

Tesis de Posgrado

Deterioro fúngico en pieles curtidas de chinchilla

Capelli, Carlos Alberto

1980

Tesis presentada para obtener el grado de Doctor en Ciencias Biológicas de la Universidad de Buenos Aires

Este documento forma parte de la colección de tesis doctorales y de maestría de la Biblioteca Central Dr. Luis Federico Leloir, disponible en digital.bl.fcen.uba.ar. Su utilización debe ser acompañada por la cita bibliográfica con reconocimiento de la fuente.

This document is part of the doctoral theses collection of the Central Library Dr. Luis Federico Leloir, available in digital.bl.fcen.uba.ar. It should be used accompanied by the corresponding citation acknowledging the source.

Cita tipo APA:

Capelli, Carlos Alberto. (1980). Deterioro fúngico en pieles curtidas de chinchilla. Facultad de Ciencias Exactas y Naturales. Universidad de Buenos Aires.
http://digital.bl.fcen.uba.ar/Download/Tesis/Tesis_1663_Capelli.pdf

Cita tipo Chicago:

Capelli, Carlos Alberto. "Deterioro fúngico en pieles curtidas de chinchilla". Tesis de Doctor. Facultad de Ciencias Exactas y Naturales. Universidad de Buenos Aires. 1980.
http://digital.bl.fcen.uba.ar/Download/Tesis/Tesis_1663_Capelli.pdf

FE DE ERRATAS

- Agradecimientos penúltimo renglón
dice: "biología" debe decir: Mi
- 3° pág falta último renglón
debe decir: 3-6 Resumen de los
último renglón
no existe punto aparte. continua con pág 4
32 renglón
dice: 1-1 al 1-2 debe decir: 1-1 al 1-12
- pág 15/16/17 5° columna (papel alargamiento)
falta : mm
- pág 16 6° columna (alargamiento real)
falta : cm
- pág 27 6 renglón
dice : cresillo debe decir : cresilo
- pág 31 esquema 2
las cruces superiores e inferiores de las cinco probetas no van
- pág 53 19 renglón
dice : guepeni debe decir :
- pág 56 36 renglón
dice : 179,8% debe decir : 79,8%
- pág 63 1° cuadro 3° columna
dice : 600 debe decir: 395
- pág 66 último renglón
continua con pág 67
- pág 69 falta renglón 15
dice: Según la presencia o no de las zonas tenemos estas configura-
ciones:
- pág 77 28 renglón
dice: Ca. chryso-genum debe decir : P. chrysa
- pág 89 falta colocar:
arriba probeta 8 el símbolo 2
arriba probeta 12 el símbolo 3
-

Universidad de Buenos Aires

Facultad de Ciencias Exactas y Naturales

Tesis para optar al título de doctor en Ciencias Biológicas

"DETERIORO FUNGICO EN PIELES CURTIDAS DE CHINCHILLA"

Licenciado Carlos Alberto Capelli

Consejero de estudios y Director de Tesis

Dr. Jorge E. Wright

1663
Ej = 2

A mi esposa,
por su estímulo y paciencia.

Agradecimiento

- Al Dr. J. E. Wright por la dirección y corrección del presente trabajo, allanándome el camino al poner a mi disposición los elementos de su cátedra y biblioteca.
- Al Dr. J. De Carlo, profesor emérito de la Facultad de Ciencias Exactas y Naturales, por su precisa orientación en la parte histológica.
- A la Dra. E. Ancibor y a la Lic. L. Lauria de Cidre por sus consejos en las técnicas de tinción.
- A la Dirección Nacional de Energía Atómica y especialmente a la Dra. Norma Kaupert por la cooperación prestada en lo atinente a la esterilización del material.
- Al Lic. V. Vera y demás personal del C.I.T.E.C. (LEMIT) por permitirme utilizar las instalaciones del Instituto y por los consejos sobre la técnica empleada para los ensayos de ruptura del cuero.
- Al Servicio de Microscopía Electrónica de Barrido del Consejo Nacional de Investigaciones Científicas por poner a mi disposición el Microscopio Electrónico
- Al personal del Laboratorio de Miología del Dto. de Ciencias Biológicas por su desinteresada ayuda.



INDICE

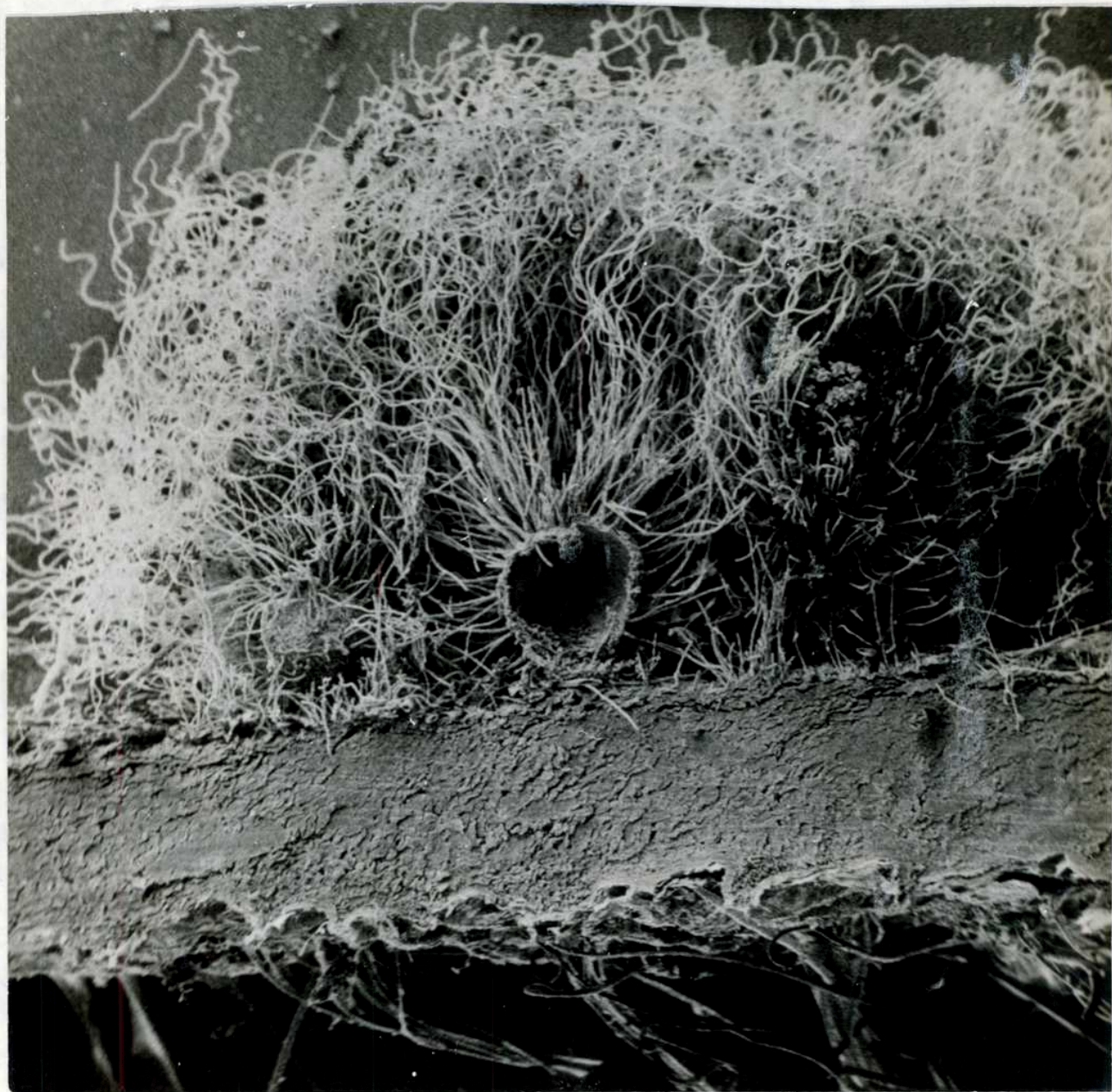
	PAG.
Carátula	
Dedicatoria	
Agradecimientos	
Introducción	2
Antecedentes	2
1 Materiales y Métodos	4
1-1 Muestras de cuero	4
1-1-1 Aislamiento de cepas en los cueros	5
1-1-2 Esterilización de las muestras	7
1-1-3 Prueba de tracción de las muestras	9
1-1-4 Descripción del dinamómetro e interpretación de las curvas obtenidas	21
1-2 Medios de cultivo	23
1-2-1 Preparación del medio para aislamiento de cepas	25
1-3 Coloraciones	25
1-3-1 Técnicas utilizadas	26
1-3-2 Inclusión en parafina y coloración	26
1-4 Técnicas de Microscopía Electrónica de Barrido	28
1-5 Ensayo de ataque al cuero por distintas especies fungicas	30
1-6 Método para el estudio de ataque al pelo	33
2 Resultados de los aislamientos	34
2-1 Cuadro de las especies aisladas en los discos de cada cuero	34
2-2 Cuadro de frecuencias de muestreo con respecto a las especies	50
2-3 Resumen de los géneros cuyas especies aparecieron en el muestreo	53
2-3-1 Frecuencia de aparición de las especies de <u>Chaetomium</u>	53
2-3-1-1 Frecuencia de aparición de las especies de <u>Chaetomium</u> según curtiembres	54
2-3-2 Frecuencia de aparición de las especies de <u>Penicillium</u>	55
2-3-2-1 Frecuencia de aparición de las especies de <u>Penicillium</u> según curtiembres.	56
2-3-3 Frecuencia de aparición de las especies de <u>Aspergillus</u>	57

	PAG.
2-3-3-1 Frecuencia de aparición de las especies de <u>Aspergillus</u> según curtiembres.	58
2-3-4 Frecuencia de aparición de las especies de <u>Paecilomyces</u>	58
2-3-4-1 Frecuencia de aparición de las especies de <u>Paecilomyces</u> según curtiembres.	59
2-3-5 Frecuencia de aparición de las especies de <u>Trichoderma</u>	59
2-3-5-1 Frecuencia de aparición de las especies de <u>Trichoderma</u> según curtiembres	59
2-3-6 Frecuencia de aparición de las especies de <u>Verticillum</u> y su distribución según curtiembres	60
2-3-7 Frecuencia de aparición de las especies de <u>Alternaria</u> y su distribución según curtiembres	60
2-3-8 Frecuencia de aparición de las especies de <u>Cladosporium</u> y su distribución según las curtiembres	61
2-3-9 Frecuencia de aparición de otras especies y su distribución según las curtiembres	61
2-4 Resumen del estudio de los géneros más comunes según curtiembres	63
2-5 Listado de las especies propias en los cueros de cada curtiembre que no aparecen en las otras	65
3 Resultado del ataque fúngico al pelo y cuero	67
3-1 Estructura de la piel	67
3-2 Estructura de los pelos	68
3-3 Clasificación de los pelos	68
3-4 Distintos tipos observados de ataque fúngico a los pelos	70
3-4-1 Ataque por <u>Chaetomium</u>	70
3-4-2 Ataque por <u>Penicillium</u>	72
3-4-3 Ataque por <u>Aspergillus</u>	73
3-4-4 Ataque por <u>Paecilomyces</u>	74
3-4-5 Ataque por <u>Beniowskia</u>	74
3-4-6 Ataque por <u>Trichoderma</u>	75
3-4-7 Ataque por <u>Pestalotiopsis</u>	75
3-4-8 Ataque por <u>Fusarium</u>	75
3-4-9 Ataque por <u>Botrytis</u>	76
3-4-10 Ataque por <u>Corynascus</u>	76

	PAG.
3-4-11 Ataque por géneros representados por una sola especie o dudosos	76
3-5 Tipos de ataque fúngico al cuero	77
3-5-1 Resultado del ataque al cuero D por <i>Chaetomium globosum</i> (c 3)	81
3-5-2 Resultado del ataque al cuero E por <i>Penicillium chryso-</i> <i>genum</i> (c 2)	86
3-5-3 Resultado del ataque al cuero F por <i>Aspergillus flavipes</i>	91
3-5-4 Resultado del ataque al cuero G por <i>Verticillium lateri-</i> <i>ticum</i>	96
3-5-5 Resultado del ataque al cuero H por <i>Penicillium oxali-</i> <i>cum</i> (c 1)	100
3-5-6 Resultado del ataque al cuero I por <i>Alternaria sp</i>	105
3-5-7 Resultado del ataque al cuero J por <i>Chaetomium funico-</i> <i>lum</i> (c 2)	110
3-5-8 Resultado del ataque al cuero K por <i>Aspergillus glaucus</i>	115
3-5-9 Resultado del ataque al cuero L por <i>Chaetomium globosum</i> (c 1)	120
3-5-10 Resultado del ataque al cuero M por <i>Trichoderma pseudo-</i> <i>koningii</i>	121
3-5-11 Resultado del ataque al cuero N por <i>Paecilomyces vario-</i> <i>tii</i> (c 1)	126
3-5-12 Resultado del ataque al cuero Ñ por <i>Chaetomium dolicho-</i> <i>trichum</i>	131
3-5-13 Resultado del ataque al cuero O por <i>Chaetomium bostry-</i> <i>chodes</i>	136
3-5-14 Resultado del ataque al cuero P por <i>Cladosporium chloro-</i> <i>cephalum</i>	137
3-5-15 Resultado del ataque al cuero Q por <i>Aspergillus niger</i> (c 1)	141
3-5-16 Resultado del ataque al cuero R por <i>Aspergillus flavus</i> (c 2)	146
3-5-17 Resultado del ataque al cuero S por <i>Penicillium chru-</i> <i>sogenum</i> (c 1)	151

	PAG.
4 Ensayo preliminar con fungicidas	156
5 Resumen	157
6 Bibliografía	158
7 Láminas	

Chaetomium globosum



Desarrollo de Chaetomium globosum (cepa 1)
Sobre cuero de chinchilla (100 aumentos)

INTRODUCCION

El biodeterioro de pieles no parece haber merecido, hasta el presente, la atención de los investigadores. Este trabajo tiene por objeto estudiar los hongos que se encuentran en los cueros curtidos de chinchilla (*Chinchilla laniger* (Pfell)) que normalmente llegan al mercado peletero e investigar, una vez aislados, el grado de deterioro que pueden ocasionar, tanto para el cuero como para el pelo. Ello permitirá adoptar las medidas de prevención más adecuadas, para lo cual se intentaron también ensayos preliminares en este sentido.

ANTECEDENTES

Las micosis de cuero, pieles y telas vienen preocupando al hombre desde que se tenga memoria, aunque no siempre se las haya reconocido como tales.

Leemos en la Biblia (Levítico 13:47-52): "Si apareciere mancha de lepra en un vestido, sea de lana, sea de lino, o en hilo de trama o de urdiembre; o en una piel o un objeto cualquiera de cuero: si la mancha es de un color verdoso o rojizo es plaga de lepra. Se lo enseñará al sacerdote, quien después de examinar la mancha encerrará al objeto por siete días. El séptimo examinará de nuevo la mancha; si ésta se ha extendido sobre el vestido, el hilo de trama o de urdiembre, la piel o el objeto de cuero es plaga de lepra tenaz; la cosa es impura se quemará:..."

J. Miller (1960) cuenta que los indios americanos desde épocas remotas, extendían sobre tierra los cueros frescos hasta que los pelos se ablandaban y eran fácilmente extraídos, por medio de golpes y raspajes. Aquí se estaba utilizando una degradación fúngica y bacteriana, sin saberlo.

Otro ejemplo es el proceso llamado "purga" de las curtiembres, que se realiza para lograr pieles suaves y flexibles. Al principio el proceso se realizaba con mezclas de estiércol de aves fermentados en agua.

Otra técnica antigua es la descrita por P. Smith (1945), que utilizaba 75 kg de estiércol de perro y 900 litros de agua, colocados en una tina de madera con tapa. Luego que fermentaba se filtraba y al líquido así obtenido se le agregaban 500 kg.

de piel húmeda. Otro sistema de "purga" consistía en el afrechado. En una tina con agua a 35°C se colocaba afrecho, que se dejaba fermentar, agregándose luego a las pieles. Debiendo quedar el afrecho en proporción del 1% con respecto al peso de las pieles húmedas.

Todos estos procesos eran muy aleatorios, dependiendo de la temperatura, de las cepas que aparecían en los caldos y de la no aparición de especies que generaran una fermentación butírica; con lo cual se perdían los cueros. No había forma de controlar en que momento debían extraerse los cueros de la purga, dependiendo todo de la experiencia del capataz.

Tan sólo en 1894, Wood demostró que los microorganismos del estiércol producen enzimas que digieren sustancias proteicas del cuero. Con esta premisa Röhm en 1900, busca una fuente de enzimas proteolíticas y las encuentra en el páncreas, eliminando el engorroso y aleatorio proceso de "purga".

Posteriormente, con el encarecimiento del páncreas, se retornó a microorganismos productores de enzimas proteolíticas, por medio de técnicas modernas.

Se prueba la actividad proteolítica de distintas cepas fúngicas. Underkoffer (1954) encuentra esa actividad en Aspergillus niger, A. flavus, A. oryzae, A. parasiticus, A. wentii, A. effusus, Penicillium roquefortii, Psalliota campestris, Cantharellus cibarius. Tauber (1954) trabajó con diversas levaduras obteniendo buena actividad proteolítica. Pérez Catán (1960) encuentra buena actividad en Penicillium parasiticus y lleva a cabo un estudio comparando la actividad enzimática producida por esta especie con la obtenida por el páncreas encontrándola utilizable.

Si bien los hongos ayudan en el proceso de curtiembre, su aparición incontrolada en los líquidos curtientes es perjudicial.

Bhaskaran, Krishnamurthi y Sen (1967) estudiaron los Aspergillus, Penicillium y Paecilomyces que se encuentran en diferentes sustancias curtientes y cueros piquelados, observando que la actividad de los mismos es, en general, perjudicial y plantean que para tener control se debe tomar conocimiento de las especies que aparecen en los distintos procesos y hacen un exhaustivo estudio sistemático. Bwangamoi y De Martini (1970) encuentran que cueros frescos y secos de oveja ya están infectados por Trichophyton sp en un 0.4% y por Aspergillus sp. en un 3,5% antes de entrar en curtiembre. Lazar y Bratulescu (1971) determinaron 14 especies fúngicas encontradas en 15 tipos distintos de cueros vacunos y su sucesión durante 50 días.

1. MATERIALES Y METODOS

1.1. MUESTRAS DE CUERO

Para el presente trabajo se utilizaron 95 cueros de chinchilla procedentes de una misma especie, criadas todas en los alrededores de Buenos Aires, con regímenes de alimentación semejantes, curtidos en tres curtiembres distintas, tipificadas (C, M y L), y con la siguiente distribución: 50 cueros de la curtiembre C, 40 de la M y 5 de la L.

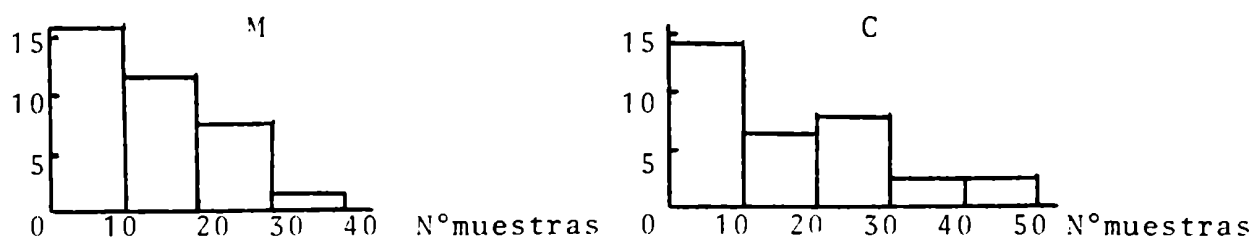
Los cueros procedentes de las dos primeras (C y M) tenían 1 á 3 años de curtidos, mientras que los cueros de la tercera (L) llevaban 50 años de curtidos.

