

UNIVERSIDAD DE BARCELONA
FACULTAD DE FARMACIA

INFLUENCIA DE LOS ACAROS EN
LA VEHICULACION DE MICOSIS
CUTANEAS EN MICROMAMIFEROS

Tesina presentada por Dña.
MONTSERRAT GÁLLEGO CULLERÉ
para optar al Grado de Li-
cenciatura.

BIBLIOTECA DE LA UNIVERSITAT DE BARCELONA



0701740746

Al presentar esta Memoria quiero dejar explícita constancia de mi más profundo agradecimiento a las personas gracias a las cuales ha sido posible se llevara a término.

Al Prof. Dr. D. Jaime Gállego Berenguer, Director del Departamento de Parasitología de esta Facultad de Farmacia, quién polarizó mi interés en los estudios parasitológicos y nos ha acogido en su Laboratorio para llevar a cabo este trabajo.

A la Profesora Dra. Dña. Montserrat Portús Vinyeta quién nos inició en la investigación parasitológica dentro del campo de la Acarología, y de la que, al aceptar la dirección de esta Tesina, hemos recibido, junto a su constante dedicación, los estímulos y consejos que la han hecho posible.

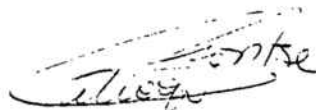
A la Profesora Dra. Dña. M^a Angeles Calvo, del Departamento de Microbiología de esta Facultad, por su valiosa colaboración en lo que al campo de la Micología se refiere. A ella le debo tanto las orientaciones y consejos para la obtención y cultivo de las muestras a estudiar, como la identificación de las especies fúngicas aisladas.

A todos los componentes del Departamento de Parasitología de quienes, en múltiples y reiteradas ocasiones y tanto en los trabajos de campo como de laboratorio, he recibido la más amplia y desinteresada colaboración.

A Dña. Marta Segarra, quién amablemente se ha encargado de la ordenación del manuscrito y ha procedido a su correcto mecanografiado.

A todos ellos, con mi más profundo agradecimiento, va dedicado este trabajo.

Barcelona, Febrero de 1981.



I N D I C E

pg.

I. INTRODUCCION	1
I.1. <u>LA INFESTACION POR DERMATOFITOS EN LOS MICROMAMIFEROS</u>	2
I.2. <u>LOS ARTROPODOS ECTOPARASITOS Y LA VEHICULACION DE HONGOS</u>	2
I.3. <u>ACAROS Y MICOSIS CUTANEAS EN MICROMAMIFEROS</u>	6
I.3.1. <u>ANTECEDENTES BIBLIOGRAFICOS</u>	6
I.3.2. <u>LA ETOLOGIA DE LAS DIVERSAS ESPECIES DE ACAROS PARASITOS DE MICROMAMIFEROS Y SU RELACION CON LA VEHICULACION DE MICOSIS CUTANEAS</u>	7
I.3.2.1. HABITATS PARASITARIOS, FIJACION AL HUESPED Y DESPLAZAMIENTO	7
I.3.2.2. ALIMENTACION	10
I.4. <u>OBJETO E INTERES DEL TRABAJO</u>	10
II. MATERIAL Y METODOS	12
II.1. <u>MATERIAL</u>	13
II.1.1. <u>ANIMALES ANALIZADOS</u>	13
II.1.1.1. NUMERO DE ANIMALES CAPTURADOS Y SU CARACTERIZACION BIONOMICA	14

II.1.2. <u>PROCEDENCIA</u>	30
II.1.2.1. ENCLAVES	32
II.1.2.2. DESCRIPCION DE LOS BIOTOPOS	32
II.1.2.3. CAPTURAS EFECTUADAS EN LOS DISTINTOS BIOTOPOS	33
II.2. <u>METODOS</u>	40
II.2.1. <u>CAPTURA DE MICROMAMIFEROS</u>	40
II.2.1.1. MICROMAMIFEROS EPIGEOS	40
II.2.1.2. MICROMAMIFEROS SUBTERRANEOS	45
II.2.1.3. ETIQUETADO Y TOMA DE DATOS	49
II.2.2. <u>METODOS PARA EL ESTUDIO DE LOS ACAROS PARASI-</u> <u>TOS</u>	53
II.2.2.1. AISLAMIENTO	53
II.2.2.2. RECUENTO	54
II.2.2.3. FIJACION	55
II.2.2.4. PREPARACION Y MONTAJE	55
II.2.2.4.1. Método general	55
II.2.2.4.2. Método usado para Listrofóridos .	57
II.2.2.5. IDENTIFICACION DE LOS ACAROS AISLADOS .	59
II.2.3. <u>METODOS PARA EL ESTUDIO DE LOS HONGOS PARASI-</u> <u>TOS</u>	61
II.2.3.1. MEDIOS DE CULTIVO	61
II.2.3.2. SIEMBRA	63
II.2.3.3. IDENTIFICACION DE LOS HONGOS AISLADOS .	65

III. RESULTADOS	67
III.1. <u>ESPECIES ACARINAS AISLADAS</u>	68
III.1.1. <u>DISTRIBUCION EN LAS DIVERSAS ESPECIES DE MI- CROMAMIFEROS CAPTURADOS</u>	69
III.2. <u>ESPECIES FUNGICAS AISLADAS</u>	85
III.2.1. <u>DISTRIBUCION EN LAS DIVERSAS ESPECIES DE MI- CROMAMIFEROS CAPTURADOS</u>	88
III.2.2. <u>PARASITISMO POR HONGOS EN LOS ACAROS PILICO- LAS</u>	103
IV. DISCUSION	108
IV.1. <u>PARASITISMO POR ACAROS EN LOS ANIMALES ANALIZADOS</u> .	109
IV.2. <u>PARASITISMO POR HONGOS EN LOS ANIMALES ANALIZADOS</u> .	110
IV.3. <u>RELACION EXISTENTE ENTRE EL PARASITISMO POR ACAROS Y LA PRESENCIA DE DERMATOFITOS</u>	113
V. CONCLUSIONES	115
VI. BIBLIOGRAFIA	118

I. INTRODUCCION

I.1. LA INFESTACION POR DERMATOFITOS EN LOS MICROMAMIFEROS

Los mamíferos actúan como huéspedes naturales de distintas especies de dermatofitos, la mayoría de los cuales pueden pasar al hombre produciéndole micosis cutáneas. La importancia de los animales domésticos en la vehiculación de dermatomycosis ha sido ampliamente difundida, sin embargo, el estudio de la transmisión de dermatofitos a través de los micromamíferos silvestres no se ha realizado más que de una forma muy parcial.

Encuestas realizadas en distintos países han permitido observar que las especies fúngicas más frecuentemente halladas sobre los micromamíferos son Trichophyton mentagrophytes, Microsporum persicolor y Microsporum gypseum.

En el cuadro nº 1 se resume los datos aportados por diversos autores sobre la infestación en los micromamíferos de sus respectivos países.

I.2. LOS ARTROPODOS ECTOPARASITOS Y LA VEHICULACION DE HONGOS

El posible papel vectorial ejercido por los artrópodos en la vehiculación de hongos ha sido repetidamente citado. BRÜHL y FUCHS (1978) y FUCHS (1976) aíslan diversas especies de hongos patógenos del cuerpo de cucarachas, entre los cuales destacan por su poder patógeno Trichopyton rubrum, Candida spp. y Aspergillus flavus. BUCHVALD y KLOBUŠICKÝ (1974) señalan el papel ejercido por Musca domestica en la transmisión de infecciones por Trichophyton en los establos y PINETTI y cols. (1974) encuentran, en Italia, que 4 de cada 100 moscas (Musca domestica y Sarcophaga carnaria) están contaminadas con dermatofitos.

<i>Oncinomyces leucogaster</i>																					KNUDTSON (W.U.) y ROBERTSTAD (G.W.), 1969
<i>Petromyscus gossypinus</i>																					McKEEVER (S.) y col., 1958; METHIANU (T.) y col., 1966
<i>P. maniculatus</i>																					KNUDTSON (W.U.) y ROBERTSTAD (G.W.), 1969
<i>P. nuttall</i>																					ENGLISH (M.P.) y SOUTHERN (H.N.), 1967; McKEEVERS (S.) y col., 1958; METHIANU (T.) y col., 1966
<i>P. polionotus</i>																					BENEDEK (T.), 1967; ENGLISH (M.P.) y SOUTHERN (H.N.), 1967; McKEEVER (S.) y col., 1958
<i>Pitymys subterraneanum</i>																					McKEEVER (S.) y col., 1958; METHIANU (T.) y col., 1966
<i>Reithrodontomys humulilis</i>																					ENGLISH (M.P.) y SOUTHERN (H.N.), 1967; McKEEVER (S.) y col., 1958; METHIANU (T.) y col., 1966
<i>Sigmodon hispidus</i>																					ENGLISH (M.P.) y SOUTHERN (H.N.), 1967; McKEEVER (S.) y col., 1958; METHIANU (T.) y col., 1966
MURIDAE																					
<i>Apodemus sp.</i>																					HOUIN (R.) y col., 1973; MARIAT (F.) y col., 1976
<i>A. flavicollis</i>																					OTCENASEK (M.) y DVORAK (J.), 1962; OTCENASEK (M.) y col., 1980
<i>A. sylvaticus</i>																					ENGLISH (M.P.), 1967; OTCENASEK (M.) y DVORAK (J.), 1962; HOUIN (R.) y col., 1972
<i>Arvicanthus miloticus</i>																					TAYLOR (W.W.) y col., 1964
<i>Hydromys chrysogaster</i>																					REES (R.G.), 1967
<i>Melomys cervinipes</i>																					REES (R.G.), 1967
<i>M. lutillus</i>																					REES (R.G.), 1967
<i>Micromys minutus</i>																					OTCENASEK (M.) y DVORAK (J.), 1962
<i>Mus musculus</i>																					BLANK (F.), 1957; GUGNANI (J.) y col., 1967; KAPLAN (W.) y col., 1958; MARPLES (M. J.), 1967; McKEEVER (S.) y col., 1958; SMITH (J.), 1968; OTCENASEK (M.) y DVORAK (J.), 1962; REES (R.G.), 1967; KNUDTSON (W.U.) y ROBERTSTAD (G.W.), 1969
<i>M. playthrix</i>																					GUGNANI (J.) y col., 1967

/...

.../

Los artrópodos ectoparásitos juegan un papel especial en la vehiculación de dermatofitos. La asociación hongos dermatofitos y Malófagos o Anopluros ha sido repetidamente observada como lo demuestran los trabajos de KAMYSZEK (1978, 1979), KAMISZEK y TRATWALL (1977), EICHLER y cols. (1972), ITO y cols. (1959), HAJSIG y ŽUKOVIĆ (1961) y GRIN y OZEGOVIC (1960).

I.3. ACAROS Y MICOSIS CUTANEAS EN MICROMAMIFEROS

I.3.1. ANTECEDENTES BIBLIOGRAFICOS

La asociación ácaros-dermatofitos ha sido citada por BWANGAMOI (1971) sobre el ganado vacuno y por CHATERJEE (1980) sobre el perro.

HAJSIG y ČUTURIĆ (1968), señalan la concomitancia entre la aparición de Myocoptes musculus y Trichopyton mentagrophytes en los ratones blancos de laboratorio y logran la infestación por ambas especies, simplemente colocando sus jaulas próximas a las de los ratones parasitados.

ALLER GANCEDO et al. (1971) señalan también la aparición de un brote de tiña en ratones de laboratorio, producida por Trichopyton mentagrophytes, en asociación con sarna producida por Myocoptes musculus y PEREIRO MIGUENS et al. (1979) hallan una mayor incidencia de T. mentagrophytes en los ratones parasitados por Myocoptes musculus que en aquellos que no presentaban parasitismo por este ácaro.

1.3.2. LA ETOLOGIA DE LAS DIVERSAS ESPECIES DE ACAROS PARASITOS DE MICROMAMIFEROS Y SU RELACION EN LA VEHICULACION DE MICOSIS CUTANEAS.

Ninguno de los trabajos publicados hasta el momento deja clara la forma en que los ácaros pueden intervenir en la aparición de micosis cutáneas. Nosotros consideramos que si los ácaros tienen un papel directo en la aparición de estas micosis, este papel debe de ser el de vehículo mecánico.

La vehiculación podrá hacerse bien sea a través de las esporas que pueden haber quedado adheridas a la superficie del cuerpo del artrópodo o a través de las esporas contenidas en las deyecciones. En el primer caso, el tipo de parasitismo (temporal o estacionario), el hábitat parasitario (ácaros subcutáneos, intradérmicos; endofoliculares, epicutáneos y pilícolas) y la capacidad de desplazamiento del parásito, no sólo sobre un mismo huésped sino también de un huésped a otro, condicionarán el papel vehiculador de una determinada especie. En el segundo caso el condicionante fundamental será el tipo de alimentación.

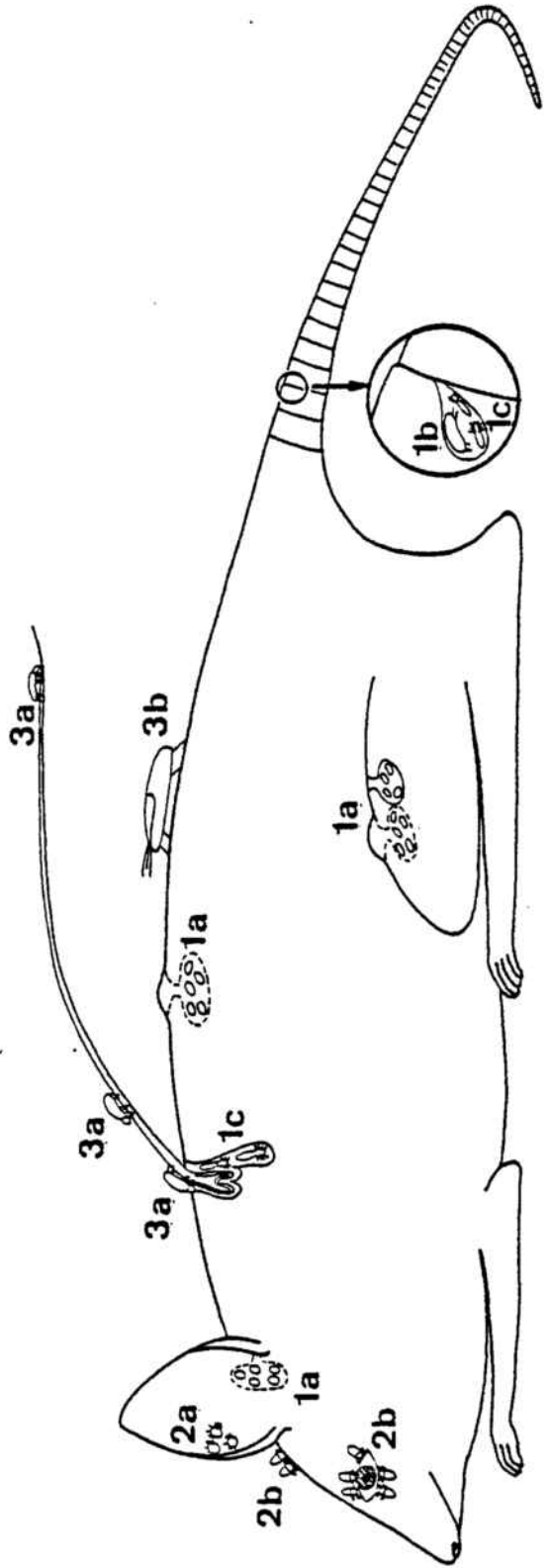
I.3.2.1. HABITATS PARASITARIOS, FIJACION AL HUESPED Y DESPLAZAMIENTO

La localización de las diversas especies de ácaros parásitos sobre el cuerpo de los micromamíferos es muy variable, de la misma forma que varía su capacidad de traslado e intimidad del contacto con el hospedador.

Nosotros clasificamos a las diversas especies parásitas en tres grandes grupos esquema nº 1.

1) Un primer grupo que comprende a todas aquellas especies acarinas parásitas intradérmicas, subcutáneas y endofoliculares, y que tienen por lo tanto un contacto íntimo con el hospedador. Comprende tanto especies parásitas permanentes (Demodécidos y Psorergá-

<p>1a - Psoregátidos 1b - hipopus endofoliculares 1c - Demodécidos</p>	<p>2a - Trombicúlidos 2b - Mióbidos</p>	<p>3a - Micoóptidos, Listrofóridos e hipopus pilícolas 3b - Mesostigmados</p>
--	--	--



ESQUEMA Nº 1.

tidos) como especies estacionarias periódicas (hipopus endofoliculares de Glicifágidos). En todos los casos su capacidad de traslado dentro del mismo huésped es muy limitada.

2) Un segundo grupo de especies que denominaremos, por su localización, ácaros epicutáneos, ya que permanecen la mayor parte del tiempo sobre la piel. Son en su mayoría especies que se alimentan de las secreciones tisulares del hospedador o de la capa córnea de la epidermis. Incluyen tanto especies estacionarias permanentes (Mióbidos) como estacionarias periódicas (larvas de Trombicúlido). A pesar de permanecer fijadas al huésped con sus quelíceros una gran parte de su vida parásita, presentan, no obstante, una notable capacidad de desplazamiento.

3) El grupo de ácaros que denominamos pilícolas por hallarse normalmente adheridos al pelo del animal o desplazándose entre o sobre el mismo. Incluimos en él tanto a aquellas especies que se alimentan de las secreciones cutáneas del animal, sus capas y pelaje (Miocóptidos y Listrofóridos) como a aquellas otras que siendo hematófagas solo permanecen fijas al huésped el tiempo necesario para realizar su alimentación (Mesostigmados). Debemos incluir también aquí a las formas hipopiales pilícolas de Glicifágidos y Acáridos, cuya relación con el micromamífero es simplemente de naturaleza fóretica. Son todas ellas especies que están en constante traslado sobre el animal y cuyo desprendimiento del mismo e infestación a un nuevo hospedador es extremadamente fácil.

Es de suponer que si bien todas las especies de ácaros son potenciales vehiculadores de micosis al poder pasar de un huésped a otro esporas de hongos adheridas a la superficie de su cuerpo, esta capacidad vehiculadora será mínima en las especies pertenecientes al primer grupo y máximo en las que pertenecen al último.

I.3.2.2. ALIMENTACION

La capacidad que tienen algunos acáridos de ingerir hongos y de excretar conidias viables ha sido citada por diversos autores. GRIFFITHS et al. (1959) logran la germinación del 78% de las conidias procedentes de las heces de ácaros de los granos y LUSTGRAAF (1978) señala la presencia de Aspergillus penicilloides en el tubo digestivo de Dermatophagoides pteronyssinus.

La vehiculación de esporas fúngicas a través de las heces debe ser necesariamente nula en aquellas especies de ácaros que tienen las piezas bucales adaptadas para una alimentación estrictamente hematófaga o a partir de fluidos tisulares (Mióbidos, Trombicúlidos, Mesostigmados, etc.); será también nula en las especies foréticas y que carecen de piezas bucales. Sin embargo es muy factible en aquellas especies que se alimentan a partir de partículas sólidas y que tienen un aparato bucal adaptado al efecto (Miocóptidos, Listrofóridos, etc.).

I.4. OBJETO E INTERES DEL TRABAJO

El estudio de los ectoparásitos de micromamíferos ibéricos constituye una de las líneas de trabajo que desde hace varios años se vienen desarrollando en nuestro Departamento.

El trabajo presentado por PEREIRO MIGUENS et al. (1979), durante el segundo Congreso Nacional de Parasitología, en el que se daba cuenta de la relación existente entre la aparición de hongos dermatofitos y acariasis por Myocoptes musculinus, nos indujo a realizar el trabajo que a continuación se expone.

Consideramos importante el estudio de las especies fúngicas presentes sobre el pelaje de distintas especies de micromamíferos,

el de las especies de Acarina presentes sobre los mismos hospedadores y la posible relación existente entre ambos.

El interés de un trabajo de esta naturaleza está fuera de toda duda pues no solo aportará datos valiosos en cuanto al conocimiento de la repartición de hongos dermatofitos en los micromamíferos de nuestro país, cuyo desconocimiento es, en la actualidad, total, sino que pensamos podrá dar luz en el esclarecimiento del o de los tipo/s de relación existentes entre ambos grupos de parásitos. El conocimiento de la ecología de los dermatofitos de micromamíferos tiene un especial interés al ser éstas, especies que pueden fácilmente pasar al hombre.

Así Trichopyton mentagrophytes, especie que tiene a los ratones como huéspedes naturales, representa, según PEREIRO MIGUENS y FERREIROS ESPINOSA (1979) el segundo lugar entre los agentes de las micosis superficiales en su clínica dermatológica de Santiago de Compostela.

II. MATERIAL Y METODOS

II.1. MATERIAL

II.1.1. ANIMALES ANALIZADOS

Las distintas especies de animales analizados para nuestro estudio han sido:

Orden INSECTIVORA

Familia Soricidae

Género Crocidura

Especie Crocidura russula

Género Neomys

Especie Neomys fodiens

Género Sorex

Especie Sorex araneus

Especie Sorex minutus

Orden RODENTIA

Familia Microtidae

Género Arvicola

Especie Arvicola terrestris

Género Clethrionomys

Especie Clethrionomys glareolus

Género Microtus

Especie Microtus agrestis

Género Pitymys

Especie Pitymys duodecimcostatus

Familia Muridae

Género Apodemus

Especie Apodemus sylvaticus

Género Mus

Especie Mus musculus

. peridoméstico

- . de laboratorio, blanco
- . de estabulario, gris

Género Rattus

Especie Rattus norvegicus

II.1.1.1. NUMERO DE ANIMALES CAPTURADOS Y SU CARACTERIZACION BIONOMICA.

El número de animales capturados viene indicado en el cuadro nº 2.

Orden INSECTIVORA

Este orden tiene en común la presencia de una cabeza con un rostro acabado en forma de hocico puntiagudo, a veces en forma de trompa; cinco dedos en cada pata terminados en uñas o garras; incisivos y caninos normales y molares de tubérculos puntiagudos; sin dientes cortantes.

Familia Soricidae (Musarañas)

Con el nombre de musarañas se incluyen una serie de insectivoros de pequeño tamaño, con aspecto de ratones, pero con el hocico muy alargado y que se afila en su extremo. Ojos generalmente muy pequeños, pero nunca recubiertos por el pelaje. Orejas siempre presentes, pero frecuentemente cubiertas en su mayor parte por el pelo. Recubiertos de un sedoso pelaje.

No hay diferencia de tamaño entre los pies anteriores y los posteriores. Presentan la cola con unos pelos muy largos que sobresalen del resto. No ivernan.

Crocidura russula. Hermann, 1780 (Musaraña común)

Nº de animales analizados: 4 ejemplares.

Identificación: Esta especie presenta las siguientes dimensiones generales:

Micromamíferos capturados

Nº ejemplares analizados

Orden INSECTIVORA

Fam. Soricidae

Esp. <u>Crocidura russula</u>	4
<u>Neomys fodiens</u>	22
<u>Sorex araneus</u>	19
<u>S. minutus</u>	2

Orden RODENTIA

Fam. Microtidae

Esp. <u>Arvicola terrestris</u>	1
<u>Clethrionomys glareolus</u>	21
<u>Microtus agrestis</u>	2
<u>Pitymys duodecimcostatus</u>	11

Fam. Muridae

Esp. <u>Apodemus sylvaticus</u>	35
<u>Mus musculus</u>	
. peridoméstico	10
. de laboratorio blanco	30
. de estabulario gris	2
<u>Rattus norvegicus</u>	2

TOTAL 161

longitud cabeza-cola: 4,6 - 9,5 cm.

longitud cola: 3,3 - 4,6 cm.

longitud pié posterior: 1,1 - 1,35 cm.

peso: 6 - 14 gr.

Las orejas son bastantes pequeñas, pero sobresalen muy claramente del pelaje. La cara se adelgaza hacia adelante en un hocico bastante afilado. Es de un tamaño mediano, con la cola bastante larga. Sus dientes son completamente blancos. Las partes superiores del cuerpo son de color gris pardo y las inferiores gris amarillento, sin línea de demarcación evidente con el color de las partes superiores. La cola es vagamente bicolor.

Habitat: Vive en bordes de bosques, jardines, setos, zonas con arbustos, praderas secas. No se le conoce apetencia por sitios muy húmedos. Aunque todas las musarañas entran a veces en las viviendas, ésta especie lo hace más frecuentemente que ninguna otra.

