjas las lesiones se situaban primordialmente en las orejas.

6.4.1.5- Resultados globales.-

Las zonas corporales que presentaban lesiones han sido: oreja, hocico, párpado, extremidad, abdomen o región mamaria y lomo o dorso. De ellas, la que tenía mayor porcentaje de aparición de las especies *T. mentagrophytes* var. *mentagrophytes* y *M. canis* var. *canis* fue la oreja, seguida del hocico y el párpado, lo cual confirmó la hipótesis de que la cabeza del conejo y en especial las orejas son las partes más proclives tanto al asentamiento de esporas como a presentar lesiones, siendo un foco de infección para otras zonas del cuerpo del animal.

Las lesiones localizadas en los alrededores de las mamas plantean la posibilidad de que esta zona sea otra probable fuente de infección y contagio, hipótesis que se demuestra al encontrar en el

nidal gazapos de menos de 35 días con lesiones nacidos de madres que presentaban lesiones en estas zonas o que las habían padecido.

Las extremidades, al ser utilizadas sistemáticamente en el acicalado y rascado, pueden actuar también como vehiculadores mecánicos del agente etiológico de la enfermedad, ocasionando con frecuencia una acción irritativa que potencia la acción alérgica producida por los dermatofitos.

Estas observaciones clínicas son muy similares a las señaladas por otros autores. Neefs y Gillain (1931), Szili y Köhalmi (1980), Albala y Koreda (1981), Vidotto et al. (1984), González et al. (1987) y (1988) y Alayeto et al. (1984), coinciden con nosotros en las zonas lesionadas encontradas, es decir, hocico, párpados, orejas, extremidades, lomo, región mamaria de hembras en cría, abdomen y lesiones generalizadas en gazapos, que, como señalan Neefs y Gillain (1931) y Szili y Köhalmi (1980), producen conejos atróficos.

6.4.2- Animales aparentemente sanos y clínicamente sanos.

Los resultados obtenidos en los animales enfermos demuestran que la elección del tipo de muestreo que previamente se había planteado para el estudio de animales que no presentaban lesiones es idóneo, ya que este muestreo se ha realizado sobre las orejas y extremidades, así como de la región mamaria en el caso concreto de hembras de cría.

Son pocos los estudios realizados en animales aparentemente sanos y clínicamente sanos y menos aún aquéllos que mencionan la zona recogida. Tan sólo encontramos tres estudios con estos datos; uno llevado a cabo por Blasquez (1973) en 50 conejos de laboratorio, recogiendo muestras del hocico, cabeza (en la zona situada entre los dos pabellones auriculares), dorso, abdomen, cola, extremidades y uñas; otro por López et al. (1984) en animales de laboratorio entre los que se hallaban 50 conejos (25 machos y 25 hembras adultas) de los que recogían muestras del dorso, hocico, extremidades y cola y un tercero efectuado por González (1985) en una explotación cunícola en la que se tomaban muestras de 6 zonas diferentes: base de la oreja, hocico, dorso, abdomen, extremidad anterior y extremidad posterior. En el primero y segundo de estos trabajos, se aisló la especie patógena *T. mentagrophytes*, no especificándose de que zonas se aisló, mientras que en el segundo estudio se menciona el aislamiento de flora saprofítica en cada zona (en baja proporción, ya que no superaban el 20%), sin especificar en cada zona el porcentaje de aislamiento de cada género.

6.4.3- Presencia de otro tipo de micoflora, en las distintas

zonas corporales muestreadas.

Las diferencias significativas en este grupo no aportan ninguna tendencia que nos diera una idea más clara en cuanto a una posible flora saprofítica específica de zonas determinadas.

6.5- Metodos de diagnostico.

6.5.1- Observación directa.

La observación directa al microscopio de las muestras tratadas con solución de contraste (Estrade, 1970) y solución aclarante de KOH al 20%, se ha utilizado en nuestro estudio como método de diagnóstico rápido de las dermatofitosis, no siendo en nuestra opinión un método totalmente seguro para detectar a los animales enfermos, ya que son frecuentes tanto los falsos negativos como los falsos positivos (50% de especificidad y 78'9% de sensibilidad), aunque por su rapidez y sencillez pensamos que es conveniente realizarlo como método de diagnóstico presuntivo, como también afirma Carroll (1974).

A pesar de los inconvenientes señalados, son muchos los autores que utilizan este método con diversos porcentajes de KOH. Emplean KOH al 10% Menges *et al.* (1955), McPherson (1960), Knudtson y Robertstad (1970), Saxena y Rhoades (1970), Pecheur y Gerin (1978), Veisbroth y Scher (1971), Supton *et al.* (1977), Abarca (1980), Calvo *et al.* (1981), Aho (1983), Pereiro *et al.* (1985) y Fehr (1990); KOH al 15% Alteras (1965) y Carroll (1974); KOH al 20% Dawson (1968), Aller *et al.* (1971), Pecheur y Gerin (1978), Hironaga *et al.* (1981), Allred (1982), Stenwig y Taksdal (1984), Difonzo *et al.* (1986a) y (1986b), Kuttin *et al.* (1986); KOH al 40% Vilanova y Casanovas (1951), Blasquez (1973), Cabrera y Figueiredo (1973), Calvo (1978) y De Keyser y Van den Brande (1983), mientras que algunos autores no señalan el porcentaje empleado: Lindqvist (1960), Mohapatra *et al.* (1964) y Padhye *et al.* (1966). No obstante, tan sólo Carroll (1974) señala los resultados obtenidos por

este método, concretamente 60% de positivos verdaderos, frente al 80% de nuestro trabajo.

6.5.2- Medios de cultivo.

Los medios de cultivo empleados para el aislamiento de dermatofitos han sido, como ya señalamos en el apartado de material y métodos, DTM (dermatophyte test medium), OCM (Sabouraud con oxitetraciclina y cicloheximida) y Sabouraud oxitetraciclina.

- La elección de los medios DTM y OCM se debe a que son medios selectivos para el aislamiento de dermatofitos, siendo además el medio de cultivo DTM también diferencial por su particularidad de producirse, en teoría, un viraje en el medio alrededor de las colonias de los dermatofitos (Rebell y Taplin, 1979).

- Introdujimos el medio Sabouraud oxitetraciclina para poder estudiar la presencia en el pelo de los animales y en el ambiente de las granjas de otros hongos que no se aíslan en los dos medios selectivos para dermatofitos empleados.

- En el curso de nuestro trabajo y tras el estudio realizado en nuestro laboratorio con cepas aisladas de animales domésticos empleando distintas modificaciones de los medios DTM, Mycosel y Agar Sabouraud (Mateos et al., 1985), incorporamos los medios DTM + ICC y OCM + ICC, con el objeto de acelerar el crecimiento de los dermatofitos.

- Igualmente, hemos utilizado oxitetraciclina como antibiótico inhibidor del crecimiento bacteriano en el medio OCM, ya que la utilización del cloranfenicol complicaba la preparación del medio, hecho que no ocurría con el antibiótico utilizado, obteniendo idénticos resultados.

El medio de cultivo Agar Sabouraud ha sido utilizado por muchos autores, bien con su formulación original o con algunas modificaciones, que fundamentalmente afectan a los antibióticos empleados y al tipo de peptona. Utilizan Sabouraud sin modificaciones Feefs y Gillain (1931), Vilanova y Casanovas (1951), English (1967 y 1969), Supton y Waisman (1977), Calvo (1978), Szili y Köhalmi (1980), Dutertre-Catella (1985) y Difonzo *et al.* (1986); el medio Sabouraud con penicilina, estreptomycinina y cicloheximida lo usan Padhye *et al.* (1966), Pepin y Austwick, (1968), Van Cutsem *et al.* (1985), Difonzo *et al.* (1986); con cloranfenicol y cicloheximida Mohapatra *et al.* (1964), Knudtson y Robertstad, (1970), Saxena y Rhoades (1970), Aller *et al.*, (1971), Weisbroth y Scher (1971), Aller (1974), Feuerman *et al.* (1975), Kariat *et al.* (1976), Pecheur y Gerin, (1978), Abarca (1980), García de Lomas *et al.* (1980), Szili y Köhalmi, (1981), López *et al.* (1984), Stenwig y Taksdal (1984), Pereiro *et al.* (1985), González (1985), Stenwig (1985), Kuttin *et al.* (1986); únicamente con cicloheximida Calvo *et al.* (1981); con penicilina y streptomycinina Banks y Clarkson (1967); con penicilina Cavrini (1956); con cloranfenicol Alteras (1966), Stenwig y Taksdal (1984), González (1985), Stenwig (1985) y González *et al.* (1988) y con oxitetraciclina Abarca (1986). Gierloff (1961), añade al medio Sabouraud maltosa y Stenwig y Taksdal (1984) y Stenwig (1985)

añade extracto de levadura. En esta relación de modificaciones del medio de Sabouraud hemos de incluir también la utilizada por nosotros en este trabajo con la denominación de medio Sabouraud con oxitetraciclina y cicloheximida (OCM).

El medio DTM lo introducen Taplin et al. (1969) aprovechando el descubrimiento de Goldfarb y Herrman en 1956 (citado por Aho, 1988) de la capacidad de los dermatofitos de producir metabolitos alcalinos. En Veterinaria, este medio lo han utilizado numerosos autores: Blakemore (1971), Carroll (1974), Allred (1982), Vidotto et al. (1984), Vogtsberger et al. (1985), Zaror et al. (1986), Zaror y Casas (1988a), Zaror et al. (1988b), Dronda et al. (1988) y González et al. (1987 y 1988).