Luego de cuereados los animales, las pieles son abiertas ventralmente para su curtido, a los efectos de que el lomo quede lo más perfecto posible para el uso peletero.

Un problema que se nos planteó fue qué cantidad de cueros había que tomar para que el muestreo fuera representativo. Si graficamos por curtiembre el número de nuevas cepas aparecidas con base en el número de cueros tomados de 10 en 10, observamos:

NUMERO DE MUESTRAS	ESPECIES NUEVAS CURTIEMBRE	
	C	M
10	14	16
20	6	11
30	7	8
40	3	1
50	3	

Si graficamos estos valores:



Por el tipo de caída de la recta, notamos que en el muestreo de la curtiembre C, fue necesario tomar 10 muestras más que en la curtiembre M.

Con base en este estudio se consideró, que este muestreo era representativo del tipo de hongos que hay sobre cueros de chinchilla procedente de estas curtiembres.

De cada cuero se utilizó, para el presente muestreo, la zona comprendida entre las patas delanteras y las orejas. Dicha zona fue rasada por medio de una rasuradora eléctrica marca Wahl, modelo Super 89, sacando la mayor cantidad de pelo posible. Por ser éste muy fino, es difícil cortarlos al ras. De la zona antes descrita, se tomaron doce discos por cuero de su parte central solamente. Se utilizó un sacabocados de $0,38 \text{ cm}^2$ de superficie, obteniéndose un total de 1140 discos al procesarse los 95 cueros.

Los doce discos correspondientes a cada cuero, fueron procesados como sigue: 1º) se separaron en dos lotes arbitrarios de seis discos cada uno, numerados del 1 al 6, colocándoselos en un frasco estéril. 2º) Los restantes discos numerados del 7 al 12, se sumergieron individualmente en una solución de bicloruro de mercurio al 1% por 10 segundos. Luego se procedió a lavarlos en agua destilada estéril por dos veces. Se colocaron para su secado en un frasco estéril, en cuyo fondo se había agregado previamente un papel de filtro estéril.

1.1.1. AISLAMIENTO DE LAS CEPAS ENCONTRADAS EN LOS CUEROS

En cada frasco preparado, como se indica en la página 25, se colocó sobre la superficie del medio de cultivo un lote de seis discos, manteniéndose la individualidad de los cueros. O sea, a cada cuero le corresponden dos frascos: un frasco con los discos numerados del 1 al 6, sin tratamiento, y otro frasco con los discos del 7 al 12, tratados con bicloruro. Los discos correspondientes a cada cuero fueron tabulados del 1-1 al 1-2 para el primer cuero y del 95-1 al 95-12 para el último. En esta nomenclatura el primer dígito indica el número de cuero utilizado, y el segundo el número de disco utilizado.

Con la finalidad de estudiar el desarrollo en ambas caras del cuero, los discos correspondientes a números impares se colocaron con el lado del cuero contra el medio de cultivo, en cambio los pares tenían el pelo contra el medio de cultivo. Los frascos así preparados, se incubaron durante cinco días en estufa a $27-31^\circ\text{C}$ y se dejaron luego a temperatura ambiente que oscila en

tre los 16-18°C (agosto 1977). Se procedió a descartar el material luego de 30 días de observación.

A medida que iban apareciendo las colonias se las observaba, describía y repicaba cuando el desarrollo se consideró satisfactorio (entre los 10 y 15 días de evolución). El repique se realizó a tubos pico de flauta con medio CZ (1). Dichos tubos se identificaron con los dos números que llevaba el disco, haciendo referencia al cuero y al disco. En consecuencia, el tubo lleva los números del disco del cual se obtuvo el repique del hongo; por extensión se utilizó esta misma numeración binaria del tubo para las cepas que se aislaron posteriormente. De tal modo el número de cada cepa, identifica así el cuero correspondiente. Por ejemplo: cepa 49-1 correspondiente a una colonia aislada del cuero n°49 obtenida en el disco 1, el cual no fue tratado con bicloruro.

Como ya dijimos, el tamaño del disco es de 0,38 cm²; dicha medida fue tomada sobre la base de una serie de experiencias previas, a fin de determinar la superficie óptima sobre la cual se pudiese repicar una sola colonia. Si el disco es muy grande, aparece contaminado por dos o más colonias y si es muy chico, hay muchos discos estériles durante el muestreo. Así se determinó el tamaño óptimo utilizado, en el cual el grado de esterilidad es de un 30%.

Si bien se tomaron estos recaudos, se observaron pocos discos donde aparecieron dos o tres colonias; en tales casos se hizo el repique de cada colonia a tubos distintos y se identificaron con los dos números al igual que los anteriores pero se le agregó las letras a, b, c para identificar las dos o tres cepas obtenidas de un mismo disco.

Se hicieron grupos llamados "Pool" con las cepas aisladas cuyas características macroscópicas y microscópicas eran idénticas. Dichos "pools" fueron numerados correlativamente, así: P1-P2-P3...Px.

Cada "pool" de cepas fue cultivado y determinado taxonómicamente según los procedimientos indicados por los autores que se han ocupado de los diversos grupos confrontando las descripciones taxonómicas.

(1) Véase 1.2- Medios de cultivo.

El muestreo procesado se encuentra resumido en los cuadros en que se detallan los resultados, donde se indican las especies aisladas por cuero y por disco.

Al lado del número indicativo de cada cuero se identifica la procedencia con una letra mayúscula correspondiente a la curtiembre de origen.

Los dígitos entre paréntesis a continuación de los nombres específicos indican las distintas cepas.

1.1.2. ESTERILIZACION DE LAS MUESTRAS

Para estudiar el ataque fúngico a las muestras de cuero, el primer paso que hubo que solucionar fue cómo esterilizarlo, a fin de poder infectar las muestras con una sola cepa. Deseábamos detectar el tipo de ataque específico de un solo hongo sobre cuero estéril.

Se estudiaron varios métodos para lograr la esterilidad del cuero:

A) Esterilización por Autoclave

Es irrealizable ya que el cuero se desnaturaliza (efecto resorte) a 100°C en presencia de agua, no resistiendo más de un minuto a esa temperatura sin producirse el encogimiento de la fibra de colágeno.

B) Oxido de Propileno

Es un gas lacrimógeno de difícil manejo, por lo que se descartó.

C) Lavado con Sustancias Esterilizantes, ejemplo: Bicloruro de Mercurio

El sumergido en la solución con la droga y su posterior lavado barre muchos aceites nutrientes, que se encuentran en el cuero curtido, lo que produce endurecimiento de éste.

D) Radiación Gamma

Se utilizó éste método que, según las dosis de radiación, puede llegar a producir destrucción de la fibra de colágeno. Usando bajas radiaciones esterilizantes, entre 2,5 y 3,2 Mrad, no se modifica el cuero y se logra un alto porcentaje de esterilidad.

ESTERILIZACION POR RADIACION GAMMA

Se procedió a determinar la radiación esterilizante más baja posible, ya que la radiación gamma elevada produce daños en la fibra de colágeno. Dicho daño es producido debido a la presencia de radicales libres que quedan luego de la radiación, y en presencia de humedad producen oxidaciones hasta 10 días después de irradiados. Para conocer la existencia de electrones libres se puede medir el "spin" del electrón; esto no se hizo por razones técnicas y se prefirió dejar la muestra 15 días antes de empezar las pruebas para tener la seguridad de que no ocurrieran nuevos daños durante la experiencia. La ruptura del colágeno se produce por reacción de óxido-reducción, ruptura de dobles ligaduras y como reacción secundaria aparecen radicales libres que vuelven a combinarse.

Dicha esterilización de las muestras de cuero se efectuó con la colaboración del Departamento de Fuentes de Intensas Radiactivas en el Centro Atómico de Ezeiza, determinándose una contaminación, en condiciones normales, de 70 bacterias y 40 hongos por muestra de 2 x 1 cm. Sobre esta base determinado el D_{10} bacteria = 360 Krad y el D_{10} hongo = 210 Krad.

Con estos resultados se procedió a estudiar el comportamiento de la piel con dos radiaciones 3,2 Mrad y 2,5 Mrad con las cuales se irradiaron una serie de muestras.

Las muestras así irradiadas se colocaron en medios MAPP y CZ (1) en cajas de Petri, algunas pelo arriba y otras pelo abajo. Se dejaron las placas a temperatura ambiente y se las estudió durante 30 días; el resultado fue el siguiente:

- En 2,5 Mrad no hay desarrollo bacteriano ni de hongos ya sea sobre la muestra del pelo o sobre la muestra del cuero.
- En 3,2 Mrad apareció una colonia de hongos, sobre una de las muestras.

Esta aparente incongruencia se debe a que existe siempre una probabilidad de encontrar un contaminante con este tipo de radiación esterilizante.

Frente a los resultados obtenidos en un ensayo piloto, se eligió para trabajar la radiación de 2,5 Mrad ya que es

(1) Véase 1.2-Medios de cultivo.

la más baja que produce esterilización, y además porque produce escasa ruptura en la fibra de colágeno, como se verá más adelante.

1.1.3. PRUEBA DE TRACCION DE LAS MUESTRAS

Para estudiar el deterioro que produce el hongo en el cuero, se usó como criterio la medida de la resistencia a la tracción. Existen otros tipos de pruebas como ser la perforación, el raspado, la penetración, etc. Para el cuero de chinchilla, un cuero fino y bastante frágil, se eligió la de tracción, por la simplicidad para poder medir cualquier deterioro. Para esta prueba hace falta cortar probetas (tiras) de cuero de chinchilla las cuales se colocan en un dinamómetro para medir con qué carga se produce su ruptura.

Se encontró que existía diferencia entre la resistencia a la ruptura entre una probeta y otra; que, además, este valor varía según cómo se oriente la probeta dentro del cuero de la chinchilla.

Se compararon lotes de probetas cortadas paralelamente al eje dorsal del animal, con probetas cortadas verticalmente al mismo eje.

Se pudo observar que la elasticidad de las primeras, era mucho menor que la de las segundas; además, el valor de la carga de ruptura variaba entre ambas, siendo mayor en las primeras, o sea, a mayor elasticidad menor resistencia, y viceversa.

Ejemplo:

Promedio de 3 probetas perpendiculares:

Espesor 0,39mm; carga específica 2,49 kg/mm²; alargamiento de ruptura 120%.

Promedio de 3 probetas horizontales:

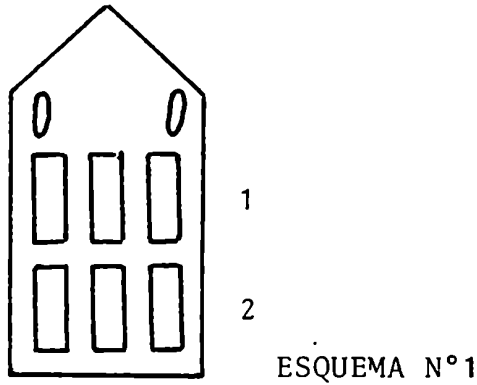
Espesor 0,39 mm; carga específica 4,51 kg/mm²; alargamiento de ruptura 34%.

Pero lo más notable fue la variación intrínseca entre las mismas probetas paralelas o verticales.

En las paralelas el eje dorsal del animal no podíamos determinar un patrón.

Si tomamos un cuero de chinchilla, orientando la cabeza hacia arriba y hacemos el muestreo, según se ve en el

gráfico adjunto (esquema N°1), veremos que la fila 1 tiene un gradiente de mayor carga de ruptura en el centro y menor a los costados; lo mismo sucede con la fila 2. Al comparar 1 con 2 se produce una superposición de valores, con lo cual no podemos obtener ningún dato congruente.

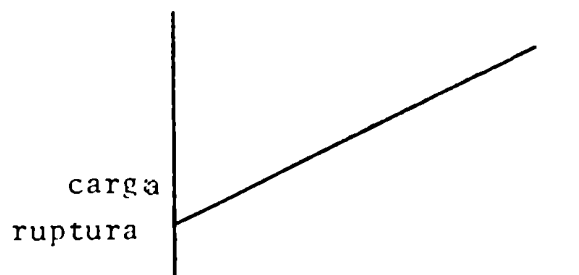


En el sistema de obtención de probetas verticalmente el eje dorsal se obtiene un gradiente de menor a mayor en las cargas de ruptura (esquema N°2).

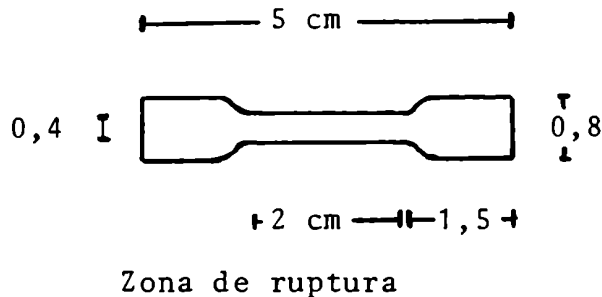
Lógicamente la carga de ruptura es menor en la zona del cuello del animal y va en aumento hasta llegar a la culata donde el cuero tiene un mayor espesor y resistencia.



Dado que la carga de ruptura aumenta proporcionalmente a medida que nos alejamos de la cabeza, es posible graficar este valor. Colocando en un sistema de coordenadas cartesianas los valores de ruptura en el eje vertical y en el eje horizontal la posición de cada probeta en el cuero; se puede ver que el gráfico así obtenido es una recta.



A fin de unificar criterios se procedió a extraer las probetas según las normas IRAM N°8511 (diciembre 1955) que determina el tamaño siguiente para las mismas (esquema N°3).



ESQUEMA N°3

A fin de evitar errores de apreciación en el valor de ruptura se tomó de la misma norma IRAM la siguiente relación que considera la sección del cuero. Según ella se llama resistencia a la tracción (d_t) o carga específica a la siguiente expresión:

$$d_t = \frac{c}{a \times e} = \text{Kg/mm}^2 \quad (1)$$

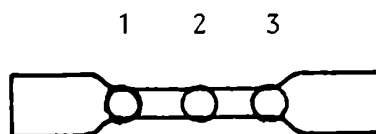
donde

c = carga de ruptura (Kg).

a = ancho de la probeta (para nuestro trabajo, 4mm).

e = espesor de la probeta.

Para determinar el espesor de la probeta se procedió a medirlo en todas, con un calibre en tres puntos de la zona de ruptura (esquema N°4). Luego se hizo el promedio siendo éste el valor e de la fórmula (1). En todos los casos, el espesor se midió luego de cortada la probeta del cuero y antes de irradiarla.



ESQUEMA N°4

El ancho de 4mm de las probetas es constante para todas las muestras habiéndose cortado todas con la misma matriz.

Además se procedió a medir la elasticidad del cuero en el momento de la ruptura utilizando la norma IRAM que determina el Alargamiento de ruptura con la siguiente relación:

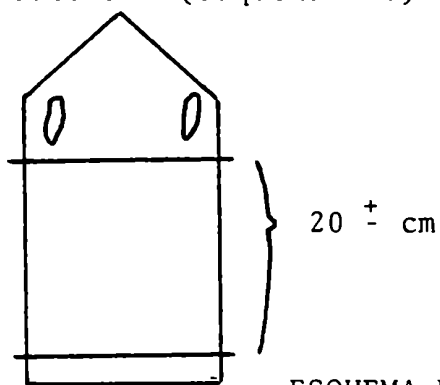
$$E (\%) = \frac{l_f - l_o}{l_o} \times 100 \quad (2)$$

donde:

l_o = distancia inicial entre mordazas (2cm). Se preparó la máquina para que en todas las mediciones fuera constante esta medida.

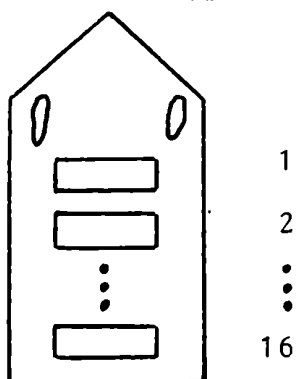
l_f = distancia final entre mordazas; esta distancia se obtiene directamente del gráfico del dinamómetro, donde obtenemos un alargamiento aumentado cuatro veces, para observar mejor los detalles.

Con base en los resultados obtenidos se trató de determinar cuál es el daño que producen las radiaciones gamma en el cuero. Para esto se tomaron tres cueros de chinchilla (A, B y C); se descartó la cabeza por debajo de las patas delanteras y el extremo posterior (esquema N°5)



ESQUEMA N°5

De esa parte central del cuero se procedió a sacar probetas en forma perpendicular al eje dorsal del animal; dichas probetas se numeraron con la letra correspondiente al cuero que fueron extraídas y con el número de orden que le corresponde según su ubicación en el cuero: así, el número 1 corresponde a la probeta más cercana a la cabeza y el 15 ó 16 a la más cercana a la culata (esquema N°6)



ESQUEMA N° 6

Las probetas de cada cuero se dividieron en pares e impares, obteniéndose seis lotes que se ubicaron en tres sobres con la siguiente distribución:

- Sobre 1 (destinado a testigo)

A₁ - A₃ - A₅ - A₇ - A₉ - A₁₁ - A₁₃ - A₁₅

B₁ - B₃ - B₅ - B₇ - B₉ - (B₁₁) - B₁₃ - B₁₅

- Sobre 2 (destinado a radiación 2,5 Mrad)

A₂ - A₄ - A₆ - A₈ - A₁₀ - A₁₂ - A₁₄

C₁ - C₃ - C₅ - C₇ - C₉ - C₁₁ - C₁₅ - C₁₇

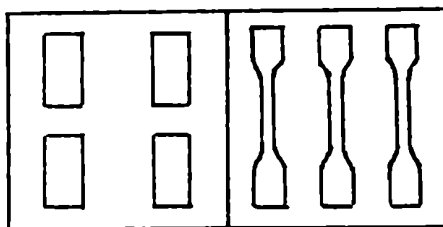
- Sobre 3 (destinado a radiación 3,2 Mrad)

B₂ - B₄ - B₆ - B₁₀ - B₁₂ - B₁₄ - B₁₆

C₂ - C₄ - C₆ - C₈ - C₁₀ - C₁₂ - C₁₄ - C₁₆

NOTA: B₁₁ fue descartada por tener roturas en el cuero.

Los sobres eran de polietileno de 100 μ de espesor y se cerraron herméticamente con calor. Además cada sobre contenía trozos de cuero de 1 x 2 cm a fin de probar la esterilidad una vez irradiado. Esquema N° 7.



muestra

probeta

ESQUEMA N° 7

El sentido de haber hecho los sobres de ese modo es el siguiente:

- Sobre 1: se dejó como testigo; contenía las probetas impares de dos cueros A y B; de este modo se puede graficar, según la carga específica, la recta que corresponde a cada cuero y compararla con las modificaciones que se producen al irradiar las otras probetas.
- Sobre 2: fue irradiado con 2,5 Mrad; contenía las probetas pares del cuero A; de este modo se obtuvieron dos gráficas del mismo cuero. Uno mediante las probetas no irradiadas en el sobre 1 y otro con las probetas irradiadas de este sobre. Además, contenía las probetas impares del cuero C del cual no se dejó testigo, debido a que las otras probetas (pares) se encontraban en el sobre 3 a fin de ser también irradiadas. La función del cuero C es comparar cómo actúan dos radiaciones frente a un mismo cuero.
- Sobre 3: fue irradiado con 3,2 Mrad. Conténía probetas pares del cuero B y pares del cuero C.