Costumbres: sobre todo nocturna, aunque a veces es activa durante el día. Anida en lugares escondidos, a veces entre objetos caseros, pero más frecuentemente entre hojas secas. Generalmente solitarias. Nadan y trepan bien. No sufren el letargo invernal.

Alimentación: Se alimenta preferentemente de pequeños invertebrados: insectos, crustáceos y moluscos. Uno de sus alimentos preferidos en cautividad lo constituyen las larvas de Tenebrio, pero además se nutren de grillos, mantis y xilocopas. También se conocen casos de canibalismo y su carnivoridad alcanza en ocasiones cotas elevadas, incluso frente a presas que la superan en tamaño, como son las salamandras y lagartijas.

Distribución: Se distribuye por todo nuestro continente y se la conoce incluso en las islas del Mediterráneo, sin que se haya citado su presencia en las Islas Británicas y Norte de Europa (Dinamarca y países Escandinavos) ni tampoco en Rusia Oriental.

Es el Sorícido más frecuente en toda la Península Ibérica y también concretamente en la región catalana.

Neomys fodiens. Pennant, 1771 (Musgaño patiblanco)

Nº de animales analizados: 22 ejemplares

Identificación: Las características que distinguen a este animal son:

longitud cabeza cuerpo: 7,2 - 9,6 cm.

longitud cola: 4,7 - 7,7 cm.

longitud pié posterior: 1,6 - 2 cm.

peso: 10 - 23 g.

Sus orejas están completamente ocultas en el pelaje. El hocico es más grueso que en las especies del Gén. Sorex. Su tamaño es bastante grande, con una cola que presenta el rasgo peculiar de una fila doble de pelos rígidos formando una quilla en la parte inferior de la cola. Las patas posteriores son relativamente grandes, bordeadas por una franja de pelos rígidos. Las partes superiores del animal son de un color pizarra muy oscuro, a veces casi negras. Presenta con frecuencia una mancha blanca en la parte interior de la oreja y detrás del ojo. Las partes inferiores del animal son generalmente blancas, a veces grises o de un tono tan oscuro que el animal parece casi de color uniforme. Cola de color uniforme, pero con la quilla gris plateada. Presenta los dientes con las puntas rojas.

Hábitat: Se trata de una especie muy vinculada a bordes de agua. Vive generalmente cerca de corrientes lentas. Por ello se le conoce también por el sobrenombre de musaraña acuática.

Costumbres: Es una especie activa día y noche. Nada muy a menudo, se sumerge con frecuencia y nada y anda sobre el fondo. Es muy ágil y la más gregaria de todas las musarañas. A veces excava sus propias galerías. El nido consiste en una gran bola compacta de hierbas, raíces, trozos de corteza y musgo, emplazada en una conca-

vidad del terreno. Muy ruidosa, emite sonidos silbantes y vibrantes; a veces chillidos de gran intensidad.

Alimentación: Debido a sus costumbres tan estrictamente acuáticas, se nutre principalmente de invertebrados acuáticos ó de hábitos acuófilos.

Distribución: Su presencia es conocida en toda Europa excepto Grecia e Irlanda. En nuestro país se ha citado en Vascongadas, Cataluña y toda la Cordillera Pirenaica.

Sorex araneus. Linnaeus, 1758 (Musaraña colicuadrada)

Nº de animales analizados: 19 ejemplares

Identificación: las dimensiones clásicas de la musaraña colicuadrada son las siguientes:

longitud cabeza-cuerpo: 5,8 - 8,7 cm.

longitud cola: 3,2 - 5,6 cm.

longitud pié posterior: 1 - 1,5 cm.

peso: 4 - 16 g.

Sus orejas suelen estar cubiertas o casi cubiertas por el pelaje. El hocico se adelgaza gradualmente hacia su extremo. Las puntas de los dientes son de color rojo. Es una especie de tamaño mediano y cola relativamente corta. El pelaje que presenta es generalmente tri color; las patas superiores de color pardo o pardo negruzco, los flancos generalmente de un pardo más claro, y las partes inferiores de un gris claro (muy raramente también oscuro). La cola es, en general, bicolor, de pelos cortos, a veces casi desnuda.

Hábitat: Este es muy variado, desde praderas amplias sin cortar, hasta zonas pantanosas, bosques y dunas.

Costumbres: Es un animal activo día y noche, rápido y muy ágil, que trepa y nada bien. Come muy deprisa, se para rapidamente y de nuevo emprende la carrera. El nido es en forma de bola o de co-

pa o tazón, frecuentemente bajo abrigo, raramente subterráneo. A veces excaba sus propias galerías. Emite gritos muy agudos y a veces una algarabía apagada.

Alimentación: Cabe suponer que su regimen alimentario sea principalmente insectívoro, incluyendo un factor dietético importante constituido por gasterópodos basicamente terrestres.

Distribución: Su área de distribución se extiende por toda Europa, faltando en Irlanda. En la Península Ibérica se extiende por todos los Pirineos y se ha citado esporadicamente en otros lugares del Norte.

Sorex minutus. Linnaeus, 1766 (musaraña enana)

Nº de animales analizados: 2 ejemplares

Identificación: esta especie, perteneciente al mismo género que la anterior, presenta las siguientes características:

longitud cabeza-cuerpo: 4,3 - 6,4 cm.

longitud cola: 3,1 - 4,6 cm.

longitud pié posterior: 0,9 - 1,2 cm.

peso: 2,5 - 7,5 g.

Presenta las orejas casi o completamente cubiertas por el pelaje. El hocico se adelgaza gradualmente hacia su extremo. Las puntas de los dientes son de color rojo. Es de tamaño muy pequeño, con la cola relativamente larga y las patas posteriores pequeñas. El pelaje es de un color más claro que S. araneus y con cierto tono gris, nunca tricolor. La cola está en su mayor parte cubierta más densamente de pelos, y éstos son de mayor longitud que la musaraña colicuadrada.

Hábitat: En general prefiere terrenos secos y bien protegidos: zonas de arbustos y vegetación alta, raramente en el interior del bosque.

Costumbres: La musaraña enana es casi igualmente activa de día que de noche, trepa y nada bien. El nido está construido con hierba seca, en forma de bola y frecuentemente bajo cubierto. Voz más fina y aguda que la musaraña colicuadrada.

Alimentación: Se alimenta principalmente de insectos, y también de gasterópodos, básicamente terrestres.

Distribución: Su área de distribución abarca todo el continente europeo, incluyendo a Irlanda. En la Península Ibérica se ha citado en los macizos pirenaicos.

En Cataluña presenta un área de distribución que abarca la región pirenaica y la región oriental húmeda, hasta el macizo del Montseny. Sin embargo GOSALBEZ (1976) ha dado a conocer el hallazgo de unos cráneos de S. minutus en egagrópilas de Tyto alba recolectados en Prades, Capafons y la Febró, indicativas de que la musaraña enana habita también en las montañas de Prades, aunque por ahora, no se tiene noticia de la captura de cualquier ejemplar integrante de esta población.

Orden RODENTIA

Este orden tiene en común: La presencia de dedos terminados en uñas o garras. Presencia de incisivos de crecimiento continuo, recubiertos de esmalte sólo en su superficie anterior. Sólo tienen dos incisivos en el maxilar superior, carecen de caninos. Orejas de menos de dos veces más largas que anchas. En algunos representantes de este orden, cuando se sostiene el animal por la cola, la piel de ésta se desprende fácilmente.

Fam. Microtidae (topillos, ratas de agua y leming)

Pequeños roedores de hocico romo; orejas pequeñas, cola bastante corta, cubierta de poco pelo y con anillos muy patentes. Cuatro o cinco dedos en las patas anteriores y cinco en las posteriores (el quinto dedo a veces muy poco desarrollado). Cada especie suele presentar molares característicos, compuestos de prismas. No ivernan.

Arvicola terrestris. Linnaeus, 1758 (rata de agua norteña)

nº de animales analizados: 1 ejemplar

Identificación: Se caracteriza por presentar las siguientes dimensiones:

longitud cabeza-cuerpo: 12-22 cm.

longitud cola: 5,5 - 10,4 cm.

longitud pié posterior: 2,3 - 3,1 cm.

peso: 80 - 205 g.

Su cuerpo está recubierto de un pelo espeso de color pardo en el dorso y grisáceo en el vientre; de todos modos esta coloración adquiere distintas tonalidades según el área donde habitan. La cabeza es redondeada y el hocico romo. Los ojos son relativamente grandes y funcionales. El pabellón de la oreja es corto y apenas asoma entre el pelo. Presenta la planta de los piés posteriores con cinco lóbulos. Las uñas anteriores son más cortas que las posteriores. Es el más grande de los ratones campestres europeos.

Hábitat: Preferentemente habita en las riberas o arroyos con mucho follaje, acequias y lagos. Se la encuentra también, sin embargo, lejos del agua en tierras cultivadas, huertos, etc.

Costumbres: En principio parece activo tanto de día como de noche. Trepa mal. Escava rápidamente y muy profundo; nada bien, usando para ello sólo las patas posteriores. Hace agujeros en las orillas, dirigidos hacia arriba y comunicados por una o varias galerías paralelas al curso del agua. Hace el nido de hierbas y hojas y lo sitúa en un agujero del suelo o en la superficie, entre cañas o juncos. Almacena gran cantidad de alimento. Los individuos que no viven cerca del agua hacen galerías y agujeros muy semejantes a los del topo común. Vistas en sección, sin embargo, las galerías de la rata de agua norteña son ovales y verticales en vez de ovales y horizontales. Estas galerías están con frecuencia muy cerca de la superficie; la cámara del nido se encuentra por lo regular bajo un

gran montón de tierra, producto de la construcción de las galerías. Los montículos de tierra, constituyen la indicación de su presencia en un determinado lugar. Sin embargo, en el caso de A. terrestris es muy frecuente encontrar un buen número de entradas totalmente al descubierto. Los individuos cambian, al parecer, de hábitat periódicamente.

Alimentación: EL régimen alimenticio de éste roedor es exclusivamente herbívoro: tallos y raíces de plantas acuáticas, cortezas de árboles. Penetra en los cultivos próximos al agua y come lo sembrado.

Distribución: Falta en gran parte de Europa occidental y meridional. En nuestro país se limita a los Pirineos y a la Cordillera Cantábrica.

Clethrionomys glareolus. Schreber, 1780 (topillo rojo)

Nº de animales analizados: 21 ejemplares

Identificación: las características que ayudan a su identificación son:

longitud cabeza-cuerpo: 8,1 - 12,3 cm.

longitud cola: 3,6 - 7,2 cm.

longitud pié posterior: 1,5 - 2 cm.

peso: 14,5 - 36 g.

Es de tamaño muy variable de acuerdo con la localidad. Presenta un característico color rojizo, con frecuencia acompañado de gris en los flancos. Las orejas son bien visibles, la cola es bastante larga y claramente bicolor. La planta de los piés posteriores presenta 6 tubérculos.

Hábitat: Prefiere los sitios umbrosos y con mucha vegetación: sobre todo en bosques de árboles de hoja caduca, setos, arbustos, bordes de bosques, parques. Esta especie prefiere terrenos cubiertos de arbustos o hierbas. Abunda más en lugares secos y cálidos.

Costumbres: Durante el día sale con frecuencia a la superficie del suelo, más a menudo que ningún otro topino, topillo, o rattilla, aunque es también activo al comienzo y al final de la noche; a veces entra en las viviendas; es poco asustadizo. Construye sistemas de galerías cerca de la superficie del suelo, con muchas entradas y cámaras para nidos; el nido es esférico y hecho de hierbas y hojas. Presenta fluctuaciones periódicas considerables en el número de individuos.

Alimentación: Se alimenta de raíces y tallos jóvenes, cortezas, bayas. También entran en su dieta los insectos.

Distribución: Se encuentra distribuido por toda Europa. En la Península Ibérica, se le encuentra en la región vasca, pirénaica y catalana.

Microtus agrestis. Linnaeus, 1761 (topillo agreste)

Nº de animales analizados: 2 ejemplares

Identificación: Esta especie presenta las siguientes características:

longitud cabeza-cuerpo: 9,5 - 13,3 cm.

longitud cola: 2,7 - 4,6 cm

longitud pié posterior: 1,6 - 2,05 cm.

peso: 19 - 52 g.

El pelo es largo e hirsuto, con una coloración grisácea con tintes oscuros, amarillentos o marrones. Presenta un pequeño lóbulo a la entrada del oído. los pelos de la cabeza se continúan en el lado interno de la oreja con una estrecha banda situada en la base. Las orejas son velludas. La cola es claramente bicolor. El segundo molar superior es con frecuencia, aunque no siempre, característico de la especie. La planta de los piés posteriores presenta seis tubérculos.

Hábitat: Habita sobre todo en zonas húmedas, pastos altos e irregulares, orillas de ríos o arroyos con mimbreras, pantanos tur-

bosos e incluso brezales, bosques claros, raramente bajo densa cubierta, orillas de campos cultivados.

Costumbres: Es activo de noche y de día. Corre de prisa y raramente trepa. Nada bien y de buen grado. En un animal social. A veces presenta migraciones periódicas de zonas de mayor altitud a otras de altitud menor y viceversa. Se mueve en sendas bien ocultas sobre la superficie del suelo. Las galerías subterráneas son bastante superficiales. En invierno excava galerías bajo la nieve. Construye un nido esférico, hecho de hierba y frecuentemente situado en la superficie del suelo; hace también cámaras para el almacenamiento de alimento.

Alimentación: Se alimenta de raíces, cortezas y semillas.

Distribución: Falta en Irlanda y en la mayor parte de Europa meridional. En la Península Ibérica está localizado en la región septentrional, en Galicia, Pirineo y la zona de la costa catalana.

Pitymys duodecimcostatus. de Sélvs Logchamps, 1839 (topillo común)

Nº de animales analizados: 11 ejemplares

Identificación: esta especie se caracteriza por:

longitud cabeza-cuerpo: 9,3 - 10,8 cm.

longitud cola: 2 - 2,9 cm.

longitud pié posterior: 1,5 - 1,85 cm.

peso: 14,0 - 36,0 g.

Excepto la cola, casi desnuda, el resto del cuerpo del animal aparece recubierto por un pelaje denso, de color parduzco en el dorso y de tonalidad algo más clara en la parte ventral. La cabeza termina en un hocico corto y achatado. Los ojos son pequeños, no quedando recubiertos por el pelo y son perfectamente funcionales. En cambio, las orejas apenas sobresalen por encima del pelo. La planta de los pies posteriores presenta cinco tubérculos. La cola es muy corta.

Hábitat: En praderas y campos bastante húmedos, aunque no pantanosos. También, fuera de las zonas cultivadas, en bosques claros; raramente en bosques de coníferas.

Costumbres: Es especialmente activo al anochecer y por la noche. La mayor parte de su vida transcurre en el interior de galerías que el animal excava en terrenos apropiados. La red de galerías es a veces muy extensa y sus bocas se hallan dispersas por la superficie del suelo. Pueden ser muy numerosas y siempre que no estén abandonadas aparecen taponadas por montículos de tierra. Debido a esta circunstancia es fácil localizarlos. Suelen mostrar preferencia por los terrenos blandos y húmedos, pues les permite construir sus túneles. Su presencia en determinado terreno, está condicionado por la existencia del alimento adecuado.

Si bien es cierto que se trata de una especie de costumbres preferentemente subterráneas, hay indicios de que efectúan frecuentes salidas nocturnas al exterior.

Alimentación: Se alimenta de hierbas, cortezas, semillas y tubérculos.

Distribución: En una especie de distribución mediterránea. En la Península Ibérica está extendida por toda la región mediterránea. Sobre su concreta distribución sobre territorio catalán nos remitimos a CLARAMUNT, GOSALBEZ y SANS-COMA, 1975: "Pitymys duodecimcostatus en Cataluña una especie propiamente mediterránea". Su presencia va estrictamente ligada a la distribución geográfica de los hábitats que ocupa, es decir, prados y campos de alfalfa y otros cultivos. Hasta ahora, la especie no ha sido detectada en la zona occidental de los Pirineos Catalanes. En el Pirineo de Huesca parece que es abundante y se encuentra tanto en campos de cultivo como en prados de montaña. La localidad catalana más cercana al Pirineo donde se ha encontrado esta especie es Bagá, pueblo situado en el territorio prepirenaico a 800 m de altitud. En el

Pirineo oriental catalán, de características fisiográficas mediterráneas, *P. duodecimcostatus* es abundante".

Fam. Muridae

Las características comunes de esta familia son: roedores pequeños algunos y otros grandes. Hocico puntiagudo. Labio superior hendido. Cola medianamente larga o muy larga, con muy poco pelo, y anillos muy patentes. Presentan cuatro dedos en las patas anteriores (a lo más un rudimentario quinto dedo) y cinco dedos en las posteriores. No ibernan.

Apodemus sylvaticus. Linnaeus, 1758 (ratón de campo)

Nº de animales capturados: 35 ejemplares

Identificación: esta especie presenta como caracteres propios:

longitud cabeza-cuerpo: 7,7 - 11 cm.

longitud de la cola: 6,9 - 11,5 cm.

longitud pié posterior: 2 - 2,5 cm.

peso: 14-28 g., pudiendo llegar en algunas ocasiones hasta los 40 g.

En la garganta nunca presenta el collar amarillo completo; con frecuencia presenta una mancha amarilla alargada que a veces tiene coloración crema. En el dorso presenta una coloración amarillo-parduzca, mientras que la parte ventral es claramente de color blanco-grisáceo. Presenta orejas y ojos grandes. La cola es larga: de 120 - 190 anillos.

Hábitat: Vive sobre todo en terrenos descubiertos, raramente en bosques. Habita bordes de bosques con malezas, zonas de arbustos, dunas. Sin embargo, en la Península Ibérica, y concretamente en Cataluña, el ratón de campo ha sido capturado en toda clase de terrenos: en zonas de gran altitud (en bosques de abetos), entre las pedrizas graníticas del Pirineo, en diversos tipos de bosque, tanto de coníferas, caducifolios, como pennifolios; en lugares de matorral bajo, en las proximidades de saltos de agua o riachuelos de alta montaña, en campos de cultivo y en jardines.

Costumbres: Es un animal predominantemente nocturno. Corre en zig-zag sobre el terreno. Trepa y salta bien. Nada con facilidad. Es bastante sociable. Excava sus propias galerías, con frecuencia con dos entradas, con cámaras para el nido y almacenes de alimento. Construye el nido con hierba y musgo, a veces sobre la superficie del suelo, por ejemplo en un viejo nido de aves. A veces penetra en cuevas o minas. Con frecuencia entra en viviendas. En ocasiones practica el canibalismo.

Alimentación: Su dieta alimenticia es muy variada, aunque tiene predilección por los alimentos vegetales (frutas, huesos de cereza, nueces, bellotas, semillas de haya, y en casos de necesidad puede comer cortezas de los árboles más tiernos). También como insectos, gusanos y algún pajarillo.

Distribución: Se encuentra en casi toda Europa, faltando en Finlandia y parte de los países bálticos. En la Península Ibérica muestra una capacidad colonizadora muy superior a la del resto de territorios europeos. Cuando se habla de capacidad colonizadora, debe pensarse en una facilidad para ocupar cualquier tipo de biotopo.

Mus musculus. Linnaeus, 1758 (ratón casero)

• peridoméstico

Nº de animales analizados: 10 ejemplares

Identificación: presenta como características propias de la especie:

longitud cabeza-cuerpo: 7,2 - 9,8 cm.

longitud cola: 5 - 7,7 cm.

longitud pié posterior: 1,45 - 1,75 cm.

peso: 10 - 24 g.

Es un ratón pequeño y de cuerpo delgado. Hocico puntiagudo. El ratón casero, que vive como comensal del hombre en Europa occidental, es de color gris uniforme; los individuos que viven en el campo, sin embargo, son más pardos. La cola no es prensil, y es enteramente

o casi por completo gris, de 150-200 anillos. Además de esta raza, que vive comensal del hombre, hay en Europa septentrional, oriental y meridional razas que viven en estado salvaje y como comensales y presentan coloración blanca en las partes inferiores y cola relativamente corta (140 - 175 anillos). Los incisivos superiores presentan una muesca en el extremo de su lado posterior.

Hábitat: En estado salvaje en parte en los campos de cultivo, zonas con matorrales y bosques claros. La forma comensal vive en las proximidades de las casas o dentro de ellas.

Costumbres: Es un animal esencialmente nocturno, aunque también es activo durante el día. Trepa bien y puede nadar muy bien. Es atrevido, aunque a veces prudente y asustadizo. Vive en grandes familias, a veces aisladas y otras reunidas en sociedades mayores. Escava su guarida en lugares bien protegidos.

Alimentación: La dieta es esencialmente vegetariana, aunque no deshecha la ingestión de insectos, practicando incluso el canibalismo.

Distribución: Es una especie cosmopolita.

- de laboratorio, blanco.

Nº de animales analizados: 30 ejemplares

Los animales utilizados son de la raza Charles River, cepa CD-1, que nos son servidos por el estabulario de la Facultad de Farmacia de la Universidad de Barcelona.

- de estabulario, gris.

Nº de animales analizados: 2 ejemplares

Estos animales han sido criados en el estabulario del Departamento de Parasitología de la Facultad de Farmacia de nuestra Universidad.

La cepa procede de ratones grises periodomésticos captura-

dos en la Universidad Central de Barcelona y lleva reproduciéndose en nuestro estabulario desde hace cuatro años.

Esp. Rattus norvegicus. Berkenhout, 1769 (rata común)

Nº de animales analizados: 2 ejemplares

Identificación: esta especie presenta las siguientes características:

longitud cabeza-cuerpo: 21,4 - 27,3 cm.

longitud cola: 17,2 - 22,9 cm.

longitud pié posterior: 3,8 - 4,5 cm.

peso: 275 - 520 g.

Es grande y de estructura robusta. La cola es generalmente de menor longitud que la longitud cabeza-cuerpo, con 160-190 anillos. El hocico es más bien romo. Las orejas son más cortas y más gruesas que la otra especie, Rattus rattus. La clase más común es de color gris-pardo en el dorso, con partes inferiores de un gris sucio. Una fase de color negro (maurus) aparece de vez en cuando en varias localidades; ésta tiene a veces una mancha blanca en el pecho y las patas anteriores claras (hibernicus).

Hábitat: Vive esencialmente como comensal del hombre, pues sabe que de él puede obtener su alimento. En invierno ocupa edificios, bodegas y establos; en primavera emigra hacia los campos, cloacas y orillas de canales, donde excava galerías.

Costumbres: Es activa sobre todo al anochecer y durante la noche. Salta y nada muy bien. Trepa bien, aunque menos que la otra especie. Excava galerías muy bien. Es sociable, aunque presenta una agresividad que se pone de manifiesto especialmente en la defensa de las crías por la madre. Construye las madrigueras para vivir en ellas, almacenar alimento y refugiarse.

Los graves problemas que puede producir, tanto económicos como sanitarios, ha hecho que sea motivo incesante de persecuciones por

diferentes métodos (cepos, venenos, gases, etc.).

Su acentuada comensalidad hace muy difícil su captura en zonas silvestres.

Alimentación: Es omnívora, pudiendo devorar los residuos más inmundos: carne putrefacta de otros animales, cueros, huesos descompuestos, etc.

Distribución: Procedente del Asia oriental y meridional, la rata de alcantarilla ha llegado a ser cosmopolita. En Europa falta solamente en unas pocas islas, por ejemplo en el archipiélago griego, parte de Finlandia e islas Feroes. Se encuentra distribuida por toda la Península Ibérica.

II.1.2. PROCEDENCIA

Los lugares de procedencia de los animales capturados, indicados, en el mapa nº 1, son los siguientes:

Provincia de Barcelona:

Barcelona
Collbató
Las Planas
Tibidabo
Torelló

Provincia de Gerona:

Palamós

Provincia de Lérida:

Arrós
Mollerusa
Salardú



MAPA Nº 1.

II.1.2.1. ENCLAVES

1. BARCELONA: A nivel del mar
2. COLLBATO: 420 m.
3. LAS PLANAS: 130 m.
4. TIBIDABO: 512 m.
5. TORELLO: 500 m.
6. PALAMOS: A nivel del mar
7. ARROS: 900 m.
8. MOLLERUSA: 250 m.
9. SALARDU: 1236 m.