En conjunto, nuestros resultados (tabla III.23) indican que los medios DTM y DTM más infusión de cerebro y corazón son más satisfactorios que los medios OCM, OCM más infusión de cerebro y corazón y Sabouraud oxitetraciclina para el aislamiento de la especie *T. mentagrophytes* var. *mentagrophytes* a partir de animales enfermos, en tanto que para su aislamiento de animales aparentemente sanos los mejores resultados se obtienen con DTM, OCM y DTM más infusión de cerebro y corazón. Esta diferencia se debe a nuestro juicio al efecto positivo de la infusión de cerebro y corazón sobre el crecimiento fúngico, que en el caso de muestras procedentes de animales aparentemente sanos no supone tal ventaja al estimular igualmente a otro tipo de micoflora que interfiere con el crecimiento y la consiguiente detección de los dermatofitos. Este hecho fue tenido en cuenta por Aho

(1988) al formular un medio mínimo para el aislamiento de dermatofitos a partir de muestras clínicas que reduce el crecimiento de las hifas estériles y favorece la esporulación.

Con respecto a la aparición del viraje que se produce en el medio DTM cuando crecen los dermatofitos, nuestros resultados son similares a los obtenidos por Carroll (1974) que señala una media de 5'8 días, ya que en la especie *T. mentagrophytes* var. *mentagrophytes* obtuvimos una media de 5'6 días en DTM y 5'1 en DTM más infusión de cerebro y corazón y en la especie *N. canis* var. *canis* una media de 8 días en DTM y de 6'2 en DTM más infusión de cerebro y corazón. Sin embargo, el viraje también se produce alrededor de otro tipo de micoflora, como ha ocurrido en nuestro estudio con los géneros *Aspergillus*, *Penicillium*, *Scopulariopsis* y *Alternaria*. Una observación más atenta nos permitió comprobar que al iniciarse el desarrollo de los géneros *Aspergillus* y *Penicillium* se produce un viraje, pero este no era hacia rojo como ocurría con los dermatofitos sino hacia amarillo, lo cual permitía su diferenciación, si bien posteriormente viraba hacia rojo. Los otros dos géneros mencionados, *Scopulariopsis* y *Alternaria*, viraban directamente hacia rojo, por lo que era necesario su identificación. Este viraje también fue detectado en otros hongos aislados ocasionalmente como los géneros *Acremonium* y *Geotrichum* y en algunas levaduras.

6.5.3- Detección de caracteres morfológicos macroscópicos y
microscópicos.

Generalmente los dermatofitos son identificados y clasificados a partir de sus características morfológicas (Dyson et al., 1963), ya que como señala De Vroey (1985), las cepas de dermatofitos aisladas clínicamente son identificadas por su estado imperfecto entre otras razones por requerirse técnicas especiales para estudiar la reproducción sexual y además por la dificultad en la obtención de los teleomorfos (Pereiro et al., 1990). Esta opinión es compartida, por Aho (1988), que afirma que a pesar del impacto del descubrimiento de la reproducción sexual y del desarrollo de modernos métodos inmunológicos, la identificación rutinaria de los casos aislados de dermatofitos zoofílicos se basa esencialmente en la morfología macroscópica y microscópica del cultivo primario y en la utilización de sus propiedades fisiológicas, prueba de la ureasa, propiedad de perforar los pelos "in vitro", requerimiento de vitaminas y aminoácidos, temperatura óptima de crecimiento, etc... (Aho, 1988 y Pereiro et al., 1990).

Habitualmente, el seguimiento de las características morfológicas microscópicas se realiza cada 5-7 días (López-Martínez et al., 1984; Alteras, 1966; García de Lomas et al., 1981) y con menos frecuencia a intervalos de 2-3 días (Stenwig, 1985). En nuestro trabajo, el seguimiento efectuado diariamente a partir del segundo día de incubación ha permitido una gran rapidez en el diagnóstico, pudiéndose identificar *T. mentagrophytes* var. *mentagrophytes* en tan sólo dos días y *Microsporum canis* var. *canis* en tres.

Las pruebas fisiológicas empleadas en este trabajo para la identificación de las especies *T. mentagrophytes* var. *mentagrophytes* y *M. canis* var. *canis*, no señalan la presencia de ninguna cepa atípica, como ocurre en el trabajo de Aho (1988) con una cepa de *T. mentagrophytes* aislada de conejo la cual produce un pigmento rojo en los medios de cultivo agar harina de maíz y agar patata glucosa. Tampoco entre las cepas aisladas de *M. canis* var. *canis* encontramos ninguna que fuera atípica y por ello no fue necesario utilizar las pruebas recomendadas por Shadomy et al. (1980) (citado por Aho, 1988) como el test de la perforación del pelo "in vitro" y el crecimiento en el medio natural de arroz.

6.6- Consideraciones sobre el método estadístico utilizado.

La utilización de métodos estadísticos es casi siempre una cuestión ineludible si se quieren examinar la calidad de los resultados obtenidos y comprobar que las diferencias observadas entre los mismos no responden al azar sino a verdaderas diferencias entre ellos. Además, la utilización del método estadístico sirve también para concretar y establecer relaciones entre los distintos resultados obtenidos.

En nuestro caso, los métodos estadísticos los hemos aplicado básicamente con el fin de averiguar si las diferencias que observábamos entre los diferentes grupos de muestras, en los caracteres analizados, eran el reflejo de la diversidad de las mismas, o si, por el contrario, tales diferencias eran debidas al azar y estaban carentes de significado.

El test de homogeneidad aplicado concretamente ha sido el de χ^2 , siguiendo los criterios de Lamotte (Lamotte, 1976). Para su aplicación se partió en cada caso de las frecuencias absolutas (a) de aparición del carácter analizado (normalmente la frecuencia de aparición de un determinado género o especie en un grupo de animales o muestras) y su complementaria (n-a) (frecuencia de no aparición). Si las muestras proceden de una única población, las frecuencias reales en las diferentes muestras deberían de ser próximas a las frecuencias teóricas (α y n- α) calculadas a partir de tal supuesto. El problema se reduce por tanto a conocer si las desviaciones entre las frecuencias reales y las teóricas son significativas, hipótesis de las poblaciones diferentes o

de la existencia de diferencias significativas entre dichos grupos en el caracter analizado, o si por el contrario son debidas al azar, hipótesis de la población única o de la ausencia de diferencias significativas entre los grupos considerados.

CONCLUSIONES

1- La especie mas frecuentemente aislada en conejos domésticos con dermatofitosis ha sido *Trichophyton mentagrophytes*.

2- No se observan diferencias apreciables entre la micoflora del ambiente y la micoflora del pelo y piel de los animales en las granjas investigadas.

3- Es de destacar el aislamiento simultáneo de dos especies (*Trichophyton mentagrophytes* y *Microsporum canis*) en un mismo animal de lesiones diferentes e incluso la presencia de dichas especies en una misma lesión.

4- Dentro de los animales enfermos encontramos predominantemente la especie *T. mentagrophytes* en gazapos. En los casos de aislamiento de *M. canis* se ha encontrado con mayor frecuencia en conejos adultos.

5- Las hembras adultas aparentemente sanas juegan un papel muy importante en la transmisión de la especie *T. mentagrophytes*, dado que la frecuencia de aparición de esta especie en dicho grupo es notable y similar a la encontrada en hembras adultas enfermas.

6- El aislamiento de las especies *T. mentagrophytes* y *M. canis* a partir de conejos enfermos parece relacionada con la edad de los mismos, ya que en hembras adultas la proporción entre ambas especies es uno a uno, mientras que en gazapos es de siete a uno.

7- Se confirma que la cabeza del conejo y en especial el pabellón auricular son las partes más proclives tanto al asentamiento de esporas como a presentar lesiones, siendo un foco de infección para otras zonas del cuerpo del animal.

8- Los medios Dermatophyte test medium y Dermatophyte test medium + infusión de cerebro y corazón son más adecuados para el aislamiento de *T. mentagrophytes* y *M. canis* a partir de animales enfermos. En cambio, para el aislamiento de *T. mentagrophytes* y *M. canis* a partir de animales aparentemente sanos, son más adecuados los medios Dermatophyte test medium y Medio de Sabouraud con oxitetraciclina y cicloheximida, ya que el efecto positivo de la infusión de cerebro y corazón sobre el crecimiento fúngico, no supone tal ventaja al estimular igualmente otro tipo de micoflora que interfiere con el crecimiento y la consiguiente detección de los dermatofitos.

9- En base a las conclusiones anteriores, para un diagnóstico rápido y eficaz de las dermatofitosis en granjas cunícolas se recomienda el uso simultáneo de los medios de cultivo: Dermatophyte test medium + infusión de cerebro y corazón, Dermatophyte test medium, Medio de Sabouraud con oxitetraciclina y cicloheximida y Medio de Sabouraud con oxitetraciclina.

RESUMEN

En esta investigación se ha estudiado la micoflora del ambiente y del pelo de conejos clínicamente sanos, aparentemente sanos y clínicamente enfermos de dermatofitosis. Se han investigado 26 granjas, recogiendo muestras de un total de 339 animales; además, se han investigado otros 136 conejos de los cuales enviaron muestras para su análisis a nuestro laboratorio. En resumen, se han estudiado un total de 1051 muestras de pelo y escamas procedentes de 475 animales y 269 placas con medio de cultivo empleadas en la recogida de muestras del ambiente por el método gravimétrico.

La micoflora del pelo de los animales clínicamente sanos, con independencia de la edad, el sexo y la zona muestreada, es muy similar a la encontrada en el ambiente de las granjas sanas y está integrada mayoritariamente por los géneros *Aspergillus*, *Penicillium*, *Scopulariopsis*, *Alternaria* y *Rhizopus*.

En los animales aparentemente sanos se ha detectado la presencia de las especies patógenas *Trichophyton mentagrophytes* y *Microsporum canis*, comprobándose en las hembras el predominio de la primera especie mencionada.