Una vez irradiados y luego de una espera de 15 días, se procedió a efectuar la prueba de tracción de las probetas y el resultado obtenido fue el siguiente:

Cuadros págs. 15, 16 y 17
y graficando obtenemos los gráficos 1,2 y 3.

Se puede apreciar que la radiación 2,5 Mrad casi no deteriora el cuero mientras que la radiación 3,2 Mrad sí produce daño (cuadros 1 y 2). Esto mismo es confirmado en el cuadro 3 donde en un mismo cuero se probaron dos radiaciones y se observa que la radiación 3,2 Mrad produce una mayor caída de la resistencia.

La elasticidad de los cueros irradiados, sea con 2,5 ó 3,2 Mrad y la de los testigos está comparada en el siguiente gráfico:

CUEROS TESTIGO

PROBETAS	ESPESOR PROMEDIO (mm)	CARGA (kg)	CARGA ESPECIFICA (kg/mm ²)	PAPEL ALARGA- MIENTO	ALARGAMIENTO REAL (cm)	E%
1A	0,24	0,300	0,3125	90	2,25	112,5
3A	0,37	0,550	0,3716	180	4,50	225
5A	0,42	0,600	0,3571	130	3,25	162,5
7A	0,42	0,750	0,4464	130	3,25	162,5
9A	0,37	0,950	0,6418	130	3,25	162,5
11A	0,43	1,200	0,6976	130	3,25	162,5
13A	0,44	1,950	1,1079	160	4,0	200
15A	0,43	1,400	0,8139	120	3,0	150
1B	0,19	0,250	0,3289	40	1,00	50
3B	0,21	0,350	0,4166	60	1,50	75
5B	0,33	0,550	0,4166	100	2,50	125
7B	0,35	0,850	0,6071	110	2,75	137
9B	0,39	1,100	0,7051	110	2,75	137
13B	0,34	1,500	1,1029	110	2,75	137
15B	0,39	1,800	1,1538	100	2,50	125

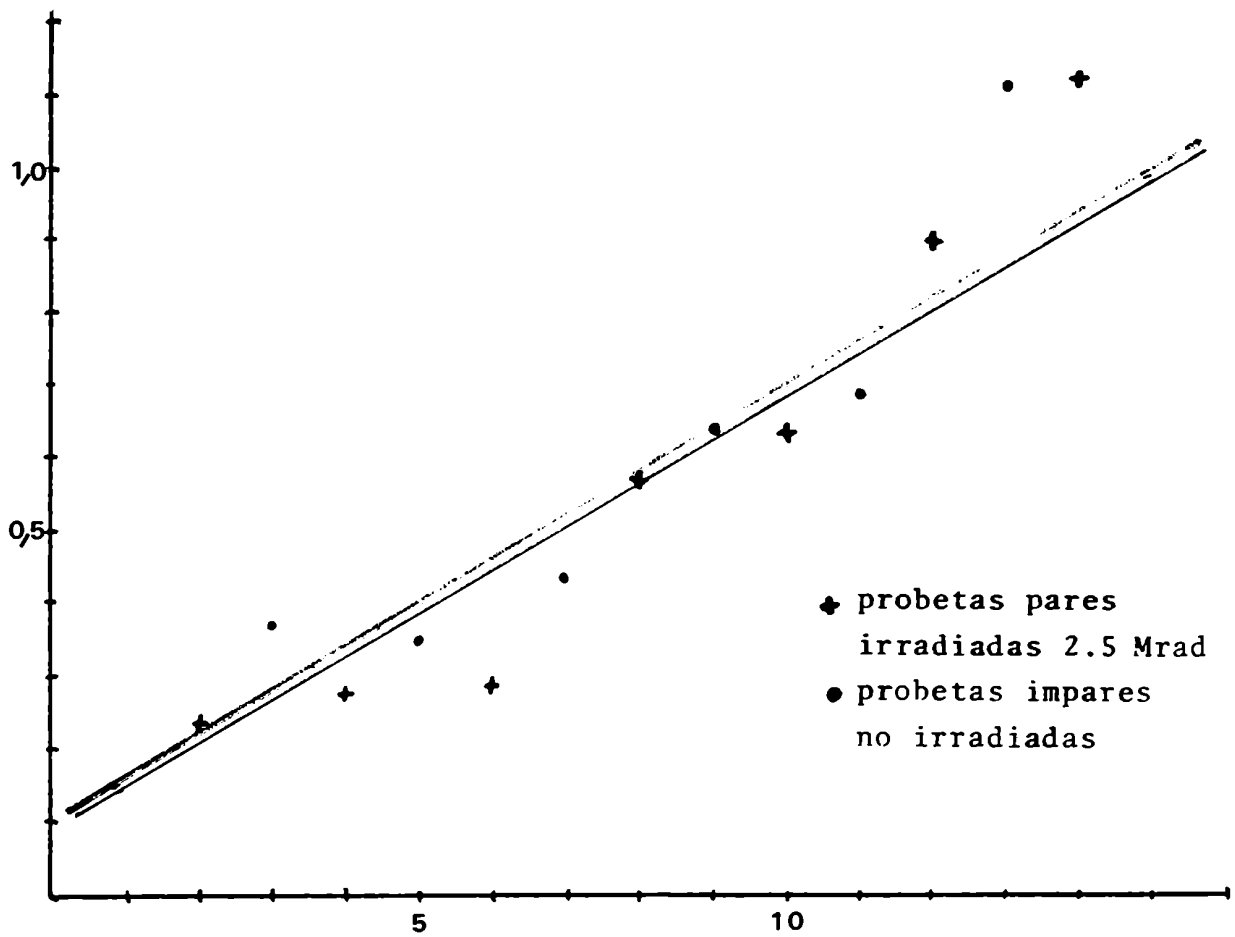
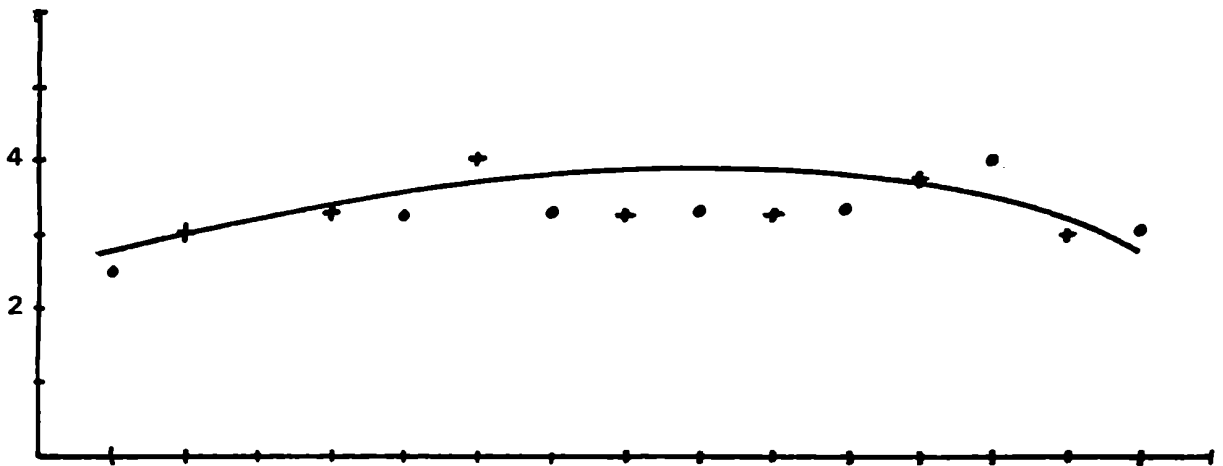
CUEROS RADIADOS 2,5 Mrad.

PROBETAS	ESPESOR PROMEDIO (mm)	CARGA (Kg)	CARGA ESPECIFICA (Kg/mm ²)	PAPEL ALARGAMIENTO	ALARGAMIENTO REAL	E%
A2	0,31	0,300	0,241	120	3	150
A4	0,39	0,450	0,288	130	3,25	162
A6	0,44	0,700	0,398	160	4	200
A8	0,41	0,950	0,579	130	3,25	162
A10	0,39	1,000	0,641	130	3,25	162
A12	0,44	1,600	0,909	150	3,75	187
A14	0,40	1,800	1,125	120	3	150
C1	0,26	0,300	0,288	110	2,75	137
C3	0,23	0,500	0,543	170	4,25	212
C5	0,29	0,850	0,733	170	4,25	212
C7	0,35	1,250	0,893	150	3,75	187
C9	0,38	1,300	0,855	150	3,75	187
C11	0,34	1,650	1,213	150	3,75	187
C13	0,36	1,450	1,007	130	3,25	162
C15	0,33	1,950	1,477	110	2,75	137
C17	0,32	2,200	1,719	100	2,5	125

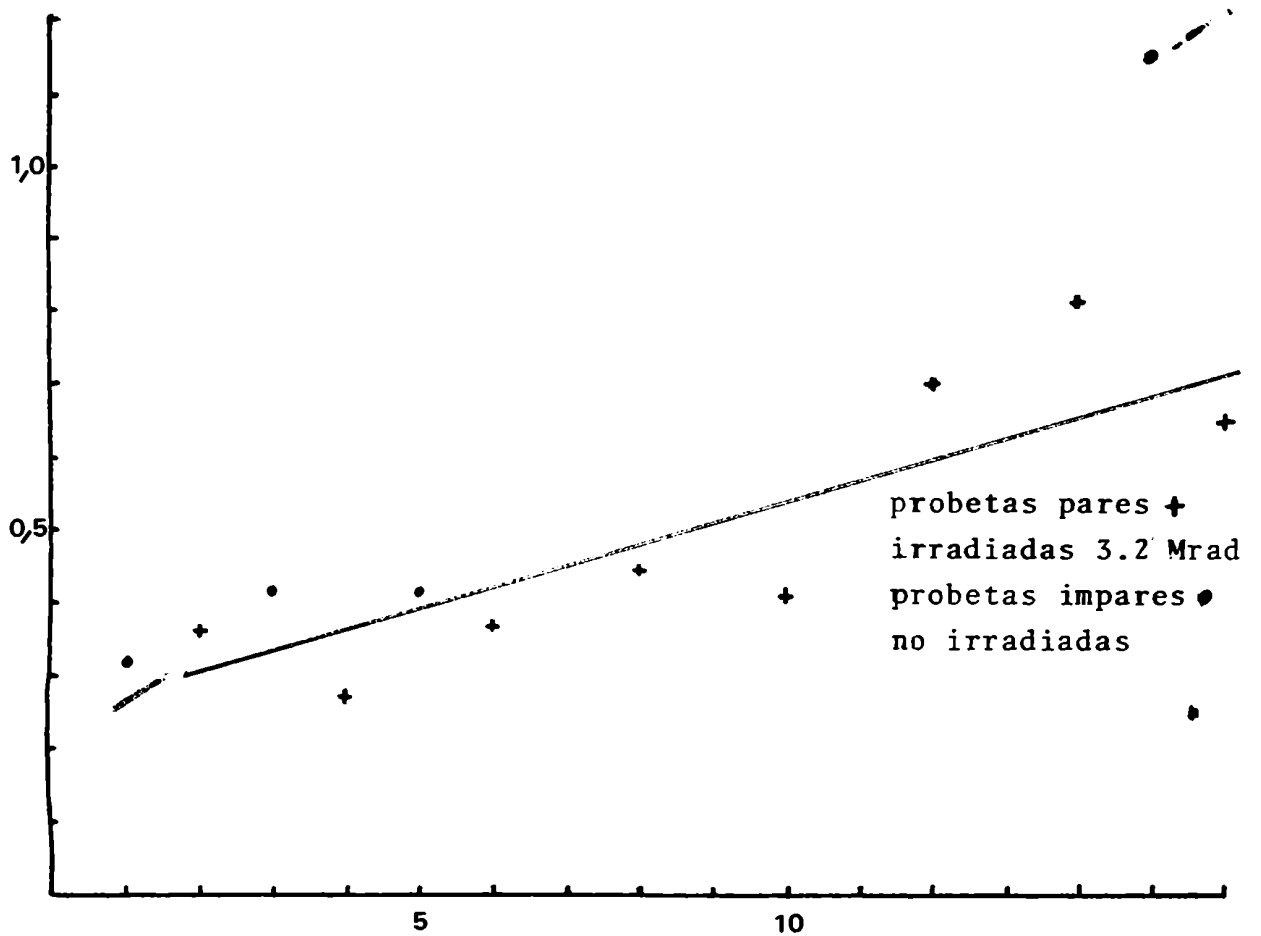
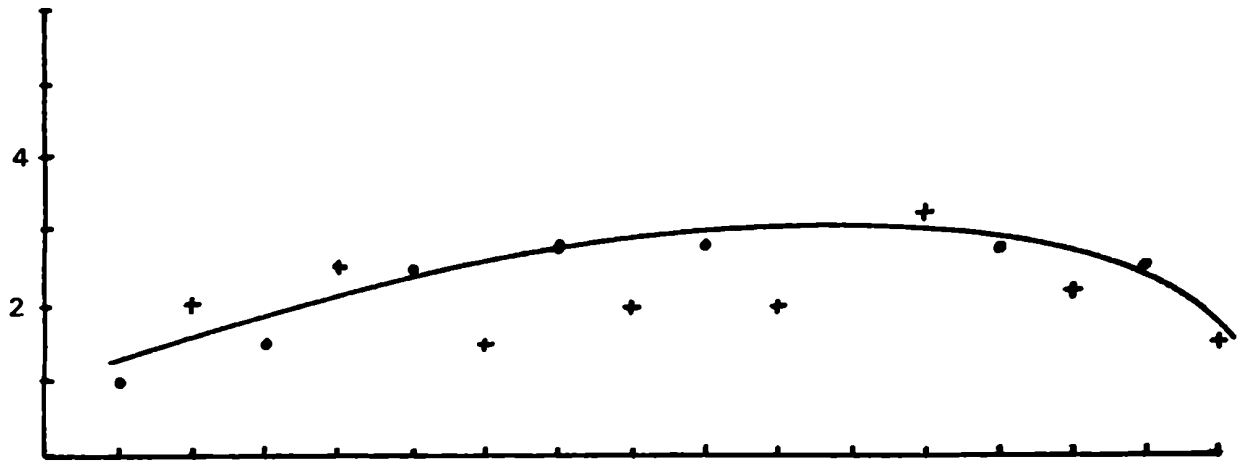
CUEROS RADIADOS 3,2 MRad.

PROBETAS	ESPEJOR PROMEDIO (mm)	CARGA (Kg)	CARGA ESPECIFICA (Kg/mm ²)	PAPEL ALARGAMIENTO	ALARGAMIENTO REAL (cm)	E%
2B	0,17	0,250	0,3676	80	2	100
4B	0,36	0,400	0,2777	100	2,5	125
6B	0,33	0,500	0,3787	60	1,5	75
8B	0,36	0,650	0,4513	80	2	100
10B	0,42	0,700	0,4166	80	2	100
12B	0,39	1,100	0,7051	130	3,25	162,5
14B	0,37	1,200	0,8108	90	2,25	112,5
16B	0,38	1,000	0,6578	60	1,5	75
2C	0,24	0,300	0,3125	150	3,75	187,5
4C	0,26	0,600	0,5769	180	4,5	225
6C	0,36	0,850	0,5902	150	3,75	187,5
8C	0,36	0,950	0,6597	130	3,25	162,5
10C	0,35	1,150	0,8214	130	3,25	162,5
12C	0,37	1,550	1,0472	160	4	200
14C	0,36	1,400	0,9722	120	3	150
16C	0,31	1,650	1,3306	110	2,75	137,5

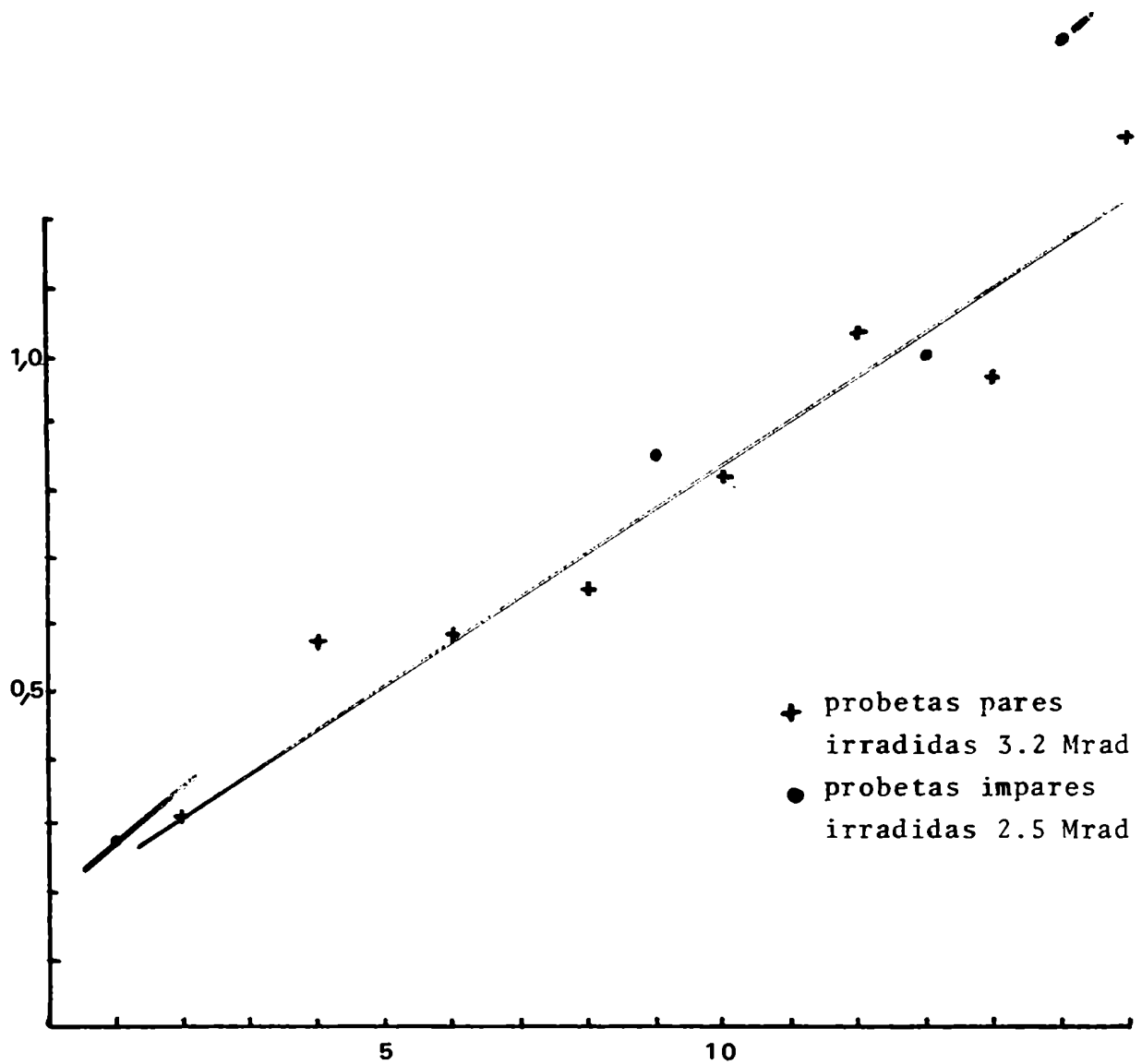
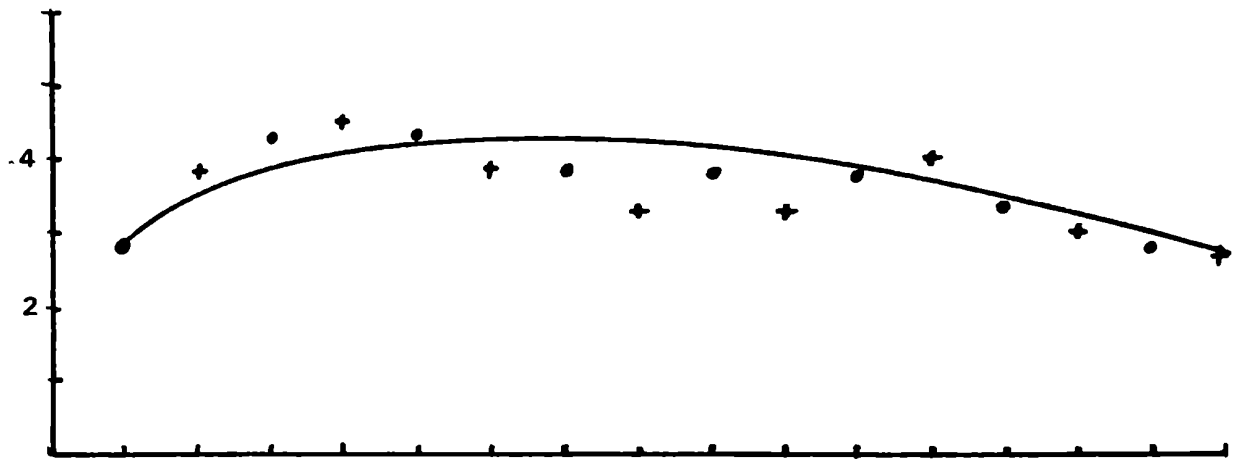
Nº 1 Gráficos de la elasticidad y de la carga de ruptura
Cuero A