II.1.2.2. DESCRIPCION DE LOS BIOTOPOS

- Enclave 1: Barcelona
 - . biotopo 1a: Pabellón de animales de la Facultad de Farmacia de la Universidad de Barcelona.
 - . biotopo 1b: Estabulario de la Cátedra de Parasitología de la Facultad de Farmacia de la Universidad de Barcelona.
- Enclave 2: Collbató
 - . biotopo 2a: bosque de Pinus, Querqus y Juniperus.
 - . biotopo 2b: pajar de establo de animales.
- Enclave 3: Las Planas
 - . biotopo 3a: granero
 - . biotopo 3b: cobertizo adyacente a masia
 - . biotopo 3c: gallinero
- Enclave 4: Tibidabo
 - . biotopo 4a: bosque de Pinus y Querqus
- Enclave 5: Torelló
 - . biotopo 5a: casa particular

- Enclave 6: Palamós
 - . biotopo 6a: toperas de un campo de alfalfa (Medicago sativa).
- Enclave 7: Arrós
 - . biotopo 7a: toperas en prado de pastoreo, junto margen de un río.
 - . biotopo 7b: muro de piedras, junto prado pastoreo.
 - . biotopo 7c: hoquedades de un río.
 - . biotopo 7d: bosque de Pinus y Quercus, junto a río alta montaña.
 - . biotopo 7e: vegetación de rivera, junto a río de alta montaña.
- Enclave 8: Mollerusa
 - . biotopo 8a: plantación árboles frutales: manzanos y perales.
- Enclave 9: Salardú
 - . biotopo 9a: arbustos (Corylus avellanae, Galaegus oxycanta, Urtica dioica) cerca camino.

II.1.2.3. CAPTURAS EFECTUADAS EN LOS DISTINTOS BIOTOPOS

BIOTOPOS	ESPECIE DE MICROMAMIFERO	Nº DEL EJEMPLAR
-1a	- <u>Mus musculus</u>	79110701
	(de laboratorio blanco)	79110702
		79110703
		79110704
		79110705
		79110706
		79110707
		80031201
		80031202
		80050701

BIOTOPOS	ESPECIE DE MICROMAMIFERO	Nº DEL EJEMPLAR
		80050702
		80050703
		80050704
		80050705
		80050706
		80050707
		80050801
		80050802
		80050803
		80050804
		80050805
		80100201
		80100202
		80100203
		80100204
		80100205
		80100206
		80100207
		80100208
		80100209
-1b	- <u>Mus musculus</u> (de estabulario, gris)	79102901
		79102902
-2a	- <u>Apodemus sylvaticus</u>	80072901
		80072902
		80072903
		80072904
-2b	- <u>Mus músculus</u> (peridoméstico)	80042601
		80042602
		80042603

BIOTOPO	ESPECIE DE MICROMAMIFERO	Nº DEL EJEMPLAR
- 3a	- <u>Apodemus sylvaticus</u>	80020604
	- <u>Mus musculus</u> (peridoméstico)	80020601
	- <u>Rattus norvegicus</u>	80020102
- 3b	- <u>Crocidura russula</u>	80020101
		80020602
		80020603
		80022801
	- <u>Mus musculus</u> (peridoméstico)	79112301
		79112302
		80022702
- 3c	- <u>Rattus norvegicus</u>	80022701
- 4a	- <u>Apodemus sylvaticus</u>	79111601
		79111602
		79111603
		79111604
		79111605
		79121101
		79121102
	79121103	
- 5a	- <u>Mus musculus</u> (peridoméstico)	79120301
		80050201
- 6a	- <u>Pitymys duodecimcostatus</u>	80011301
		80011302
		80011303
		80011901
		80011902
		80011903
		80011904
		80012001
		80012002
		80012003
		80012004

BIOTOPOS	ESPECIE DE MICROMAMIFERO	Nº DEL EJEMPLAR
- 7a	- <u>Arvicola terrestris</u>	80102101
- 7b	- <u>Sorex araneus</u>	80101904
		80101905
		80101906
		80101908
		80101909
		80101910
		80102021
		80102022
	- <u>Clethrionomys glareolus</u>	80101912
		80101913
		80101914
		80101918
		80101928
		80101930
		80101931
		80101932
		80101937
		80102046
		80102047
		80102116
	- <u>Microtus agrestis</u>	80101911
		80102048
	- <u>Apodemus sylvaticus</u>	80101919
		80101920
		80101921
		80101922
		80101923
		80101924
		80101925
		80101926
		80101927
		80101929

BIOTOPOS	ESPECIE DE MICROMAMIFERO	Nº DEL EJEMPLAR
----------	--------------------------	-----------------

		80101933
		80101934
		80101935
		80101936
		80101938
- 7c	- <u>Neomys fodiens</u>	80101901
		80101902
		80101903
		80102001
		80102002
		80102003
		80102004
		80102005
		80102006
		80102007
		80102008
		80102009
		80102010
		80102102
		80102103
		80102104
		80102105
		80102106
		80102107
		80102108
	- <u>Sorex araneus</u>	80102015
		80102016
		80102017
		80102018
		80102019
		80102110
		80102111
		80102112

BIOTOPOS	ESPECIE DE MICROMAMIFERO	Nº DEL EJEMPLAR
	- <u>Sorex minutus</u>	80102013
		80102014
	- <u>Clethrionomys glareolus</u>	80102043
		80102044
		80102045
		80102113
		80102114
	- <u>Apodemus sylvaticus</u>	80101915
		80101916
		80101917
- 7d	- <u>Neomys fodiens</u>	80102011
		80102012
	- <u>Sorex araneus</u>	80102020
	- <u>Clethrionomys glareolus</u>	80102115
		80102117
- 7e	- <u>Sorex araneus</u>	80101907
- 8a	- <u>Apodemus sylvaticus</u>	80072702
	- <u>Mus musculus</u> (peridomestico)	80072701
- 9a	- <u>Sorex araneus</u>	80101801
	- <u>Clethrionomys glareolus</u>	80101802
		80101806
	- <u>Apodemus sylvaticus</u>	80101803
		80101804
		80101805

Los animales capturados en cada uno de los biotopos prospectados se resume en el Cuadro nº 3.

	BIOTOPOS																
	1a	1b	2a	2b	3a	3b	3c	4a	5a	6a	7a	7b	7c	7d	7e	8a	9a
<i>C. russula</i>						4											
<i>Neomys fodiens</i>													20	2			
<i>Sorex araneus</i>												8	8	1	1		1
<i>S. minutus</i>													2				
<i>Arvicola terrestris</i>											1						
<i>C. glareolus</i>												12	5	2			2
<i>M. agrestis</i>												2					
<i>P. duodecimcostatus</i>										11							
<i>A. sylvaticus</i>			4		1			8				15	3			1	3
<i>M. musculus</i> (peridomestico)				3	1	3			2							1	
<i>M. musculus</i> (REB)	30																
<i>M. musculus</i> (REG)		2															
<i>R. norvegicus</i>					1		1										

Cuadro nº 3.-

Nº de animales capturados en cada uno de los biotopos prospectados.

II.2. METODOS

II.2.1. CAPTURA DE MICROMAMIFEROS

Dentro de la captura de micromamíferos tenemos que hacer una distinción entre la de micromamíferos epigeos y micromamíferos subterráneos, pues hay una variación (lógica en cada caso) en el tipo de trampas a emplear, la colocación de las mismas y el cebo utilizado.

II.2.1.1. MICROMAMIFEROS EPIGEOS

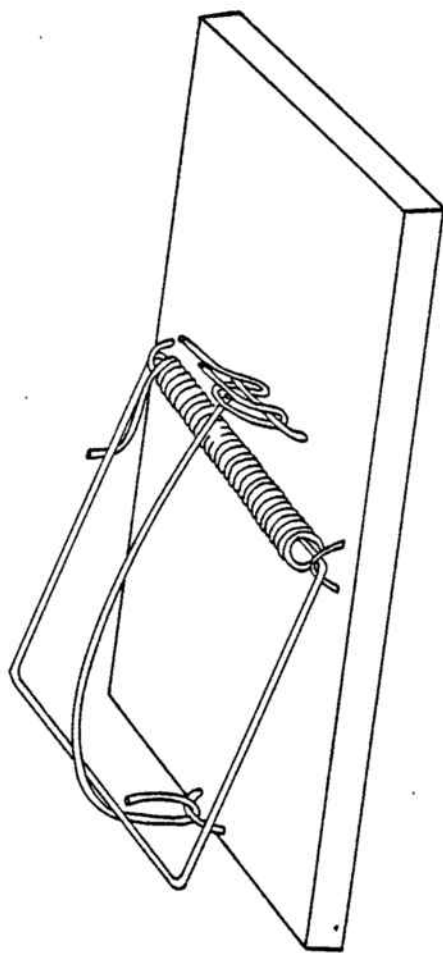
a) Tipos de trampas utilizados

Se han utilizado dos tipos de trampas: "trampas de vivo" y "trampas de muerto".

Las "trampas de muerto" utilizadas para la mayoría de los roedores a capturar (esquema nº 2) son de mecanismo sencillo, perfectamente inteligible a través de la observación del esquema que se acompaña, y no merece que nos detengamos en su explicación. Son las de frecuente uso casero, destinadas a la destrucción de los Múridos peridomésticos, y su tamaño varía en función de su finalidad, es decir, de la especie a capturar (mayores para Rattus por ej. y menores para Mus, Apodemus, etc.)

Estas "trampas de muerto" tienen el inconveniente de que algunos parásitos (fundamentalmente los Sifonápteros) tienden a abandonar al hospedador rápidamente cuando su temperatura comienza a descender. Sin embargo, presentan ciertas ventajas por la facilidad de su manejo y transporte, a la vez que la de su bajo coste.

Las "trampas de vivo" utilizadas han sido las H.B. SHERMAN TRAPS, especialmente diseñadas para la captura de micromamíferos.



ESQUEMA Nº 2: TRAMPA DE MUERTO

Dichas trampas están confeccionadas con chapa de aluminio, quedando protegido el animal capturado de una rápida muerte por congelación en aquellos casos en los que la captura se realiza en invierno. Las dimensiones de las trampas utilizadas son de: 7,62 x 7,62 x 25,4 cm, lo cual permite su uso en la captura de prácticamente todos los micromamíferos epigeos de nuestra región.

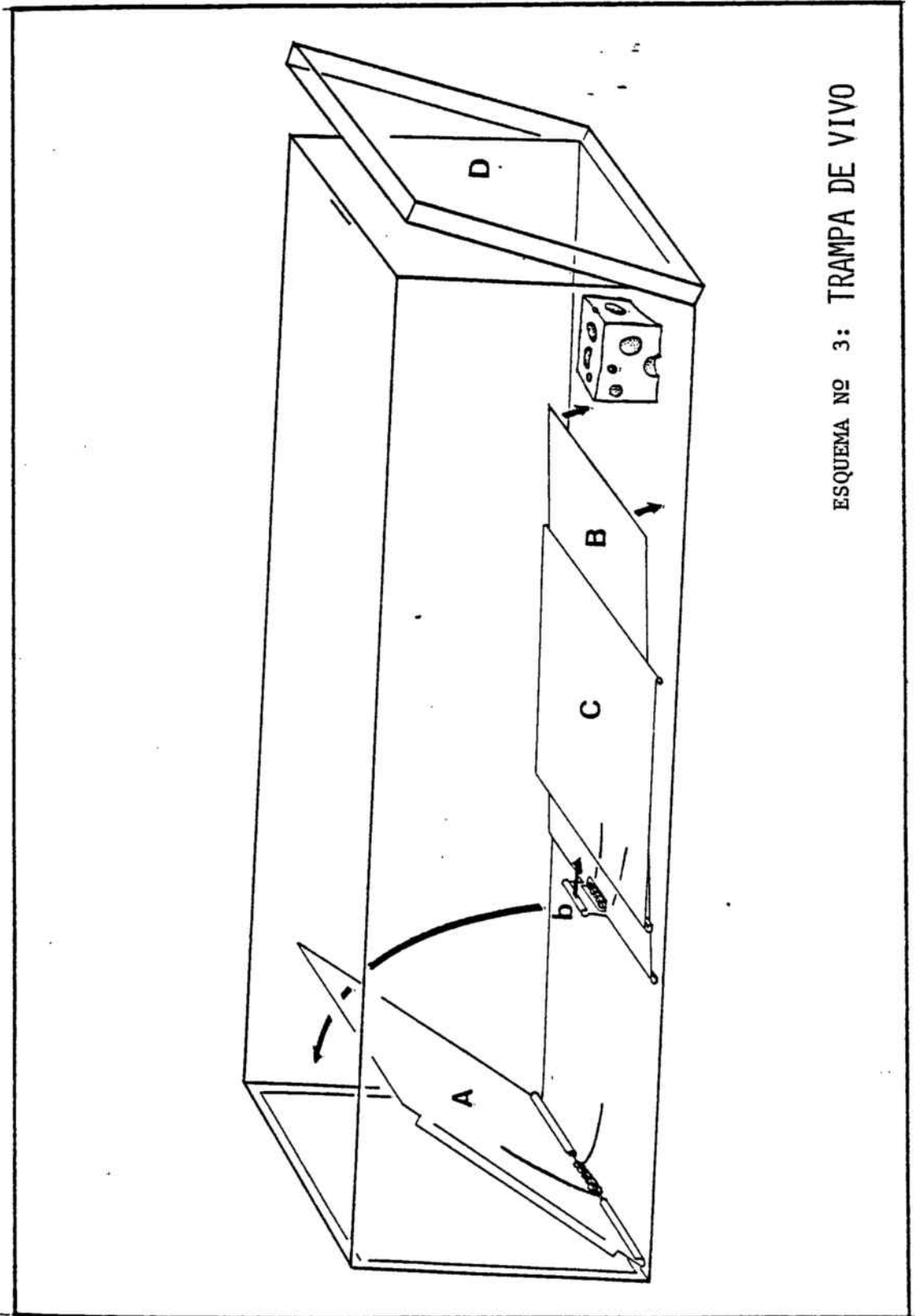
Estas trampas (esquema nº 3) tienen en su parte anterior una portezuela abatible (A) que en el momento de su colocación se deja abierta, siendo fijada por un reborde (b) de una plataforma móvil y basculante (B) situada por debajo de otra plataforma fija (C). El cebo se coloca detrás de esta plataforma móvil, en el suelo de la trampa, después de abrir la portezuela posterior (D) que se cierra después de colocarlo.

La trampa se coloca en los sitios elegidos, cubriéndola con malezas si es preciso. Cuando el animal se siente atraído por el cebo y penetra en su interior, es preciso que pise y presione la plataforma (B), situada muy hacia el fondo de la trampa para que, al bascular ésta plataforma (B), se mueva el reborde (b) de la misma y se dispere la portezuela abatible (A) que, gracias al muelle de que va provista en su base, dejará la trampa cerrada y evitará que el animal capturado pueda escaparse de la misma.

b) Colocación de las mismas y cebos utilizados

Las trampas se instalan al atardecer, pues la actividad de diversos animales diurnos (lagartijas, etc.) podría dispararlas. Los hábitats de trampeo son elegidos teniendo en cuenta las costumbres de cada animal. En general, y para una idónea colocación de las trampas, debe buscarse la proximidad de madrigueras, excrementos, restos alimenticios de insectos o caracoles, posibles pasos de tránsito o cualquier otra característica que nos pueda indicar la presencia o proximidad de los animales a capturar.

La distribución de las trampas (tanto de "muerto" como de "vi-



ESQUEMA Nº 3: TRAMPA DE VIVO

vo") ha sido registrada rigurosamente mediante un "protocolo", con el fin de que no se extraviara ninguna en el momento de la recogida, y facilitar el mismo tiempo su revisión. En el "protocolo" se ha anotado fecha y lugar de trampeo, número de la trampa (todas las trampas están numeradas), su colocación respecto a la vegetación existente, distancia en relación a la anterior, etc.

Las trampas han sido recogidas al día siguiente a primeras horas de la mañana. Los animales capturados en "trampas de muerto" han sido colocados inmediatamente en bolsas de plástico transparentes, junto con su número correspondiente; número que se ha anotado asimismo en el "protocolo" junto al de la trampa. De esta forma se ha podido relacionar posteriormente cada animal capturado con su biotopo correspondiente.

Para la recogida del animal, cuando se han empleado "trampas de vivo", se coloca en una bolsa de plástico transparente un trozo de algodón impregnado en éter o cloroformo. Seguidamente se introduce la trampa en la bolsa, cerrándose ésta inmediatamente. Una vez que el anéstesico ha actuado y se ha producido la muerte de la presa capturada, se pasa el animal capturado a la bolsa, en la que se recogen asimismo los ectoparásitos temporales, anestesiados o muertos, que con el uso de las "trampas de muerto" habrían abandonado su hospedador al enfriarse su cadáver.

El tipo de numeración empleado para el registro de las capturas, ha sido el que viene siguiendo el Departamento desde hace varios años. Cada hospedador tiene un número compuesto de 8 o 9 cifras; las dos primeras correspondientes al año, dos correspondientes al mes, otras dos correspondientes al día y las dos últimas corresponden a la numeración consecutiva de los animales capturados en la fecha. Así por ejemplo, al primer animal capturado el día 17-V-80 le corresponde el número 80051701. En aquellos casos en que diversos miembros del Departamento han realizado expediciones distintas durante los mismos días, las dos últimas cifras de la numeración se

sustituyen por tres, siendo la cifra de las centenas constante para cada una de las expediciones.

Como cebo se ha utilizado, en la mayoría de los casos de las "trampas de muerto" y siempre en los casos de las "trampas de vivo", pan seco embebido en aceite.

En los días lluviosos, de mal tiempo, en los casos de "trampas de muerto", se ha preferido poner como cebo carne grasa de cerdo, para evitar que con la lluvia se humedezca el pan e inutilice todo el artilugio de disparo de la trampa. Este cambio de cebo no es necesario en las "trampas de vivo", pues en ellas el pan ya se halla protegido de la lluvia por la chapa de aluminio y su estado, por otra parte, no influye en el mecanismo de disparo y cierre de la trampa.

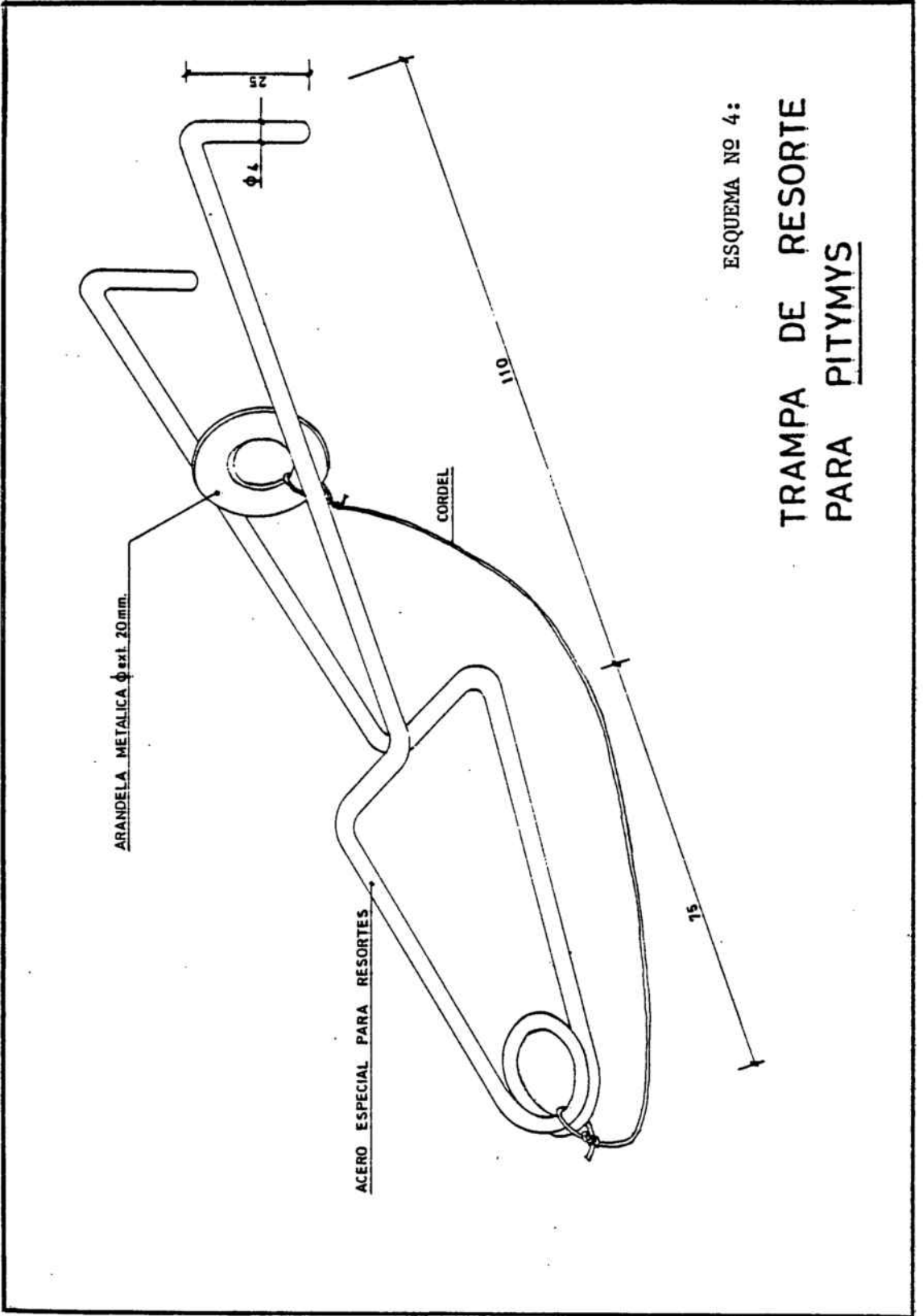
II.2.1.2. MICROMAMIFEROS SUBTERRANEOS

Las dos únicas especies capturadas para este estudio por nosotros han sido Pitymys duodecimcostatus y Arvicola terrestris.

a) Tipos de trampas utilizadas:

Para P. duodecimcostatus, las trampas utilizadas (esquema nº 4) son de estructura muy sencilla. Consisten fundamentalmente en un resorte de acero terminado en pinza sencilla; es pues de una sola entrada. El resorte se mantiene en tensión intercalando, entre ambas ramas de la pinza, una pieza rígida de dimensiones apropiadas, en nuestro caso una arandela o una plaquita metálica, que mantienen las ramas de la pinza suficientemente separadas para permitir el paso del cuerpo del animal. De esta manera la trampa queda "montada" y dispuesta para su funcionamiento. Cuando la posible presa intenta pasar y toca dicha pieza intermedia, ésta salta cerrándose brusca-mente la pinza, que de este modo atrapa al micromamífero.

Para Arvicola terrestris, las trampas utilizadas (esquema nº



5) son, al igual que para P. duodecimcostatus, de estructura muy sencilla. Consiste fundamentalmente en un resorte de acero terminado en pinza doble, siendo pues de dos entradas.