El porcentaje de aislamiento de dermatofitos a partir de animales con lesiones evidentes ha sido del 91'4%. Aunque el porcentaje global es elevado tanto en hembras como en gazapos, hay que destacar que la distribución de las especies patógenas es diferente en estos grupos, ya que, mientras que en gazapos *T. mentagrophytes* supone el 82'6% y

M. canis el 10'9%, en hembras los porcentajes han sido de 48'4% y 46'8% respectivamente.

Por último, y en relación con el diagnóstico de las dermatofitosis del conejo doméstico, los resultados obtenidos permiten destacar:

- El medio Dermatophyte test medium modificado es el más adecuado para el aislamiento de dermatofitos a partir de animales enfermos.

- Los medios Dermatophyte test medium y Sabouraud con oxitetraciclina y cycloheximida han sido los más adecuados para el aislamiento de dermatofitos a partir de animales aparentemente sanos.

- La cabeza del conejo y en especial el pabellón auricular ha sido el lugar predilecto para el asentamiento de las esporas y donde se han encontrado lesiones con mayor frecuencia.

SUMMARY

The object of this investigation was to determine the mycoflora of the environment and of hair samples from clinically healthy rabbits, from apparently healthy rabbits and from clinically affected rabbits of dermatophytoses (syn: ringworm). We have worked with 26 rabbit farms consisted of the hair samples from 339 animals; also, other 136 rabbits have been investigated from which we had been sent samples to analyze. In summary, a total of 1051 hair samples was examined, taken from 475 rabbits and 269 plates with culture medium which ones were exposed to the environment by the gravimetric method.

The hair mycoflora from clinically healthy rabbits, independent of the age, sexe and investigated zone, has been very similar to the environmental mycoflora from healthy rabbit farms and the principal genera observed, in order of isolation frequency, were: *Aspergillus*, *Penicillium*, *Scopulariopsis*, *Alternaria* and *Rhizopus*.

Trichophyton mentagrophytes and *Microsporum canis* were isolated from apparently healthy rabbits, which have been proved that there is in the females a prevalence of the first mentioned species.

The percentage of isolated dermatophytes from clinically affected rabbits was 91.4%. Although the total percentage has been elevated in the same way for female and for young rabbits, we must point up the distribution of pathogen species is different between these groups. The percentage of the young rabbits *T. mentagrophytes* supposed 82.6% and *M. canis* supposed 10.9%. Meanwhile the percentage in females has been 48.4% and 46.8% respectively.

Finally and in relation with the diagnosis of the dermatophytoses of rabbit, the results are:

- Dermatophyte test medium modified has been the most appropriate for isolation of dermatophytes from sick animals.

- Dermatophyte test medium and Oxitetraciline Cicloheximide medium have been the most appropriate for isolation of dermatophytes from apparently healthy animals.

- The head of rabbit and specially its outer ear has been the favourite place to find the spores and where lesions have been found with high frequency.

RESUME

Notre investigation se base sur la flore atmosphérique de fermes de lapins et du poil des lapins cliniquement sains, apparemment sains et cliniquement malades de dermatophytoses (ou teignes). Nous avons fait des recherches dans 26 fermes réunissant des échantillons d'un total de 339 lapins desquels on nous avait envoyé des échantillons pour leur postérieur analyse (dans notre laboratoire). En résumé, nous avons étudié un total de 1051 échantillons de poils et d'écaillés de 475 animaux et 269 plaques avec milieux de culture employés dans le recueil d'échantillon de la flore atmosphérique par la méthode de sédimentation.

Il existe une grande similitude entre la mycoflore du poil des animaux cliniquement sains indépendamment de leur âge, sexe et des zones recueillies avec la flore atmosphérique des fermes saines. Nous les avons intégrées principalement dans les genres: *Aspergillus*, *Penicillium*, *Scopulariopsis*, *Alternaria* et *Rhizopus*.

Dans les animaux apparemment sains nous avons isolé les espèces pathogènes *Trichophyton mentagrophytes* et *Microsporum canis*, en démontrant que dans les femelles il y a une prédominance de la première espèce mentionnée.

Le pourcentage des dermatophytes isolés à partir d'animaux avec des alopecies évidentes a été de 91'4%. Bien que le pourcentage total est aussi élevé en femelles qu'en lapereaux nous devons mettre en évidence que la distribution des espèces pathogènes est différente dans ces groupes. Le pourcentage des lapereaux de l'espèce *T. mentagrophytes*

a supposé 82'6% et *M. canis* 10'9%; tandis que le pourcentage dans les femelles a été de 48'4% et 46'8% respectivement.

Enfin et en rapport avec le diagnostic des dermatophytoses du lapin domestique, les résultats obtenus permettent de souligner les points suivants:

- Le milieu DTK (Dermatophyte test medium) modifié a été le plus adéquat pour l'isolement de dermatophytes à partir d'animaux malades.

- Les milieux DTM (Dermatophyte test medium) et Sabouraud avec Oxitétracycline cycloheximide ont été les plus adéquats pour l'isolement de dermatophytes à partir d'animaux apparemment sains.

-La tête du lapin et spécialement le pavillon de l'oreille a été le lieu préféré pour l'établissement des spores et où nous avons trouvé des lésions avec plus de fréquence.

BIBLIOGRAFIA

- ABARCA, L. Estudio de las micosis superficiales en conejos. V Symposium de Cunicultura, 1980, pp. 133-161, Sevilla.
- ABARCA, L. Contribución al estudio de la micoflora presente en el habitat de animales aparentemente sanos. 1986. Tesis Doctoral, Barcelona.
- ABDALLAH, I.S., G. ABDEL GELIL, M. ABDEL HAMID and M. REFAI. Ringworm in animals in a farm in Assiut. *Kykosen*, 1971, 14: 175-178.
- ABLETT, E.E. Griseofulvin for *Trichophyton mentagrophytes* infection of chinchillas. *Brit. Vet. J.*, 1961, 117: 524-528.
- ACBITUNO, E., I. FUGUET y F. YEBRES. *Microsporum gypseum*. Dermatofito geofílico de importancia medica. Revisión. *Investigación Clínica*, 1988, 29: 219-237.
- ACHA, P.M., B. SZYFRES. Zoonosis y enfermedades transmisibles comunes al hombre y a los animales. 1986. Organización Panamericana de la salud (segunda edición). Publicación científica nº 503.
- AGHINA, C. Cría del conejo. 1989. Ed. C.E.A.C., S.A. Barcelona.
- AHO, R. Studies on fungal flora in hair from domestic and laboratory animals suspected of dermatophytosis. *Acta Pathol. Microbiol. Scand. Sect. B.*, 1980, 88: 79-83.
- AHO, R. Saprophytic fungi isolated from the hair of domestic and laboratory animals with suspected dermatophytosis. *Mycopathologia*, 1983, 83: 65-73.
- AHO, R. Studies on zoophilic dermatophytes and contaminant fungi of the skin with special reference to mycological characterization. 1988. Tesis Doctoral, Helsinki.
- AHO, R. Mycological studies on zoophilic dermatophyte isolates of finnish and swedish origin. *Mykoses*, 1988, 31: 295-301.

- AJELLO, L., and L.K. GEORG. In vitro hair cultures for differentiating between atypical isolates of *Trichophyton mentagrophytes* and *Trichophyton rubrum*. Mycopathol. Mycol. Appl., 1957, 8: 3-17.
- AJELLO, L. A new Microsporum and its occurrence in soil and on animals. Mycologia, 1959, 51: 69-76.
- AJELLO, L. Present day concepts of the dermatophytes. Mycopathol. et Mycol. Appl., 1962, 17: 315-324.
- AJELLO, L. Natural history of the dermatophytes and related fungi. Mycopathol. Mycol. Appl., 1974, 53: 93-110.
- AINSWORTH, G.C., F.K. SPARROW, A.S. SUSSMAN. The fungi: IV A. A taxonomic review with keys: Ascomycetes and fungi-imperfecti. 1973. Academic press. New York.
- AINSWORTH, G.C., F.K. SPARROW, A.S. SUSSMAN. The fungi: IV B. A taxonomic review with keys: Basidiomycetes and lower fungi. 1973. Academic press. New York.
- ALAYETO, J., J. BALAGUER y J.M. TORRES. Estudio epidemiológico de una infección por *Trichophyton mentagrophytes* en una explotación no industrial de conejos. Rev. Iber. Micol., 1984, 1: 41-47.
- ALBALA, F. et A. MOREDA. Rôle épidémiologique du lapin dans la transmission à l'homme de *Trichophyton mentagrophytes* dans la région de Aragon (Espagne). Bull. Soc. Fr. Mycol. Méd., 1981, 1: 21-23.
- AL-DOORY, Y. Further studies of the fungal flora of the air in San Antonio. Texas. J. Allerg., 1967, 40: 145-150.
- ALI-SHAYEH K.S., H.M. ARDA, M. HASSODUNA y S.F. SHAHEEN. Keratinophylic fungi on the hair of cows, donkeys, rabbits, cats, and

- dogs from the west bank of Jordan. Mycopathologia, 1988, 104: 109-121.
- ALEXOPOULOS, C.J. y C.V. MIMS. Introducción a la micología. 1985 Ed. Omega, S.A., Barcelona.
 - ALTERAS, I. si I. COJOCARU. Dubla infectie micotia (spontana?) a iepurelui (focar epizootic determinat de *Trichophyton gypseum* si *Microsporium lanosum*). Dermato-Venerolog., 1960, 5: 133-137.
 - ALTERAS, I. Ringworm in rabbit due to *Trichophyton quinckeanum*. Mycopathol. Mycol. Appl., 1966, 28: 361-367.
 - ALTERAS, I. and I. COJOCARU. Human infection by *Trichophyton mentagrophytes* from rabbits. Mykosen, 1969, 12: 543-544.
 - ALTERAS, I. A short review on dermatophytes of animals in Romania. Mycopathol. Mycol. Appl., 1971, 43: 17-23.
 - ALLEE, B., A. MARTINEZ Y M. CORDERO DEL CAMPILLO. Asociación de tricofitia (*T. mentagrophytes*) y acariosis (*Myocoptes musculus*) en una colonia de ratones. Tratamiento y control. Rev. Iber. Parasitol., 1971, 31: 31-39.
 - ALLEE, J.M. y M. FERNANDEZ. Sobre unos casos de infeccion humana por *Trichophyton mentagrophytes* transmitido por ratones de laboratorio. An. Fac. Vet. León., 1983, 29, 279-285.
 - ALLEE, B., M. REY y A. MARTINEZ. Estudio de la incidencia de los hongos de Leon durante un año. Anales Fac. Vet. Leon, 1971, 17: 13-20.
 - ALLRED, B.J. Dermatophyte prevalence in Wellington, New Zeland. Sabouradia, 1982, 20: 75-77.
 - BABY, M.M.K. Fungi on the hair of large mammals in Egypt. Mycopathologia, 1986, 93: 73-75.