Nº 2 Gráficos de la elasticidad y de la carga de ruptura
Cuero B



Nº 3 Gráficos de la elasticidad y de la carga de ruptura
Cuero C



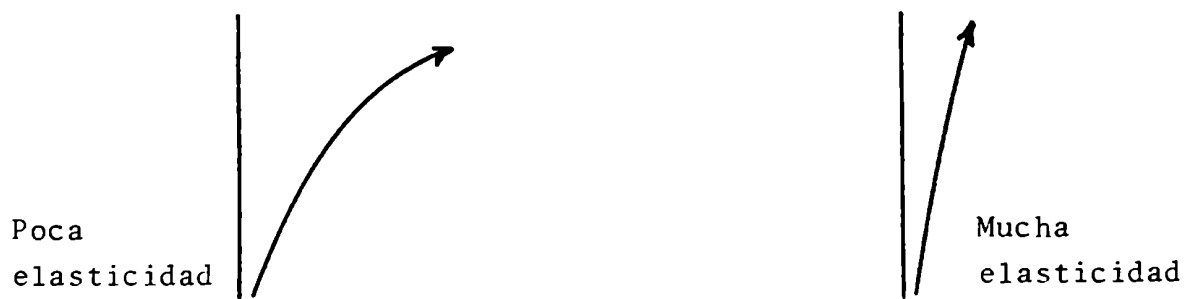
1.1.4. DESCRIPCIÓN DEL DINAMOMETRO E INTERPRETACION DE LAS CURVAS OBTENIDAS

Se dispuso de un dinamómetro marca INSTRON, modelo MN. Fue graduado para trabajar con las siguientes medidas:

- escala 5 Kg
- velocidad de corte 10 cm/minuto
- velocidad cabezal 2,5 cm/minuto
- factor $\times 0,24; \%4$, es la corrección que hay que hacer a la medida del alargamiento graficada en el papel para obtener el alargamiento real.

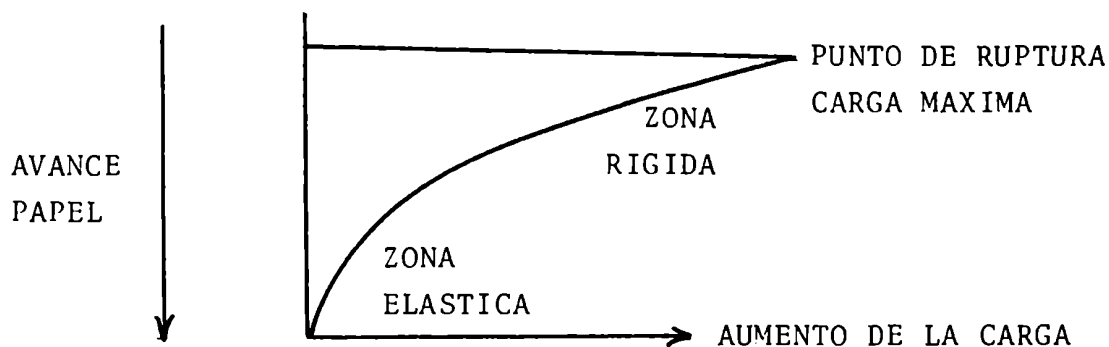
El papel se mueve en el dinamómetro de arriba hacia abajo, la aguja inscriptora está fija en un riel en el cual puede desplazarse horizontalmente.

En posición cero, o sea sin carga, la aguja se encuentra en el lado izquierdo del papel. A medida que aumenta la presión sobre la probeta de cuero, la aguja se mueve hacia la derecha. Como la carga se va agregando en forma constante y como el papel avanza a la misma velocidad cuanto mayor resistencia oponga la probeta, o sea cuanto menor elasticidad tenga, más rápido se moverá la aguja, hacia la derecha; dibujando sobre el papel una curva más cerrada.

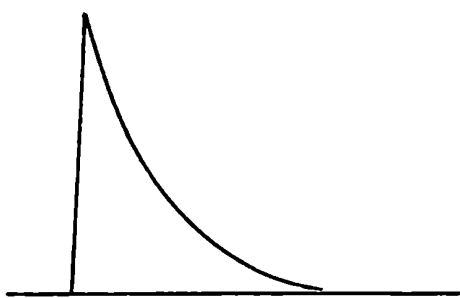


Si algo es completamente rígido el dibujo será el siguiente:

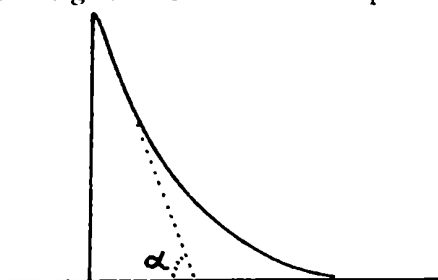
Las probetas al principio son más o menos elásticas, pero llega el momento en que a determinada carga sus fibras alcanzan el punto de máxima elongación; es entonces que la curva alcanza su pico máximo hacia la derecha, antes de producirse la ruptura. Al no ofrecer más resistencia la aguja, vuelve nuevamente a cero.



Para poder compararmás fácilmente los gráficos de las distintas probetas, se procedió a dibujar todos aquellos que corresponden a un mismo cuero reducido a la mitad ubicándolo en la misma hoja de papel. Para su mejor interpretación se invirtió el dibujo de modo tal, que colocamos el papel que era vertical en forma horizontal como si el movimiento de este fuese de izquierda a derecha y la aguja fuese la que se moviera en forma vertical. Así queda representado el comienzo de la tracción a la derecha y al final de la misma, con la caída de la aguja a cero, a la izquierda.



En el último tramo, la tensión y la elasticidad aumentan parejas de modo tal que se obtiene una recta en el gráfico. Si esta recta se prolonga hasta el eje de las abscisas obtenemos un ángulo α llamado pendiente de ruptura.



Podemos observar que la pendiente de ruptura aumenta de cabeza a culata.

1.2. MEDIOS DE CULTIVO

1) Mezcla acaricida para tapón de algodón

0,5 g Bicloruro de mercurio
100 ml Alcohol
10 ml Glicerina

Añadir colorante y colocar tres gotas al tapón luego de la siembra. El tapón usado se desecha, no se esteriliza más, ya que el veneno puede pasar al medio.

Fue menestar emplear esta mezcla para evitar la contaminación de los cultivos por ácaros, principalmente en verano.

2) Agar malta (AM)

20 g agar
12,5 g extracto de malta tipo "Hudson"
1000 ml agua destilada

Esterilizar a 1,5 atm durante 20 minutos.

3) Agar papa glucosado (APG)

300 g papa pelada
10 g glucosa
15-20 g agar
1000 ml agua destilada

Se cortan las papas, se dejan hervir 50 a 60 minutos en baño maría, se filtra con algodón, y se lleva a volumen. Agregar el agar, fundir, agregar la glucosa, entubar y esterilizar a no más de 110°C durante 15 ó 20 minutos. Este medio se puede preparar al 2, 3 ó 4% de glucosa.

4) Medio de agar Czapek (CZ)

3 g nitrato de sodio
1 g fosfato de bipotásico
0,5 g sulfato de magnesio
0,01 g sulfato ferroso
0,5 g cloruro de potasio
30 g sacarosa
15 g agar
1000 g agua destilada

Esterilizar a 1 atmósfera y medio durante 20 minutos.

5) Mezcla antibacteriana

0,25 g/l	sulfato de estreptomicina
0,25 g/l	penicilina G

Se utilizó estreptomicina Lepetit inyectable de 1 g. La penicilina fue del mismo laboratorio, de frasco conteniendo 3.000.000 UI.

6) Medio MAPP (malta, agar, papa, papel filtro) (Ames)

30 g de papa lavada y cortada en rebanadas finas. Se hierven en 125 ml de agua destilada hasta que estén cocidas. Se dejan decantar y el líquido sobrenadante se pasa a un erlenmeyer de 1 l que ya contiene 10 g de malta y 15 g de agar. Se enrasa a 1 l y se esteriliza a 120 °C durante 20 minutos. Se fracciona el medio y se agrega papel de filtro estéril como fuente de celulosa.

Una modificación a este medio es fundir el agar, fraccionar en tubos que ya contienen tiras de papel de filtro y esterilizar todo junto para luego hacer pico de flauta.

7) Medio agar pelo A (ApA)

Se corta el pelo, se lo lava en éter etílico dos veces, se deja secar sobre papel de filtro. Se prepara agar al 1,5% se funde y mientras está líquido, se lo fracciona en tubos de ensayo donde ya se ha colocado previamente pelo (la cantidad es relativa, se coloca lo que se puede tomar con una pinza de punta fina). Se lleva a autoclave, 1,5 atm por 20 minutos, luego se agita el tubo para distribuir uniformemente el pelo y se deja enfriar extendido en pico de flauta.

8) Medio Agar pelo B (ApB)

Se corta el pelo, se lava en éter, se deja secar en papel de filtro. Se coloca todo el pelo en una caja de Petri y se esteriliza.

A cajas de Petri conteniendo agar al 1,5% solidificado y estéril se les coloca por encima del agar, un poco de pelo estérilmente.

9) Estiércol de caballo (EC)

Se esteriliza en autoclave con espita abierta durante una hora; repetir la operación a las 24 horas.

10) Estiércol agar (AE)

Se toman 5g de estiércol seco, se desmenuza y se embebe en agua agregándose a 15 ml de medio fundido (ya sea agar agua o agar malta). Se fracciona y se esteriliza en 1 1/2 atmósfera por 20 minutos.

1.2.1. PREPARACION DEL MEDIO PARA AISLAMIENTO DE LAS CEPAS

El medio de cultivo utilizado fue el CZ (4), colocándose a razón de 14 ml por cada frasco plano de una capacidad de 150 ml; de las siguientes medidas: 5,5 cm de ancho x 15 cm de alto x 3,5 de largo.

Los frascos así preparados, se esterilizaron durante 20 minutos a una y media atmósfera. Efectuado este proceso se dejaron enfriar a 50°C, agregándoseles entonces 0,02 ml de una mezcla antibacteriana compuesta por penicilina-estreptomina (5), agitándose los suavemente para distribuirla uniformemente en el agar aún líquido. Quedando ambos antibióticos en una proporción de 0,25 g/l.

Se apoyaron los frascos sobre su pared más ancha para lograr una película de medio nutritivo, de aproximadamente 0,5 cm. de espesor.

1.3. COLORANTES

a) AZUL DE ALGODON

100 ml lactofenol
10 mg azul de algodón

b) FLOXINA

1 g floxina
100 ml agua destilada

c) VIOLETA DE CRESILO

Preparado al 10% del colorante en agua desti-

ácido láctico, fenol, glicerina por partes iguales

1.3.1. TECNICAS UTILIZADAS

Para la observación directa de los cultivos se utilizó azul de algodón, safranina o lactofenol solamente (ver 1.3), como líquidos de montaje parafinándose los bordes de preparado, para conservarlo aproximadamente 10 días.

1.3.2. INCLUSION EN PARAFINA Y COLORACION

Fijador (FAG)

35 ml	agua destilada
5 ml	formol al 10%
2 ml	ácido acético glacial
10 ml	glicerina

Tiempo de fijación 24 a 48 horas.

Deshidratación e inclusión

Alcohol 50	24 horas
" 70	24 horas
80	10 horas
90	6 horas
96	4 horas, con cambio a las 2 horas
100	1 hora

Benzol 15 minutos (diafanizador)

1°Parafina 24 horas a 55°C (estufa)

2°Parafina hacer taco

Modificación butílico

Igual desde el alcohol 50 hasta alcohol 96; luego:

Alcohol 96 - Butílico (partes iguales) 10 horas

Butílico puro un día hasta varios con dos cambios (1)

1°Parafina 24 horas a 55 °C (estufa)

2°Parafina hacer taco.

(1) Más de una semana es contraproducente dado que se altera este material

Cortes de 10 a 15 micrones

Coloración

Desparafinar con xilol

Hidratar con serie decreciente de alcoholes

Dejar en agua destilada con dos cambios: 10 minutos

Colocar colorante violeta de cresillo 2 á 3 minutos

Lavar con alcohol 50 (se produce el viraje)

Deshidratar rápidamente, xilol y bálsamo

Coloración diferencial: el hongo se tiñe rojizo y el colágeno azul.

Se probó la coloración diferencial May Grünwald Giemsa, no dando resultado satisfactorio.

1.4. TECNICAS DE MICROSCOPIA ELECTRONICA

Se utilizó el Servicio de Microscopía Electrónica de Barrido del CONICET (Consejo Nacional de Investigaciones Científicas y Técnicas). Para el estudio de pelos normales se procedió de la siguiente manera: se tomaron pelos de chinchilla cortados lo más cerca posible del cuero, se lavaron con éter etílico y se dejaron secar sobre papel de filtro. Por otra parte, se cortaron chapitas de papel de aluminio de 1,5 cm aproximado de diámetro, se las desengrasó hirviéndolas en alcohol y lavándolas en éter. Sobre esas chapitas se colocó esmalte de uñas incoloro en dos extremos (se buscó un esmalte de secado lento). Con una pinza de punta fina se tomaron pelos y se colocaron sobre la chapita de modo tal, que los extremos quedaran adheridos al aluminio por el esmalte. En todos los casos se metalizó con oro-paladio. El campo luego observado es el central, donde no hay esmalte y la posición de pelos se halla libre.

Para el estudio del ataque de hongos a pelos, se utilizó el medio APB. Se colocó el inóculo en el centro de la caja de Petri y se dejó a temperatura ambiente por 60 días al cabo de los cuales, con una pinza de punta fina, se tomaron dos o tres pelos y se colocaron sobre la chapita de aluminio con esmalte en la forma descripta anteriormente.

Para el estudio del cuero normal de chinchilla, primero se tomó el cuero, se lo rasó, y luego, con una hojita de afeitar, se cortó en pequeñas porciones que se pegaron con el antedicho esmalte a las chapitas. Según la parte que se desee observar así se debe pegar el trozo de cuero: a) dorsal: se observan los folículos pilosos con los pelos que emergen de los ellos; b) ventral: se observa el tejido conectivo de la dermis; c) longitudinal: se observa el folículo piloso completo, los pelos con su raíz y cómo emergen, restos de epidermis y dermis, la trama de las fibras de colágeno y cómo se distribuyen éstas en el cuero, y d) transversal: donde además de observarse la disposición de las fibras de colágeno, se aparece el folículo piloso en sección, pudiéndose contar el número de pelos que hay en él.

Para el estudio de muestras atacadas por hongos se tomaron los discos de cuero infectados, se colocaron en frascos estériles con papel de filtro, y se dejaron secar

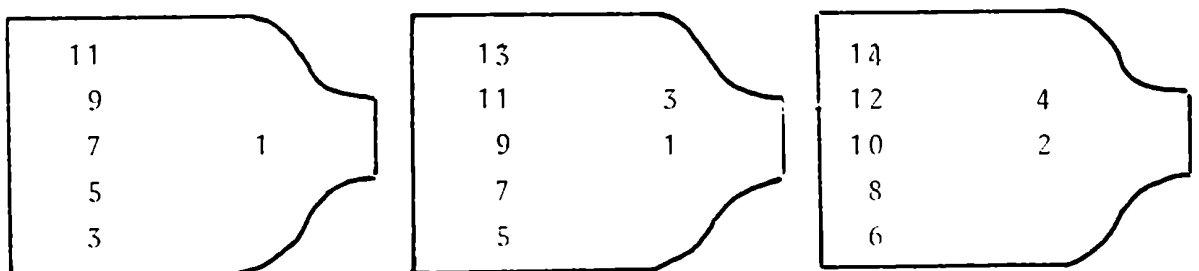
una semana a temperatura ambiente (16 á 18°C). Luego se colocaron en estufa a no más de 40°C y se dejaron varios días para que se terminaran de secar, para luego proceder a cortarlos igual que los cueros anteriores y pegarlos con esmalte a las chapitas de aluminio. Mientras se esperaba turno para su observación los preparados se conservaron con silicagel para evitar que se hidrataran.

1.5. ENSAYO DE ATAQUE AL CUERO POR DISTINTAS ESPECIES FUNGICAS

Se procedió a tomar 17 cueros de chinchilla, se los identificó con las letras de la D a la S, se los rasó y se sacaron probetas numerándolas, de cabeza a culata. Cada probeta lleva escrita la letra del cuero a que pertenece y el número de orden, de modo tal, que se puede indentificar la procedencia. Las probetas de cada cuero se separaron en dos lotes, las pares y las impares. Las impares son las tes-tigo a fin de poder graficar mediante la lectura de sus puntos de ruptura, la línea normal de ruptura del cuero, en tanto las probetas pares fueron expuestas al ataque de los hongos.

A todas las probetas se le midió el espesor antes de esterilizar y se sacó el promedio de las tres medidas. De cada cuero, en promedio, se obtuvieron 15 probetas; los lotes pares e impares se compusieron de 7 ú 8 probetas, respectivamente. Luego se procedió a colocar en sobres de polietileno de 100 μ las probetas pares con 5 discos de la misma piel, de 0,7 cm de diámetro. Los sobres fueron cerrados herméticamente al calor. Se repitió una operación idéntica con las probetas impares. De modo tal, que de cada cuero se obtuvieron dos sobres con las probetas y con discos sobre los cuales se estudió el ataque fúngico mediante preparados histológicos. Se irradiaron los sobres a 2,5 Mrad, y se esperó 15 días. Se preparó agar agua al 1,5% en botellas de 5,5 cm de ancho x 15 cm de alto x 3,5 de largo, que se esterilizaron a 1,5 atm durante 20 minutos, acostándoselas para obtener mayor superficie de cultivo.

Se tomaron los sobres y estérilmente se colocaron las probetas dentro de los frascos, siguiendo un orden determinado (esquema N°8). Sucedió que en algunos casos el micelio cubrió la numeración de la probeta. Pero por la ubicación resultaba fácil determinar la procedencia. Siempre había 5 probetas en la parte inferior del frasco.