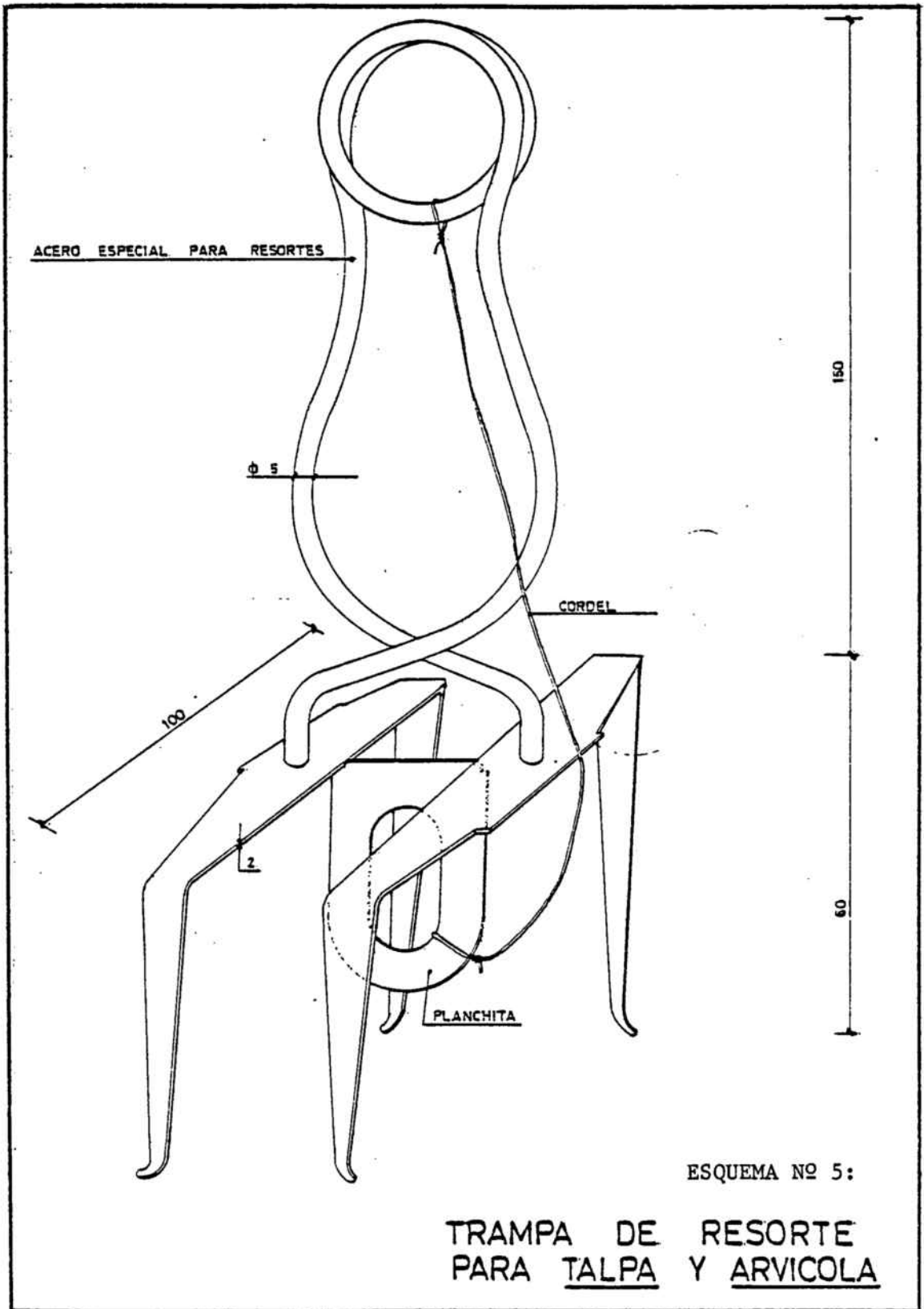
En principio estas trampas pueden ser catalogadas como "trampas de muerto" por sus efectos letales sobre la presa. Sin embargo, según sea la parte de cuerpo alcanzada y sobre todo si no ha transcurrido demasiado tiempo desde su caída en el cepo, algunos animales logran restablecerse de los traumatismos sufridos y sobreviven perfectamente en cautividad. De todos modos, la presa acaba siempre muriéndose si no es liberada con prontitud.

b) Colocación de las mismas y cebos utilizados:

Una vez localizado un enclave habitado por topillos, ante todo se debe estudiar como van a ser distribuidas las trampas a fin de cubrir adecuadamente la red de galerías, si bien esto depende en buena parte del número de trampas disponibles. Para su colocación se eligen preferentemente los montículos de tierra todavía húmedos, pues demuestran que allí hubo actividad reciente por parte de estos animales.

Con las manos, que es recomendable llevar protegidas por guantes de goma, o sirviéndose de una pequeña paleta de jardinería, se aparta con cuidado la tierra del montículo, con lo cual quedará al descubierto la galería. Para que la trampa, previamente montada, pueda ser introducida en ella, casi siempre es preciso ensancharla un poco, pero cuidando de que la trampa entre en ella sin demasiada holgura. La entrada de la galería se mantiene al descubierto. Este es un punto a tener en cuenta, pues precisamente el animal queda atrapado cuando acude por instinto a taponar la abertura que nosotros hemos dejado expresamente abierta.

En el caso de Arvicola terrestris, el artilugio se debe recubrir con tierra, piedras, hojas, etc., dispuestas de manera que no



obstaculicen el cierre total de la pinza, dejando solamente al descubierto la anilla superior del resorte, en cuya cima se coloca una piedrecita que se caerá en el momento de ser accionada, señalando la presencia de una posible presa.

Finalmente, resulta utilísimo clavar una estaca bien visible en las proximidades de cada instalación de captura, lo cual facilita enormemente la localización de las trampas y evita pérdidas inútiles.

Cuando se está realizando la captura de estos Micromamíferos, los cepos deben ser inspeccionados con cierta frecuencia puesto que suelen caer con bastante facilidad. De haber estado funcionando toda la noche, es aconsejable inspeccionar por la mañana temprano. Esta premura en las revisiones obedece a varias razones: 1^a) una trampa disparada queda inutilizada por todo el tiempo que se deje así; 2^a) cuanto más tiempo permanece el animal muerto en el suelo, tanto más avanzado será su estado de descomposición; y 3^a) al interesarnos recuperar los ectoparásitos, debe recordarse que estos emigran pronto del cadáver.

La distribución de las trampas y la toma de datos ha sido llevada a efecto siguiendo el mismo protocolo que en el caso anterior.

Como ya se indicó, puede ser que al efectuar una revisión de las trampas algunos de los animales atrapados siga todavía vivo; entonces, si no resulta necesario mantenerlo así, se le puede matar con cloroformo o bien, si no se dispone de este anestésico, presionando su tórax con el dedo pulgar, lo que resulta suficiente para causar la rápida muerte del animal.

II.2.1.3. ETIQUETADO Y TOMA DE DATOS

Los animales son transportados al laboratorio y tan pronto como sea posible se procede al etiquetado definitivo de los mismos. Para ello se emplean etiquetas de papel vegetal, provistas de hilo

para anudarlas a las patas de los animales. En ellas se consigna el número de registro, el género y la especie, así como la localidad.

Para efectuar las anotaciones se debe utilizar tinta china, por la sencilla razón de que ésta permanece así indefinida y absolutamente indeleble, incluso en contacto con el liquido conservador en el cual serán sumergidos los animales después de su estudio; conservación que resulta eneludible para efectuar un conteaje más exacto de los ectoparásitos que posee, como ya se verá posteriormente.

Tras el etiquetado se efectua la toma de datos de los animales hospedadores.

Cada animal capturado es determinado específicamente, tomándose una serie de datos característicos, como son el sexo, peso, longitud cabeza-cuerpo (cc), longitud de la cola (c), longitud del pié posterior (p), longitud de la oreja (o) y la actividad sexual (hembra con vulva abierta o cerrada, número y disposición de embriones en caso de que haya; macho con o sin descenso testicular, esto es, con o sin capacidad reproductora, y dimensiones de los testículos). Todos estos datos se toman inmediatamente después de la captura y a ellos cabe añadir otros del craneo y esqueleto que se efectuan posteriormente y que van a ser del mayor interés para nosotros, puesto que habrán de indicar la edad aproximada del animal (deducida principalmente a través de la longitud condilo-basal-LCB).

Todos los datos son anotados en fichas adecuadas (figs. 1 y 2), recibiendo cada animal su número de orden. En estas fichas se anotará también la fecha de captura, biotópo, y la localidad. La ficha va a servir para anotar el número y especies de ácaros parásitos aislados del animal y su localización en éste último, así como la presencia de otros ectoparásitos.

Aun cuando la toma de muchos de estos datos puede parecer en un principio innecesaria, la utilización de estos animales para otros estudios -estudio de su helmintofauna, de otros ectoparásitos, etc.- hacen imprescindible su anotación con todo detalle.

FIG. Nº 1

Huesped:		N.º	
Fecha:	Biotopo:		
Lugar:	Observaciones:		
Conj:			
Sexo:	Peso:		
CC:	Actd.:		
G:	LCB:		
P:	LD:		
O:	LM:		
Habitat	Ident. provisional (Int.)	Identificación definitiva	Fuente identificación
Indeterminable .			
Indiferencia . .			
Cabeza			
Hocico			

FIG. NO 2

Habitat	Ident. provisional (Int.)	Identificación definitiva	Fuente Identificación
Ojos			
base			
pabellón.			
conducto.			
Cuello			
Dorso			
Flancos			
Ventre. . . .			
Genitales. . . .			
Ano.			
Cola			
Patas			
Axilas			

II.2.2. METODOS PARA EL ESTUDIO DE LOS ACAROS PARASITOS

II.2.2.1. AISLAMIENTO

El animal ha sido extraído de la bolsa de plástico y colocado sobre un trozo de papel de filtro blanco y del cual no se ha movido hasta la total finalización del exámen. La bolsa de plástico que contenía el animal se ha cerrado de nuevo en espera de su posterior exámen a simple vista y bajo la lupa binocular.

Una vez colocado el animal sobre el papel de filtro se ha procedido a la recolección de los ectoparásitos.

El papel blanco facilita enormemente la visualización de los pequeños ectoparásitos que abandonan la piel del huésped.

Se ha procedido al exámen del animal bajo la lupa binocular. Levantando el pelo cuidadosamente mediante una aguja emangada, pueden observarse los pequeños ácaros pilícolas cuyo movimiento favorece enormemente su visualización y evita confusión con las escamas dérmicas del animal, partículas del suelo, etc.

El conocimiento de los hábitats habituales de las diversas especies de ácaros, nos ha ayudado en gran manera a su localización. Así, un cuidadoso exámen de los genitales y de las orejas permite la detección de las larvas de Trombicúlidos; los Mióbidos se localizan preferentemente en la fina piel de la cebeza, cuello y ventralmente entre las patas anteriores, detrás de las orejas, alrededor de los ojos, etc.. Los Psoregátidos habitan fundamentalmente bajo la epidermis, normalmente en la zona interna del pabellón de las orejas, algunas veces produciendo costras de diversos tipos según las especies; los MIOCÓPTIDOS se hallan adheridos al pelo del animal con sus fuertes patas, produciendo frecuentemente notables dermatitis con pérdida de pelaje, etc.

Después de haber realizado este primer aislamiento, se han guardado los animales en recipientes de vidrio de boca ancha, con alcohol de 70%, durante un día.

De esta forma los ácaros que hayan quedado adheridos en el pelaje del animal y que pudieran haber pasado desapercibidos se desprenden del mismo, facilitándose así el recuento cuanti y cualitativo de la biocenosis acarina de cada hospedador.

Al día siguiente, se procede a la agitación del frasco que contiene al animal para favorecer el desprendimiento de los ácaros, y a la filtración del alcohol a través de un embudo de Büchner al que se ha colocado un papel de filtro negro sobre el que quedan retenidos los ejemplares presentes.

El empleo de filtros negros favorece enormemente la visualización de los mismos bajo la lupa binocular.

Finalmente se vuelve a guardar el animal en el recipiente de vidrio con alcohol de 70%.

II.2.2.2. RECUESTO

El número de ácaros recontados al observar el animal bajo la lupa binocular, los aislados de la bolsa de plástico que contenía el animal y los recogidos en el filtro se anota de forma aproximada por un sistema de cruces, las cuales indican la intensidad del parasitismo:

- ± - cuando sólo se detectan uno o dos ejemplares
- + - cuando se detectan aproximadamente una decena
- ++ - cuando se detectan unas pocas decenas
- +++ - cuando se detectan más de un centenar
- ++++ - cuando son incontables

La dificultad que entraña el aislamiento o el recuento de todas y cada una de las formas parásitas, y las altas intensidades de

parasitación que se presentan algunas veces, hace que este sea el único método práctico y razonable para su valoración.

El pequeño tamaño de muchas de las especies de ácaros y el hábitat de algunas de ellas (ácaros subcutáneos, endofoliculares, etc.) hace que su hallazgo sea en extremo difícil, sobre todo cuando se ignora su presencia en el hospedador estudiado y su hábitat en el mismo. Es por ello que a pesar de haber realizado un detallado estudio del hospedador, no podemos hablar de un estudio parasitológico completo, en el más estricto sentido de la palabra, en ningún caso.

Los datos numéricos que pueden aportarse sobre intensidades del parasitismo, deberán interpretarse siempre en su verdadero significado, que será comparativo y no absoluto.

II.2.2.3. FIJACION

La fijación de los parásitos aislados, al igual que el hospedador, se ha realizado en alcohol de 70%.

Los parásitos aislados se han colocado en viales conteniendo alcohol de 70%, los cuales se han etiquetado haciendo constar en la etiqueta el número del hospedador (indicado con las siglas a que nos hemos referido anteriormente, cuyas características quedan asimismo anotadas en la correspondiente ficha), el lugar de captura y la especie del hospedador.

II.2.2.4. PREPARACION Y MONTAJE

II.2.2.4.1. Método general

Los ácaros se han sometido a un proceso de clasificación y montaje, preciso para el estudio de las estructuras cuticulares en las que se basa su identificación específica.

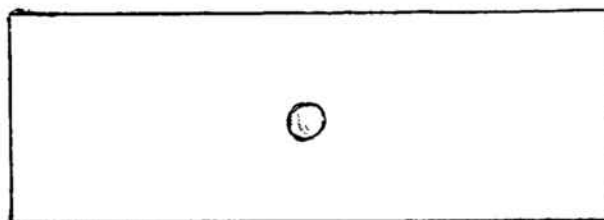
El montaje se ha realizado con líquido de Hoyer, cuya composición es la siguiente:

Agua destilada	50 g.
Goma arábiga	30 g.
Hidrato de cloral	200 g.
Glicerina	20 g.

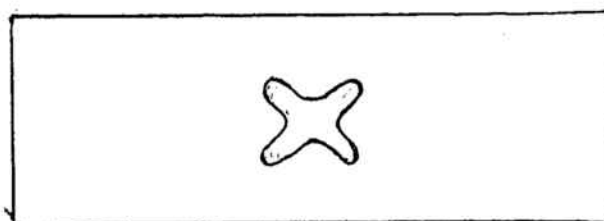
(Los ingredientes se mezclan a temperatura ambiente y en la secuencia indicada. El líquido resultante es de un color parduzco y muy espeso, debiéndose filtrar por lana de vidrio, hasta su total transparencia).

El montaje se ha realizado entre porta y cubre, siguiendo la pauta que se indica a continuación, con la que se logran preparaciones definitivas de gran calidad:

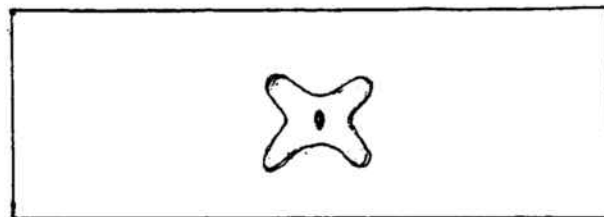
Con una varilla de cristal se ha cogido Líquido de Hoyer y se ha colocado una gota en el centro del portaobjetos.



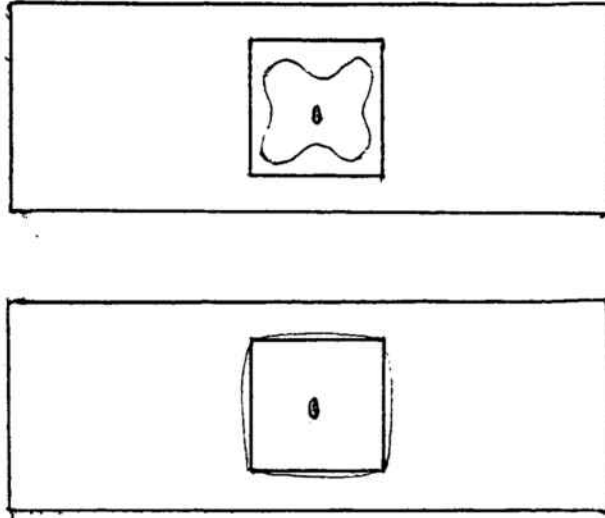
seguidamente, con la misma varilla se ha ido desplazando el Líquido de Hoyer hacia los cuatro vértices tal como se indica en la figura



se ha colocado el ácaro en el centro de la gota



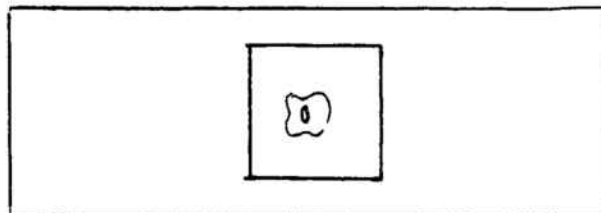
Finalmente, se ha colocado el cubreobjetos mediante la utilización de unas pinzas, tras lo cual con la aguja enmangada se ha dado unos toques sobre el cubreobjetos y retocado, si ha sido necesario, la disposición del ácaro en la preparación, que debe ser dorso-ventral.



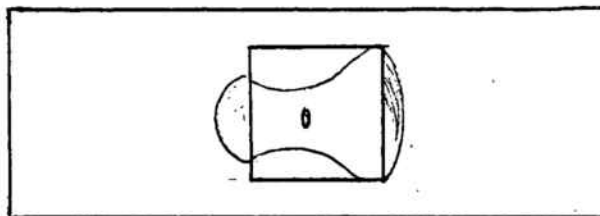
II.2.2.4.2. Método usado para Listrofóridos.

En el caso de los Listrofóridos, se ha seguido un procedimiento de montaje distinto, debido a que al ser éstos unos ácaros muy alargados y de cuerpo cilíndrico e incurvado, con la convexidad dorsal, el montaje en posición dorso-ventral resulta enormemente dificultoso.

En este caso, la cantidad de Líquido de Hoyer colocado sobre el porta es la mínima suficiente para mantener fijo el ejemplar a montar. Una vez colocado este sobre el porta y en la posición deseada se procede a la colocación del cubre. De esta forma el cubreobjetos se apoya directamente sobre el ácaro de tal forma que impide su movimiento.



Finalmente se coloca una gota de líquido de Hoyer a cada lado del cubreobjetos de forma que penetre en el interior de la preparación por capilaridad.



La clarificación se ha realizado mediante dos sistemas:

a.- Mediante el calor

Este sistema se utiliza en el caso de ácaros con cutícula fina, normalmente Astigmados y Prostigmados, que no necesitan de ningún tipo de clarificación especial previa al montaje. En estos casos basta con colocar la preparación ya montada sobre una placa calefactora. En nuestro caso hemos utilizado una Clinical Scientific Equipment Co. SLIDE WARMER a 50-60° C durante un tiempo de 2-3 horas; transcurrido este tiempo se traspasan a la estufa a 55° C donde se mantienen durante una semana. El hidrato de cloral y glicerina del líquido de Hoyer producen una clarificación suficiente.

b.- Mediante una solución al 80% de ácido láctico.

Se utiliza en el caso de ácaros con cutícula más quitinizada, con abundantes escudos, de mayor tamaño -Mesostigmados-.

En el caso de Astigmados y Prostigmados unicamente se utiliza en casos esporádicos, cuando su tubo digestivo presenta un contenido abundante y difícil de clarificar o cuando, debido a una mala fijación, el material esté deshidratado, arrugado, etc.

Los ácaros se han sumergido en dicha solución y se han mantenido durante unas horas a temperatura ambiente. El tiempo de clari-

ficación no es constante, dependiendo del tamaño del ácaro y del tipo de esclerificación de su cutícula.

Posteriormente se procede al montaje.

Las preparaciones así montadas se han colocado a la estufa a 37° C, solidificándose al cabo de unos días. Finalmente se ha procedido al lacado de las preparaciones con Caedax.

II.2.2.5. IDENTIFICACION DE LOS ACAROS AISLADOS

La clasificación e identificación de los ácaros aislados se ha realizado a partir de las descripciones contenidas en los siguientes trabajos:

Glycyphagidae

FAIN, A. (1969).- Les deutonymphes hypopiales vivant en association phoretique sur les mammifères (Acarina: Sarcoptiformes).

Bull. Inst. v. Sci. nat. Belg., 45 (33): 1-262.

Listrophoridae

FAIN, A. (1970).- Diagnoses de nouveaux Lobalgides et Listrophorides (Acarina: Sarcoptiformes).

Rev. Zool. Bot. Afr., 81 (3-4): 271-300

FAIN, A y PORTUS M. (1978).- Listrophorus occitanus n.sp. (Acari, Astigmata, Listrophoridae) parasite de Microtidae de France et d'Espagne.

Bull. Am. Soc. r. belge Ent., 114: 319-322.

PORTUS, M.; FAIN, A. y LUKOSCHUS, F.S. (1980).- Listrophorus mediterraneus spec. nov. (Acarina: Listrophoridae) from mediterranean rodents.

Rev. Iber. Parasitol., 40 (2): 247-250.

Myocoptidae

FAIN, A.; MUNTING, A.J. y LUKOSCHUS, F. (1970).- Les Myocoptidae parasites des Rongeurs en Hollande et en Belgique (Acarina: Sarcoptiformes).

Acta Zool. Path. Antwerp., 50: 67-172.

Myobiidae

RADFORD, Ch.D. (1950).- A revision of the fur mites Myobiidae (Acarina).

Bull. Mus. nat. Hist. Nat., 22 (2): 219-223

RADFORD, Ch.D. (1950).- A revision of the fur mites Myobiidae (Acarina). Bull. Mus. nat. Hist. Nat., 22 (4): 462-479.

LUKOSCHUS, F.S. y DRIESSEN, F.M. (1971).- Amorphacarus parvisetosus spec. nov. (Myobiidae, Trombidiformes), from Neomys fodiens Pennant (Soricidae).

Tijdschrift. voor Entomologie, 114 (4): 163-172.

FAIN, A (1974).- Observations sur les Myobiidae parasites des Rongeurs. Evolution parallèle hotes-parasites (Acariens: Trombidiformes).

Acarologia 16 (3): 441-475.

FAIN, A. y LUKOSCHUS, F.S. (1977).- Nouvelles observations sur les Myobiidae parasites des Rongeurs (Acarina: Prostigmates).

Acta Zool. Path. Anverp., 69: 11-98

JAMESON, E.W. (1948).- Myobiid mites (Acarina: Myobiinae) from shrews (Mammalia: Soricidae) of Eastern North America J. Parasitol., 34: 336-342.

Psorergatidae

FAIN, A.; LUKOSCHUS, F.S. y HALLMANN, P. (1966).- Le genre Psorergates chez les Murides. Description de trois espèces

nouvelles (Psorergatidae: Trombidiformes).

Acarologia 8 (2): 251-274.

LUKOSCHUS, F.S., FAIN, A. Y . BEAUJEAN, M.M.J. (1967).- Beschreibung neuere Psorergates Artem: (Psorergatidae: Trombidiformes). Tijdschrift. voor Entomol., 110: 131-181

Mesostigmata

EVANS, G.O. y TILL, W.M.- Studies on the British Dermanyssidae (Acari: Mesostigmata). Part II. Classification.

Trustees of the British Museum (Nat. Hist.), London , 1966.

TIPTON, V.J. (1960).- The genus Laelaps. With a Review of the Laelaptinae and a New Subfamily Alphalaelaptinae (Acarina: Laelaptidae).

University of California Publications in Entomology 16 (6): 233-356.

II.2.3. METODOS PARA EL ESTUDIO DE LOS HONGOS PARASITOS

II.2.3.1. MEDIOS DE CULTIVO

En nuestro caso hemos utilizado el BACTO-SABOURAUD DEXTROSE AGAR 0109-01 de Difco. (Agar glucosado de Sabouraud):

Neopeptone, Difco (neopeptona de Difco).....	10 g
Bacto-Dextrose (dextrosa)	40 g
Bacto-Agar (agar)	15 g

El Bacto-Sabouraud Dextrose Agar (agar glucosado de Sabouraud) es una modificación del agar con dextrosa descrito por Sabouraud. Pruebas comparativas han demostrado que la Neopeptone de Difco es una fuente de nitrógeno muy satisfactoria para el desarrollo de hongos, en particular los asociados con infecciones de la piel y sus faneras.

Preparación del medio de cultivo standar

Para rehidratar el medio, se suspenden 65 gramos de Bacto-Sabouraud Dextrose Agar en 1000 ml de agua destilada fría y se calienta hasta el punto de bullición para disolver el medio por completo. Se esteriliza en autoclave durante 20 minutos a una presión de 1 atm.. La reacción final del medio será de un pH de 5,6.

Dicho medio no contiene ningún agente selectivo y depende por completo de la reacción ácida, pH 5,6, para el desarrollo selectivo de hongos sobre bacterias.