- BADILLET, G. Les dermatophytes. Atlas clinique (s) et biologique. 1975. Ed. Varia, Paris.
- BADILLET, G. et S. SENE. Isolement simultane de *Trichophyton erinacei* et de *Trichophyton proliferans* a partir d'une seule lesion. Bull. Soc. Fr. Mycol. Méd., 1987, 16: 273-276.
- BADILLET, G. Taxonomic study of dermatophytes following the french school. Proceedings of the X Congress of the International Society for Human and Animal Mycology (ISHAM), 1988, pp. 328-333, Barcelona.
- BALL, C., H. KOEWIG et M. KREMER. Etude de l'uree par les champignons filamenteux en milieu uree-indol. Bull. Soc. Fr. Mycol. Méd., 1988, 17: 341-344.
- BANKS, K.L., and T.B. CLARKSON. Naturally occurring dermatomycosis in the rabbit. J. Amer. Vet. Med. Ass., 1967, 151: 926-929.
- BARKAY-GOLAN, R. Air-borne fungi in Eilat and Tel-Hashomer, Israel. J. Allergy, 1962, 33: 342-347.
- BLAKEMORE, J.C. Dermatophyte test medium. Vet. Med. & Small Anim. Clin., 1971, 66 : 357-359.
- BLASQUEZ, H. Dermatofitos em animais. Med. Cut. I.L.A., 1973, 7: 363-368.
- BOLETINES MENSUALES DE ESTADISTICA nº 12-1987, nº 11-1989, nº 3-1990 y nº 11-1991. Secretaria General Técnica. Ministerio de Agricultura, Pesca y Alimentación.
- BOCOBO, F.C., and R. BENHAM. Pigment production in the differentiation of *Trichophyton mentagrophytes* and *Trichophyton rubrum*. Mycologia, 1949, 41: 291-302.

- BOHM, K.H. (Skin fungi as pathogens of animal diseases). Münch. Med. Wochens., 1983, 125: 1061-1063]. Abstract en Rev. Med. Vet. Mycol., 1984, 19: 200.
- BRUGUERA, M. Criterios fisiológicos y bioquímicos para la identificación de los dermatofitos. 2ª Reunión Conjunta de Micología, libro de ponencias, 1984, pp. 114-118, Barcelona.
- BUDUNYAN, T.M. The importance of *Microsporum canis* carrier state in normal animals in the epidemiology of zoonotic microsporosis. Vestnik Dermatologii i Venerologii, 1987, 5: 65-67.
- CABOT, Y.M. Eleveage et dominantes pathologiques du lapin de chair. 1978. Tesis doctoral, Toulouse.
- CAVRINI, C. Tricofitosi spontanea del coniglio da *Trichophyton mentagrophytes*. Atti Soc. Ital. Sci. Vet., 1956, 10: 532-534.
- CABRITA, J., and M.M. FIGUEIREDO. Dermatophytes in Portugal. Sabouradia, 1973, 11: 21-29.
- CABRITA, J., M.M. FIGUEIREDO et H. GRAVINA. L'epidemiologie des dermatophytes chez les animaux. Bull. Soc. Mycol. Med., 1974, 3: 91-94.
- CALVO, M.A. Contribución al estudio de las micosis del conejo. III^{er} Symposium de Cunicultura, 1978, pp. 135-141, Valencia.
- CALVO, M.A., L. ABARCA y J. TRAPH. Estudio comparativo *Trichophyton mentagrophytes* y *Trichophyton verrucosum*. Sabouradia, 1981, 19: 9-11.
- CANTO, G. y C. JIMENEZ DIAZ. Estudio de los hongos en el aire de Madrid durante un año. Rev. Clin. Española, 1945, 17: 226-238.
- CAMBERO, M., L. de la HOZ, B. SANZ y J.A. ORDÓÑEZ. Alimentación y necesidades nutritivas del conejo. A. Y. M. A., 1989, 29: 15-21.
- CAPLIN, I and HAYNES, J. T. Mold Allergy. Ann. Allergy, 1970, 28: 87.

Tabla V.51- Resumen de parámetros estadísticos (expresados en días) en la detección de características morfológicas microscópicas de las especies *T. mentagrophytes* y *M. canis*

CARACTERISTICAS MORFOLOGICAS	DERMATOFITO		PARAMETRO
	<i>T. mentagrophytes</i>	<i>M. canis</i>	ESTADISTICO
. MACROCONIDIAS	7'3 +/- 3'06	6'8 +/- 2'48	MEDIA
	7	9	MODA
. MICROCONIDIAS	5'3 +/- 1'44	5'8 +/- 2'41	MEDIA
	5	4	MODA
. HIFAS EN ESPIRAL	10'6 +/- 2'02	No detectadas	MEDIA
	11	-	MODA
. ARTROSPORAS	No detectadas	8'4 +/- 1'50	MEDIA
	-	8	MODA

- CAMPS, J., E. CALVO y G. FROYO. Dermatomicosis (tíña por *Trichophyton*) en el conejo y tratamiento con griseofulvina. II Symposium de Cunicultura, 1977, pp. 155-185, Pamplona.
- CAMPS, J. Repartición e importancia de la dermatomicosis en el conejo doméstico. Mapa epidemiológico de España. II. Congreso Mundial Cunicultura, 1980, tomo II, pp. 445-454, Barcelona.
- CARETTA, G., G. DEL FRATE, A.M. PICCO and A. M. MANGIAROTTI. Superficial mycoses in Italy. *Mycopathologia*, 1981, 76: 27-32.
- CARROL, H.F. Evaluation of dermatophyte test medium for diagnosis of dermatophytosis. *J. Amer. Vet. Med. Ass.*, 1974, 165: 192-195.
- CASTAÑON-OLIVARES, L. R., P. MANZANO-GAYOSSO y R. LOPEZ-MARTINEZ. Infección por dermatofitos en animales de bioterio. *Rev. Lat-amer. Microbiol.*, 1988, 30: 321-324.
- CERVANTES, R. A. y C. PIJUAN. Aislamiento e identificación de dermatofitos a partir de muestras de animales en México. *Rev. Lat-amer. Microbiol.*, 1976, 18: 25-27.
- CHABASSE, D., H. LAUNAY et V. REECHT. Flore keratinophile isolée du lapin de Garenne (*Oryctolagus cuniculus*, Linne), note préliminaire. *Bull. Soc. Fr. Mycol. Méd.*, 1986, 15: 165-168.
- CHABASSE, D. Taxonomic study of keratinophilic fungi isolated from soil and some mammals in France. *Mycopathologia*, 1988, 101: 133-140.
- CHABERT, J. The spores of mushroom in the air of Rabat Morocco. *Bull. Soc. Sci. Natur. Phys. Maroc.*, 1968, 48: 1-48.
- CHEMERMETTE, R. and S. BUSSIERAS. Dermatophytes isolated from animals during seven years at école nationale vétérinaire D'Alfort (France). Abstracts of the X Congress of the International Society

- for Human and Animal Mycology (ISHAM), 1988, Barcelona, publicado en:
Rev. Iber. Micol., 1988, 5, Suppl, 1: 112.
- CHIKAKADZE, G. A. [*Trichophyton* infection in rabbits. Trudy Vsesoyuznogo Instituta Eksperimental'noi Veterinariï, 1987, 65: 72-80]. Abstract en Rev. Med. Vet. Mycol., 1989, 24: 284.
 - CHUTE, H.L., and E. BARDEW. The fungous flora of chick hatcheries. Avian Dis., 1964, 8: 13-19.
 - CHRISTENSEN, V.B. Urea de composition as a means of differentiating *Proteus* and paracolon cultures from each other and from *Salmonella* and *Shigella*. J. Bacteriol., 1946, 52: 461-466.
 - CLAYTON, Y. and G. MIDGLEY. Identification of agents of superficial mycoses, p. 65, en: E.G.V Evans and M.D. Richardson (Eds.), Medical Mycology: a practical approach, 1989, I.R.L. Press, Oxford.
 - CONSOLE, M.D. A review of dermatomycoses in animals in Australia. Aust. Vet. J., 1963, 39: 130-134.
 - CONSOLE, M.D. Review of animal mycoses in Australia. Mycopathologia, 1990, 111:133-164.
 - CURRAN, R.S. Taxonomy of the onygenales: Arthrodermataceae, Gymnascaceae, Myxotrichaceae and onygenaceae. Mycotaxon, 1985, 24: 1-216.
 - DAWSON, C. Ringworm in animals. Rev. Med. Vet. Mycol., 1968, 6: 223-233.
 - DAWSON, C. and J.C. GENTLES. The perfect stage of *Keratinomyces sjelloi*. Nature (London), 1959, 183: 1345-1346.
 - DE KEYSER, H., and M. VAN DEN BRANDE. Ketoconazole in the treatment of dermatomycosis in cats and dogs. Vet. Quart., 1983, 5: 141-144.