ESQUEMA N°8

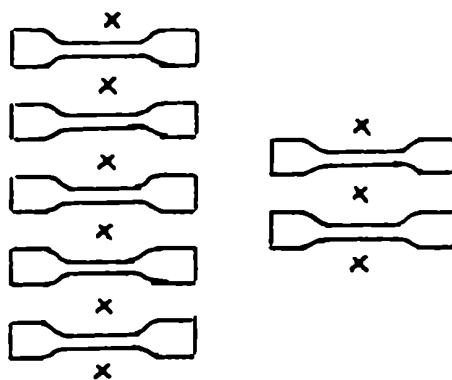
De este modo de cada cuero se obtuvieron 2 frascos, uno con las probetas pares a las cuales se inoculó el hongo y el otro con las probetas impares que eran los testigos. Cada frasco se rotuló con la letra del cuero y la leyenda par o impar según las probetas que contenía.

Además, como en cada sobre había 5 discos, éstos se colocaron en otro frasco también estéril. Pero con la diferencia que los 5 discos del sobre par y los 5 discos del sobre impar de un mismo cuero se colocaron juntos. Con estos 10 discos se estudió el ataque al cuero microscópicamente.

Se colocaron las probetas sobre el agar durante 12 horas, antes de sembrarse los hongos, con el fin de que se humedecieran bien. Puede darse que algunas probetas al humedecerse se estiren o alargen, con lo cual se arrugan elevándose del agar; en tal caso antes de inocularlas con una pinza estéril se mueven un poco a fin de obtener su total asentamiento sobre el agar.

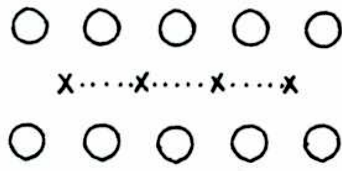
SIEMBRA

Se procedió a obtener un buen inóculo a partir de un cultivo joven, de no más de 15 días. Se sembró con ansa dentro del frasco que contenía las probetas, cerca de las zonas angostas de las mismas; en general, un frasco resulta con 7 puntos de siembra como se observa en el esquema N°9.



ESQUEMA N°9

La siembra se realizó en los frascos que contenían las probetas pares, quedando los impares como testigo. Además se siembran al mismo tiempo los frascos que contienen los 10 discos para investigación histológica, sea óptica o de microscopia electrónica; en este caso la siembra se realiza en varios puntos entre discos como muestra el esquema N°10.



ESQUEMA N° 10

Cada frasco se rotuló con el número del hongo inoculado y la fecha de siembra



1.4. METODO PARA EL ESTUDIO DE ATAQUE A PELO

Para el estudio del ataque de los hongos al pelo, se procedió de la siguiente manera:

Se sembró la cepa a estudiar en los dos medios (ApA y ApB) (7) (8), o en uno solo, según la finalidad. Se incubó en estufa a 27°C durante la época invernal, luego se dejó a temperatura ambiente y se hizo la lectura a los 45 días de sembrados. Para ello se tomó con el ansa un trozo de agar pelo, se colocó en el porta y se lo coloreó con azul de algodón. Este colorante colorea bien al hongo y, si el pelo está atacado por zonas, también colorea dichas zonas.

2. RESULTADOS

2.1 Cuadro de las especies aisladas en los discos de cada cuero

Algunas cepas representativas de las especies han sido depositadas en la micoteca del Departamento de Ciencias Biológicas, Facultad de Ciencias Exactas, Universidad de Buenos Aires.

1 C	2 C	3 C
1. <i>Chaetomium dolichotrichum</i>	1. Sin desarrollo	1. Sin desarrollo
2. a) <i>Ch. globosum</i> (1)	2. <i>Ch. funiculum</i> (1)	2. <i>Ch. funiculum</i> (1)
2. b) <i>Ch. globosum</i> (1)	3. <i>Ch. funiculum</i> (1)	3. <i>Aspergillus glaucus</i>
3. No se repicó más	4. <i>Ch. funiculum</i> (1)	4. <i>Ch. funiculum</i> (1)
4. No se repicó más	5. <i>Ch. funiculum</i> (1)	5. <i>Ch. funiculum</i> (1)
5. Sin desarrollo	6. <i>Ch. globosum</i> (3)	6. <i>Ch. funiculum</i> (1)
6. Sin desarrollo	7. <i>Ch. funiculum</i> (1)	7. <i>Paecilomyces variotii</i> (1)
7. <i>Ch. globosum</i> (1)	8. <i>Ch. funiculum</i> (1)	8. a) <i>A. ustus</i> (2)
8. Sin desarrollo	9. Sin desarrollo	8. b) <i>Ch. funiculum</i> (1)
9. <i>Ch. globosum</i> (1)	10. <i>Ch. funiculum</i> (1)	9. <i>A. flavus</i> (2)
10. <i>Ch. globosum</i> (1)	11. <i>Ch. globosum</i> (1)	10. <i>Ch. funiculum</i> (1)
11. <i>Ch. dolichotrichum</i>	12. <i>Ch. globosum</i> (3)	11. a) <i>Paecilomyces variotii</i> (1)
12. <i>Ch. dolichotrichum</i>		11. b) <i>A. flavus</i> (2)
		12. a) <i>Ch. funiculum</i>
		12. b) <i>Paecilomyces</i> sp
4 C	5 C	6 C
1. <i>Ch. dolichotrichum</i>	1. Sin desarrollo	1. Sin desarrollo
2. Sin desarrollo	2. <i>Ch. globosum</i> (1)	2. Sin desarrollo
3. <i>Ch. dolichotrichum</i>	3. <i>Ch. globosum</i> (2)	3. Sin desarrollo
4. <i>Ch. dolichotrichum</i>	4. <i>Ch. globosum</i> (1)	4. <i>A. glaucus</i>
5. <i>Ch. dolichotrichum</i>	5. <i>Micelio estéril</i>	5. Sin desarrollo
6. <i>Ch. dolichotrichum</i>	6. <i>Ch. globosum</i> (3)	6. <i>A. glaucus</i>
7. <i>Ch. dolichotrichum</i>	7. Sin desarrollo	7. <i>A. glaucus</i>
8. <i>Ch. dolichotrichum</i>	8. <i>Ch. funiculum</i> (2)	8. <i>A. glaucus</i>
9. <i>Ch. globosum</i> (3)	9. <i>Ch. funiculum</i> (2)	9. Sin desarrollo
10. <i>Ch. dolichotrichum</i>	10. <i>Ch. funiculum</i> (2)	10. Sin desarrollo
11. <i>Ch. dolichotrichum</i>	11. <i>Ch. funiculum</i> (2)	11. Sin desarrollo
12. Sin desarrollo	12. <i>Ch. funiculum</i> (2)	12. Sin desarrollo

7C	8C	9C
1. <i>Chaetomiun globusum</i> (1)	1. <i>Ch. funicolum</i> (2)	1. <i>Corynascus sepedonium</i>
2. <i>Ch. globusum</i> (1)	2. <i>Ch. globosum</i> (1)	2. <i>Ch. globusum</i> (1)
3. <i>Ch. globusum</i> (1)	3. Sin desarrollo	3. <i>Ch. globusum</i> (1)
4. <i>Ch. globusum</i> (1)	4. Sin desarrollo	4. <i>Ch. globusum</i> (1)
5. <i>Ch. globusum</i> (1)	5. <i>Ch. funicolum</i> (2)	5. <i>Ch. globusum</i> (1)
6. <i>Ch. globusum</i> (1)	6. Sin desarrollo	6. <i>Ch. globusum</i> (1)
7. <i>Ch. globosum</i> (1)	7. <i>Trichoderma herzianum</i>	7. <i>Ch. globusum</i> (1)
8. <i>Ch. funicolum</i> (2)	8. <i>Ch. funicolum</i> (2)	8. <i>Ch. globusum</i> (3)
9. <i>Ch. funicolum</i> (2)	9. <i>Penicillium oxalicum</i> (1)	9. <i>Ch. globusum</i> (1)
10. <i>Ch. globusum</i> (1)	10. <i>Ch. funicolum</i> (2)	10. <i>Ch. globusum</i> (3)
11. <i>Ch. globusum</i> (1)	11. <i>P. oxalicum</i> (1)	11. <i>Ch. globusum</i> (1)
12. <i>Ch. globusum</i> (1)	12. <i>Ch. funicolum</i> (2)	12. <i>Ch. globusum</i> (1)
10M	11C	12C
1. <i>Verticillium lateriticum</i>	1. Sin desarrollo	1. <i>Ch. indicum</i>
2. No repicó mas	2. Sin desarrollo	2. Sin desarrollo
3. <i>Verticillium lateriticum</i>	3. Sin desarrollo	3. Sin desarrollo
4. <i>Verticillium lateriticum</i>	4. Sin desarrollo	4. <i>Ch. globusum</i> (3)
5. <i>Verticillium lateriticum</i>	5. Sin desarrollo	5. Sin desarrollo
6. <i>P. oxalicum</i> (1)	6. Sin desarrollo	6. Sin desarrollo
7. a) <i>P. chrysogenum</i> (2)	7. <i>Ch. globusum</i> (3)	7. Sin desarrollo
b) <i>P. chrysogenum</i> (2)	8. Sin desarrollo	8. Sin desarrollo
8. <i>P. chrysogenum</i> (2)	9. Sin desarrollo	9. Sin desarrollo
9. a) <i>P. chrysogenum</i> (2)	10. <i>Ch. anguipillium</i>	10. Sin desarrollo
b) <i>P. chrysogenum</i> (2)	11. Sin desarrollo	11. Sin desarrollo
10. <i>P. oxalicum</i> (1)	12. Sin desarrollo	12. Sin desarrollo
11. <i>Verticillium lateriticum</i>		
12. <i>Verticillium lateriticum</i>		

13 C	14 C	15 C
1. <i>Chaetomium funiculum</i> (2)	1. <i>Ch. globosum</i> (1)	1. <i>Chaetomium mollicellum</i>
2. <i>Chaetomium globosum</i> (3)	2. <i>Ch. globosum</i> (3)	2. <i>Ch. funiculum</i> (2)
3. Sin desarrollo	3. <i>Ch. globosum</i> (3)	3. <i>Ch. mollicellum</i>
4. <i>Ch. funiculum</i> (2)	4. Sin desarrollo	4. <i>Ch. funiculum</i> (2)
5. <i>Ch. globosum</i> (3)	5. <i>Ch. globosum</i> (3)	5. <i>Ch. globosum</i> (1)
6. Sin desarrollo	6. <i>Ch. globosum</i> (3)	6. <i>Ch. globosum</i> (3)
7. Sin desarrollo	7. a) <i>Penicillium chrysogenum</i> (2) b) No repicó más	7. <i>Ch. globosum</i> (3)
8. Sin desarrollo	8. No repicó más	8. <i>Ch. globosum</i> (3)
9. Sin desarrollo	9. a) <i>P. chrysogenum</i> (2)	9. Sin desarrollo
10. Sin desarrollo	b) <i>P. chrysogenum</i> (2)	10. <i>Ch. globosum</i> (3)
11. Sin desarrollo	10. a) <i>P. chrysogenum</i> (2) b) No repicó más	11. <i>Ch. globosum</i> (3)
12. No repicó más	11. <i>A. niger</i> (1)	12. <i>Verticillium lateriticum</i>
	a) <i>P. chrysogenum</i> (2)	
	12. b) No repicó más	
16 C	17 C	18 C
1. <i>Ch. globosum</i> (3)	1. <i>Ch. globosum</i> (3)	1. <i>Ch. funiculum</i> (2)
2. <i>Ch. globosum</i> (1)	2. Sin desarrollo a) <i>Ch. globosum</i> (3)	2. <i>Ch. funiculum</i> (2)
3. <i>Ch. globosum</i> (1)	3. b) <i>Ch. globosum</i> (1)	3. <i>Ch. funiculum</i> (2)
4. <i>Ch. globosum</i> (3)	4. <i>Ch. globosum</i> (1)	4. <i>Ch. funiculum</i> (2)
5. <i>Ch. globosum</i> (1)	5. <i>Ch. globosum</i> (1)	5. <i>Ch. funiculum</i> (2)
6. <i>Ch. globosum</i> (1)	6. <i>Ch. globosum</i> (3)	6. <i>Ch. funiculum</i> (2)
7. <i>Ch. globosum</i> (3)	7. <i>Ch. globosum</i> (3)	7. <i>Ch. globosum</i> (3)
8. a) <i>Ch. globosum</i> (1)	8. Sin desarrollo	8. Sin desarrollo
b) <i>Ch. globosum</i> (3)	9. Sin desarrollo	9. Sin desarrollo
9. Sin desarrollo	10. <i>Ch. globosum</i> (3)	10. <i>Ch. globosum</i> (3)
10. <i>Ch. globosum</i> (3)	11. <i>Ch. globosum</i> (3)	11. <i>Ch. globosum</i> (3)
11. Sin desarrollo	12. <i>Ch. globosum</i> (3)	12. <i>Ch. globosum</i> (3)
12. <i>Ch. globosum</i> (3)		

19 C	20 C	21 C
1. Sin desarrollo	1. <i>Ch. globosum</i> (3)	1. <i>Ch. globosum</i> (3)
2. <i>Chaetomium funicolum</i> (2)	2. <i>Ch. globosum</i> (3)	2. <i>Ch. funicolum</i> (2)
3. <i>Chaetomium globosum</i> (1) <i>Penicillium</i>	3. <i>Ch. globosum</i> (3)	3. <i>Ch. funicolum</i> (2)
4. <i>chrysogenum</i> (2)	4. <i>Ch. globosum</i> (3)	4. <i>Ch. globosum</i> (3)
5. <i>Ch. funicolum</i> (2)	5. No repicó más	5. <i>Ch. funicolum</i> (2)
6. Sin desarrollo	6. <i>Ch. globosum</i> (3)	6. <i>Ch. funicolum</i> (1)
7. <i>Ch. globosum</i> (1)	7. Sin desarrollo	7. Sin desarrollo
8. <i>Ch. globosum</i> (3)	8. <i>Ch. globosum</i> (3)	8. Sin desarrollo
9. <i>Ch. globosum</i> (3)	9. <i>P. chrysogenum</i> (2)	9. Sin desarrollo
10. <i>Ch. globosum</i> (3)	10. <i>P. chrysogenum</i> (2)	10. a) <i>Mycelia sterilia</i> (3)
11. <i>Ch. globosum</i> (3)	11. <i>P. chrysogenum</i> (2)	10. b) <i>P. chrysogenum</i> (2)
12. <i>Ch. globosum</i> (3)	12. <i>Ch. globosum</i> (3)	11. a) <i>P. chrysogenum</i> (2)
		11. b) <i>Ch. globosum</i> (1)
		12. <i>Ch. funicolum</i> (2)

22 C	23 C	24 C.
1. Sin desarrollo	1. <i>Ch. funicolum</i> (2)	1. Sin desarrollo
2. Sin desarrollo	2. <i>Ch. funicolum</i> (2)	2. Sin desarrollo
3. Sin desarrollo	3. <i>Ch. funicolum</i> (2)	3. Sin desarrollo
4. <i>Ch. globosum</i> (1)	4. <i>Ch. funicolum</i> (2)	4. <i>Ch. funicolum</i> (1)
5. <i>Ch. globosum</i> (3)	5. <i>Ch. funicolum</i> (2)	5. Sin desarrollo
6. <i>Ch. globosum</i> (3)	6. <i>Ch. funicolum</i> (2)	6. Sin desarrollo
7. Sin desarrollo	7. Sin desarrollo	7. Sin desarrollo
8. <i>Ch. globosum</i> (3)	8. Sin desarrollo	8. Sin desarrollo
9. Sin desarrollo	9. <i>Ch. funicolum</i> (2)	9. <i>Ch. globosum</i> (1)
10. <i>Ch. globosum</i> (1)	10. <i>Ch. funicolum</i> (2)	10. <i>Ch. funicolum</i> (1)
11. a) <i>Ch. globosum</i> (3)	11. <i>Ch. globosum</i> (3)	11. Sin desarrollo
11. b) <i>P. chrysogenum</i> (4)	12. <i>Ch. funicolum</i> (2)	12. Sin desarrollo
12. <i>Ch. globosum</i> (1)		

25 C	26 C	27 C
1. <i>Chaetomium globosum</i> (3)	1. <i>Ch. globosum</i> (1)	1. <i>Alternaria</i> sp
2. <i>Ch. globosum</i> (3)	2. No repicó más	2. <i>Ch. globosum</i> (3)
3. <i>Ch. globosum</i> (3)	3. No repicó más	3. <i>Ch. globosum</i> (3)
4. <i>Ch. globosum</i> (1)	4. <i>Ch. globosum</i> (1)	4. <i>Penicillium chrysogenum</i> (2)
5. No repicó más	5. No repicó más	5. <i>Ch. globosum</i> (3)
6. <i>Ch. globosum</i> (3)	6. No repicó más	6. <i>Ch. globosum</i> (3)
7. Sin desarrollo	7. <i>Ch. globosum</i> (1)	7. <i>Ch. funicolum</i> (2)
8. <i>Ch. globosum</i> (1)	8. <i>P. chrysogenum</i> (1)	8. <i>Ch. funicolum</i> (2)
9. <i>Ch. globosum</i> (1)	9. <i>Ch. globosum</i> (3)	9. Sin desarrollo
10. <i>Ch. globosum</i> (3)	a) <i>Ch. globosum</i> (1)	10. <i>Ch. funicolum</i> (2)
11. <i>Ch. globosum</i> (3)	10. b) <i>Ch. globosum</i> (3)	11. <i>Ch. funicolum</i> (2)
12. <i>Ch. globosum</i> (3)	11. <i>Ch. globosum</i> (3)	12. <i>Ch. funicolum</i> (2)
	12. <i>Ch. globosum</i> (3)	
28 C	29 C	30 C
1. <i>Ch. funicolum</i> (1)	1. <i>Ch. funicolum</i> (2)	1. Sin desarrollo
2. <i>Ch. globosum</i> (3)	a) <i>Ch. funicolum</i> (2)	a) <i>Ch. funicolum</i> (1)
3. <i>Ch. globosum</i> (3)	2. b) <i>Ch. reflexum</i>	2. b) <i>Ch. funicolum</i> (2)
4. <i>Ch. funicolum</i> (1)	3. <i>Ch. funicolum</i> (2)	3. <i>Ch. funicolum</i> (1)
5. <i>Ch. globosum</i> (3)	4. <i>Ch. globosum</i> (3)	4. <i>Ch. globosum</i> (1)
6. <i>Ch. globosum</i> (3)	5. <i>Ch. funicolum</i> (2)	5. <i>Ch. globosum</i> (1)
7. <i>Ch. funicolum</i> (1)	6. <i>Ch. funicolum</i> (2)	a) <i>Ch. funicolum</i> (2)
a) <i>Ch. globosum</i> (3)	7. <i>Ch. funicolum</i> (2)	6. b) <i>Aspergillus flavipes</i>
8. b) <i>Aspergillus flavus</i> (2)	8. <i>Ch. globosum</i> (4)	7. <i>Ch. funicolum</i> (1)
9. <i>Ch. funicolum</i> (1)	9. <i>Ch. funicolum</i> (2)	8. <i>Ch. globosum</i> (1)
10. <i>Ch. globosum</i> (3)	a) No repicó más	9. <i>Ch. funicolum</i> (1)
11. <i>Ch. funicolum</i> (1)	10. b) <i>Penicillium oxalicum</i> (2)	a) <i>Ch. funicolum</i> (1)
12. <i>Ch. globosum</i> (3)	11. <i>Ch. globosum</i> (3)	10. b) <i>Ch. globosum</i> (1)
	12. <i>Ch. globosum</i> (1)	11. <i>Ch. globosum</i> (1)
		12. <i>Ch. funicolum</i> (1)