Al medio de cultivo utilizado, se le ha añadido en unos casos antifúngico y en otros antibiótico, para evitar el crecimiento en las placas de bacterias o de hongos saprofitos.

a) Adicionado de antifúngico

Debe estar en la cantidad de 15-30 ppm. Para ello, en un erlenmeyer a 100 cc de agua destilada le añadimos 2 gr de NIPAGIN y 1 gr de NIPASOL.

. Se lleva a disolución añadiendo NaOH (16%) gota a gota hasta disolución completa, ayudandonos con un agitador magnético.

. Se lleva el erlenmeyer a una probeta, y se añade H₂O destilada hasta 200 ml.

. Quedará por ml.:

0,01 gr NIPAGIN

0,005 gr NIPASOL

. A cada litro de medio de cultivo, se le añade 1,5 ml de solución de antifúngico.

. El antifúngico se añade al medio de cultivo una vez esterilizado éste. Se debe mezclar bien.

b) Adicionado de antibiótico

Por cada litro de medio de cultivo se añaden 0,02 gr de ampici-
lina (antibiótico de amplio espectro), que se pesan en balanza de

precisión y se añaden al medio de cultivo una vez éste está esterilizado. Se debe esperar para añadirlo, a que el medio no esté muy caliente.

Una vez añadidos al medio de cultivo el antifúngico y el antibiótico, se reparte éste en placas de Petri. Las utilizadas por nosotros han sido placas de plástico desechables.

Se preparan dos placas de medio de cultivo con antifúngico y 2 placas de medio de cultivo con antibiótico. Una para incubar a temperatura ambiente y una para incubar a 37° C en estufa.

II.2.3.2. SIEMBRA

La siembra se ha realizado por diversos procedimientos:

A) Siembra directa de porciones de piel, pelos y ácaros.

Los pelos aislados de diversas partes del cuerpo del animal se han sembrado directamente sobre la placa de Petri.

Cuando el parasitismo por ácaros estaba localizado se han sembrado pelos de las regiones parasitadas en distintas placas de Petri.

Si el parasitismo no era localizado, se han recogido muestras de pelo de distintas partes del animal y se han sembrado en una única placa.

Cuando el parasitismo por una determinada especie acarina era intenso, se ha procedido también a la siembra de ácaros. Esta siembra se ha realizado de formas distintas:

- a) Siembra directa de los ejemplares aislados
- b) Siembra de los ácaros después de proceder a un lavado de los mismos con agua destilada.

De esta forma se ha pretendido diferenciar los hongos procedentes del tubo digestivo del ácaro de los adheridos a la superficie de su cuerpo.

B) Siembra mediante escobillón

En este caso la siembra se ha realizado pasando por la superficie del medio de cultivo un escobillón que había sido pasado previamente por toda la superficie del cuerpo del animal.

En cada placa de Petri hemos seguido un "protocolo": se ha marcado con el número del animal anotado en las fichas de las que ya hemos hablado anteriormente, y se ha indicado asimismo si el medio llevaba antifúngico (AF) ó antibiótico (AB) incorporado. Se ha seguido una clave para saber de que lugar del cuerpo se había sembrado, y mediante qué procedimiento. Así:

- a : siembra de pelos a temperatura ambiente
- a' : siembra de pelos a 37º C en estufa
- b : Siembra de ácaros a temperatura ambiente
- b' : siembra de ácaros a 37º C en estufa
- c : siembra de ácaros lavados con agua destilada a temperatura ambiente
- c' : siembra de ácaros lavados con agua destilada a 37º C en estufa
- d : siembra con escobillón a temperatura ambiente
- d' : siembra con escobillón a 37º C en estufa
- C : cabeza y nuca
- DA: dorso anterior
- DP: dorso posterior
- RV: región ventral
- D : dorso entero
- T : todo el cuerpo

Por ejemplo 80042302 AF RV b' : segundo animal capturado el 23-4-80, sembrado en medio de cultivo - antifúngico los ácaros de la región ventral e incubado a 37º C en estufa.

II.2.3.3 IDENTIFICACION DE LOS HONGOS AISLADOS

La clasificación e identificación de los hongos aislados se ha realizado a partir de las descripciones contenidas en los siguientes trabajos:

Penicillium:

RAPER, K.B. y THOM, C. (1968).- A manual of the Penicillia. Williams y Wilkins Co. Baltimore, 875 pp.

Aspergillus:

RAPER, K.B. y FENNEL, D.I. (1965).- The genus Aspergillus. Williams y Wilkins Co. Baltimore, 686 pp.

Cephalosporium:

GAMS, W. (1961).- Cephalosporium. Artige schirmelpilze (Hyphomycetes). G. Fischer (Ed.) Stuttgart, 262 pp.

Fusarium

BOOTH, C. (1971).- The genus Fusarium C.M.I., Kew, 157 pp.

Trichoderma

RIFAI, M.A. (1969). A revision of the genus Trichoderma. Mycol. Pop. n° 116, Kew, 56 pp.

Dermatophytes: Chrysosporium, Trichophyton, Microsporum:

REDELL, G. y TAPLIN, D. (1979).- Dermatophytes their recognition and identification. Univ. of Miami Press. Coral Gables Florida, 124 pp.

Mucorales: Mucor, Rhizopus, Absidia, Circinella:

ZYCHA, H. y STEPMEANN, R. (1969).- Mucorales J. Cramer Lehre Germany, 354 pp.

Alternaria:

JOLY, P. (1964).- Le genre Alternaria.
 Encycl. Mycol., 33: 250 pp.

Cladosporium:

VRIES, G.A. (1952).- De contribution to the acknodlegment to
 the genus Cladosporium.
 Baarn., Reprint J. Crammer Lehre, 124 pp.

Paecilomyces

SAMSON, R.A. (1974).- Paecilomyces and some allied Hyphomycetes.
 Stud. Mycol. n^o 6 Baarn, 119 pp.

Generales:

ARX, J.A. von (1974).- The genera of fungi sporulating in pure
 culture.

J. Cramer, 2nd-edition, Germany, 315 pp.

BARNETT, H.L. (1960).- Illustrated genera of imperfect fungi.
 Burgess Publ. Co. Minneapolis, E.E.U.U., 225 pp.

ELLIS, M.B. (1971).- Dermatiaceous Hyphomycetes.
 C.M.I. Kew, 608 pp.

ELLIS, M.B. (1976).- More dematiaceous Hyphomycetes.
 C.M.I. Kew, 507 pp.

III. RESULTADOS

III.1. ESPECIES ACARINAS AISLADAS

Las especies de ácaros aislados en el conjunto de animales capturados han sido:

- ASTIGMATA:

- . Anoetidae: formas hipopiales
- . Glycyphagidae: hipopus del grupo hypudaei
Lophioglyphus liciosus Volgui, 1964
Oryteroxenus soricis (Oudemans, 1915)
Xenoryctes brameri (Michael, 1866)
X. punctatus Fain, 1968
- . Myocoptidae: Myocoptes japonensis japonensis Radford, 1955
M. musculus (Koch, 1844)
Trichoecius romboutsii (Van Eynhoven, 1946)
T. tenax (Michael, 1889)
- . Listrophoridae: Afrolistrophorus apodemi Fain, 1970
Listrophorus sp., Pagenstecher 1861
Listrophorus occitanus Fain y Portús, 1978

- MESOSTIGMATA:

- . Dermanyssidae: Eulaelaps stabularis (Koch, 1836)
Haemogamasus sp. (Kolenati, 1858)
H. hirsutosimilis Willman, 1952
H. horridus Michael, 1892
H. nidi Michael, 1892
Hirstionyssus sp. Fonseca, 1948
H. latiscutatus (de Meillon y Lavoipierre, 1944)
Laelaps sp. Koch, 1836
L. agilis Koch, 1836
L. clethrionomydis Lange, 1955
L. kochi Oudemans, 1936
L. lemni Grube, 1851
L. muris (Ljungh, 1799)

. Otros Mesostigmata

- PROSTIGMATA

- . Demodecidae: Demodex sp. Owen, 1842
- . Myobiidae: Amorphacarus parvisetosus Lukoschus y Driessen, 1971
Crocidurobia michaeli (Poppe, 1896)
Myobia (Myobia) multivaga Poppe, 1908
M. (M.) musculi (Schrank, 1781)
Radfordia sp. Ewing, 1938
R. (Radfordia) affinis (Poppe, 1896)
R. (Microtomyobia) lemnina clethrionomydis Fain y Lukoschus, 1977
R. (M.) lemnina lemnina (Koch, 1841)
Protomyobia claparedei ssp. (Poppe, 1896)
- . Psoregatiidae: Psoregates (Psoregates) apodemi Fain y col., 1966
P. (P.) auricola Lukoschus y col., 1967
P. (P.) pitymydis Lukoschus y col., 1967
- . Trombiculidae

III.1.1. DISTRIBUCION EN LAS DIVERSAS ESPECIES DE MICROMAMIFEROS CAPTURADOS.

Las especies de ácaros aislados en cada uno de los hospedadores han sido:

O. INSECTIVORA

- . F. Soricidae
 Esp. Crocidura russula

- MESOSTIGMATA

- PROSTIGMATA

. Myobiidae:

Crocidurobia michaeli (Poppe, 1896)

. Trombiculidae

Esp.: Neomys fodiens

- ASTIGMATA

. Anoetidae:

formas hipopiales

. Glycyphagidae:

hipopus del grupo hypudaeiOrycteroxenus soricis (Oudemans, 1915)Xenoryctes krameri (Michael, 1866)

. Myocoptidae:

Myocoptes japonensis japonensis Radford,
1955

- MESOSTIGMATA:

. Dermanyssidae:

Eulaelaps stabularis (Koch, 1836)Haemogamasus sp. (Kolenati, 1858)H. hirsutosimilis Willman, 1952H. nidi Michael 1892Laelaps agilis Koch, 1836

. Otros Mesostigmata

- PROSTIGMATA

. Myobiidae:

Amorphacarus parvisetosus Lukoschus y
Driessen, 1971

. Trombiculidae

Esp.: Sorex araneus

- ASTIGMATA

. Anoetidae:

formas hipopiales

. Glycyphagidae:

hipopus del grupo hypudadei

Orycteroxenus soricis (Oudemans, 1915)

Xenoryctes krameri (Michael, 1886)

X. punctatus Fain, 1968

- MESOSTIGMATA

. Dermanyssidae:

Haemogamasus sp. (Kolenati, 1858)

Hirtionyssus sp. Fonseca, 1948

. Otros Mesostigmata

- PROSTIGMATA

. Myobiidae:

Protomyobia claperedei ssp. (Poppe, 1896)

. Trombiculidae

Esp.: Sorex minutus

- ASTIGMATA

. Glycyphagidae:

hipopus del grupo hypudaei

Orycteroxenus soricis (Oudemans, 1915)

Xenoreyctes krameri (Michael, 1886)

- MESOSTIGMATA

O. RODENTIA

. F. Microtidae

Esp.: Arvicola terrestris

- ASTIGMATA

. Glycyphagidae:

hipopus del grupo hypudaei

. Listrophoridae:

Listrophorus occitanus Fain y Portús,
1978

- MESOSTIGMATA

. Dermanyssidae:

Hirstionyssus sp. Fonseca, 1948Laelaps sp. Koch, 1836L. Kochi Koch, 1836L. muris (Ljungh, 1799)

. Otros Mesostigmata

Esp.: Clethrionomys glareolus

- ASTIGMATA

. Anoetidae:

formas hipopiales

. Glycyphagidae:

hipopus del grupo hypudaeiOrycteroxenus soricis (Oudemans, 1915)Xenoryctes krameri (Michael, 1886)

. Myocoptidae:

Myocoptes japonensis japonensis Radford,
1955

Trichoecius tenax (Michael, 1889)

. Listrophoridae:

Listrophorus sp. Pagenstecher, 1861

- MESOSTIGMATA

. Dermanyssidae:

Eulaelaps stabularis (Koch, 1836)

Haemogamasus sp. (Kolenati, 1858)

H. horridus Michael, 1892

H. nidi Michael, 1892

Hirstionyssus sp. Fonseca, 1948

Laelaps sp. Koch, 1836

L. agilis Koch, 1836

L. clethrionomydis Lange, 1955

. Otros Mesostigmata

- PROSTIGMATA

. Myobiidae:

Radfordia (Microtimyobia) lemnina clethrionomydis Fain y Lukoschus, 1977

. Psoregatidae:

Psoregates (Psoregates) pitymydis Lukoschus y col., 1967.

. Trombiculidae

Esp.: Microtus agrestis

- ASTIGMATA

. Glycyphagidae:

hipopus del grupo hypudaei

. Listrophoridae:

Listrophorus sp. Pagenstecher, 1861

- MESOSTIGMATA

. Dermanyssidae:

Eulaelaps stabularis (Koch, 1836)Haemogamasus sp. (Kolenati, 1858)H. nidi Michael, 1892Laelaps sp. Koch, 1836L. lemni Grube, 1851

. Otros Mesostigmata

- PROSTIGMATA

. Myobiidae:

Radfordia (Microtomyobia) lemnia lemnia
(Koch, 1841).

. Trombiculidae

Esp.: Pitymys duodecimcostatus

- ASTIGMATA

. Glycyphagidae:

hipopus del grupo hypudaei

. Myocoptidae:

Myocoptes japonensis japonensis Radford,
1955Trichoecius tenax (Michael, 1889)

. Listrophoridae:

Listrophorus occitanus Fain y Portús, 1978

- MESOSTIGMATA

- PROSTIGMATA

. Psoregatiidae:

Psoregates (Psoregates) auricola Lukoschus
y col., 1967

P. (P.) pitymydis Lukoschus y col., 1967

. Fam. Muridae

Esp. Apodemus sylvaticus

- ASTIGMATA

. Anoetidae:

formas hipopiales

. Glycyphagidae:

Hipopus del grupo hypudaei

Lophioglyphus liciosus Volgui, 1964

Kenoryctes krameri (Michael, 1886)

. Listrophoridae:

Afrolistrophorus apodemi Fain, 1970

Listrophorus sp. Pagenstecher, 1861

- MESOSTIGMATA

. Dermanyssidae:

Eulaelaps stabularis (Koch, 1836)

Haemogamasus nidi Michael, 1892

Hirstionyssus sp. Fonseca, 1948

Laelaps agilis Koch, 1836

. Otros Mesostigmata

- PROSTIGMATA

. Demodecidae:

Demodex sp. Owen, 1842

. Myobiidae:

Myobia (Myobia) multivaga Poppe, 1908M. (M.) musculi (Schrank, 1781)

. Psoregatidae:

Psoregates (Psoregates) apodemi Fain y col., 1966

. Trombiculidae

Esp.: Mus musculus

a) - peridoméstico

- ASTIGMATA

. Myocoptidae:

Myocoptes musculus (Koch, 1844)

- MESOSTIGMATA

. Dermanyssidae:

Hirstionyssus laticutatus (de Meillon y La-voipierre, 1944)

. Otros Mesostigmata

- PROSTIGMATA

. Demodecidae:

Demodex sp. Owen, 1842

. Myobiidae:

Myobia (Myobia) musculi (Schrank, 1781)Radfordia (Radfordia) affinis (Poppe, 1896)

. Trombiculidae

b) - de laboratorio, blanco

- ASTIGMATA

. Myocoptidae:

Myocoptes musculus Koch, 1844

- PROSTIGMATA

. Myobiidae:

Myobia (Myobia) musculi (Schrank, 1781)Radfordia (Radfordia) affinis (Poppe, 1896)

c) - de estabulario, gris

- ASTIGMATA

. Myocoptidae:

Trichoecius romboutsii (Van Eynhoven, 1946)Esp.: Rattus norvegicus

- PROSTIGMATA

. Myobiidae:

Radfordia sp. Ewing, 1938

. Trombiculidae

La repartición y frecuencia de las diversas familias y grupos de Acarina sobre los animales capturados se indica en el cuadro nº 4.

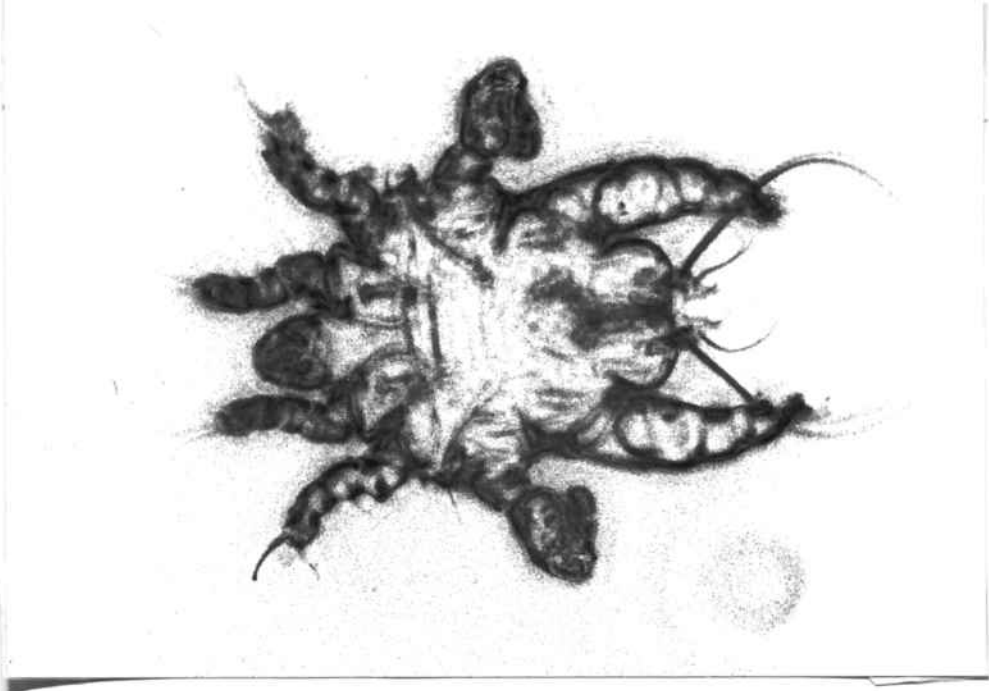
La intensidad del parasitismo por los diversos grupos de ácaros establecidos en el capítulo I.3.2.1. se indica en el cuadro nº 5. En él viene expresado el porcentaje de individuos de cada una de las especies que presentó una intensidad global de parasitismo de $\frac{+}{-}$, ++, +++, o +++++, por cada uno de los grupos de ácaros anteriormente citados. A partir del mismo podemos ver que las mayores densidades acarinas se dieron, de una manera global, en Apodemus sylvaticus. Cabe destacar, sin embargo, los elevados porcentajes de ejemplares de Mus musculus y Pitymys duodecimcostatus que presentaron una tasa alta de parasitismo por ácaros pilícolas.

	Anoetidae	Glycyphagidae	Myocoptidae	Listrophoridae	Dermanyssidae	Otros Mesostigmata	Demodecidae	Myobiidae	Psoregatidae	Trombiculidae	Nº huéspedes parasitados	Nº huéspedes examinados
<u>Crocidura russula</u>	0	0	0	0	0	1	0	4	0	3	4	4
<u>Neomys fodiens</u>	13	20	1	0	7	16	0	6	0	16	22	22
<u>Sorex araneus</u>	5	14	0	0	6	10	0	2	0	5	17	19
<u>S. minutus</u>	0	2	0	0	0	2	0	0	0	0	2	2
<u>Arvicola terrestris</u>	0	1	0	1	1	1	0	0	0	0	1	1
<u>Clethrionomys glareolus</u>	4	15	10	15	9	11	0	9	1	20	21	21
<u>Microtus agrestis</u>	0	1	0	2	2	1	0	1	0	2	2	2
<u>Pitymys duodecimcostatus</u>	0	8	9	10	0	5	0	0	6	0	11	11
<u>Apodemus sylvaticus</u>	1	12	0	10	21	8	5	14	4	27	34	35
<u>Mus musculus</u>												
. peridoméstico	0	0	8	0	1	2	1	4	0	3	9	10
. laboratorio, blanco	0	0	30	0	0	0	0	6	0	0	30	30
. estabulario, gris	0	0	1	0	0	0	0	0	0	0	1	2
<u>Rattus norvegicus</u>	0	0	0	0	0	0	1	0	0	1	1	2

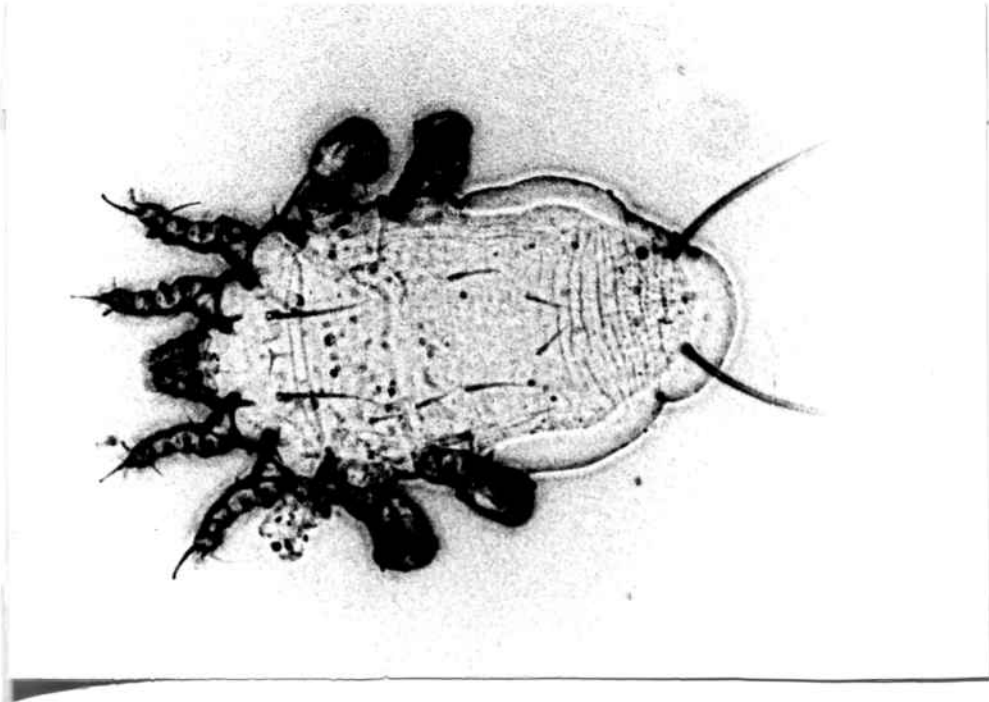
Cuadro nº 4 .- Número de animales parasitados por las diversas familias de Acarina

	ENDOFOLICULARES, INTRADERMICOS Y SUBCUTANEOS						EPICUTANEOS						PILICOLAS					
	-	±	+	++	+++	++++	-	±	+	++	+++	++++	-	±	+	++	+++	++++
<u>Crocidura russula</u>	100	0	0	0	0	0	0	0	50	25	25	0	35	25	0	0	0	0
<u>Neomys fodiens</u>	100	0	0	0	0	0	18	70	14	4	0	0	0	45	50	4	0	0
<u>Sorex araneus</u>	100	0	0	0	0	0	68	32	0	0	0	0	10	58	26	5	0	0
<u>S. minutus</u>	100	0	0	0	0	0	100	0	0	0	0	0	0	50	50	0	0	0
<u>Arvicola terrestris</u>	100	0	0	0	0	0	100	0	0	0	0	0	0	0	100	0	0	0
<u>Clethrionomys glareolus</u>	95	0	5	0	0	0	0	29	38	29	5	0	0	38	38	14	9	0
<u>Microtus agrestis</u>	100	0	0	0	0	0	0	0	50	50	0	0	0	50	0	50	0	0
<u>Pitymys duodecimcostatus</u>	36	9	27	27	0	0	100	0	0	0	0	0	0	0	18	45	27	9
<u>Apodemus sylvaticus</u>	69	0	14	6	6	6	14	31	20	31	3	0	20	29	26	14	6	6
<u>Mus musculus</u>																		
. peridoméstico	90	0	10	0	0	0	60	0	20	10	10	0	20	20	10	50	0	0
. laboratorio blanco	100	0	0	0	0	0	80	10	10	0	0	0	0	13	30	7	33	17
. estabulario gris	100	0	0	0	0	0	100	0	0	0	0	0	50	50	0	0	0	0
<u>Rattus norvegicus</u>	100	0	0	0	0	0	50	50	0	0	0	0	100	0	0	0	0	0

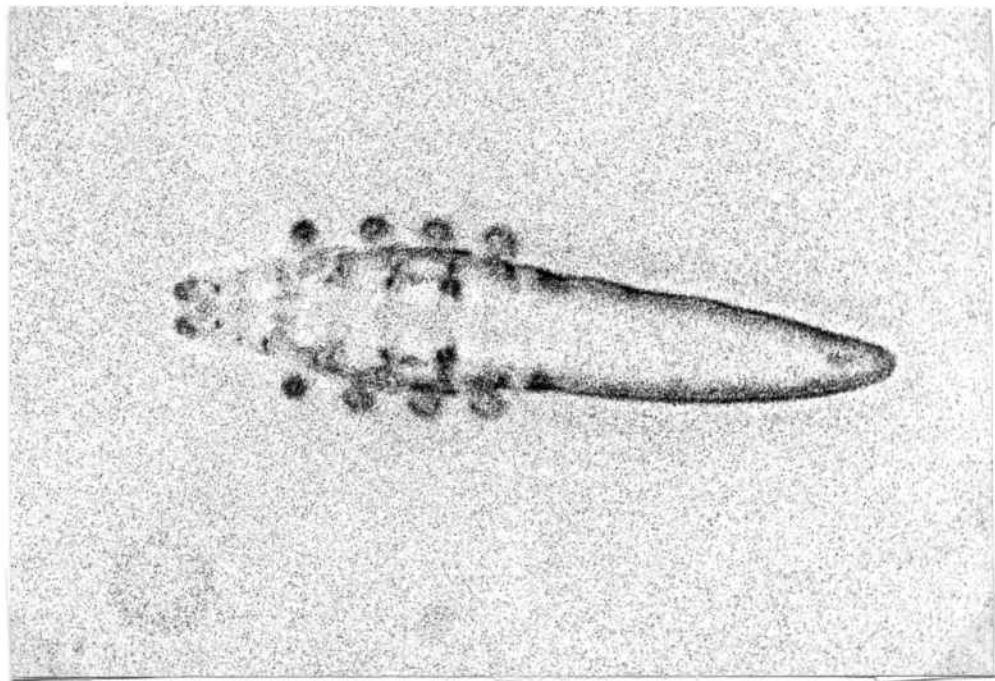
Cuadro nº 5.- Intensidad del parasitismo por los diversos grupos de ácaros en los sistintos hospedadores.
Las cifras indican porcentajes de animales parasitados.