- DE VROEY, C. Ecological and epidemiological aspects in dermatophytoses. *Zbl. Bakteriolog. Hyg. A*, 1984, 257: 234-239.
- DE VROEY, C. Epidemiology of ringworm (dermatophytosis). *Semin. Dermatol.*, 1985, 4: 185-200.
- DEACON, J.V. Introduction to modern mycology. 1984. Second Ed.. Blackwell Scientific Publications, Oxford.
- DEL PALACIO, A., F. GONZALEZ y P. MORENO. Estudio de las dermatofitosis en Madrid durante una decada (1978-1987). *Rev. Iber. Micol.*, 1989, 6: 86-101.
- DIFONZO, E.M., G.M. PALLESCHI, R. GUADAGNI, P. VANNINI, and M.L. BATTINI. Epidemiology of the dermatophytoses in the Florence area: 1982-84. I. *Microsporum canis* infections. *Mykosen*, 1986, 29: 519-525.
- DIFONZO, E.M., G.M. PALLESCHI, P. VANNINI, R. GUADAGNI, and E. PANCONESI. *Microsporum canis* epidemic in laboratory mice. *Mykosen*, 1986, 29: 591-595.
- DONALD, C. K., and D. A. HARRY. Treatment of Dermatophytoses in Chinchillas. *Vet. Med.*, 1961, 56: 23-24.
- DRANSFIELD, M. The fungal air spore at Samaru Northern Nigeria. *Trans. Brit. Mycol. Soc.*, 1966, 49: 121-132.
- DROWDA, A., J.M. ROSHLL, A. CARRILLO, M. AMARAL Y J.M. TOREBS. Prevalence of dermatophyte infection in 140 rabbit farms in Catalonia. 1988. Abstracts of the X Congress of the International Society for Human and Animal Mycology (ISHAM), 1988, Barcelona, publicado en: *Rev. Iber. Micol.*, 1988, 5, Suppl. 1: 113.
- DUPONT, F. M. and FIELD, R. D. A survey of the airborne fungi in the Albuquerque. New Mexico, Metropolitan Area. *J. Allerg.*, 1967, 39: 238-243.

- DUTERTRE-CATELLA, H., C. DE BIEVRE, and V.H. NGUYEN. Disturbances in toxicological experiments caused by *Microsporium canis*. Mycopathologia, 1985, 91: 121-122.
- DVORAK, J., and M. OTCEWASEK. Geophilic, zoophilic and antropophilic dermatophytes. A review. Mycopathol. Mycol. Appl., 1964, 23: 294-296.
- DYSON, J.E., and M.E. LANDAY. differentiation of *Trichophyton rubrum* from *Trichophyton mentagrophytes*. Mycopathol. Mycol. Appl., 1963, 20: 81-97.
- ECKMAN, M.K., and G. MORGAN-JONES. Fungus species isolated from commercial hatcheries in Alabama. Avian Dis., 1979, 23: 204-208.
- ENDOES, C.W., C.H. BINFORD and J.P. UTZ. Medical Mycology. 1970. Second Ed., Lea and Febiger, Philadelphia.
- ENGLISH, M.P. Ringworm in wild mammals. J. Zool. Lond., 1967, 153: 556-561.
- ENGLISH, M.P. Ringworm in wild mammals: further investigations. J. Zool. Lond., 1969, 159: 512-522.
- ENGLISH, M.P., and J.A. BAYLEY. Dermatophytes in a population of bank voles and woodmice. Mycopathologia, 1978, 66: 67-71.
- EUZEBY, J. Cours de mycologie médicale comparée. Les mycoses des animaux et leur relation avec les mycoses de l' homme. 1969. Vigot Frères Editeur, Paris.
- ECKMAN, M.K. and G. MORGAN-JONES. Fungus species isolated from commercial hatcheries in Alabama. Avian Dis., 1979, 23: 204-208.
- ESTRADA, J. Las micosis o fungosis en Medicina Veterinaria. 1970. Ed. Jims, Barcelona.
- FEHR, M. Hautkrankheiten bei heimtieren. Prak. Tierarzt, 1990, 10: 19-23.

- FERNANDEZ, M. y M. ALLER. Micosis del conejo doméstico. IV Symposium Cunicultura, 1979, León.
- FEUERMAN, E., I. ALTERAS, E. HOWIG, and M. LEHRER. Saprophytic occurrence of *Trichophyton mentagrophytes* and *Microsporum gypseum* in the coats of healthy laboratory animals. *Mycopathologia*, 1975, 55: 13-15.
- FRANKLIN, C.L., S.V. GIBSON, C.J. CAFFREY, J. E. WAGNER, and E.K. STEFFEN. Treatment of *Trichophyton mentagrophytes* infection in rabbits. *J. Amer. Vet. Med. Assoc.*, 1991, 198: 1625-1630.
- GALLEGO, M., M. PORTUS y M.A. CALVO. Importancia de los ácaros en la vehiculación de hongos dermatofitos en micromamíferos. *Rev. Iber. Parasitol.*, 1982, vol. extra: 473-481.
- GARCÍA DE LOMAS, J., A. SUAY, J.M. NOGUEIRA, C. SEGARRA y P. OLMOS. Presencia de *Trichophyton mentagrophytes* var. "*granulosum*" en conejos. Estudio epidemiológico. *Rev. San. Hig. Publ.*, 1980, 54: 1-10.
- GARCÍA DE LOMAS, J., J.M. NOGUEIRA, C. SEGARRA y A. SUAY. *Trichophyton mentagrophytes* var. *granulosum*. Principal etiología de dermatofitosis en la región valenciana. *Actas Dermo-Sif.*, 1981, 72: 377-382.
- GIERLOFF, B.A.H.. Om trichophyti spesielt hos kanin og hund. *Nord. Vet. Med.*, 1961, 13: 177-196.
- GOODMAN, D.H. A study of airborne fungi in the Phoenix Arizona metropolitan area. *J. Allerg.*, 1966, 38: 56-62.
- GONZALEZ, J. F. Aportaciones al estudio de la micoflora de la piel, y vías respiratorias de la especie *Oryctolagus cuniculus* y su relación con el medio ambiente. 1985. Tesis Doctoral, Zaragoza.

- GONZALEZ, J.F., C. SOLANS, M.V. LATRE y M.V. VERDE. Importancia zoonésica de las tiñas por *Trichophyton mentagrophytes*. Estudio de dos casos de transmisión de dermatofitosis entre explotaciones de conejos y cerdos. Med. Vet., 1987, 4: 97-100.
- GONZALEZ, J.F., C. SOLANS y M.V. LATRE. *Microsporium canis* productor de dermatofitosis en conejos. Rev. Iber. Micol., 1988, 5: 84-89.
- GRIFFIN, D. Perfect stage of *Microsporium gypseum*. Nature, 1960, 186: 94-95.4.
- GUARRO, O.R. y J.R. RIBA. El sector cunicola español. Bol. Cunicul., 1991, 11: 34-41.
- HAGEN, K.W. Ringworm in domestic rabbits: oral treatment with griseofulvin. Lab. Anim. Care, 1969, 19: 635-638.
- HAGEN, K.W., and J.R. GORHAM. Dermatomycoses in four animals: chinchilla, ferret, mink and rabbit. Vet. Med. Small An. Clin., 1972, 67: 43- 48.
- HAJSIG, M., T. MAGLIC, D. HAJSIG, V. HORVAT, P. LUKMAN, A. COVIC. [Dermatofitoze u glodavaca. IV. Prijenos dermatofita *Trichophyton mentagrophytes* od zarazenih kunica na svinje. Vet. Arhiv, 1983, 53: 251-257]. Abstract en Rev. Med. Vet. Mycol., 1984, 19: 124.
- HARKNELS, J.E. and J.R. WAGNER. Dermatofitosis, pp. 102-103, en: Biología y clínica de conejos y roedores, 1980, Ed. Acribia, Zaragoza.
- HASHIMOTO, T., and H.J. BLUMENTHAL. Survival and resistance of *Trichophyton mentagrophytes* arthrospores. Appl. Environ. Microbiol., 1978, 35: 274-277.
- HIRONAGA, M., K. HOZAKI and S. WATANABE. Ascocarp production by *Nannizzia otas* on keratinous and non-keratinous agar media and mating

- behavior of *N. otae* and 123 Japanese isolates of *Microsporium canis*. *Mycopathologia*, 1980, 72: 135-141.
- HIRONAGA, M., T. FUJIGAKI, and S. WATANABE. *Trichophyton mentagrophytes* skin infections in laboratory animals as a cause of zoonosis. *Mycopathologia*, 1981, 73: 101-104.
 - HOWARD, D.H. *Ascomycetes: The Dermatophytes*, en: D.H. Howard (ed). *Fungi Pathogenic for humans and animals*, 1983 part A, pp. 118-148, Marcel Dekker Inc., New York.
 - ITANI, Z. S. Dermatophytoses contracted from animals. *Mykosen*, 1978, Suppl. 1: 108-111.
 - JARNAGIN, J.L., and S.K. HARRIS. A modified plastic culture flask for microscopic observation of fungi. *Mycopathologia*, 1985, 90: 55-58.
 - JUNGERMAN, P.F. y R.M. SCHWARTZMAN. *Micología Médica Veterinaria*. 1977. Ed. C.E.C.S.A., México.
 - KNUDTSON, W.U., and G.V. ROBERTSTAD. The isolation of keratinophilic fungi from soil and wild animals in South Dakota. *Mycopathol. Mycol. Appl.*, 1970, 40: 307-323.
 - KOMAREK, J. (Laboratory diagnosis of dermatomycoses in animals in the period 1979-1988. *Veterinarství*, 1989, 39: 539). Abstract en *Rev. Med. Vet. Mycol.*, 1990, 25: 228.
 - KUTTIN, E.S., E. ALRAWATY, M. FELDMAN, X. CHAINOVITS and J. MULLER. Dermatophytosis of Camels. *J. Med. Vet. Mycol.*, 1986, 24: 341-344.
 - LAMOTTE, K. *Estadística biológica: principios fundamentales*. 1976. Toray-Masson, Barcelona.
 - LEBAS, F., P. COUBERT, R. ROUVIER y H. DE ROCHEMBAU. 1986. Organización de las Naciones Unidas para la Agricultura y la Alimentación, Roma.