31 C

1. *Chaetomium funiculum* (1)
2. *Ch. globosum* (1)
3. *Ch. globosum* (1)
4. *Ch. globosum* (1)
5. *Ch. globosum* (1)
6. *Ch. globosum* (1)
7. Sin desarrollo
8. Sin desarrollo
9. *Ch. globosum* (1)
10. *Ch. globosum* (1)
11. *Ch. globosum* (1)
12. *Ch. funiculum* (2)

32 C

1. *Ch. globosum* (1)
2. Sin desarrollo
3. *Ch. funiculum* (2)
4. *Ch. funiculum* (2)
5. *Ch. globosum* (1)
6. *Ch. globosum* (3)
7. *Ch. funiculum* (2)
8. *Ch. funiculum* (2)
9. *Ch. funiculum* (2)
10. *Ch. funiculum* (2)
11. *Ch. funiculum* (2)
 - a) *Ch. globosum* (1)
 - b) *Ch. globosum* (1)

33 C

1. Sin desarrollo
2. Sin desarrollo
3. *Ch. globosum* (1)
4. *Ch. globosum* (3)
5. *Ch. globosum* (1)
6. *Ch. globosum* (1)
7. *Ch. globosum* (1)
8. Sin desarrollo
9. Sin desarrollo
10. *Ch. globosum* (1)
11. *Aspergillus glaucus*
12. *Ch. globosum* (1)

34 C

1. Sin desarrollo
2. Sin desarrollo
3. Sin desarrollo
4. *Ch. mollicellum*
5. Sin desarrollo
6. *Ch. globosum* (3)
7. Sin desarrollo
8. Sin desarrollo
9. *Ch. funiculum* (2)
10. Sin desarrollo
11. *Ch. funiculum* (2)
12. Sin desarrollo

35 C

1. *Ch. funiculum* (2)
2. Sin desarrollo
3. Sin desarrollo
4. Sin desarrollo
5. Sin desarrollo
6. *Ch. globosum* (1)
7. Sin desarrollo
8. Sin desarrollo
9. Sin desarrollo
10. Sin desarrollo
11. *Aspergillus flavipes*
12. Sin desarrollo

36 C

1. *Ch. funiculum* (1)
2. *Gynnoascus reesii*
3. *Ch. funiculum* (1)
4. *Ch. funiculum* (1)
5. Sin desarrollo
6. *Ch. funiculum* (1)
7. Sin desarrollo
8. Sin desarrollo
9. *Pestalotiopsis guepini* (2)
10. Sin desarrollo
11. *Ch. funiculum* (1)
12. *Verticillium lateriticum*

37 C	38 C	39 C
1. <i>Ch. funiculum</i> (1)	1. <i>Ch. funiculum</i> (2)	1. <i>Ch. funiculum</i> (2)
2. Sin desarrollo	2. <i>Ch. funiculum</i> (2)	2. <i>Ch. funiculum</i> (2)
3. <i>Ch. funiculum</i> (1)	3. Sin desarrollo	3. <i>Ch. funiculum</i> (2)
4. <i>Ch. funiculum</i> (1)	4. <i>Ch. funiculum</i> (2)	4. <i>Ch. funiculum</i> (2)
5. <i>Ch. funiculum</i> (1)	5. <i>Ch. funiculum</i> (2)	5. <i>P. chrysogenum</i> (2)
6. <i>Chaetomium</i> sp (2)	6. a) <i>Ch. funiculum</i> (2)	6. <i>Ch. funiculum</i> (2)
7. <i>Ch. funiculum</i> (1)	6. b) <i>Ch. funiculum</i> (1)	7. <i>Ch. funiculum</i> (2)
8. No repicó más	7. Sin desarrollo	8. <i>Ch. funiculum</i> (1)
9. Sin desarrollo	8. a) <i>Ch. funiculum</i> (1)	9. Sin desarrollo
10. Sin desarrollo	8. b) <i>Ch. funiculum</i> (2)	<i>Paecilomyces</i>
11. <i>Ch. funiculum</i> (1)	9. <i>Ch. funiculum</i> (2)	10. <i>variotii</i>
12. <i>Ch. funiculum</i> (1)	10. <i>Ch. funiculum</i> (2)	11. <i>Aspergillus glaucus</i>
	11. a) <i>Penicillium chry-</i>	12. <i>Ch. funiculum</i> (2)
	11. <i>sogenum</i> (5)	
	11. b) <i>Ch. funiculum</i> (2)	
	12. <i>Ch. funiculum</i> (2)	

40 C

41 M

1. <i>Corynascus sepedonium</i>	1. <i>Penicillium oxalicum</i> (2)
2. Sin desarrollo	2. <i>P. chrysogenum</i> (2)
3. <i>Ch. funiculum</i> (2)	3. Sin desarrollo
4. Sin desarrollo	4. <i>Chaetomium bostrychodes</i>
a) <i>P. oxalicum</i> (2)	5. <i>P. oxalicum</i> (2)
5. b) <i>P. chrysogenum</i> (2)	6. <i>P. chrysogenum</i> (2)
6. Sin desarrollo	7. <i>P. oxalicum</i> (2)
7. Sin desarrollo	8. Sin desarrollo
8. Sin desarrollo	9. <i>Ch. globosum</i> (3)
a) <i>Ch. funiculum</i> (2)	10. <i>Ch. globosum</i> (3)
9. b) <i>P. chrysogenum</i> (2)	11. <i>P. oxalicum</i> (2)
10. Sin desarrollo	12. <i>Ch. globosum</i> (3)
a) <i>Ch. globosum</i> (3)	
11. b) <i>P. chrysogenum</i> (2)	
12. a) <i>Ch. funiculum</i> (2)	
b) <i>Ch. funiculum</i> (1)	

42 M	43 M	44 M
1. Sin desarrollo	1. Sin desarrollo	1. <i>P. chrysogenum</i> (5)
2. <i>Penicillium chrysogenum</i> (4)	2. Sin desarrollo	2. Sin desarrollo
3. <i>Ch. globosum</i> (3)	3. Sin desarrollo	3. Sin desarrollo
4. Sin desarrollo	4. <i>Chaetomium globosum</i> (3)	4. Sin desarrollo
5. Sin desarrollo	5. Sin desarrollo	5. <i>P. chrysogenum</i> (5)
6. <i>Ch. chrysogenum</i> (4)	6. Sin desarrollo	6. Sin desarrollo
7. Sin desarrollo	7. <i>P. oxalicum</i> (5)	7. Sin desarrollo
8. <i>P. Chrysogenum</i> (4)	8. <i>Alternaria</i> sp.	8. <i>P. chrysogenum</i> (1)
9. <i>Ch. globosum</i> (3)	9. Sin desarrollo	9. <i>P. chrysogenum</i> (1)
10. <i>P. chrysogenum</i> (4)	a) <i>P. oxalicum</i> (5)	a) <i>P. oxalicum</i> (5)
11. Sin desarrollo	10. b) <i>Trichoderma pseudo-koningii</i>	10. b) <i>Ch. globosum</i> (3)
12. Sin desarrollo	11. <i>Alternaria</i> sp	11. <i>P. oxalicum</i> (5)
	12. Sin desarrollo	12. <i>P. oxalicum</i> (5)

45 C	46 M	47 M
1. Sin desarrollo	1. <i>P. chrysogenum</i> (5)	1. <i>Ch. globosum</i> (3)
2. <i>P. oxalicum</i> (1)	2. Sin desarrollo	2. <i>P. chrysogenum</i> (2)
3. Sin desarrollo	3. <i>P. chrysogenum</i> (5)	3. Sin desarrollo
4. <i>Ch. funicolum</i> (2)	4. <i>Ch. globosum</i> (3)	4. Sin desarrollo
5. <i>Ch. funicolum</i> (2)	5. <i>P. chrysogenum</i> (5)	5. <i>P. chrysogenum</i> (1)
6. <i>Ch. globosum</i> (1)	6. <i>P. chrysogenum</i> (5)	6. Sin desarrollo
7. <i>Ch. funicolum</i> (2)	7. Sin desarrollo	7. Sin desarrollo
8. Sin desarrollo	8. <i>P. chrysogenum</i> (5)	8. <i>Sclerotium</i> sp.
9. Sin desarrollo	9. <i>P. chrysogenum</i> (5)	9. <i>Sclerotium</i> sp.
10. <i>Ch. funicolum</i> (2)	10. <i>Aspergillus niger</i> (1)	10. <i>P. chrysogenum</i> (1)
11. <i>Ch. funicolum</i> (2)	11. <i>P. chrysogenum</i> (5)	11. <i>P. chrysogenum</i> (1)
12. <i>Ch. globosum</i> (3)	a) <i>P. chrysogenum</i> (7)	12. <i>Sclerotium</i> sp.
	12. b) <i>A. niger</i> (1)	

48 M	49 M	50 M
1. Sin desarrollo	1. <i>P. frequentans</i>	1. <i>Trichoderma pseudokoningii</i>
2. a) <i>Penicillium chrysogenum</i> (1) b) <i>P. chrysogenum</i> (2)	2. <i>P. frequentans</i>	2. <i>Trichoderma pseudokoningii</i>
3. Sin desarrollo	3. <i>P. frequentans</i>	3. <i>Trichoderma pseudokoningii</i>
4. Sin desarrollo	4. <i>P. frequentans</i>	4. <i>Trichoderma pseudokoningii</i>
5. <i>P. chrysogenum</i> (1)	5. <i>P. frequentans</i>	5. <i>Trichoderma</i>
6. <i>P. chrysogenum</i> (2)	6. <i>Penicillium frequentans</i>	6. <i>pseudokoningii</i>
7. No repicó más	7. <i>P. frequentans</i>	7. <i>Trichoderma pseudokoningii</i>
8. No repicó más	8. <i>P. frequentans</i>	8. <i>Trichoderma pseudokoningii</i>
9. No repicó más	9. <i>P. frequentans</i>	9. <i>Trichoderma pseudokoningii</i>
10. No repicó más	10. <i>P. frequentans</i>	10. <i>Trichoderma pseudokoningii</i>
11. No repicó más	11. <i>P. frequentans</i>	11. <i>Trichoderma pseudokoningii</i>
12. a) No repicó más b) <i>Chaetomium globosum</i> (3)	12. <i>P. frequentans</i>	12. <i>Verticillium lateriticum</i>
51 M	52 M	53 M
1. <i>P. oxalicum</i> (1)	1. <i>Cladosporium chlorocephalum</i>	1. <i>P. oxalicum</i> (1)
2. <i>P. oxalicum</i> (2)	2. <i>P. oxalicum</i> (4)	2. <i>P. oxalicum</i> (1)
3. <i>Trichoderma herzianum</i>	a) <i>Cladosporium chlorocephalum</i>	3. <i>P. oxalicum</i> (1)
4. <i>P. oxalicum</i> (1)	b) <i>Fusarium camptoceras</i>	4. <i>Ch. globosum</i> (3)
5. <i>Alternaria</i> sp	4. Sin desarrollo	5. <i>P. oxalicum</i> (1)
6. <i>Alternaria</i> sp.	5. <i>P. canescens</i>	6. <i>P. oxalicum</i> (1)
7. Sin desarrollo	6. Sin desarrollo	7. Sin desarrollo
8. <i>Cladosporium chlorocephalum</i>	7. <i>P. oxalicum</i> (2)	8. Sin desarrollo
9. Sin desarrollo	8. <i>P. oxalicum</i> (2)	9. <i>P. chrysogenum</i> (2)
10. Sin desarrollo	9. <i>Scopulariopsis brevicaulis</i>	10. a) <i>P. chrysogenum</i> (2) b) <i>Verticillium lateriticum</i>
11. Sin desarrollo	10. a) <i>P. oxalicum</i> (2) b) <i>Fusarium fusariodes</i>	11. Sin desarrollo
12. <i>Trichoderma herzianum</i>	11. <i>P. oxalicum</i> (2)	12. <i>P. chrysogenum</i> (2)
	12. <i>P. oxalicum</i> (2)	

54 M	55 M	56 M
1. <i>Penicillium chrysogenum</i> (1)	1. <i>P. oxalicum</i> (1)	1. <i>P. chrysogenum</i> (1)
2. Sin desarrollo	2. <i>P. oxalicum</i> (1)	2. <i>P. chrysogenum</i> (1)
3. Sin desarrollo	3. <i>P. oxalicum</i> (1)	3. <i>P. chrysogenum</i> (1)
4. <i>P. chrysogenum</i> (1)	4. <i>P. oxalicum</i> (1)	4. a) <i>P. chrysogenum</i> (1) b) <i>Cladosporium chlorocapalum</i>
5. <i>Aspergillus glaucus</i>	5. <i>P. oxalicum</i> (1)	5. <i>P. chrysogenum</i> (1)
6. <i>Chaetomium globosum</i> (3)	6. <i>P. oxalicum</i> (1)	6. <i>P. chrysogenum</i> (1)
7. <i>A. glaucus</i>	7. <i>A. flavipes</i>	7. <i>P. chrysogenum</i> (2)
8. <i>P. oxalicum</i> (2)	8. <i>A. flavipes</i>	8. <i>P. chrysogenum</i> (2)
9. <i>P. chrysogenum</i> (1)	9. <i>A. flavipes</i>	9. <i>P. chrysogenum</i> (2)
10. <i>P. chrysogenum</i> (1)	10. <i>A. flavipes</i>	10. <i>P. chrysogenum</i> (2)
11. <i>P. chrysogenum</i> (2)	11. <i>A. flavipes</i>	11. <i>P. chrysogenum</i> (2)
12. <i>P. chrysogenum</i> (1)	12. <i>A. flavipes</i>	12. <i>P. chrysogenum</i> (2)
57 M	58 M	59 M
1. Sin desarrollo	1. Sin desarrollo	1. Sin desarrollo
2. Sin desarrollo	2. <i>P. chrysogenum</i> (1)	2. <i>P. chrysogenum</i> (2)
3. <i>Ch. bostrychodes</i>	3. Sin desarrollo	3. <i>P. oxalicum</i> (1)
4. Sin desarrollo	4. <i>P. chrysogenum</i> (1)	4. a) <i>Trichoderma pseudokoningii</i> b) <i>P. chrysogenum</i> (1)
5. Sin desarrollo	5. <i>Ch. bostrychodes</i>	5. a) <i>P. chrysogenum</i> (2) b) <i>P. chrysogenum</i> (2) c) <i>P. chrysogenum</i> (1)
6. Sin desarrollo	6. Sin desarrollo	6. Sin desarrollo
7. <i>A. clavatus</i>	7. Sin desarrollo	7. Sin desarrollo
8. <i>P. decumbens</i>	8. a) <i>P. chrysogenum</i> (2) b) <i>Ventricillium lateriticum</i>	8. <i>P. oxalicum</i> (1)
9. Sin desarrollo	9. <i>P. chrysogenum</i> (2)	9. <i>P. chrysogenum</i> (2)
10. <i>A. clavatus</i>	10. <i>P. chrysogenum</i> (2)	10. <i>Ch. globosum</i> (3)
11. Sin desarrollo	11. <i>P. chrysogenum</i> (2)	11. <i>Ch. globosum</i> (3)
12. Sin desarrollo	12. <i>Geotrichum</i> sp.	12. <i>P. chrysogenum</i> (2)

60 M	61 M	62 M
1. Sin desarrollo	1. <i>Chaetorium globosum</i> (1)	1. <i>P. chrysogenum</i> (1)
2. Sin desarrollo <i>Penicillium</i>	2. <i>P. oxalicum</i> (2)	2. Sin desarrollo
3. <i>chrysogenum</i> (2)	3. <i>Aspergillus flavipes</i>	3. <i>P. chrysogenum</i> (1)
4. Sin desarrollo	4. <i>P. chrysogenum</i> (1)	4. <i>P. chrysogenum</i> (1)
5. Sin desarrollo	a) <i>P. oxalicum</i> (2)	5. <i>P. chrysogenum</i> (1)
6. Sin desarrollo	5. b) <i>P. chrysogenum</i> (1)	6. <i>P. chrysogenum</i> (1)
7. <i>Verticillium</i> <i>lateraticum</i>	c) <i>A. niger</i> (1)	a) <i>P. chrysogenum</i> (1)
8. <i>P. chrysogenum</i> (2)	6. Sin desarrollo	7. b) <i>P. chrysogenum</i> (1)
9. <i>P. chrysogenum</i> (2)	7. <i>P. chrysogenum</i> (1)	8. <i>P. chrysogenum</i> (1)
10. <i>P. chrysogenum</i> (2)	8. Sin desarrollo	9. <i>P. chrysogenum</i> (1)
a) <i>P. chrysogenum</i> (2)	9. <i>P. chrysogenum</i> (1)	a) <i>P. chrysogenum</i> (1)
11. b) <i>Alternaria</i> sp	10. <i>Alternaria</i> sp.	10. b) <i>A. niger</i> (1)
12. <i>P. chrysogenum</i> (2)	11. <i>Beniowskia</i> sp.	c) <i>P. chrysogenum</i> (2)
	12. Sin desarrollo	11. No repicó más
		a) <i>P. chrysogenum</i> (2)
		12. b) <i>Alternaria</i> sp.
63 M	64 M	65 M
1. Sin desarrollo	1. Sin desarrollo	1. Sin desarrollo
2. Sin desarrollo	2. <i>P. chrysogenum</i> (2)	2. <i>P. oxalicum</i> (6)
3. Sin desarrollo	3. <i>P. chrysogenum</i> (2)	3. <i>P. oxalicum</i> (6)
4. Sin desarrollo	4. <i>A. flavipes</i>	4. Sin desarrollo
5. <i>P. chrysogenum</i> (2)	5. <i>P. oxalicum</i> (1)	5. <i>P. oxalicum</i> (6)
6. Sin desarrollo	6. <i>P. oxalicum</i> (1)	6. Sin desarrollo
7. <i>P. chrysogenum</i> (2)	7. <i>P. oxalicum</i> (1)	7. <i>Alternaria</i> sp.
8. Sin desarrollo	8. <i>Alternaria</i> sp.	8. <i>P. chrysogenum</i> (2)
9. Sin desarrollo	9. <i>P. citrinum</i>	9. <i>P. chrysogenum</i> (2)
10. <i>Ch. globosum</i> (3)	10. <i>P. chrysogenum</i> (4)	10. <i>P. chrysogenum</i> (2)
11. Sin desarrollo	11. <i>Pestalotiopsis</i> <i>guelini</i> (1)	11. Sin desarrollo
12. Sin desarrollo	12. <i>P. chrysogenum</i> (2)	12. Sin desarrollo