Miocoptes musculus ♂



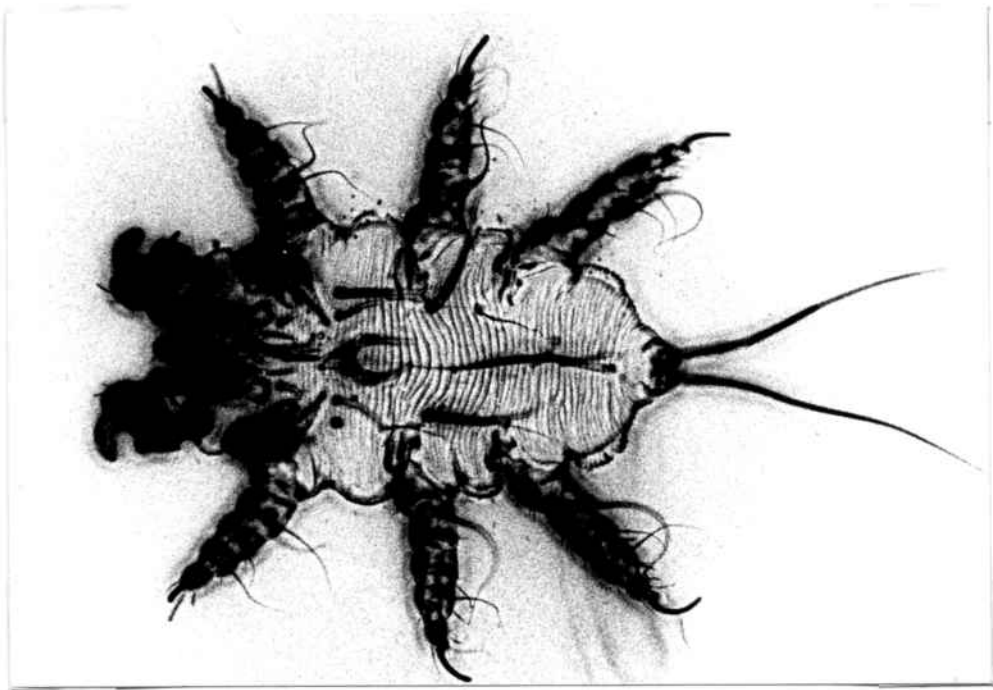
Miocoptes musculus ♀



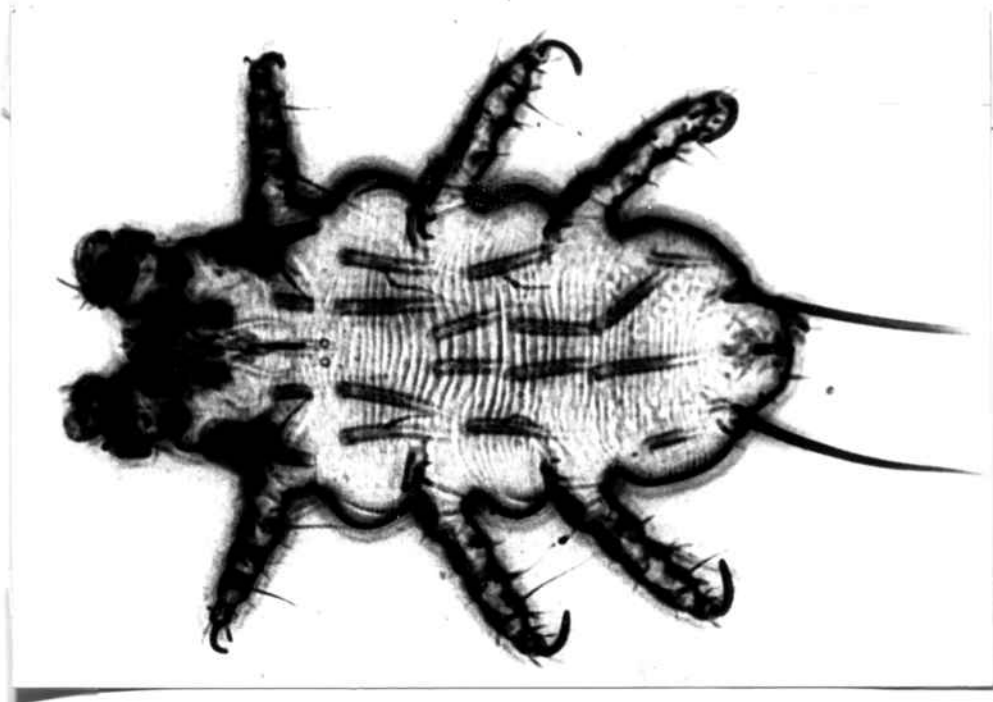
Demodex sp. ♀



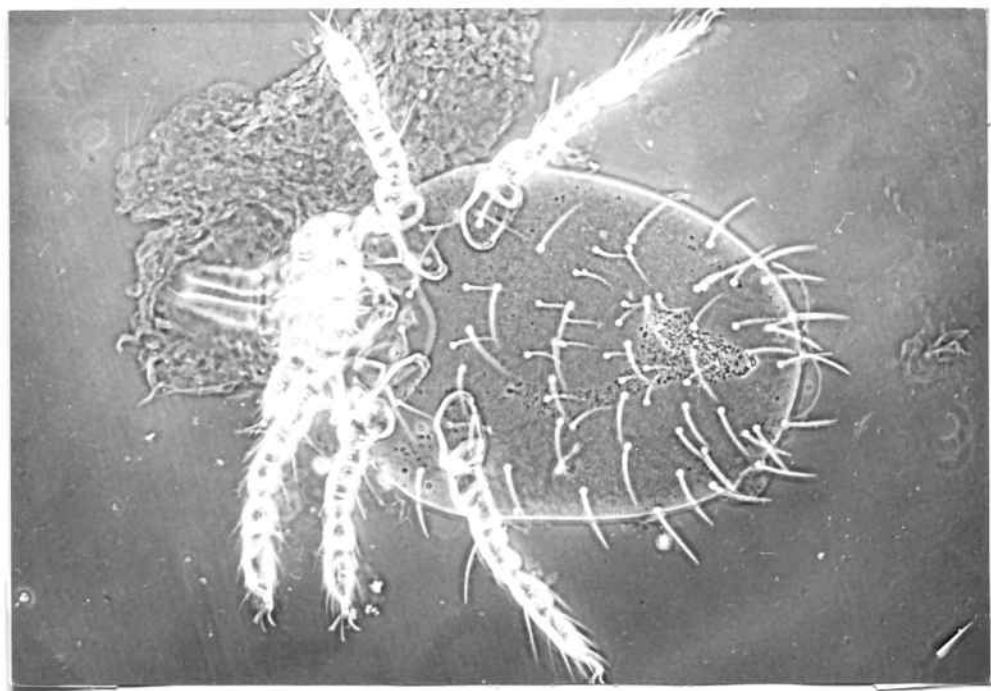
Afrolistrophorus apodemi ♂



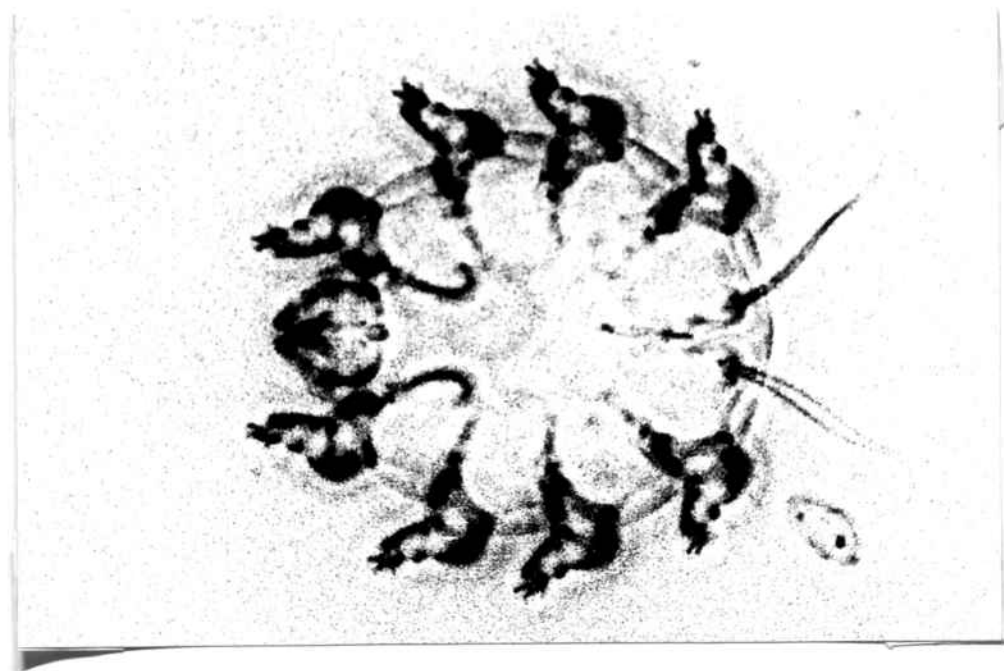
Myobia (M.) musculi ♂



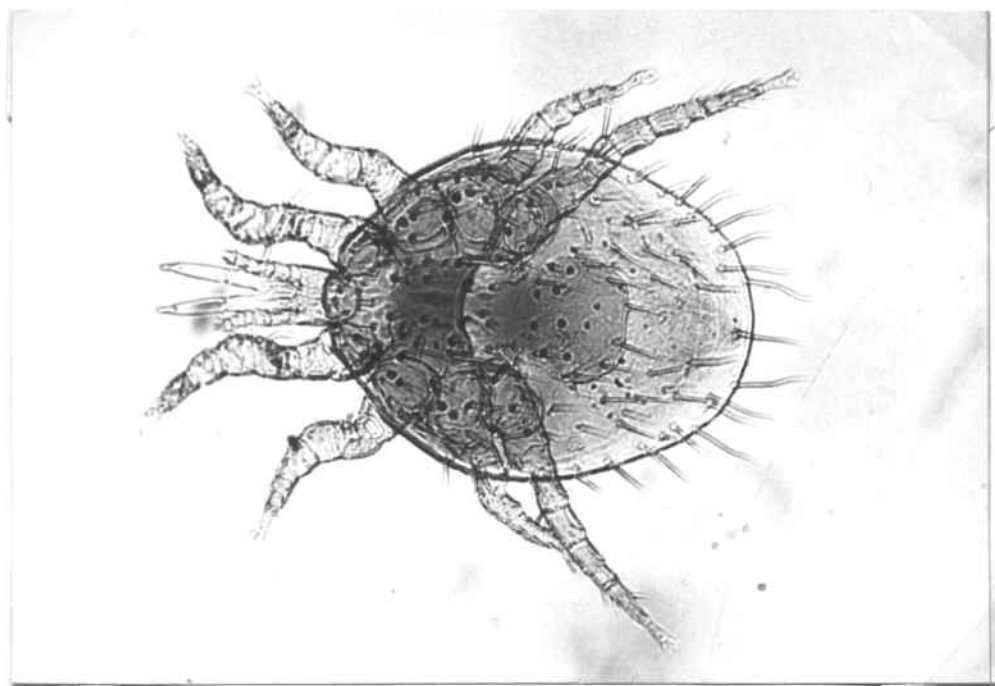
Myobia (M.) musculi ♀



Larva de trombicúlido



Psoregates (P.) apodemi ♀



Laelaps agilis ♀

III.2. ESPECIES FUNGICAS AISLADAS

Las especies de hongos aislados en el conjunto de animales capturados han sido:

- Género Absidia

- . Absidia corymbifera (Cohn) Saccardo Y Trotter, 1912

- Género Alternaria

- . Alternaria tenuis Nees, 1821

- Género Arthrinium

- . Arthrinium sp. Kunze ex. Fresenius, 1832
- . A. sphaerospermum (Corda) Ellis, 1965

- Género Aspergillus

- . Aspergillus sp. Mich ex. Fresenius, 1832
- . A. amsterlodami (Mang) Church y Thom, 1926
- . A. chevalieri (Mang) Thom y Church, 1941
- . A. clavatus Desmazières, 1834
- . A. flavus Link ex. Fresenius, 1809
- . A. fumigatus Fresenius, 1863
- . A. niger van Thiegemmen, 1867
- . A. niveus Blochwitz, 1929
- . A. ochraceus Wilhelm, 1877
- . A. terreus Thom, 1918
- . A. ustus (Bain.) Thom y Church, 1926
- . A. versicolor (Vuillemin) Tiraboschi, 1926

- Género Aureobasidium

- . Aureobasidium pullulans (de Bary) Arnaud, 1918

- Género Bahusakala
 - . Bahusakala olivaceo-nigra (Berck. y Br.) Subramanian, 1958
- Género Botrytis
 - . Botrytis cinerea Persoon, 1801
- Género Cephalosporium
 - . Cephalosporium sp. Corda, 1839
 - . C. roseum Oudemans, 1884 (= Acremonium roseum (Oud.) Gams, 1971)
- Género Chrysosporium
 - . Chrysosporium tropicum Carmichael, 1962
- Género Circinella
 - . Circinella sp. van Tieghem y Le Monnier, 1873
 - . Circinella circinelloides van Tieghem & Le Monnier, 1873 (= Mucor circinelloides van Tieghem, 1875)
- Género Cladosporium
 - . Cladosporium sp. Link, 1816
 - . C. cladosporioides (Fres.) de Vries, 1952
 - . C. herbarum Link ex. Fresenius, 1832
 - . C. sphaerospermum Penzig, 1882
- Género Epicoccum
 - . Epicoccum purpurrescens Ehrnb ex. schlecht, 1894
- Género Fusarium
 - . Fusarium moniliforme Sheld, 1809
- Género Geotrichum
 - . Geotrichum candidum Link, 1809

- Género Gilmaniella

- . Gilmaniella humicola Barron, 1964

- Género Mucor

- . Mucor sp. Michaelis ex. Fresenius, 1832
- . Mucor mucedo (L.) Fresenius, 1850
- . Mucor plumbeus Bonorden, 1876 (= Mucor spinosus van Tieghem, 1876)

- Género Paecilomyces

- . Paecilomyces sp. Bainier, 1907
- . P. varioti Bainier, 1907

- Género Penicillium

- . Penicillium sp. Link, 1809
- . P. canescens Soop, 1930
- . P. carneo-lutescens Smith, 1939
- . P. chrysogenum Thom, 1910
- . P. citreo-viride Biourge, 1923
- . P. citrinum Thom, 1910
- . P. claviforme Bainier, 1905
- . P. corylophilum Direcky, 1901
- . P. cyaneum (B. & S.) Biourge, 1923
- . P. cyclopium Westling, 1911
- . P. decumbens Thom, 1910
- . P. fellutanum Biourge, 1923
- . P. frequentans Westling, 1811
- . P. kapuscinskii Zaleski, 1927
- . P. lanosum Westling, 1930
- . P. lilacinum Thom, 1910
- . P. martensii Biourge, 1923
- . P. meleagrinum, Biourge, 1923
- . P. ochro-chloron Biourge, 1923
- . P. palitans Westling, 1911
- . P. purpurogenum Stoll, 1904

- . P. steckii Zaleski, 1927
 - . P. terrestre Jensen, 1912
 - . P. variabile Sopp, 1912
 - . P. velutinum van Beyma, 1935
 - . P. viridicatum Westling, 1911
- Género Phoma
 - . Phoma herbarum Westend, 1880
 - Género Rhizopus
 - . Rhizopus nigricans Ehrenberg, 1810
 - Género Stachybotrys
 - . Stachybotrys atra Corda, 1837
 - Género Trichoderma
 - . Trichoderma viride Pers. ex. S.F. Gray, 1821
 - Género Trichophyton
 - . Trichophyton mentagrophytes (Robin) Blanchard, 1896

III.2.1. DISTRIBUCION EN LAS DIVERSAS ESPECIES DE MICROMAMIFEROS CAPTURADOS.

Las especies de hongos aisladas en cada uno de los hospedadores han sido:

Orden INSECTIVORA

Fam. Soricidae:

Esp. Crocidura russula

Género Absidia

A. corymbifera (Cohn) Saccardo y Trotter, 1912

Género Alternaria

A. tenuis Nees, 1821

Género Arthriniium

A. sphaerospermum (Corda) Ellis, 1965

Género Aspergillus

A. clavatus Desmazières, 1834

A. flavus Link ex. Fresenius, 1809

A. fumigatus Fresenius, 1863

A. niger van Thiegemmen, 1867

A. ochraceus Wilhelm, 1877

Género Cladosporium

C. herbarum Link ex. Fresenius, 1832

Género Gilmaniella

G. humicola Barron, 1964

Género Mucor

M. mucedo (L.) Fresenius, 1850

M. plumbeus Bonorden, 1876 (= M. spinosus van Thieghem, 1876)

Género Penicillium

P. chrysogenum Thom, 1910

P. corylophilum Diercky, 1901

Género Trichoderma

T. viride Pers. ex. S.F. Gray, 1821

Esp.: Neomys fodiens

Género Alternaria

Alternaria tenuis Nees, 1821

Género Aspergillus

A. chevalieri (Mang) Thom y Church, 1941

A. ochraceus Wilhelm, 1877

Género Aureobasidium

A. pullulans (de Bary) Arnaud, 1918

Género Cephalosporium

Cephalosporium sp. Corda, 1839

Género Cladosporium

C. cladosporioides (Fres) de Vries, 1952

C. herbarum Link ex. Fresenius, 1832

C. sphaerospermum Penzig, 1882

Género Mucor

M. plumbeus Bodoorden, 1876 (= M. spinosus van Thieghem, 1876)

Género Penicillium

P. canescens Sopp, 1930

P. carneo-lutescens Smith, 1939

P. chrysogenum Thom, 1910

P. citreo-viride Biourge, 1923

P. citrinum Thom, 1910

P. claviforme Bainier, 1905

P. corylophilum Diercky, 1901

P. fellutanum Biourge, 1923

P. martensii Biourge, 1923

P. ochro-chloron Biourge, 1923

P. steckii Zaleski, 1927

P. variable Sopp, 1912

P. velutinum van Beyma, 1935

P. viridicatum Westling, 1911

Género TrichodermaT. viride Pers. ex. S.F. Gray, 1821Esp.: Sorex araneusGénero AlternariaA. tenuis Nees, 1821Género ArthrimumA. sphaerospermum (Corda) Ellis, 1965Género AspergillusA. ochraceus Wilhelm, 1877Género CephalosporiumC. roseum Oudemans, 1844 (= Acremonium roseum (Oud.) Gams, 1971)Género CladosporiumC. herbarum Link ex. Fresenius, 1832Género FusariumF. moniliforme Sheld, 1809Género MucorM. plumbeus Bonorden, 1876 (= M. spinosus van Thieghem, 1876)Género PenicilliumP. carneo-lutescens Smith, 1939P. citro-viride Biourge, 1923P. claviforme Bainier, 1905P. corylophilum Diercky, 1901P. fellutanum Biourge, 1923P. martensii Biourge, 1923

P. ochro-chloron Biourge, 1923

P. variabile Sopp, 1912

P. velutinum van Beyma, 1935

P. viridicatum Westling, 1911

Género Rhizopus

R. nigricans Ehrenberg, 1810

Género Trichoderma

T. viride Pers. ex. S.F. Gray, 1821

Esp. Sorex minutus

Género Bahusakala

B. olivaceo-nigra (Berk. y Br.) Subramaniam, 1958

Género Cladosporium

C. herbarum Link ex. Fresenius, 1832

C. sphaerospermum Penzig, 1882

Género Mucor

M. plumbeus Bonorden, 1876 (= M. spinosus van Thieghem, 1876)

Género Paecilomyces

P. varioti Bainier, 1907

Género Trichoderma

T. viride Pers. ex. S.F. Gray, 1821

Orden RODENTIA

Fam. Microtidae

Esp. Arvicola terrestrisGénero MucorM. plumbeus Bonorden, 1876 (= M. spinosus van Thieghem, 1876)Esp.: Clethrionomys glareolusGénero AlternariaA. tenuis Nees, 1821Género ArthriniumArthrinium sp. Kunze ex. Fresenius, 1832Género AureobasidiumA. pullulans (de Bary) Arnaud, 1918Género CircinellaC. circinelloides van Tieghem y Le Monnier, 1873
(= Mucor circinelloides van Thieghem, 1875)Género CladosporiumC. herbarum Link ex. Fresenius, 1832Género EpicoccumE. purpurrescens Ehrnb ex. Schlecht, 1894Género MucorM. plumbeus Bonorden, 1876 (= M. spinosus van Thieghem, 1876)Género PenicilliumP. carneo-lutescens Smith, 1939P. chrysogenum Thom, 1910

- P. citreo-viride Biourge, 1923
- P. claviforme Bainier, 1905
- P. corylophilum Diercky, 1901
- P. cyaneum (B. y S.) Biourge, 1923
- P. cyclopium Westling, 1911
- P. decumbens Thom, 1910
- P. lanosum Westling, 1930
- P. ochro-chloron Biourge, 1923
- P. velutinum van Beyma, 1935
- P. viridicatum Westling, 1911

Género Rhizopus

- R. nigricans Ehrenberg, 1810

Género Trichoderma

- T. viride Pers. ex. S.F. Gray, 1821

Esp.: Microtus agrestis

Género Cladosporium

- C. herbarum Link ex. Fresenius, 1832

Género Penicillium

- P. citreo-viride Biourge, 1923
- P. ochro-chloron Biourge, 1923
- P. viridicatum Westling, 1911

Esp.: Pitymys duodecimcostatus

Género Alternaria

- A. tenuis Nees, 1821

Género Aspergillus

- A. clavatus Desmazières, 1834
- A. flavus Link ex. Fresenius, 1809
- A. fumigatus Fresenius, 1836