- LEUCHENKO, P.I.I. Sources and means of transmission of *Trichophyton* in closed rabbits colonies. II. Survival of *Trichophyton gymseum* in rabbits houses. Byull. Vses. Inst. Exp. Vet., 1978, 32: 31-35.
- LINDQVIST, K. Ringorm hos husdyr i Norge. Nord. Vet. Med., 1960, 12: 21-28.
- LONDERO, A.T. O grupo dermatofitos. Atualização. An. Bras. Dermatol., 1990, 65: 9-10.
- LOPEZ-MARTINEZ, R., T. MIER, and M. QUIRANTE. Dermatophytes isolated from laboratory animals. Mycopathologia, 1984, 88: 11-113.
- LUMPKINS, E. D., S.L. CORBIT y G. M. TIEDEMAN. Airborne fungi survey, Culture-plate survey of the home environment. Ann. Allergy, 1973, 31: 361-370.
- LUNDELL, E. *Microsporium cookei* Ajello in an eczematous skin lesion. Mykosen, 1969, 123-126.
- MANTOVANI, A. The role of animals in the epidemiology of the mycoses. Mycopathologia, 1978, 65: 61-66.
- MANTOVANI, A., L. MORGANTI, G. BATELLI, AL. MANTOVANI, G. POGLAYEN, K.P. TAMPIERI and G. VECCHI. The role of wild animals in the ecology of dermatophytes and related fungi. Pol. Parasitol. (Praha), 1982, 29: 279-284.
- MARIAT, F., J. CHATELAIN, et M.A. ROUFFAUD. Etude sur la contamination par les champignons dermatophytes d'une population de petits mammiferes sauvages en Alsace. Mycopathologia, 1976, 58: 71-78.
- MARTINEZ, A. T. Terminos científicos relacionados con los micromicetos. Rev. Iber. Micol., 1985, 2: 36-78.

- MARTINEZ-ROIG, A. y J.M. TORRES-RODRIGUEZ. Dermatofitosis o tifas, p. 34, en: Torres-Rodríguez, J.M. (Ed.), Micosis que afectan a piel y mucosas, 1987, ED. Doyma, Barcelona.
- MATEOS, A., M.F. CUTULI, K.J. PATA, M.C. RAMOS, M.A. MORENO y G. SUAREZ. Estudio de distintos medios de cultivo e influencia de la temperatura en el desarrollo de los dermatofitos. Rev. Iber. Micol., 1985, 2: 81-90.
- MATSUMOTO, T., A. A. PADHYE and L. AJELLO. Successful mating of *Microsporum distortum* with *Nannizzia otas*. Transactions of the British Mycol. Soc., 1983, 81: 645-650.
- MATSUMOTO, T. and L. AJELLO. Current taxonomic concepts pertaining to the dermatophytes and related fungi. Int. J. Dermatol., 1987 26: 491-499.
- MCGINNIS, M.R. Recent taxonomic developments and changes in medical mycology. Ann. Rev. Microbiol., 1980, 34: 109-135.
- McPHERSON, E.A. *Trichophyton mentagrophytes*: infection in the chinchilla. Vet. Rec., 1960, 72: 609-610.
- MENGES, R.V., and L.K. GEORG. Animal ringworm study. Vet. Med., 1955, 50: 293-297.
- MINISTERIO DE AGRICULTURA, PESCA Y ALIMENTACION. Anuario de Estadística Agraria, 1987, pp. 428-431.
- MIRANDA, J. Un nuevo antifúngico contra la tifa. Eficacia y atoxicidad. Bol. Cunicul., 1987, 10: 23-30.
- MOHAPATRA, L.W., H.C. GUGWANI, and K. SHIVRAJAN. Natural infection in laboratory animals due to *Trichophyton mentagrophytes* in India. Mycopathol. Mycol. Appl., 1964, 24: 275-280.

- MOHARRAM, A. M. and K. M. ABDEL-GAVAD. Keratinophilic fungi associated with rabbit claws in Egypt. J. Bas. Microbiol., 1989, 29: 437-440.
- MONGA, D.P., and L.W. MOHAPATRA. A compilation of published reports of mycoses in animals in India. Mycopathologia, 1980, 72: 3-11.
- MORGANTI, L. Dermatophytozoonoses in Italy. Proceedings of the X Congress of the International Society for Human and Animal Mycology-ISHAM (1988), pp. 302-306, Barcelona.
- MOREAU, C. Moisissures des aliments dans une ferme d'elevage porcin. Bull. Soc. Mycol. Fr., 1978, 94: 359-369.
- REEFS, L.C. et GILLAIN, L.V.. Contribution à l'étude de la teigne. Ann. Med. Vet., 1931, 76: 193-209.
- NIKIFOROV, L. I. (Preventing dermatomycoses of rabbits (particularly by disinfection). Veterinariya, Moscow, USSR, 1986, 2: 18-19). Abstract en Rev. Med. Vet. Mycol., 1986, 21: 152.
- NIKIFOROV, L. and T. V. CHUCHINA. (Dynamics of the species composition of dermatophytes of furbearing animals and rabbits. Byulleten, Vsesoyuznogo Instituta Eksperimental' noi Veterinariii, 1988, 65: 28-29). Abstract en Rev. Med. Vet. Mycol., 1990, 25: 228.
- OTCEVASEK, M. Ecology of the dermatophytes. Mycopathologia, 1978, 65: 67-72.
- OZEGOVIC, L., M. KRILIC, T. OZEGOVIC, and V. VELJO. (Microsporosis caused by *Microsporium canis* in rabbits in Yugoslavia. First case report. Mikrosporidija Vet. (Sarajevo), 1990, 39: 477-481). Abstract en Rev. Med. Vet. Mycol., 1991, 26: 227.

- PADHYE, A.A., C.V. RADHAKRISHNANA, and M.J. THIRUMALACHAR. Studies on the dermatomycoses in animals in Poona. I. Hind. Antibiot. Bul., 1966, 9: 23-26.
- PAYA, M.J. Contribución al estudio de la micoflora atmosférica de la ciudad de Madrid. 1983. Tesis Doctoral. Facultad de Ciencias Biológicas, Univ. Compl. Madrid.
- PAYA, M.J., A. PEDRONINGO, M.T. CUTULLI, A. MATOS y G. SUAREZ. Factores de variabilidad en muestras de la micoflora aeróbica. Rev. Iber. Micol., 1988, 5: 53-62.
- PECHEUR, M. et G. GERIN. Les dermatomycoses chez les petits animaux. Ann. Méd. Vét., 1978, 122: 411-413.
- PEPIN, G.A., and P.K.C. AUSTWICK. II.- Skin disease, mycological origin. Vet. Rec., 1968, 82: 208-214.
- PEPIN, G.A., and M. OXENHAM. Zoonotic dermatophytosis (ringworm). Vet. Rec., 1986, 118: 110-111.
- PEREIRO, M. Los dermatofitos como saprofitos. An. Fac. Med. Santiago de Compostela, 1962, 7: 95-118.
- PEREIRO, M. La Micología en España. Revisión de la bibliografía desde el año 1946 al 1956. Mycopathologia, 1957, 9: 23-44.
- PEREIRO, M. Importancia de los dermatofitos en patología humana y animal en Dermatofitos y Dermatofitosis. 1982. Editorial Lab. Dr. Esteve, S.A., Barcelona.
- PEREIRO, M., M. SANMARTIN, M.L. PEREIRO y A.R. MARTINEZ. Aislamiento del Trichophyton mentagrophytes en animales de laboratorio. Med. Vet., 1985, 2: 677-680.
- PEREIRO, M. Introducción a la micología médica. Rev. Iber. Micol., 1986, 3: 51-58.

- PEREIRO, M., M. PEREIRO y M. PEREIRO. La taxonomía de los hongos. Rev. Iberoam. Micol., 1990, 7: 47-51.
- PHILPOT, C.M. The use of nutritional test for the differatiation of dermatophytes. Sabouradia, 1977, 15: 141-150.
- PINELLO, C.B., J.L. RICHARD, and L.H. TIFFANY. Mycoflora of a turkey confinement brooder house. Poulit. Sci., 1977, 56: 1920-1926.
- PIQUERAS, M.J. Estudio de la patología cunicola y sus características genéticas. A.Y.K.A., 1987, 27: 69-71.
- POLOWELLI, L., and G. MORACE. Antigenic characterization of *Microsporum canis*, *M. distortum*, *M. equinum*, *M. ferrugineum* and *Trichophyton soudanense* cultures. Mycopathologia, 1985, 92: 7-10.
- POULAIN, D., A. VERNES et J. BIGUET. Etude experimentale de l'immunité a médiation cellulaire au cours des dermatophyties. Mycopathologia, 1978, 63: 81-88.
- REBELL, G. and D. TAPLIN. Dermatophytes, their recognition and identification. 1978 Third ed.. University of Miami Press, Maimi.
- RIDDELL, R.V.. Microcultures of fungi. Mycologia, 1950, 42: 265-270.
- RIPPON, J.V. Medical Mycology. The patogenic fungi and the patogenic Actinomycetes. 1988. Third Ed.. V.B. Saunders Co., Philadelphia.
- RIPPON, J.V., and L.J. LEBRAU. Germination and initial growth of *Microsporon audouinii* from infected hairs. Mycopathol. Mycol. Appl. 1965, 26: 273-288.
- RIPPON, J.V. Animal models of experimental dermatophyte infecctions. Proceedings of the X Congress of the International Society for Human and Animal Mycology (ISHAM), 1988, pp. 97-100, Barcelona.
- ROSELL, J.M. Enfermedades del conejo doméstico, control y profilaxis. Cunicultura, 1988, 13: 43-47.