66 M	67 M	68 M
1. Sin desarrollo	1. Sin desarrollo	1. Sin desarrollo
2. a) <i>Aspergillus glaucus</i>	2. <i>Mycelia sterilia</i> (2)	2. Sin desarrollo
2. b) <i>A. flavipes</i>	3. Sin desarrollo	3. Sin desarrollo
3. <i>P. chrysogenum</i> (1)	4. Sin desarrollo	4. Sin desarrollo
4. Sin desarrollo	5. <i>A. niger</i> (2)	5. Sin desarrollo
5. Sin desarrollo	6. Sin desarrollo	6. Sin desarrollo
6. Sin desarrollo	7. Sin desarrollo	7. <i>P. chrysogenum</i> (2)
7. <i>P. oxalicum</i> (1)	8. Sin desarrollo	8. Sin desarrollo
8. <i>A. ustus</i> (1)	9. Sin desarrollo	9. <i>P. chrysogenum</i> (2)
9. <i>P. oxalicum</i> (1)	10. <i>A. flavipes</i>	10. <i>P. chrysogenum</i> (2)
10. <i>P. oxalicum</i> (1)	11. Sin desarrollo	11. a) <i>P. oxalicum</i> (1)
11. <i>P. oxalicum</i> (1)	12. Sin desarrollo	11. b) <i>P. oxalicum</i> (1)
12. <i>P. oxalicum</i> (1)		12. <i>A. glaucus</i>
69 M	70 M	71 M
1. <i>Penicillium chrysogenum</i> (1)	1. <i>P. oxalicum</i> (2)	1. <i>P. chrysogenum</i> (2)
2. <i>P. chrysogenum</i> (1)	2. Sin desarrollo	2. <i>P. chrysogenum</i> (2)
3. <i>P. chrysogenum</i> (1)	3. Sin desarrollo	3. <i>P. chrysogenum</i> (2)
4. <i>P. chrysogenum</i> (1)	4. Sin desarrollo	4. <i>P. chrysogenum</i> (2)
5. Sin desarrollo	5. a) <i>P. oxalicum</i> (6)	5. <i>P. chrysogenum</i> (2)
6. <i>P. digitatum</i>	5. b) <i>P. chrysogenum</i> (2)	6. <i>P. chrysogenum</i> (2)
7. <i>P. oxalicum</i> (2)	6. Sin desarrollo	7. <i>P. chrysogenum</i> (5)
8. <i>P. oxalicum</i> (2)	7. Sin desarrollo	8. <i>P. chrysogenum</i> (5)
9. <i>P. oxalicum</i> (2)	8. Sin desarrollo	9. <i>P. chrysogenum</i> (5)
10. No repicó más	9. <i>P. chrysogenum</i> (2)	10. <i>P. chrysogenum</i> (5)
11. No repicó más	10. <i>P. chrysogenum</i> (2)	11. <i>P. chrysogenum</i> (5)
12. a) <i>P. oxalicum</i> (2)	11. <i>P. chrysogenum</i> (2)	12. <i>P. chrysogenum</i> (5)
12. b) <i>Circinella</i> sp. (no repicó)	12. <i>P. oxalicum</i> (2)	

72 M

1. *Penicillium chrysogenum* (2)
2. *P. chrysogenum* (2)
3. *P. chrysogenum* (2)
4. *P. chrysogenum* (2)
5. *P. chrysogenum* (2)
6. *P. chrysogenum* (2)
7. *P. chrysogenum* (2)
8. *P. chrysogenum* (2)
9. *P. chrysogenum* (2)
10. *P. chrysogenum* (2)
11. *P. chrysogenum* (2)
12. *P. chrysogenum* (2)

73 M

1. *P. chrysogenum* (2)
2. *P. chrysogenum* (2)
3. *P. chrysogenum* (2)
4. *P. chrysogenum* (2)
5. *P. chrysogenum* (2)
6. *P. chrysogenum* (2)
7. *P. chrysogenum* (1)
8. *P. chrysogenum* (1)
9. *P. chrysogenum* (1)
10. *P. chrysogenum* (1)
11. *P. chrysogenum* (1)
12. *P. chrysogenum* (1)

74 M

1. *P. chrysogenum* (2)
2. Sin desarrollo
3. *P. chrysogenum* (2)
4. *P. chrysogenum* (2)
5. *P. chrysogenum* (2)
6. *P. chrysogenum* (2)
7. *P. chrysogenum* (2)
8. *P. chrysogenum* (2)
9. *P. chrysogenum* (2)
10. *P. chrysogenum* (2)
11. *P. chrysogenum* (2)
12. *P. chrysogenum* (2)

75 C

1. *Chaetium globosum* (1)
2. *Ch. globosum* (1)
3. *Ch. dolichotrichum*
4. *Ch. globosum* (1)
5. *Ch. dolichotrichum*
6. Sin desarrollo
7. *Ch. globosum* (3)
8. *Ch. globosum* (3)
9. *Ch. globosum* (3)
10. *Ch. globosum* (1)
11. *Ch. globosum* (3)
12. *Ch. globosum* (1)

76 C

1. *Ch. funicolum* (2)
2. *Ch. funicolum* (2)
3. *Ch. funicolum* (2)
4. *Ch. globosum* (3)
5. *Ch. funicolum* (2)
6. *Ch. globosum* (3)
7. *Ch. globosum* (3)
8. *Ch. globosum* (3)
9. *Trichoderma herzianum*
10. *Ch. globosum* (3)
11. *Ch. globosum* (3)
12. *Ch. globosum* (3)

77 M

1. Sin desarrollo
2. Sin desarrollo
3. *Aspergillus glaucus*
4. Sin desarrollo
5. *P. chrysogenum* (2)
6. Sin desarrollo
7. *P. chrysogenum* (2)
8. *P. chrysogenum* (2)
9. *Clasdosporium chlorocephalum*
10. *Mucor spinosus*
11. *P. chrysogenum* (2)
12. *P. chrysogenum* (2)

78 C	79 C	80 M
1. <i>Chaetomium globosum</i> (3)	1. Sin desarrollo	1. Sin desarrollo
2. <i>Ch. globosum</i> (3)	2. Sin desarrollo	2. Sin desarrollo
3. <i>Ch. globosum</i> (3)	3. Sin desarrollo	3. Sin desarrollo
4. <i>Ch. globosum</i> (3)	4. Sin desarrollo	4. Sin desarrollo
5. <i>Ch. globosum</i> (3)	5. Sin desarrollo	5. Sin desarrollo
6. <i>Ch. globosum</i> (3)	6. Sin desarrollo	6. <i>Paecilomyces variotii</i>
7. <i>Ch. globosum</i> (3)	7. <i>Ch. globosum</i> (1)	7. Sin desarrollo
8. <i>Ch. globosum</i> (3)	8. Sin desarrollo	8. Sin desarrollo
9. <i>Ch. globosum</i> (3)	9. Sin desarrollo	9. Sin desarrollo
10. <i>Ch. globosum</i> (3)	10. Sin desarrollo	10. <i>Ch. bostrychodes</i>
11. <i>Ch. globosum</i> (3)	11. Sin desarrollo	11. Sin desarrollo
12. <i>Ch. globosum</i> (3)	12. Sin desarrollo	12. Sin desarrollo

81 C	82 M	83 M
1. <i>Ch. funiculum</i> (2)	1. <i>Ch. globosum</i> (2)	1. Sin desarrollo
2. <i>Cg. funiculum</i> (2)	2. Sin desarrollo	2. <i>Beniowskia</i> sp.
3. Sin desarrollo	3. Sin desarrollo	3. Sin desarrollo
4. <i>Zopfiella</i> sp.	4. <i>Ch. globosum</i> (2)	<i>Penicillium chrysogenum</i> (2)
5. <i>Ch. funiculum</i> (2)	5. <i>Aspergillus flavus</i> (2)	5. <i>P. chrysogenum</i> (3)
6. Sin desarrollo	6. Sin desarrollo	6. Sin desarrollo
7. Sin desarrollo	7. <i>Trichoderma pseudodokkingii</i>	7. Sin desarrollo
8. Sin desarrollo	8. Sin desarrollo	8. Sin desarrollo
9. Sin desarrollo	9. Sin desarrollo	9. <i>P. chrysogenum</i> (2)
10. <i>Ch. funiculum</i> (2)	10. Sin desarrollo	10. <i>P. chrysogenum</i> (2)
11. <i>Ch. funiculum</i> (2)	11. Sin desarrollo	11. <i>P. chrysogenum</i> (2)
12. Sin desarrollo	12. Sin desarrollo	12. <i>Alternaria</i> sp.

84 M	85 C	86 M
1. Sin desarrollo	1. <i>Chaetomium funiculum</i> (1)	1. Sin desarrollo
2. Sin desarrollo	2. Sin desarrollo	2. Sin desarrollo
3. Sin desarrollo	3. <i>Ch. globosum</i> (1)	3. Sin desarrollo
4. Sin desarrollo	4. Sin desarrollo	4. Sin desarrollo
5. <i>P. chrysogenum</i> (7)	5. <i>Ch. globosum</i> (1)	5. Sin desarrollo
6. <i>Trichoderma herzianum</i>	6. <i>Ch. funiculum</i> (1) <i>Cladosporium</i>	6. Sin desarrollo
7. <i>P. chrysogenum</i> (7)	7. <i>chlorocephalum</i>	7. <i>Aspergillus</i> <i>Flavipes</i>
8. <i>Trichoderma berzianum</i>	8. Sin desarrollo	8. Sin desarrollo
9. <i>Penicillium</i> <i>chrysogenum</i> (7)	9. <i>Ch. globosum</i> (1)	9. Sin desarrollo
10. <i>P. chrysogenum</i> (7)	10. Sin desarrollo	10. Sin desarrollo
11. Sin desarrollo	11. Sin desarrollo	11. <i>Alternaria</i> sp.
12. <i>P. chrysogenum</i> (7)	12. Sin desarrollo	12. Sin desarrollo

87 C	88 C	89 C
1. <i>Ch. globosum</i> (3)	1. Sin desarrollo	1. <i>Ch. globosum</i> (3)
2. <i>Ch. globosum</i> (3)	2. <i>Ch. dolichotrichum</i>	2. Sin desarrollo
3. <i>Ch. globosum</i> (3)	3. <i>Ch. globosum</i> (3)	3. <i>Ch. globosum</i> (3)
4. <i>Ch. globosum</i> (1)	4. <i>Ch. dolichotrichum</i>	4. <i>Ch. globosum</i> (3)
5. <i>Ch. globosum</i> (3)	5. <i>Ch. dolichotrichum</i>	5. <i>Ch. globosum</i> (3)
6. <i>Ch. globosum</i> (1)	6. <i>Ch. globosum</i> (3)	6. <i>Ch. globosum</i> (3)
7. <i>A. flavipes</i>	7. <i>Ch. globosum</i> (3)	7. No se repicó más
8. <i>Ch. globosum</i> (1)	8. Sin desarrollo	8. <i>Ch. globosum</i> (3)
9. Sin desarrollo	9. <i>Ch. dolichotrichum</i>	9. <i>Ch. globosum</i> (3)
10. a) <i>A. versicolor</i>	10. <i>Ch. dolichotrichum</i>	10. <i>Ch. globosum</i> (3)
b) <i>Alternaria</i> sp.	11. <i>Ch. dolichotrichum</i>	11. <i>Ch. globosum</i> (3)
11. <i>A. versicolor</i>	12. <i>Ch. dolichotrichum</i>	12. <i>Ch. globosum</i> (3)
12. <i>Ch. globosum</i> (1)		

90 C	91 L	92 L
1 a) <i>Chaetomium funicolum</i> (2) b) <i>Ch. funicolum</i> (2)	1. Sin desarrollo	1. Sin desarrollo
2. <i>Ch. funicolum</i> (2)	2. Sin desarrollo	2. Sin desarrollo
3. <i>Ch. funicolum</i> (2)	3. Sin desarrollo	3. Sin desarrollo
a) <i>Ch. funicolum</i> (2)	4. Sin desarrollo	4. Sin desarrollo
4. b) <i>Aspergillus flavus</i> (1)	5. Sin desarrollo	5. Sin desarrollo
5. Sin desarrollo	6. Sin desarrollo	6. Sin desarrollo
6. <i>Ch. funicolum</i> (2)	7. <i>A. nidulans</i>	7. <i>Paecilomyces variotii</i> (3)
7. <i>Ch. funicolum</i> (2)	a) No repicó más	8. Sin desarrollo
8. Sin desarrollo	8. b) <i>Toruloides</i>	9. Sin desarrollo
9. <i>Ch. funicolum</i> (2)	a) <i>Cladosporium chlorocephalum</i>	10. <i>Nodulisporium</i> sp.
10. No repicó más	9. B) No repicó más	11. <i>Botrytis cinerea</i>
11. <i>Ch. funicolum</i> (2)	10. <i>A. nidulans</i>	12. Sin desarrollo
12. No repicó más	11. <i>A. nidulans</i>	
	12. Sin desarrollo	

93 L	94 L	95 L
1. Sin desarrollo	1. Sin desarrollo	1 Sin desarrollo
2. Sin desarrollo	a) <i>Botrytis</i> sp	2. Sin desarrollo
3. Sin desarrollo	2. b) <i>Botrytis</i> sp	3. Sin desarrollo
4. Sin desarrollo	3. Sin desarrollo	4. Sin desarrollo
5. Sin desarrollo	4. Sin desarrollo	5. Sin desarrollo
6. <i>Penicillium digitatum</i>	5. Sin desarrollo	6. Sin desarrollo
7. Sin desarrollo	6. Sin desarrollo	7. Sin desarrollo
8. Sin desarrollo	a) <i>Cladosporium chlorocephalum</i>	8. Sin desarrollo
9. Sin desarrollo	7. b) <i>A. flavus</i> (1)	9. Sin desarrollo
10. <i>Mycelia sterilia</i> (1)	a) <i>Cladosporium chlorocephalum</i>	10. Sin desarrollo
11. Sin desarrollo	8. b) <i>A. flavus</i> (1)	11. Sin desarrollo
12. Sin desarrollo	9. Sin desarrollo	12. Sin desarrollo
	10. Sin desarrollo	
	11. <i>P. digitatum</i>	
	a) <i>Cladosporium chlorocephalum</i>	
	12. b) <i>A. flavus</i> (1)	

2.2 Cuadro de Frecuencias de muestreo con respecto a las especies

A continuación del nombre científico de la cepa el primer dígito indica la muestra, y los sucesivos, entre paréntesis, indican el número de disco de donde se aisló.

ASCOMYCOTINA

- <i>Chaetomium anguipilium</i>	= 11(10)
- <i>Chaetomium bostrichodes</i>	= 41(4); 57(3); 58(5); 80(10)
- <i>Chaetomium dolichotrichum</i>	= 1(1-11-12); 4(1-3-4-5-6-7-8-10-11); 88(2-4-5-9-10-11-12)
- <i>Chaetomium funiculum</i> (cepa 1)	= 2(2-3-4-5-7-8-10); 3(2-4-5-6-8A-10-12A); 24(4-10); 28(1-4-7-9-11); 30(2A-3-4-5-7-9-10A-10B-12); 31(1); 36(1-3-4-6-11); 37(1-3-4-5-7-11-12); 38(6B-8A); 39(8); 85(1-6).
- <i>Chaetomium funiculum</i> (cepa 2)	= 5(8-9-10-11-12); 7(8-9); 8(1-5-8-10-12); 13(1-4); 15(2-4); 18(1-2-3-4-5-6); 19(2-5); 21(2-3-5-6-12); 23(1-2-3-4-5-6-9-10-12); 27(7-8-10-11-12); 29(1-2A-3-5-6-7-9); 30(2B-6A); 31(12); 32(3-4-7-8-9-10-11); 34(9-11); 35(2); 38(1-2-4-5-6A-8B-9-10-11B-12); 39(1-2-3-4-6-7-12); 40(3-9A-12A); 45(4-5-7-10-11-76(1-2-3-5); 81(1-25-10-11); 90(1-2-3-4A-6-7-9-11)
- <i>Chaetomium globosum</i> (cepa 1)	= 1(2A-6-9-10); 2(11); 5(2-4); 7(1-2-3-4-5-6-7-10-11-12); 8(2); 9(2-3-4-5-6-7-9-11-12); 14(1); 15(5); 16(2-3-5-6-8A); 17(3B-4-5); 19(3-7); 21(11B); 22(4-10-12); 24(9); 25(4-8-9); 26(1-4-7-10A); 29(12); 30(4-5-8-10B-11); 31((2-3-4-5-6-9-10-11); 32(1-5-12A-12B); 33(3-5-6-7-10-12); 35(6); 45(6); 61(1); 75(1-2-4-10-12); 79(7); 85(3-5-9); 87(4-6-8-12).
- <i>Chaetomium globosum</i> (cepa 2)	= 82(1-4)

- Chaetomium globosum* (cepa 3) = 2(6-12); 4(9); 5(3-6); 9(8-10);
11(7); 12(4); 13(2-5); 14(2-3-5-6);
15 (6-7-8-10-11); 16 (1-4-7-8B-10-
12); 17(1-3A-6-7-11-12); 18(7-10-11-
12); 19(8-9-10-11-12); 20(1-2-3-4-6-
8-12); 21 (1-4); 22(5-6-8-11A); 23
(11); 25(1-2-3-6-10-11-12); 26(9-10B-
11-12); 27(2-3-5-6); 28 (2-3-5-6-8A-
10-12); 29 (4-11); 32(6); 33(4); 34
(6); 40(11A); 41(9-10-12); 42(3-9);
43(4); 44 (10B); 45(12); 46(4); 47
(1); 48(12B); 53(4); 54(6); 59(10-11);
63(10); 75(7-8-9-11); 76(4-6-7-10-11-
12); 78(1 a1 12); 87(1-2-3-5); 88 (3-
6-7); 89(1-3-4-5-6-8-9-10-11-12).
- Chaetomium globosum* (cepa 4) = 29(8)
- Chaetomium indicum* = 12(1)
- Chaetomium mollicellum* = 15(1-3); 34(4)
- Chaetomium reflexum* = 29 (2B)
- Corynascus sepedonium* (cepa 1) = 40 (1)
- Corynascus sepedonium* (cepa 2) = 9 (1)
- Gymnoascus reesii* = 36 (2)
- Zopfiella leucotricha* = 81 (4)

DEUTEROMYCOTINA

- Alternaria* sp = 27(1); 43(8-11); 51(5-6); 60(11B)
61(10); 62(12); 64(8); 65(7); 83
(12); 86(11); 87(10B).
- Aspergillus clavatus* = 57 (7-10)
- Aspergillus flavipes* = 30(6B); 35 (11); 55(6-7-8-9-10-11-
12); 61(3); 64(4); 66(2B); 67(10);
86(7); 87(7).