Género Aureobasidium

A. pullulans (de Bary) Arnaud, 1918

Género Cladosporium

C. cladosporium (Fres.) de Vries, 1952

C. herbarum Link ex. Fresenius, 1832

Género Mucor

M. plumbeus Bonorden, 1876 (= M. spinosus van Thieghem, 1876)

Género Paecilomyces

P. varioti Bainier, 1907

Género Penicillium

P. chrysogenum Thom, 1910

P. citreo-viride Biourge, 1923

P. citrinum Thom, 1910

P. corylophilum Diercky, 1901

P. frequentans Westling, 1811

P. lilacinum Thom, 1910

P. variable Sopp, 1912

P. velutinum van Beyma, 1935

Fam. Muridae

Esp.: Apodemus sylvaticus

Género Alternaria

A. tenuis Nees, 1821

Género Aspergillus

A. clavatus Desmazières, 1834

A. flavus Link ex. Fresenius, 1809

A. fumigatus Fresenius, 1836

A. niger van Thieghem, 1867

A. ochraceus Wilhelm, 1877

Género Aureobasidium

A. pullulans (de Bary) Arnaud, 1918

Género Bahusakala

B. olivaceo-nigra (Berk. y Br.) Subramaniam, 1958

Género Botrytis

B. cinerea Persoon, 1801

Género Chrysosporium

C. tropicum Carmichael, 1962

Género Cladosporium

C. cladosporioides (Fres.) de Vries, 1952

C. herbarum Link ex. Fr., 1832

C. sphaerospermum Penzig, 1882

Género Fusarium

F. moniliforme Sheld., 1809

Género Geotrichum

G. Candidum Link, 1809

Género Mucor

Mucor sp. Michaelis ex. Fresenius, 1832

Mucor mucedo (L.) Fresenius, 1850

M. plumbeus Bonorden, 1876 (= M. spinosus van Thieghem, 1876)

Género Paecilomyces

P. varioti Bainier, 1907

Género Penicillium

Penicillium sp. Link, 1939

P. carneo-lutescens Smith, 1939

- P. chrysogenum Thom, 1910
P. citreo-viride Biourge, 1923
P. claviforme Bainier, 1905
P. corylophilum Dierchy, 1901
P. cyclopium Westling, 1911
P. decumbens Thom, 1910
P. frequentans Westling, 1811
P. lanosum Westling, 1930
P. meleagrinum Biourge, 1923
P. purpurogenum Stoll, 1904
P. variabile Sopp, 1912
P. velutinum van Beyma, 1935
P. viridicatum Westling, 1911

Género Phoma

- P. herbarum Westend, 1880

Género Rhizopus

- R. nigricans Ehrenberg, 1810

Género Stachybotrys

- S. atra Corda, 1837

Género Trichoderma

- T. viride Pers. ex. S.F. Gray, 1821

Género Trichophyton

- T. mentagrophytes (Robin) Blanchard, 1896

Esp.: Mus musculus

. peridoméstico

Género Alternaria

- A. tenuis Nees, 1821

Género Aspergillus

- A. amsterlodami (Hang) Church y Thom, 1926
- A. flavus Link ex. Fresenius, 1809
- A. fumigatus Fresenius, 1863
- A. niger van Thieghem, 1867
- A. niveus Blochwitz, 1929
- A. ochraceus Wilhelm, 1877
- A. terreus Thom, 1918
- A. ustus (Bain) Thom y Church, 1926
- A. versicolor (Vuillemin) Tiraboschi, 1926

Género Aureobasidium

- A. pullulans (de Bary) Arnaud, 1918

Género Cephalosporium

- Cephalosporium sp. Corda, 1839

Género Cladosporium

- C. herbarum Link ex. Fresenius, 1832
- C. sphaerospermum Penzig, 1882

Género Fusarium

- F. moniliforme Sheld, 1809

Género Mucor

- Mucor sp. Michaelis ex. Fresenius, 1832
- M. plumbeus Bonorden, 1876 (= M. spinosus van Thieghem, 1876)

Género Penicillium

- P. carneo-lutescens Smith, 1939
- P. chrysogenum Thom, 1910
- P. citreo-viride Biourge, 1923
- P. corylophilum Diercky, 1901
- P. decumbens Thom, 1910
- P. frequentans Westling, 1811

- P. kapuscinskii Zaleski, 1927
- P. lilacinum Thom, 1910
- P. meleagrinum Biourgi, 1923
- P. purpurogenum Stoll, 1904
- P. terrestre Jensen, 1912
- P. viridicatum Westling, 1911

. de laboratorio, blanco

Género Alternaria

- A. tenuis Nees, 1821

Género Aspergillus

- A. amsterlodami (Mang) Church y Thom, 1926
- A. chevalieri (Mang) Thom y Church, 1941
- A. flavus Link ex. Fresenius, 1809
- A. niger van Thiegemmen, 1867
- A. niveus Blochwitz, 1929
- A. ochraceus Wilhelm, 1877

Género Aureobasidium

- A. pullulans (de Bary) Arnaud, 1918

Género Chrysosporium

- C. tropicum Carmichael, 1962

Género Cladosporium

- C. herbarum Link ex. Fresenius, 1832
- C. sphaerospermum Penzig, 1882

Género Paecilomyces

- P. varioti Bainier, 1907

Género Penicillium

- P. carneo-lutescens Smith, 1939
- P. chrysogenum Thom, 1910

- P. citreo-viride Biourge, 1923
P. cyaneum (B. y S.) Biourge, 1923
P. ochro-chloron Biourge, 1923
P. palitans Westling, 1911
P. velutinum van Beyma, 1935
P. viridicatum Westling, 1911

Género Trichoderma

- T. viride Pers. ex. S.F. Gray, 1821

Género Trichophyton

- T. mentagrophytes (Robin) Blanchard, 1896

. de estabulario, gris

Género Aspergillus

- Aspergillus sp. Michaelis ex. Fresenius, 1832

Género Circinella

- Circinella sp. van Thieghem y Le Monnier, 1873

Género Cladosporium

- Cladosporium sp. Link, 1816

Género Mucor

- Mucor sp. Michaelis ex. Fresenius, 1832

Género Paecilomyces

- Paecilomyces sp. Bainier, 1907

Género Penicillium

- Penicillium sp. Link, 1939

Esp.: Rattus norvegicus

Género Absidia

A. corymbifera (Cohn) Saccardo y Trotter, 1912

Género Aspergillus

A. terreus Thom, 1918

Género Cladosporium

C. herbarum Link ex. Fresenius, 1832

Género Mucor

M. plumbeus Bonorden, 1876 (= M. spinosus van Thieghem, 1876)

Género Penicillium

P. chrysogenum Thom, 1910

P. corylophilum Diercky, 1901

P. ochro-chloron Biourge, 1923

La repartición y frecuencia de los diversos géneros de hongos miceliarios sobre los animales capturados se indica en el cuadro nº 6.

Como resumen podemos indicar que la presencia de hongos se ha revelado en 149 de los 161 micromamíferos analizados.

La siembra se realizó mediante escobillón en 113 animales y siembra de pelo en 56.

A pesar de la frecuente presencia de hongos sobre los micromamíferos estudiados, tan sólo se detecta la presencia de dermatofitos en tres de ellos. Trichophyton mentagrophytes fué hallado sobre 3 ejemplares de A. sylvaticus, dos de ellos procedentes del Tibidabo (Barcelona) (nº 79111601 y 79111603) y el tercero capturado en Arrós (Valle de Arán) (nº 80101922). En el caso de los animales del Tibidabo se había realiza-

	Abidia	Alternaria	Arthrrium	Aspergillus	Aureobasidium	Banusaakala	Botrytis	Cephalosporium	Chrysosporium	Citrinella	Cladosporium	Epicoccum	Fusarium	Geotrichum	Glimanella	Mucor	Paeclomyces	Penicellium	Phoma	Rhizopus	Stachybotrys	Trichoderma	Trichophyton	Nº huéspedes parasitados	Nº huéspedes examinados	
<u>Crocidura russula</u>	1	1	1	3	0	0	0	0	0	0	3	0	0	0	3	3	0	1	0	0	0	1	0	4	4	
<u>Neomys fodiens</u>	0	1	0	2	2	0	0	1	0	0	18	0	0	0	0	18	0	21	0	0	0	5	0	22	22	
<u>Sorex araneus</u>	0	2	1	1	0	0	0	2	0	0	12	0	1	0	0	12	0	14	0	1	0	11	0	19	19	
<u>S. minutus</u>	0	0	0	0	0	1	0	0	0	0	2	0	0	0	0	2	1	0	0	0	0	2	0	2	2	
<u>Arvicola terrestris</u>	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	1	0	0	0	0	0	0	0	1	1	
<u>Clethrionomys glareolus</u>	0	2	1	0	2	0	0	0	0	1	12	1	0	0	0	12	0	16	0	1	0	3	0	21	21	
<u>Microtus agrestis</u>	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	2	0	0	0	0	0	0	2	0	0	0	0	0	2	2	
<u>Pitymys duodecimcostatus</u>	0	1	0	2	2	0	0	0	0	0	9	0	0	0	0	3	1	9	0	0	0	0	0	11	11	
<u>Apodemus sylvaticus</u>	0	8	0	8	1	2	1	0	1	0	19	0	4	3	0	12	1	28	2	1	1	4	3	34	35	
<u>Mus musculus</u>																										
. peridoméstico	0	2	0	8	2	0	0	1	0	0	8	0	1	0	0	6	0	8	0	0	0	0	0	0	8	10
. laboratorio, blanco	0	1	0	10	1	0	0	2	0	12	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	1	1	0	24	30
. estabulario, gris	0	0	0	1	0	0	0	1	1	0	1	0	0	0	0	1	1	2	0	0	0	0	0	0	2	2
<u>Rattus norvegicus</u>	1	0	0	1	0	0	0	0	0	0	1	0	0	0	0	2	0	1	0	0	0	0	0	0	2	2

Cuadro nº 6 .- Número de animales parasitados por los diversos géneros de hongos.

do siembras de pelo y en el último caso, la siembra se realizó con escobillón.

III.2.2. PARASITISMO POR HONGOS EN LOS ACAROS PILICOLAS

La siembra de ácaros (directa o después de un lavado con solución salina) se realizó en 8 casos, obteniéndose resultados positivos en 6 de ellos. En el cuadro nº 7 se indican las cepas fúngicas aisladas de los mismos así como las aisladas de su hospedador.

Cabe destacar la presencia de T. mentagrophytes en un cultivo. de ácaros lavados, habiendo resultado negativos a esta especie los cultivos de ácaros sin lavar y la siembra del escobillón pasado sobre la piel del hospedador, un ratón blanco de laboratorio (nº 80050704)

Cuadro nº: 7.-

Cepas fúngicas aisladas de los ácaros pilícolas cultivados y del pelo del animal hospedador.

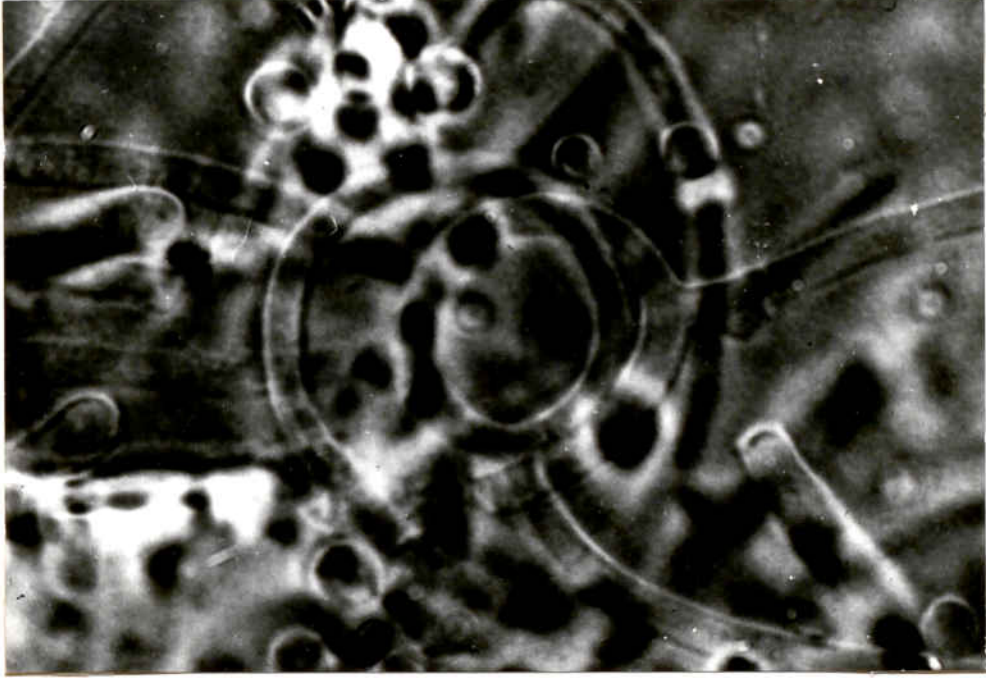
HOSPEDADOR	HONGOS AISLADOS DEL HOSPEDADOR	HONGOS AISLADOS DE ACAROS	
		SIEMBRA DIRECTA	SIEMBRA PREVIO LAVADO
<u>Mus musculus</u> · peridomástico 79120301	<u>A. fumigatus</u> <u>A. niger</u> <u>C. herbarum</u> <u>Mucor sp.</u> <u>P. chrysogenum</u>	<u>P. chrysogenum</u> <u>P. kapuscinskii</u>	<u>P. chrysogenum</u>
80020601	<u>A. tenuis</u> <u>A. fumigatus</u> <u>A. niveus</u> <u>A. terreus</u> <u>C. herbarum</u> <u>F. moniliforme</u> <u>M. plumbeus</u> <u>P. carneo-lutescens</u> <u>P. chrysogenum</u> <u>P. citro-viride</u> <u>P. corylophilum</u> <u>P. kapuscinskii</u> <u>P. terrestre</u> <u>P. lilacinum</u>	<u>A. flavus</u>	
8042602	<u>A. fumigatus</u> <u>A. niger</u> <u>C. herbarum</u> <u>M. plumbeus</u> <u>P. carneo-lutescens</u> <u>P. chrysogenum</u> <u>P. citreo-viride</u> <u>P. corylophilum</u> <u>P. decumbens</u> <u>P. frequentans</u>	<u>C. herbarum</u> <u>P. chrysogenum</u> <u>P. frequentans</u>	<u>P. carneo-lutescens</u> <u>P. chrysogenum</u> <u>P. decumbens</u> <u>P. frequentans</u>

.../

HOSPEDADOR	HONGOS AISLADOS DEL HOSPEDADOR	HONGOS AISLADOS DEL ACARO	
		SIEMBRA DIRECTA	SIEMBRA PREVIO LAVADO
Estación de estabulario blanco			
79110701	<u>A. niger</u> <u>C. herbarum</u>		
79110702	<u>A. niger</u>		
80031201	<u>A. niger</u> <u>A. niveus</u> <u>C. herbarum</u> <u>P. chrysogenum</u> <u>P. viridicatum</u>	<u>A. flavus</u> <u>A. niger</u> <u>P. carneo-lutescens</u> <u>P. chrysogenum</u> <u>T. viride</u>	
80031202	<u>A. niger</u> <u>A. pullulans</u> <u>C. herbarum</u> <u>P. chrysogenum</u>	<u>A. pullulans</u> <u>C. herbarum</u>	<u>P. carneo-lutescens</u>
80050704	<u>A. amsterlodami</u> <u>C. herbarum</u>	<u>C. sphaeroperum</u>	<u>T. mentagrophytes</u>



Desarrollo de las colonias
procedentes de las muestras



Hifas espiriladas y microaleuris-
 poras típicas de Trichophyton
mentagrophytes (x 1.000)



Colonia de Trichophyton
mentagrophytes

IV. DISCUSSION

IV. 1. PARASITISMO POR ACAROS EN LOS ANIMALES ANALIZADOS

Los resultados expuestos en el Capítulo III.1., muestran la alta frecuencia con que los ácaros fueron aislados sobre los animales analizados. Esta alta frecuencia de parasitismo coincide con las ya señaladas anteriormente (PORTUS y COLL, 1978; PORTUS y ROURA, 1978, 1979 y 1980).

Desde un punto de vista global, cabe destacar la ausencia de Miocóptidos, Listrofóridos, Demodécidos y Psorergátidos sobre todos los Insectívoros analizados, puesto que la presencia de Miocóptidos sobre un ejemplar único de Neomys fodiens debemos considerarla meramente accidental.

Es también digno de mención la ausencia de formas hipopiales sobre aquellos huéspedes de hábitats no campestres: Mus musculus (en sus diversas variedades) y Rattus norvegicus. Si bien la presencia de hipopus tanto pilícolas como endofoliculares ha sido repetidamente citada sobre el ratón campestre, Apodemus sylvaticus (FAIN, 1969; PORTUS y ROURA, 1980), ne hemos hallado en la bibliografía ninguna cita que hiciera referencia a la presencia de estas formas foréticas sobre el ratón casero, Mus musculus.

La razón de esta total ausencia de hipopus sobre los ratones de estabulario y comensales peridomésticos debe buscarse, a nuestro entender, en el carácter forético de estas formas acarinas. Puede, en un principio, parecer sorprendente la incapacidad de las deutoninfas hipopiales de Glicifágido, algunas de ellas muy eurixenas, para colonizar el pelaje del ratón casero; sin embargo la razón puede residir en la etología del hospedador y la misión biológica del hipopus. Los hipopus no son más que formas de diseminación de ácaros de vida libre, que, al requerir para su supervivencia unas condiciones ecológicas muy precisas, adquieren esta forma de resistencia que es

la encargada de colonizar nuevos hábitats. Las especies parásitas de micromamíferos son, en su mayoría, especies nidícolas y detritícolas en sus formas de vida libre; viven en el interior de la madriguera alimentándose de residuos vegetales y/o animales en semidescomposición. Al adquirir la forma hipopial se fijan al huésped y, éste les proporciona transporte y facilita así la colonización de nuevas madrigueras.

Esta función, únicamente "de transportista", del hospedador, es la causa de que Mus musculus no sea un huésped adecuado, ya que su carácter doméstico lo hace un transportista muy poco eficiente. Por otra parte es muy difícil su puesta en contacto con el ácaro a transportar.

A pesar de no ser este un trabajo faunístico, como consecuencia de este estudio puede ampliarse la lista de zooparásitos ibéricos (De acuerdo con el Índice-Catálogo de Zooparásitos ibéricos.- XII. Acaros. Publicaciones del C.S.I.C. (en prensa) con las siguientes especies:

Trichoecius romboutsii (Van Eyndhoven, 1946)

Haemogamasus hirsutosimilis Willman, 1952

Hirstionyssus latiscutatus (de Meillon y Lavoipierre, 1944)

Laelaps clethrionomydis Lange, 1955

Laelaps kochi Oudemans, 1936

Laelaps lemni Grube, 1851

Crocidurobia michaeli (Poppe, 1896)

Protomyobia claparedei (Poppe, 1896)

IV.2. PARASITISMO POR HONGOS EN LOS ANIMALES ANALIZADOS

Al observar los resultados obtenidos del estudio micológico de los 161 micromamíferos analizados, y expresados en el capítulo III.2.,

vemos que la repartición de las diversas especies de hongos aislados sobre los diferentes huéspedes ha sido totalmente aleatoria. Dicho carácter aleatorio no es de extrañar dada la función simplemente de vehículo que ejerce el micromamífero para la casi totalidad de los hongos aislados y el limitado número de huéspedes que ha sido posible analizar en un estudio de este tipo, necesariamente limitado. De ser posible incrementar el número de animales analizados en los diferentes biotopos, posiblemente se llegaría a hallar la existencia de alguna relación entre el tipo de biotopo y los hongos vehiculados.

Si es de destacar la baja incidencia de dermatofitos sobre los huéspedes estudiados, tanto en animales silvestres como en animales estabulados. En el Cuadro nº 8 se indica el porcentaje de animales parasitados por Trichophyton mentagrophytes y Microsporum persicolor (las dos especies presentes con mayor frecuencia sobre los micromamíferos) en distintos enclaves europeos, según los datos aportados por diferentes autores.

Sorprende en gran manera la ausencia total de Microsporum persicolor sobre la totalidad de micromamíferos estudiados por nosotros, máxime cuando es ésta la especie fúngica que infesta de una forma más regular a sus huéspedes naturales (C. glareolus y M. agrestis). A pesar de no ser muy elevado el número de topillos rojos capturado (21), creemos que es suficiente para haber podido detectar la presencia de M. persicolor en alguno de ellos. Sin embargo, dado el hecho de que la totalidad de los animales capturados procede de dos localidades próximas, Arrós y Salardú, ambas en el Valle de Arán, es posible que la causa de esta total negatividad radique en los reducidos límites de la zona prospectada en donde fué positiva la captura de estos microtidos.

La aparición de los dermatofitos en forma de pequeñas epidemias está perfectamente comprobado para T. mentagrophytes (MARIAT y cols., 1976) y es la causa de la discordancia en los resultados obtenidos en

	Presente estudio Cataluña		Alsacia (1)		Dijon (Francia) (2)		Grenoble (3)	Islas Británicas (4)	
	T.m.	M.p.	T.m.	M.p.	T.m.	M.p.	M.p.	T.m.	M.p.
<u>C. russula</u>	0	0	-	-	-	-	-	-	-
<u>N. fodiens</u>	0	0	-	-	-	-	-	0	0
<u>S. araneus</u>	0	0	-0,30	0,60	-	-	-	2,63	2,63
<u>S. minutus</u>	0	0	-	-	-	-	-	0	0
<u>A. terrestris</u>	0	0	-	-	-	-	-	0	0
<u>C. glareolus</u>	0	0	4,36	11,63	1,10	14,80	25,00	0	19,32
<u>M. agrastis</u>	0	0	10,64	14,89	14,80	14,80	-	0	8,69
<u>P. duodecimcostatus</u>	0	0	-	-	-	-	-	-	-
<u>A. sylvaticus</u>	8,57	0	10,95	3,50	9,20	1,90	1,72	4,69	3,12
<u>M. musculus</u>	0	0	-	-	-	-	-	0	0
peridoméstico	3,12	0	-	-	-	-	-	-	-
estabulario	0	0	-	-	-	-	-	-	-
<u>E. norvegicus</u>	0	0	-	-	-	-	-	4,17	4,17
Total huéspedes examinados	161		3.602		1.250		74	404	

(1) MARIST y col., (1976); (2) HOUIN y cols. (1973); (3) BADILLET y cols. (1972)

(4) ENGLISH (1967); ENGLISH y SOUTHERN (1967) y ENGLISH (1969)

T.m.: Trichophyton mentagrophytes M.p.: Microsporium persicolor

* El autor no indica la especie de que se trata; cita solamente "Campagnols"

CUADRO Nº 8.- Porcentaje de animales parasitados por T. mentagrophytes y M. persicolor según diversos autores. Comparación de nuestros resultados. Cuando el autor no cita un determinado huésped se indica con una raya.

diferentes encuestas, sobre todo cuando el número de animales capturados es bajo.

En el caso de animales estabulados también observamos un notable descenso en la positividad con relación a los datos hallados en la bibliografía; CABRITA Y PAVELA (1972) aislan T. mentagrophytes en 41 de 60 ratones de laboratorio analizados, sin que ninguno de ellos mostrara lesiones tiñosas. De todas maneras tampoco es de extrañar la baja incidencia hallada por nosotros, puesto que si este hongo se presenta en forma epidémica en los animales silvestres, con mayor razón deberá hacerlo en los estabulados cuyo contagio está mucho más favorecido.

IV.3. RELACION EXISTENTE ENTRE EL PARASITISMO POR ACAROS Y LA PRESENCIA DE DERMATOFITOS

De los tres Apodemus sylvaticus parasitados por T. mentagrophytes la intensidad del parasitismo por ácaros pilícolas (compuestos en su mayoría por Listroforidos) fué de ++++ para uno de ellos (79111603); de ++ para otro (79111601) y únicamente ± para el tercero. En el caso de Mus musculus se observó un intenso parasitismo (++++) por Myocoptes musculinus. A pesar de ello y a tenor de los resultados expresados en el Cuadro nº 5, la variable intensidad del parasitismo por ácaros hallada en unos y otros animales, así como el bajo número de animales hallados infestados por hongos, no permite, por el momento, establecer más que hipótesis sin datos objetivos que las apoyen.

La capacidad de los ácaros para vehicular hongos estaba ya en un principio fuera de toda duda y ha quedado además perfectamente demostrada con los resultados obtenidos a partir de su cultivo (Cuadro nº 6).

A pesar de que consideramos muy factible el que esta vehiculación pueda realizarse a través de las excretas del ácaro, creemos que la gran analogía existente entre los resultados obtenidos del cultivo directo de ácaros y del cultivo de ácaros previamente lavados, es consecuencia de una deficiencia o ineficacia del lavado más que al desarrollo de los hongos contenidos en su tubo digestivo.