- RUIZ, J.M. Epidemiología de las dermatofitosis animales, en *Dermatofitos y Dermatofitosis*. 1982. Editorial Lab. Dr. Esteve S.A. Barcelona.
- RUSH-MUNRO, P.M., and J.M. SMITH. Further observations on *Trichophyton erinacei* and *T. proliferans*. *Sabouradia*, 1971, 9: 61-64.
- SARKISOV, A. H. New method of control of dermatomycoses common to animals and man, en: United Nations Environment programme. USSR Commission for UNEP. Collection of teaching aids for international training course, 1982, pp. 286-299.
- SARKISOV, A.H., and G. KOROKYSLOV. The prevention and control of animal dermatomycoses. *Clinical Insight*, 1988, 3: 313-317.
- SALKIN, I.P. Dermatophyte test medium: evaluation with nondermatophytic pathogens. *Appl. Microbiol.*, 1973, 26: 134-137.
- SANCHEZ, A., M.I. LACASA, J.F. GUTIERREZ, J.L. MUZQUIZ, and J.L. ALONSO. Environmental fungus flora in quail-breeding farms. *Avian Dis.*, 1981, 25: 254-259.
- SAXENA, S.P., and H.E. RHOADES. *Microsporium canis* infection in a rabbit. *Sabouradia*, 1970, 8: 235-236.
- SAYA, G. J. Trichophytosis: un siècle de progrès. *Ann. Dermatol. Venerol.*, 1969, 116: 947-954.
- SIMON, G., J. GALGOCZY, and T. VALYI-HAGY. The spiral organ of dermatophytes. *Mykosen*, 1985, 28: 90-97.
- SIMALJAKOVA, M., J. BUCHVALD y B. OLEXOVA. (*Microsporium canis*-infektion beim Kaninchen mit Uebertragung auf den Menschen. *Mycoses*, 1989, 32: 93-96). Abstract en *Rev. Med. Vet. Mycol.*, 1989, 24: 286.
- SONCK, C. E. *Microsporium canis* infections in SW-Finland. *Mykosen*, 1970, 13: 49-59.

- STEWIG, H. Isolation of dermatophytes from domestic animals in Norway. Nord. Vet. Med., 1985, 37: 161-169.
- STEWIG, H., and T. TAKSDAL. Isolation of *Epidermophyton floccosum* from a dog in Norway. Sabourdia: J. Med. Vet. Mycol., 1984, 22: 171-172.
- SUMNERBELL, R.C., S.A. ROSENTHAL, and J. KANE. Rapid method for differentiation of *Trichophyton rubrum*, *Trichophyton mentagrophytes*, and related dermatophyte species. J. Clin. Microbiol., 1988, 26: 2279-2282.
- SUPTON, R.L. y M. WAISKAN. Dermatitis causadas por hongos. Cutis, 1977, 3: 227-235.
- SZILI, M and I. KOHALMI. Endemic *Trichophyton mentagrophytes*-infection of rabbit origin. Mykosen, 1981, 24: 412-420.
- TAPLIN, D., H. ZAIRAS, G. REBELL, and M. BLANK. Isolation and recognition of dermatophytes on a new medium (DTX). Arch. Derm. 1969, 99: 203-209.
- TAKATORI, K. and A. HASEGAWA. Mating experiment of *Microsporum canis* and *M. equinum* isolated from animals with *Favonizzia otas*. Mycopathologia, 1985, 90: 59-63.
- TAYLOR, R. L. and A. W. MAC. FADDEL. Survey of airborne mold flora in Panama. Mycopath. Mycol. Appl., 1962, 17: 159-164.
- TEN, M. Contribución a la lucha contra las micosis. Resultados prácticos de un método de tratamiento. VI. Symposium Cunicultura, 1981, pp. 129-133, Zaragoza.
- TORRES, E.. Situación actual de la cunicultura en España. Cunicultura, 1988, 13: 106-107.

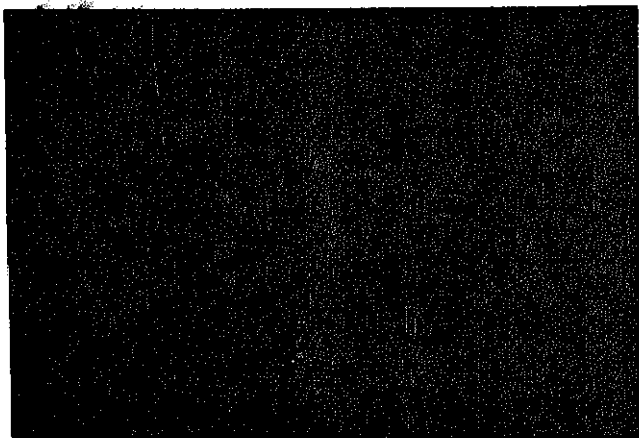
- TURNER, V.B., and V. KAPLAN. The development and evaluation of immunodiffusion, immunofluorescence and physiological test for the differentiation of atypical *Trichophyton rubrum* and *T. mentagrophytes* isolates. Mycopathol. Mycol. Appl., 1974, 53: 183-200.
- USCAVE, J.P. and F. KRAL. *Microsporum canis*: isolation from the air. J. Small Anim. Pract., 1961, 1: 279-280.
- VANBREUSEGHEM, R. Keratin digestion by dermatophytes: a specific diagnostic method. Mycologia, (1952, 44: 176-182.
- VAN CUTSEM, J., P. VAN GHEVEN, and F. ROCHETTE. Treatment with Enilconazole spray of dermatophytosis in rabbit farms. Mykosen, 1985, 28: 400-407.
- VILANOVA, M.M.X. et M. CASANOVAS. Observations cliniques et mycologiques sur une épidémie de trichophytie transmise du lapin a l'homme. La Presse Med., 1951, 59: 1760-1763.
- VIDOTTO, V., A. MOIRAGHI and O. CERVETTI. Epidemiology of dermatophytosis in the metropolitan area of Turin. Mycopathologia, 1982, 80: 21-26.
- VIDOTTO, V., E. BOLLO, G. TEZZO, e O. CERVETTI. Patologia dell'infezione da *Trichophyton mentagrophytes* nei conigli e sua trasmissione spontanea nell'uomo. Summa, 1984, 1: 99-100
- VOGTSBERGER, L.M., H.H. HARROFF, G.E. PIERCE, and G.E. WILKINSON. Spontaneous dermatophytosis due to *Microsporum canis* in rabbits. Lab. Anim. Sci., 1986, 36: 294-297. Abstract in Rev. Med. Vet. Mycol., 1986, 21: 238.
- VON ARX, J.A. The genera of fungi sporulating in pure culture. 1981. J. Cramer, Vaduz.

- WEBSTER, J. Introduction to fungi. 1980. Second Ed.. Cambridge University Press, Cambridge.
- WEISS, R., and A. WEBER. [Cultural demonstration of dermatophytes in pets with skin lesions. *Prak. Tier.*, 1983, 64: 827-830]. Abstract en *Rev. Med. Vet. Mycol.*, 1984, 19: 65.
- WEISBROT, S.H., and S. SCHER. *Microsporum gypsum* dermatophytosis in a rabbit. *J. Amer. Vet. Med. Ass.*, 1971, 159: 629-634.
- VEITZMAN, I., M.R. MCGINNIS, A.A. PADHYE, and L. AJELLO. The genus *Arthroderma* and its later synonym *Mannizzia*. *Mycotaxon*, 1986, 25: 505-518.
- WRIGHT, A.I., and R. ALLINGHAM. Diagnosing ringworm. *Vet. Rec.*, (1976), 90: 411-412.
- ZAITZ, C. y M. G. Proença. Estado actual da taxonomia dos dermatófitos. *An. Bras. Dermatol.*, 1988, 63: 403-406.
- ZAROR, L. y S. CASAS. *Microsporum canis* en conejos Angora sanos (Valdivia - Chile). *J. Vet. Med. B.*, (1988), 35:204-206.
- ZAROR, L., S. CASAS, R. MARTIN, J. THIBAUT, O. FISCHMAN, M.H.H. FORJAZ, R.C. CANDIDO, and P.A. SIQUEIRA. Dermatophyte fungi isolated from healthy domesticated wild and rodent animals from Chile. Abstracts X Congress of the International Society for Human and Animal Mycology (ISHAM), 1988,, Barcelona, publicado en: *Rev. Iber. Micol.*, 1988, 5, Suppl. 1: 113.
- ZAROR, L., O. FISCHMAN, M. BORGES, A. VILANOVA, and J. LEVITES. The role of cats and dogs in the epidemiological cycle of *Microsporum canis*. *Mycosen*, 1986, 29: 185-188.

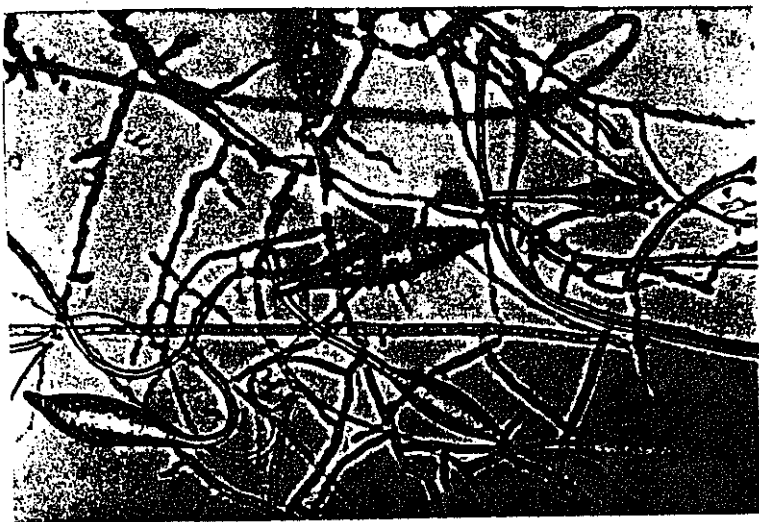
ILUSTRACIONES



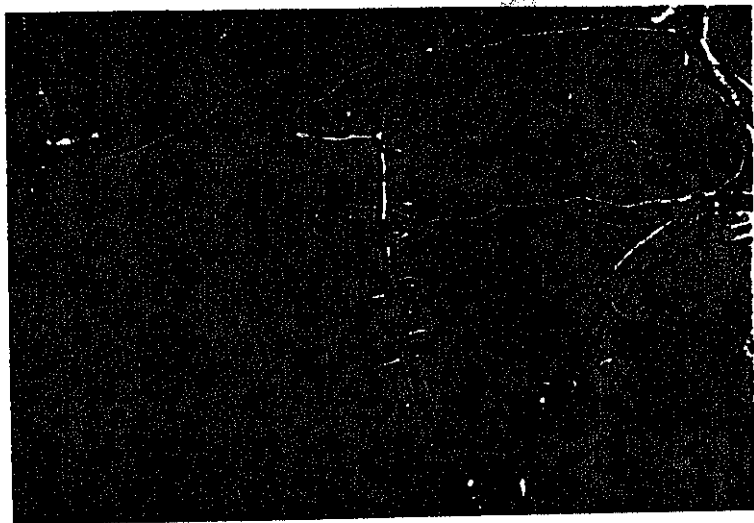
Observación directa. Solución de contraste (x 200).



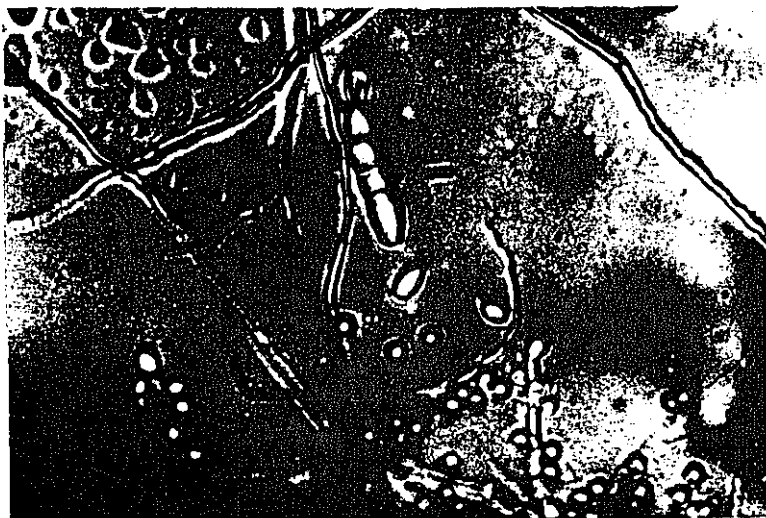
Observación directa. Solución de contraste (x 40).



Microcultivo de Microsporium canis var. canis. Macroconidias (x 200).



Microcultivo de Microsporium canis var. canis. Microconidias (x 400).



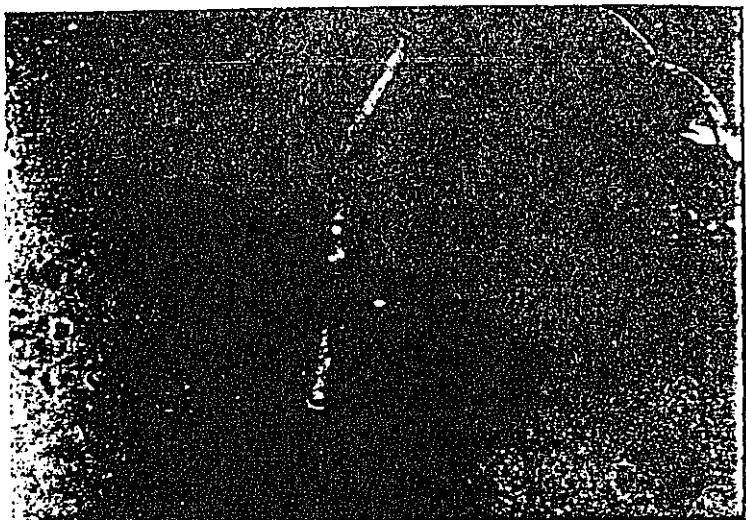
Microcultivo de Trichophyton mentagrophytes var. mentagrophytes.
Macroconidias y microconidias (x 200).



Microcultivo de Trichophyton mentagrophytes var. mentagrophytes.
Hifas en espiral y microconidias (x 40).



Microcultivo de Trichophyton mentagrophytes. Hifa pectinada (x 400).



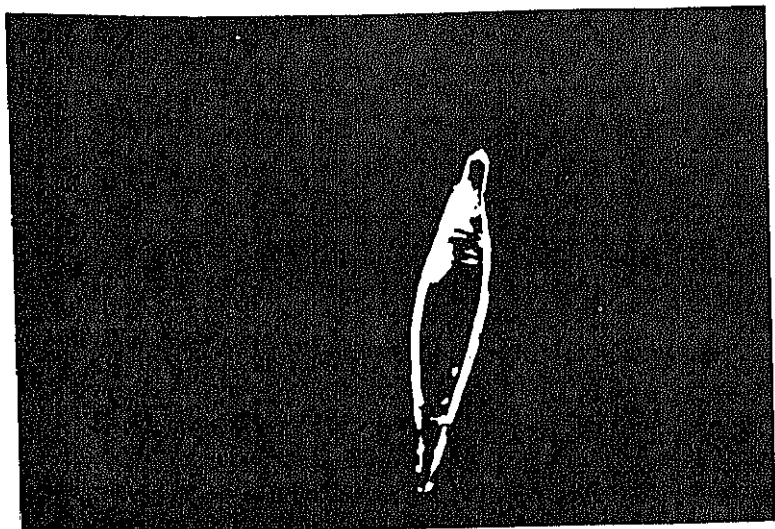
Microcultivo de Trichophyton mentagrophytes var. mentagrophytes.
Hifas en raqueta (x 400).



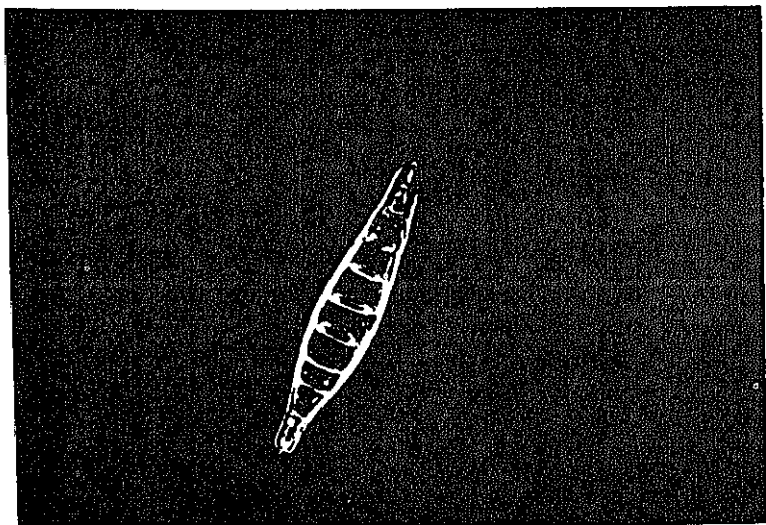
Microcultivo de Trichophyton mentagrophytes var. mentagrophytes.
Hifa en espiral y algunas microconidias (x 400).



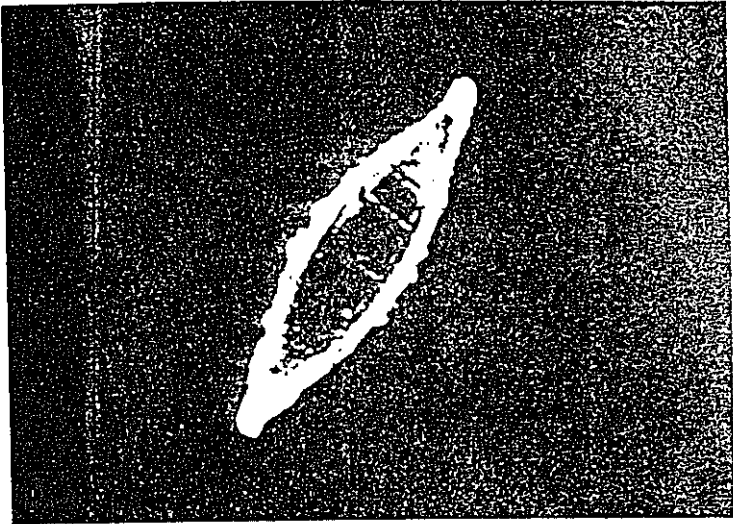
Trichophyton mentagrophytes: perforación del pelo "in vitro" (x 1000).



Microsporium canis var. canis. Macroconidia (contraste de fases x 200).



Microsporium canis var. canis. Macroconidia (contraste de fases x 200).



Microsporum canis var. *canis*. Macroconidia (contraste de fases
x 400).