La concomitancia hallada por ALLER GANCEDO et al. (1971) y PEREIRO MIGUENS et al. (1979) entre la aparición de brotes de tiña en ratones de estabulario y su parasitismo por Myocoptes musculinus puede ser debida, a nuestro entender, a una intensificación del parasitismo por ambos, consecuencia de un descenso de la capacidad de resistencia del huésped y rotura del equilibrio en la relación huésped - parásito. Este descenso en la capacidad de resistencia del hospedador podría ser debido a la presencia de algún otro tipo de enfermedad, a un cuadro inmunodeficitario o a un estado de mal nutrición. En efecto, estos dermatofitos son considerados por algunos (CABRITA y PAVELLA, 1972) como simples comensales de sus huéspedes naturales y la presencia de tiñas en estos se dá en casos muy esporádicos.

El parasitismo por MIOCÓPTIDOS cursa también, normalmente, de forma asintomática y la presencia de lesiones sarnosas se dá únicamente cuando el animal presenta un debilitamiento general, consecuencia de una enfermedad concomitante o de una deficiencia alimentaria (FAIN, MOUNTING y LUKOSCHUS, 1970).

Un cuadro de este tipo puede ser, por lo tanto, el causante de la manifestación de una tiña, producida por hongos normalmente comensales, lo mismo que de una sarna causada por ácaros de patogeneidad normalmente nula o poco acentuada.

Aun cuando es posible que cualquiera de los parásitos anteriormente mencionados, una vez establecido pueda ayudar a la creación del cuadro patógeno del otro, pensamos que su concomitancia será debida a un origen común más que a un proceso causa - efecto.

V. CONCLUSIONES

Este estudio, orientado a la búsqueda del papel ejercido por los Acaros en la vehiculación de micosis cutáneas en Roedores, nos ha permitido realizar una serie de observaciones de carácter general que, a modo de conclusiones, son expuestas a continuación:

1. Con relación al parasitismos por ácaros:

a) El parasitismo por ácaros es constante en todos los micromamíferos estudiados. Cabe destacar, sin embargo, la absoluta ausencia de Miocóptidos, Listrofóridos, Demodécidos y Psoregátidos sobre todos los Insectívoros analizados.

b) La presencia de formas hipopiales es nula en aquellas especies de hábitats no campestres (Mus musculus y Rattus norvegicus). Esta incapacidad de las deutoninfas de glicifárido para colonizar el pelo de estos micromamíferos es, a nuestro entender, de tipo ecológico. En efecto, el carácter forético de la asociación micromamífero - hipopus conlleva el que los roedores peridomésticos no sean huéspedes adecuados para glicifáridos nidícolas, que utilizan al roedor únicamente como medio de transporte.

c) A pesar de no ser este un trabajo faunístico, el estudio de las diversas especies de Acarina aislados permite ampliar la lista de zooparásitos ibéricos con las siguientes especies:

Trichoecius romboutsii (Van Eyndhoven, 1946)

Haemogamasus hirsutosimilis Willman, 1952

Hirstionyssus laticutatus (de Meillon y Lavoipierre, 1944)

Laelaps clethrionomydis Lange, 1955

Laelaps kochi Oudemans, 1936

Laelaps lemni Grube, 1851

Crocidurobia michaeli (Poppe, 1896)

Protomyobia claparedei (Poppe, 1896)

2. Con relación al parasitismo por hongos:

a) La repartición de las diversas especies de hongos sobre los micromamíferos capturados ha sido totalmente aleatoria, debido a

la función simplemente vehiculadora que realiza el animal para la mayoría de ellas.

b) La presencia de dermatofitos ha sido baja. De las dos especies más frecuentes en Europa: Trichophyton mentagrophytes y Microsporum persicolor, se han aislado 4 cepas de la primera y ninguna de la segunda.

T. mentagrophytes ha sido aislado 3 veces de su huésped natural Apodemus sylvaticus, lo que representa una frecuencia del 8,57%, frecuencia que es similar a la obtenida por otros autores.

c) La absoluta negatividad en el aislamiento de M. persicolor puede tener su implicación en el hecho de que las capturas de los huéspedes naturales (C. glareolus y M. agrestis) se han realizado, en su totalidad, sobre una zona geográficamente aislada (Valle de Arán).

3. Referentes a la relación ácaros - dermatofitos

a) Los ácaros pueden actuar como vectores mecánicos de hongos en general, y de dermatofitos en particular, como lo prueba el hecho de haber aislado una cepa de T. mentagrophytes de Micoóptidos procedentes de un ratón blanco de laboratorio.

b) El carácter comensal que presenta, la mayoría de veces, T. mentagrophytes sobre sus huéspedes naturales, nos lleva a considerar que la concomitancia observada por algunos en la aparición de tiña y sarna en ratones debe ser consecuencia de una causa común desencadenante (muy probablemente un descenso de la resistencia del hospedador) más que de un proceso causa-efecto.

VI. BIBLIOGRAFIA

- 1 - AJELLO (L.) y SHU-LAN Y. CHENG, 1967.- A new geophilic Trichophyton. Mycologia, 59 (2): 255-263.
- 2 - ALLER GANCEDO (B.); MARTINEZ FERNANDEZ (A.) y CORDERO DEL CAMPILLO (M.), 1971.- Asociación de tricofitia (T. mentagrophytes) y acariasis (Myocoptes musculus) en una colonia de ratones. Tratamiento y control. Rev. Ib. Parasit., 31 (1/2): 31-39.
- 3 - ARX von (J.A.), 1974.- The genera of fungi sporulating in pure culture. J. Cramer, 2nd. edition, Germany, 315 pp.
- 4 - BADILLET (G.); GILOT (B.); PIETRINI (P.) y ESPINOSA VILLEGAS (M.E.), 1972.- Microsporum persicolor chez l'homme et chez l'animal. Bulletin Societé Française de Mycologie Médical, I (1) n.s.: 11-14.
- 5 - BARNETT (H.L.), 1960.- Illustrated genera of imperfect fungi. Burgess Publ. Co. Minneapolis, E.E.U.U., 225 pp.
- 6 - BENEDEK (T.), 1967.- Epidemiology of dermatomycosis transferable from animals to man. Mycopath. Mycol. Appl., 31: 342-348.
- 7 - BLANK (F.), 1957.- Favus of mice. Can. J. Microbiol., 3: 885-896.
- 8 - BLAS ARITIO (L.), 1974.- Guía de campo de los mamíferos españoles. 2^a ed. Ed. Omega, 201 pp.
- 9 - BOOTH (C.), 1971.- The genus Fusarium. C.M.I., Kew, 157 pp.
- 10 - BRINK, van den (F.H.) y BARRUEL (P.), 1971.- Guía de campo de los mamíferos salvajes de Europa occidental. Ed. Omega, 239 pp.
- 11 - BRÜHL (W.) y FUCHS (M.E.A.), 1973.- Schaben als Vektoren humanpathogener und toxinbildender Pilze. Mykosen 16 (6): 215-217.
- 12 - BUCHVALD (J.) y KLOBUŠICKÝ (M.), 1974.- Die Rolle der Insekten bei der Verbreitung der Trichophytie. Mykosen, 17 (11): 325-327.
- 13 - BWANGAMOI (D.), 1971.- British Veterinary Journal, 127: 30-33.
- 14 - CABRITA (J.) y PAVELA (H.H.), 1972.- Recherche de dermatophytes chez des animaux de laboratoire. Bull. Soc. Fn. Mycol. Med. n. s. I (1): 21-24.

- 15 - CALVO (M.A.), 1978.- Contribución al estudio de la microflora atmosférica de la ciudad de Barcelona. Tesis Doctoral. Universidad de Barcelona. Fac. Farmacia, 563 pp.
- 16 - CHATTERJEE (A.); CHATTOPADHYAY (D.); GUPTA (D.) y CHAKRABARTI (A.), 1980.- An unusual association of Trichophyton mentagrophytes and Demodex canis in a mongrel dog with multiple Kerions. Annals of Tropical Medicine and Parasitology 74 (1): 101-102
- 17 - CLARAMUNT (T.); GOSALBEZ (J.) y SANS-COMA (V.), 1975.- Nota sobre la biogeografía dels micromamífers a Catalunya. Bull. Inst. Cat. Hist. Nat., 39 (sec. Zool., 1): 27-40.
- 18 - COLL (M.C.), 1977.- Estudio del ectoparasitismo del lirón careto (Elyomis quercinus ophiusae Tomas) de la isla de Formentera. Tesina. Universidad de Barcelona. Fac. Farmacia, 104 pp.
- 19 - EICHLER (W.); ZLOTORZYCKA (J.); LUDWIG (H.W.) y STENRAM (H.), 1972.- The pigeon louse Columbicola columbae columbae. Augewandte Parasitologie, 13: 18 pp.
- 20 - ELLIS (M.B.), 1971.- Dematiaceous Hyphomycetes. C.M.I., Kew, 608 pp.
- 21 - ELLIS (M.B.), 1976.- More dematiaceous Hyphomycetes. C.M.I., Kew, 507 pp.
- 22 - ENGLISH (M.P.), 1966.- Trichophyton persicolor infection in the field vole and pipestrelle bat. Sabouradia, 4: 219-222.
- 23 - ENGLISH (M.P.), 1967.- The nature of Trichophyton persicolor infection in the bank vole and the interpretation of the results of sampling techniques. Sabouradia, 5 (4): 295-301.
- 24 - ENGLISH (M.P.), 1967.- Ringworm in wild mammals. J. Zool. Lond.: 153-556.
- 25 - ENGLISH (M.P.), 1969.- Ringworm in wild mammals, further studies. J. Zool. Lond.: 195-515.
- 26 - ENGLISH (M.P.) y SOUTHERN (H.N.), 1967.- Trichophyton persicolor infection in a population of small wild animals. Sabouradia, 5 (4): 302-309.

- 27 - ERRINGTON (P.L.), 1942.- Observations on a fungus skin disease of Cowamuskrats: J. Am. Vet. Med. Ass., 3: 195-201.
- 28 - EVANS (G.O.) y TILL (W.M.), 1966.- Studies on the British Dermanyssidae (Acari: Mesostigmata). Part II. Clasificación. Trustees of the British Museum (Nat. Hist.), Londres.
- 29 - FAIN (A.), 1969.- Les deutonymphes hypopiales vivant en association phorétique sur les mammifères (Acarina: Sarcoptiformes). Bull. Inst. Sci. nat. Belg., 45 (33): 1-262.
- 30 - FAIN (A.), 1970.- Diagnoses de nouveaux Lobalgides et Listrophorides (Acarina: Sarcoptiformes). Rev. Zool. Bot. Afr., 81 (3-4): 271-300.
- 31 - FAIN (A.), 1974.- Observations sur les Myobiidae parasites des Rongeurs. Evolution parallèle hôtes-parasites (Acariens: Trombidiformes). Acarologie, 16 (3): 441-475.
- 32 - FAIN (A.) y LUKOSCHUS (F.S.), 1977.- Nouvelles observations sur les Myobiidae parasites des Rongeurs (Acarina: Prostigmates). Acta Zool. Path. Anverp., 69: 11-98.
- 33 - FAIN (A.), LUKOSCHUS (F.S.) y HALLMANN (P.), 1966.- Le genre Psoregates chez les Murides. Description de trois espèces nouvelles (Psoregatidae: Trombidiformes): Acarologia, 8 (2): 251-274.
- 34 - FAIN (A.), MUNTING (A.J.) y LUKOSCHUS (F.), 1970.- Les Myocoptidae parasites des Rongeurs en Hollande et Belgique (Acarina: Sarcoptiformes). Acta Zool. Path. Anverp., 50: 167-172.
- 35 - FAIN (A.) y PORTUS (M.), 1978.- Listrophorus occitanus n.sp. (Acari, Astigmata, Listrophoridae) parasite de Microtidae de France et d'Espagne. Bull. Am. Soc. r. belge Ent., 114: 319-322.
- 36 - FELIU JOSE (C.), 1975.- Análisis parasito-ecológicos de los micromamíferos de Formentera (islas Pitiusas). Tesina. Universidad de Barcelona, Fac. Farmacia, 187 pp.

- 37 - FELIU JOSE (C.), 1980.- Contribución al conocimiento de la helmintofauna de micromamíferos ibéricos. Helmintos de Gliridae y Muridae (Rodentia). Tesis Doctoral. Universidad de Barcelona. Fac. Farmacia, 556 pp.
- 38 - FUCHS (M.E.A.), 1976.- Zur verbreitung humanpathogener und toxinbildender Pilze durch Schaben. Zeitschrift für Angewandte Entomologie 82 (1): 89-93.
- 39 - GAMS (W.), 1961.- Cephalosporium - Artige schirmelpilze (Hyphomycetes). G. Fischer (Ed.) Stuttgart, 262 pp.
- 40 - GOSALBEZ (J.), 1976.- Contribución al conocimiento de los roedores del Nordeste de la Península Ibérica y su interés biológico. Tesis Doctoral. Universidad de Barcelona. Fac. Biología, 442 pp.
- 41 - GRIFFITHS (D.A.), HODSON (A.C.) y CHRISTENSEN (C.M.), 1959.- Grain storage fungi associated with mites. J. Econ. Entomol., 52: 514-518.
- 42 - GRIN (E.) y OZEGOVIC (L.), 1960.- Dermatofitije ljudi y zivotinja. Beograd. Lagreb.
- 43 - GUARRO ARTIGAS (J.), 1977.- Estudio taxonómico de la microflora presente en los almidones de uso doméstico. Tesis Doctoral. Universidad de Barcelona. Fac. Farmacia, 256.
- 44 - GUGNANI (J.), SHRWASTAU (J.B.) y GUPTA (N.P.), 1967.- Occurrence of Arthropoderma simii in soil and on hair of small mammals. Sa-bouradia, 6 (1): 77-80.
- 45 - HAJSIG (M.) y ČUTURIĆ (S.), 1968.- Befund der Haarmilbe Myocoptes musculus C.L. Koch in einer Zucht von weissen Mäusen und ihre etwaige Rolle bei der Verbreitung der Dermatophytie. Mykosen, 12: 243-244.
- 46 - HAJSIG (M.) y ŽUKOVIĆ (M.), 1961.- Izolacija Trichophyton verrucosum s usi i pausi goveda, t istrazivanje ut jecaja dezinskeje na toK trichofitije. Vet. Arb. (Zagreb), 31 (9/10): 225-228.
- 47 - HOUIN (R.); LE FICHOUX (Y.); PUEL (F.) y CAMPANA-ROUGET (Y.), 1973.- Etude mycologique de petits mammifères de l'est de la France. Bull. Soc. Fran. Mycol. Med., 11: 161-164.

- 48 - HOUIN (R.); ROUGET-CAMPANA (Y.); LE FICHOUX (Y.); LANCASTRE (F.); BAZIN (J.C.); DENIAU (M.) y BOLOGNINI (J.), 1972.- Isolation de Trichophyton mentagrophytes (Robin) Blanchard, 1869, Nannizzia persicolor Stockdale 1967 et Trichophyton terrestre Durcie et Frey 1957, du pilaje de rongeur. Ann. Paras. hum. comp., 47 (3): 421-429.
Ann. Paras. hum. comp., 47 (3): 421-429.
- 49 - ITO (K.); RIETH (H.); HANSEN (P.) y ELFIKI (A.Y.), 1959.- Läuse als Überträger von Dermatomykosen bei Mäusen und ihre Vernichtung durch Gammexan. Bull. Pharm. Res. Inst. Osaka, 20: 23-24.
- 50 - JAMESON (E.W.), 1948.- Myobiidae mites (Acarina: Myobiinae) from schrews (Mammalia: Soricidae) of Eastern North America. J. Parasitol., 34: 336-342.
- 51 - JOLY (P.), 1964.- Le genre "Alternaria". Encycl. Mycol., 33: 250 pp.
- 52 - KAMYSZEK (F.), 1978.- Ectoparasites as vectors of skin mycosis. Wiadomości Parazytologiczne: 24 (5): 609-615.
- 53 - KAMYSZEK (F.), 1979.- Role of sucking and biting lice in the transmission of dermatomycosis in cattle: pp. 129-130 de: Zakład Higieny Weterynaryjnej. Poznań, Poland.
- 54 - KAMYSZEK (F.) y TRATWAL (Z.), 1977.- Ectoparasites in pigs and cattle. IV. Influence of diseases caused by skin parasites on gain in neight in cattle. Wiadomości Parazytologiczne, 23 (4): 425-430.
- 55 - KAPLAN (W.), GEORG, LUCILLE (K.) y AJELLO (L.), 1958.- Recent developments in animal ringworm and their public health implications. Am. N.Y. Acad.Sci., 70: 638-649.
- 56 - KNUDTSON (W.U.) Y ROBERSTSTAD (G.W.), 1970.- The isolation of keratinophilic fungi from soil and wild animals in south Dakota. Mycopath. et Mycol. appl., 40 (3-4): 309-323.

- 57 - LUKOSCHUS (F.S.) y DRIESSEN (F.M.), 1971.- Amorphacarus parvisetosus spec. nov. (Myobiidae, Trombidiformes), from Neomys fodiens Pennant (Soricidae). Tijdschrift. voor Entomologie, 114 (4): 163-172.
- 58 - LUKOSCHUS (F.S.); FAIN (A.) y BEAUJEAN (M.M.J.), 1967.- Beschreibung neure Psoregates Artem (Psoregatiidae: Trombidiformes). Tijdschrift. voor Entomol., 110: 131-181.
- 59 - LUSTGRAFF (B.v.d.), 1978.- Ecological relationships between Xerophilic fungi and house-dust mites (Acarida: Pyroglyphidae). Oecologia, 33: 351-359.
- 60 - MARIAT (F.); CHATELAIN (J.) y ROUFFAUD (M.A.), 1976.- Etude sur la contamination par les champignons dermatophytes d'une population de petits mammifères sauvages en Alsace. Mycopath., 58: 71-78.
- 61 - MARPLES (M.J.), 1967.- Non-domestic animals in New Zealand. Med. J., 66: 299-302.
- 62 - MAS-COMA (S.), 1974.- Contribución al estudio de la helmintofauna de micromamíferos ibéricos. Tesina. Universidad de Barcelona. Fac. Farmacia, 241 pp.
- 63 - MAS-COMA (S.), 1976.- Contribución al conocimiento de la helmintofauna de micromamíferos de España. Tesis Doctoral. Universidad de Barcelona. Fac. Farmacia, 527 pp.
- 64 - McKEEVER (S.); KAPLAN (W.) y AJELLO (L.), 1958.- Ringworm fungi of large wild mammals in south western Georgia and north western Florida. Am. J. Vet. Res., 19: 973-975.
- 65 - McKEEVER (S.); MENGES (R.W.); KAPLAN (W.) y AJELLO (L.), 1958.- Ringworm fungi of feral rodents in south western Georgia. Am. J. Vet. Res., 19: 969-972.
- 66 - METHIANU (T.), LUCAIS (A.) y BROUCHET (E.), 1966.- Favid ringworm in the turkey from a new dermatophyte. Mycopath. Mycol. Appl., 30 (1): 22-30.

- 67 - OTČENÁŠEK (M.) y DVORAK (J.), 1962.- The isolation of Trichophyton terrestre and other keratinophilic fungi from small mammals of south eastern Moravia. Sabouradia, 2: 11-113.
- 68 - OTČENÁŠEK (M.), HUBÁLEK (Z.) y SIXL (W.), 1980.- Survey of Dermatophytes in the hair of small mammals from Austria. Folia Parasitologica, 27 (1): 83-87.
- 69 - PEREIRO MIGUENS (M.), SANMARTIN DURAN (M.) y PEREIRO FERREIROS (M.), 1979.- Aislamiento del Trichophyton mentagrophytes en animales de laboratorio. II Congreso Nacional de Parasitología. León. Octubre, 1979: 182 .
- 70 - PEREIRO MIGUENS (M.) y FERREIROS ESPINOSA (M.), 1979.- Dermatophytes isolated in our clinic of Santiago de Compostela (Spain) in the last 27 years. Mykosen, 23 (8).
- 71 - PINETTI (R.), LOSTIA (A.) y TARANTINO (F.), 1974.- The role played by flies in the transmission of the human and animal dermatophytic infection. Mycopath. and Mycol. Applicata, 54 (1): 131-134.
- 72 - PORTUS (M.) y COLL (M.C.).- Estudio del ectoparasitismo del lirón careto (Eliomys quercinus ophiusae Thomas) de la isla de Formentera. II Reunión de la A.P.E. Madrid. Octubre, 1978.
- 73 - PORTUS (M.); FAIN (A.) y LUKOSCHUS (F.S.), 1980.- Listrophorus mediterraneus spec. nov. (Acarina: Listrophoridae) from mediterranean rodents. Rev. Ib. Parasitol., 40 (2): 247-250
- 74 - PORTUS (M.) y ROURA (E.), 1978.- Contribución al conocimiento de los ácaros pilícolas de roedores españoles. II Reunión de la A.P.E., Madrid. Octubre, 1978.
- 75 - PORTUS (M.) y ROURA (E.), 1979.- Los Miocóptidos parásitos de micromamíferos de Cataluña e islas Baleares. II Congreso Nacional de Parasitología. León. Octubre, 1979: 129.
- 76 - PORTUS (M.) y ROURA (E.), 1980.- Le parasitisme par Acariens chez Apodemus sylvaticus. XIII Reunión de la S.A.L.F., Barcelona, Septiembre, 1980.

- 77 - RADFORD (Ch.D.), 1950.- A revision of the fur mites Myobiidae (Acarina). Bull. Mus. nat. Hist. Nat., 22 (2): 219-223.
- 78 - RADFORD (Ch.D.), 1950.- A revision of the fur mites Myobiidae (Acarina). Bull. Mus. nat. Hist. Nat., 22 (4): 462-479.
- 79 - RAPER (K.B.) y FENNEL (D.I.), 1965.- The genus Aspergillus. Williams y Wilkins Co. Baltimore, 686 pp.
- 80 - RAPER (K.B.) y THOM (C.), 1968.- A manual of the Penicillia. Williams y Wilkins Co. Baltimore, 875 pp.
- 81 - REDELL (G.) y TAPLIN (D.), 1979.- Dermatophytes their recognition and identification. Univ. of Miami Press. Coral Gables Florida, 124 pp.
- 82 - REES (R.G.), 1967.- Keratinophilic fungi from Queensland. I. Isolations from animal hair and scales. Sabouradia, 5: 165-172.
- 83 - REES (R.G.), 1967.- Keratinophilic fungi from Queensland. II. Isolations from feathers of wild birds. Sabouradia, 6 (1): 14-18.
- 84 - RIFAI (M.A.), 1969.- A revision of the genus Trichoderma. Mycol. Pop. n^o 116, Kew, 56 pp.
- 85 - ROSET de la IGLESIA (F.), 1979.- Contribución al conocimiento de la helmintofauna de micromamíferos subterráneos del nordeste de la Península Ibérica. Tesina. Universidad de Barcelona. Fac. Biología, 218 pp.
- 86 - SAMSON (R.A.), 1974.- Paecilomyces and some allied Hyphomycetes. Stud. Mycol., n^o 6 Baarn, 119 pp.
- 87 - SANS-COMA (V.), 1975.- Contribución al conocimiento de los micromamíferos del nordeste de la Península ibérica. Insectívoros y roedores en las egagropilas de Tyto alba. Tesis Doctoral. Universidad de Barcelona. Fac. Ciencias (Sección Biológicas). 336 pp.
- 88 - SMITH (J.M.B.), 1968.- Animal mycosis in New Zealand. Mycopath. Mycol. Appl., 34: 323-336.

- 89 - TAYLOR (W.W.); RADCLIFFE (Jr.); VAN PEENEN (P.F.D.), 1964.- A survey of small Egyptian mammals for pathogenic fungi. Sabouraudia, 3 (2): 140-142.
- 90 - TIPTON (V.J.), 1960.- The genus Laelaps. With a Review of the Laelaptinae and a new Subfamily Alphalaelaptinae (Acarina: Laelaptidae). University of California. Publications in Entomology, 16 (6): 233-356.
- 91 - VRIES (G.A.), 1952.- De contribution to the acknowledgement to the genus Cladosporium. Baarn., Reprint J. Crammer Lehre, 124 pp.
- 92 - ZYCHA (H.) y STEPMEANN (R.), 1969.- Mucorales. J. Crammer Lehre. Germany, 354 pp.