- Aspergillus flavus* (cepa 1) = 90(4); 94(7B-8B-12B).
- Aspergillus flavus* (cepa 2) = 3(9-11B); 28(8B); 85 (5).
- Aspergillus glaucus* = 3(3); 6(4-6-7-8); 33(11); 39(11); 54(5-7); 66(2A); 68 (12); 77(3).
- Aspergillus nidulans* = 91(7-10-11)
- Aspergillus niger* (cepa1) = 14(11); 46(10-12A); 61(5-6); 62(10B)
- Aspergillus niger* (cepa 2) = 67(5)
- Aspergillus versicolor* = 87(10A-11)
- Aspergillus ustus* (cepa 1) = 66(8)
- Aspergillus ustus* (cepa 2) = 3(8A)
- Beniowskia* sp = 61 (11); 83(2)
- Botrytis cinerea* = 92(11)
- Botrytis* sp = 94(2A-2B)
- Cladosporium chlorocephalum* = 51(8); 52(1-3A); 56(4B); 77(9); 85(7); 91(9A); 94(7A-8A-12A)
- Fusarium camptoceras* = 52(3B)
- Fusarium fusarioides* = 52(10B)
- Geotrichum* sp = 58(i 2)
- Nodulisporium* = 92(10)
- Paecilomyces variotii* (cepa 1) = 3(11 A); 39(10); 80(6)
- Paecilomyces variotii*(vel aff.) = 3(7)
(cepa 2)
- Paecilomyces variotii*(vel aff.) = 92 (7)
(cepa 3)
- Paecilomyces* ? = 3 (12)
- Penicillium canescens* = 52(5)
- Penicillium citrinum* = 64 (9)
- Penicillium chrysogenum*(cepa 1) = 26(8); 44(8-9); 47(5-10-11); 48(2A-5); 54(1-4-9-10-12); 56(1-2-3-4A-5-6); 58(2-4); 59(4B-5C); 61(4-5B-7-9); 62(1-3-4-5-6-7A-7B-8-9-10A); 66(3); 69(1-2-3-4); 73(7-8-9-10-11-12).
- Penicillium chrysogenum*(cepa 2) = 10(7A-7B-8-9A-9B); 14(7A-9A-10A-12A); 19(4); 20(9-10-11); 21(10B-11A); 27(4); 39(5); 40(5B-9B-11B); 41(2-6); 47(2); 48(2B-6); 53(9-10A-12); 54(11); 56(7-8-9-10-11-12); 58(8A-9-10-11); 59(2-5A-5-9-12); 60(3-8-9-10-11A-12); 62 (10C-12A) 63(5-7); 64(2-3-12); 65(8-9-10); 68(7-9-10); 70(5B-9-10-11); 71(1-2-3-4-5-6); 72(1 a1 12); 73(1-2-3-4-5-6); 74(1-3-4-5-6-7-8-9-10-11-12); 77(5-7-8-11-12)

- <i>Penicillium chrysogenum</i> (cepa 3)	= 83(5)
- <i>Penicillium chrysogenum</i> (cepa 4)	= 22(11B); 42(2-6-8-10); 64(10)
- <i>Penicillium chrysogenum</i> (cepa 5)	= 38(11A); 44(1-5); 46(1-3-5-6-8-9-11); 71(7-8-9-10-11-12)
- <i>Penicillium chrysogenum</i> (cepa 6)	= 46(12A); 84(5-7-9-10-12)
- <i>Penicillium decumbens</i>	= 57-8
- <i>Penicillium digitatum</i>	= 69(6); 93(6); 94(11)
- <i>Penicillium frequentans</i>	= 49 (1 a1 12)
- <i>Penicillium oxalicum</i> (cepa 1)	= 8(9-11); 10(6-10); 45(2); 51(1-4); 53(1-2-3-5-6); 55(1-2-3-4-5-6); 59 (3-8); 64(5-6-7); 66 (7-9-10-11-12); 68 (11)
- <i>Penicillium oxalicum</i> (cepa 2)	= 29 (10B); 40(5A); 41(1-5-7-11); 51(2); 52(7-8-10A-11-12); 54 (8); 61(2-5A); 69(7-8-9-12A); 70(1-12); 91(9B).
- <i>Penicillium oxalicum</i> (cepa 3)	= 52(2)
- <i>Penicillium oxalicum</i> (cepa 4)	= 43(7-10A); 44(10A-11-12)
- <i>Penicillium oxalicum</i> (cepa 5)	= 65(2-3-5); 70(5A)
- <i>Pestalotiopsis guepini</i> (vel aff) (cepa 1)	= 64(11)
- <i>Pestalotiopsis guepini</i> (vel aff) (cepa 2)	= 36 (9)
- <i>Sclerotium</i>	= 47(12)
- <i>Scopulariopsis brevicaulis</i>	= 52-9 (FI de <i>Microascus</i>)
- <i>Micelio toruloide</i>	= 91(8B)
- <i>Trichoderma hersianum</i>	= 8(7); 51(12); 76(9); 84(6-8)
- <i>Trichoderma pseudokoningii</i>	= 43(10B); 50(1 a1 11); 59(41); 82(7)
- <i>Ulocladium botrytis</i>	= 29(10A)
- <i>Verticillium lateriticum</i>	= 10(1-3-4-5-11-12); 15(12); 36(12); 50 (12); 53(10B); 58(8B); 60(7).

ZYGOMYCOTINA

- <i>Mucor spinosus</i>	= 77 (10)
-------------------------	-----------

2.3. RESUMEN DE LOS GENEROS CUYAS ESPECIES APARECIERON EN EL MUESTREO

Frecuencia de aparición de las especies de:

2.3.1. CHAETOMIUM

Aislados en CZ pero luego para su estudio re-
picados en MAPP (6)

Ch. anguipilium apareció en 1 muestra y en 1 disco
Ch. bostrichodes apareció en 4 muestras y en 4 discos
Ch. dolichotrichum apareció en 4 muestras y en 21 discos
Ch. funicolum cepa 1 apareció en 11 muestras y en 48 discos
Ch. funicolum cepa 2 apareció en 23 muestras y en 105 discos
Ch. globosum cepa 1 apareció en 28 muestras y en 92 discos
Ch. globosum cepa 2 apareció en 1 muestra y en 2 discos
Ch. globosum cepa 3 apareció en 44 muestras y 139 discos
Ch. globosum cepa 4 apareció en 1 muestra y en 1 disco
Ch. indicum apareció en 1 muestra y en 1 disco
Ch. mollicellum apareció en 2 muestras y en 3 discos
Ch. reflexum apareció en 1 muestra y en 1 disco

2.3.1.1 FRECUENCIA DE APARICION DE ESPECIES DE CHAETOMIUM SEGUN LAS CURTIEMBRES

	CURTIEMBRE			
	C		M	
	muestra	discos	muestra	discos
<i>Ch. anguipilium</i>	1	1		
<i>Ch. bostrichodes</i>			4	4
<i>Ch. dolichotrichum</i>	4	21		
<i>Ch. funicolum</i> (cepa 1)	11	48		
<i>Ch. funicolum</i> (cepa 2)	23	105		
<i>Ch. globosum</i> (cepa 1)	27	91	1	1
<i>Ch. globosum</i> (cepa 2)			1	2
<i>Ch. globosum</i> (cepa 3)	32	124	12	15
<i>Ch. globosum</i> (cepa 4)	1	1		
<i>Ch. indicum</i>	1	1		
<i>Ch. mollicellum</i>	2	3		
<i>Ch. reflexum</i>	1	1		
TOTALES	103	396	18	22

Resumiendo, existe una neta preponderancia de crecimiento de las especies de este género en cuero de la curtiembre C, en cuyas muestras aparecen abarcando también el 94, 7% de los discos.

Ch. globosum es una especie que crece bien en cueros de ambas curtiembres. Si bien presenta una neta preferencia por los de la curtiembre C, pues no solamente hay más muestras infectadas, como se observa en el cuadro: 60 para la curtiembre C,

contra 14 para la curtiembre M; sino que hay más discos infectados por muestra. Para la curtiembre C, en promedio, cada muestra tiene 3,6 discos con dicha especie, mientras que a la curtiembre M, por cada muestra contaminada le corresponden 1,2 discos.

Esta especie es la única polivalente ya que crece sobre cueros de ambas curtiembres, mientras que las otras se desarrollan sobre un tipo o bien sobre el otro..

Ch. bostrichodes se desarrolla únicamente sobre cueros de la curtiembre M. De Ch. funiculum se aislaron dos cepas; a cada muestra atacada le corresponden en promedio 4,5 discos; desarrolla sólo en cueros de la curtiembre C.

Si bien Ch. dolichotrichum apareció en 4 muestras de la curtiembre C, el grado de infección de las mismas es elevado ya que, en promedio, le corresponde 5,25 discos a cada muestra.

Las demás especies que se encontraron en la curtiembre C, como ser Ch. reflexum, Ch. anguipilium y Ch. indicum sólo aparecieron en un disco de cada muestra.

Ch. mollicellum en una muestra apareció dos veces, mientras que en la otra sólo se la encontró en un disco.

2.3.2 Frecuencia de aparición de las especies de:

PENICILLIUM

Las cepas fueron aisladas en medio CZ, con la misma metodología que para el género Chaetomium. Para su estudio posterior fueron repicados en CZ o AM, indistintamente salvo para el caso de P. digitatum que no esporula en CZ y para ello es necesario mantenerlo en AM. Como observación podemos anotar que los discos contaminados con P. citrinum, crecen bien sobre el cuero y el hongo tiende a no invadir el medio CZ; en cambio si se siembran directamente sobre el medio, desarrolla bien.

El estudio de sus frecuencias nos indican:

<u>P. canescens</u>		1	1
<u>P. citrinum</u>		1	1
<u>P. chrysogenum</u>	cepa 1	13	48
<u>P. chrysogenum</u>	cepa 2	29	111
<u>P. chrysogenum</u>	cepa 3	apareció en 1 muestra y 1 discos	
<u>P. chrysogenum</u>	cepa 4	3	6
<u>P. chrysogenum</u>	cepa 5	4	16
<u>P. chrysogenum</u>	cepa 6	2	6
<u>P. decumbens</u>		1	1
<u>P. digitatum</u>		3	3
<u>P. frequentans</u>		1	12

<u>P. oxalicum</u> cepa 1	10	29
<u>P. oxalicum</u> cepa 2	10	22
<u>P. oxalicum</u> cepa 3	aparicion en 1muestras y 1 discos	
<u>P. oxalicum</u> cepa 4	2	5
<u>P. oxalicum</u> cepa 5	2	4

2.3.2.1 FRECUENCIA DE APARICION DE LAS ESPECIES DEL GENERO *PENICILLIUM* SEGUN LAS CURTIEMBRES

CURTIEMBRE					
C		M		L	
muestra	disco	muestra	disco	muestra	disco
<u>P. canescens</u>		1	1		
<u>P. citrinum</u>		1	1		
<u>P. chrysogenum</u>					
cepa 1	1	12	47		
cepa 2	7	22	96		
cepa 3		1	1		
cepa 4	1	2	5		
cepa 5	1	3	15		
cepa 6		2	6		
Total <u>P. chrysogenum</u>	10	42	170		
<u>P. decumbens</u>		1	1		
<u>P. digitatum</u>		1	1	2	2
<u>P. frequentans</u>		1	12		
<u>P. oxalicum</u>					
cepa 1	2	8	26		
cepa 2	2	7	19	1	1
cepa 3		1	1		
cepa 4		2	5		
cepa 5		2	4		
Total <u>P. oxalicum</u>	4	20	55	1	1
TOTALES GENERALES	14	67	241	3	3

El género *Penicillium* presenta una neta preferencia por los cueros de curtiembre M, a la inversa de lo que ocurrió en *Chaetomium*, ya que las muestras estudiadas donde aparece *Penicillium* el 179,8% corresponde a muestreo de esa curtiembre, mientras que el 16,7% está representado por muestras de la curtiembre C. Aquí aparece la curtiembre L con 5,6% pero este valor no es comparable

con los otros, ya que el número de cueros estudiados es mucho menor.

P. oxalicum es la única especie que aparece en las tres curtiembres, si bien infecta el 80% de las muestras de la curtiembre M, con un 90,1% de los discos. Igualmente, el grado de contaminación de cada cuero es mayor en M, ya que para cada muestra hay 2,5 discos, mientras que para la curtiembre C, para cada muestra hay 1,25 discos.

P. chrysogenum se ha encontrado sólo en las curtiembres C y M, aunque con neta preponderancia en esta última, en la cual alcanza 80,7% de las muestras infectadas con esta especie, computando el 90,4% de los discos.

También el grado de infección en la curtiembre M es mayor ya que para cada muestra hay 4 discos, mientras que para la C para muestra, hay 1,8 discos.

P. digitatum aparece en la curtiembre M y en la curtiembre L; en ésta última en gran proporción teniendo en cuenta que los cueros estudiados fueron cinco.

Las demás especies sólo aparecieron en la curtiembre en una sola vez y en un sólo disco. Como caso curioso, P. frequentans apareció en una sola muestra, pero todos los discos de ésta estaban infectados no encontrándose otro contaminante en el cuero.

2.3.3. Frecuencia de aparición de especies de:

ASPERGILLUS

A igual que en el género Penicillium se utilizaron los medios CZ y AM (2) para su estudio y determinación.

El estudio de su aparición en el muestreo nos indica:

<u>A. clavatus</u>	1	1
<u>A. flavipes</u>	9	15
<u>A. flavus</u> cepa 1	2	4
<u>A. flavus</u> cepa 2	3	4
<u>A. glaucus</u>	apareció en	8 muestras y 12 discos
<u>A. nidulans</u>	1	3
<u>A. niger.</u> cepa 1	4	5
<u>A. niger</u> cepa 2	1	1
<u>A. ustus</u> cepa 1	1	1
<u>A. ustus</u> cepa 2	1	1
<u>A. versicolor</u>	1	2

2.3.3.1 FRECUENCIA DE APARICION DE LAS ESPECIES DE ASPERGILLUS SEGUN LAS CURTIEMBRES

	CURTIEMBRE					
	C		M		L	
	muestra	disco	muestra	disco	muestra	disco
<u>A. clavatus</u>			1	1		
<u>A. flavipes</u>	3	3	6	12		
<u>A. flavus</u> cepa 1	1	1			1	3
<u>A. flavus</u> cepa 2	2	3	1	1		
<u>A. glaucus</u>	4	7	4	5		
<u>A. nidulans</u>					1	3
<u>A. niger</u> cepa 1	1	1	3	4		
<u>A. niger</u> cepa 2			1	1		
<u>A. ustus</u> cepa 1			1	1		
<u>A. ustus</u> cepa 2	1	1				
<u>A. versicolor</u>	1	2				
TOTALES	13	18	17	25	2	6

El género Aspergillus fue encontrado con una distribución bastante pareja en los cueros de las distintas curtiembres, sin olvidar que en la curtiembre L sólo se pudieron procesar cinco cueros.

El grado de infección de las muestras también es parejo en las 2 principales curtiembres, siendo de 1,4 para C y 1,5 para M, pero para la tercera L para cada muestra hay tres discos infectados.

Una cepa de A. ustus apareció sobre cuero de la curtiembre M, mientras que la otra cepa 2 apareció sobre cuero de la otra curtiembre C.

A. versicolor apareció en cuero de la curtiembre C únicamente, mientras que A. niger cepa 2 y A. clavatus aparecieron en la M, y A. nidulans en la L.

Por lo tanto la frecuencia de distribución es pareja, indistintamente del sustrato de que se trate.

2.3.4 FRECUENCIA DE APARICION DE LAS ESPECIES DE PAECILOMYCES

Aislado en medio CZ, para su estudio se usó indistintamente CZ y AM.

El estudio de su aparición en el muestreo es el siguiente:

<i>P. variotii</i> cepa 1	apareció en 3 muestras y 3 discos
<i>P. variotii</i> cepa 2 vel. aff	1 1
<i>P. variotii</i> cepa 3 vel. aff	1 1
<i>Paecilomyces</i> sp	1 1

2.3.4.5 FRECUENCIA DE APARICION DE LAS ESPECIES DE PAECILOMYCES SEGUN LAS CURTIEMBRES

	CURTIEMBRE					
	C		M		L	
	muestra	disco	muestra	disco	muestra	disco
<i>P. variotii</i> cepa 1	2	2	1	1		
<i>P. variotii</i> cepa 2	1	1				
<i>P. variotii</i> cepa 3					1	1
<i>Paecilomyces</i> sp	1	1				
TOTAL	4	4	1	1	1	1

Este género aparece en los cueros de las tres curtiembres, pero con más frecuencia en la C.

El grado de infección de las muestras es pequeño ya que aparece siempre un sólo disco infectado, de los diez de la muestra.

La cepa 1 es la única que aparece en los cueros de dos curtiembres, mientras que las restantes sólo aparecen en una de ellas.

2.3.5 FRECUENCIA DE APARICION DE LAS ESPECIES DEL GENERO TRICHODERMA

Aislado en medio CZ además de este medio se utilizó AM para su estudio.

Sus apariciones en el muestreo fueron:

<i>T. herzianum</i>	apareció en 4 muestras y 4 discos
<i>T. pseudokoningii</i>	4 14

2.3.5.1 FRECUENCIA DE APARICION DE LAS ESPECIES DE TRICHODERMA SEGUN LAS CURTIEMBRES

	CURTIEMBRE			
	C		M	
	muestra	disco	muestra	disco
<i>T. herzianum</i>	2	2	2	2
<i>T. pseudokoningii</i>			4	14
TOTAL	2	2	6	16

No se ha aislado este género en la tercera curtiembre L.

T. herzianum se ha encontrado en los cueros procedentes de las otras dos curtiembres, siempre con un grado pequeño de infección ya que en cada muestra apareció solamente con un disco infectado.

T. pseudokoningii apareció únicamente en los cueros de la curtiembre M, pero aquí las muestras presentan un mayor grado de infección, ya que por cada una infectada hay 3,5 discos en promedio.

2.3.6 FRECUENCIA DE APARICION DE LAS ESPECIES DE VERTICILLIUM Y SU DISTRIBUCION EN LAS CURTIEMBRES

Aislado sobre medio CZ, y para su estudio se utilizó además AM.

Se aisló una sola especie, V. lateriticum, la que apareció en 7 muestras con 12 discos infectados.

La distribución por curtiembre es la siguiente:

CURTIEMBRE			
C		M	
muestra	disco	muestra	disco
2	2	5	10

V. lateriticum

En los cueros de la curtiembre C aparece sólo en dos muestras con un solo disco infectado, mientras que en las de la curtiembre M aparece en cinco muestras, y en cada una con dos discos de promedio. No fue encontrada en la curtiembre L.

2.3.7. FRECUENCIA DE APARICION DE LAS ESPECIES DE ALTERNARIA Y SU DISTRIBUCION SEGUN LAS CURTIEMBRES

Aislada en medio CZ y estudiada sobre el mismo medio, donde exhibe la mejor esporulación, no nos fue posible llegar a determinar a qué especie pertenece la cepa aislada así que se rotuló como Alternaria sp, apareció en 11 muestras y en 11 discos.

Su frecuencia según las curtiembres fue la siguiente:

CURTIEMBRE			
C		M	
muestra	disco	muestra	disco
2	2	9	9

Alternaria sp

Aparece en ambas curtiembres y en las dos con la misma frecuencia de infección ya que por cada muestra hay un solo disco. Pero existe una preferencia por la curtiembre M.

2.3.8. FRECUENCIA DE APARICION DE LAS ESPECIES DE CLADOSPORIUM Y SU DISTRIBUCION SEGUN LAS CURTIEMBRES

Sólo se obtuvo una, *Cladosporium chlorocephalum* aislado en medio CZ, aunque desarrolla bien tanto en éste como en AM. Apareció en 7 muestras y 10 discos, y su frecuencia en las curtiembres es la siguiente:

CURTIEMBRE					
C		M		L	
muestra	disco	muestra	disco	muestra	disco
1	1	4	5	2	4

Cladosporium chlorocephalum

Aparece en todas las curtiembres, pero en la L es más frecuente, ya que hay que considerar que sólo se estudiaron cinco muestras contra casi cincuenta de las otras dos. Además porque allí por cada muestra infectada hay dos discos.

2.3.9. FRECUENCIA DE APARICION DE OTRAS ESPECIES

Las siguientes especies de hongos han aparecido una sola vez en el muestreo, y en un solo disco. Todos han sido aislados en medio CZ, debajo de cada nombre específico figura el medio donde se desarrollan mejor; además se detalla en que cueros de qué curtiembre han aparecido.

ASCOMYCOTINA

Gymnoascus reesii

CZ o ApA; degenera en AM; cueros de la curtiembre C

Zophiella leucotricha

MAPP, pero tarda 6 meses en dar ascosporas maduras; cueros de la curtiembre C.

DEUTEROMYCOTINA

Beniowskia sp

CZ o AM; cueros de la curtiembre M ambas cepas.

Botrytis cinerea (2)

CZ o AM; cueros de la curtiembre L.

Botrytis sp (2)

CZ o AM; curtiembre L.

Fusarium comptoceras (1)

CZ o AM; cueros de la curtiembre M.

Fusarium fusariodes (1)

CZ o AM; cueros de la curtiembre M.

Geotrichum sp.

CZ o AM; cueros de la curtiembre M.

Nodulosporium sp.

CZ o AM; cueros de la curtiembre L.

Pestalotiopsis guepini

CZ o AM; se aislaron dos cepas:

cepa 1 en cueros de la curtiembre M.

cepa 2 en cueros de la curtiembre C.

Sclerotium sp

CZ o AM; cueros de la curtiembre M.

Scopulariopsis brevicauli (1)

CZ o AM; cueros de la curtiembre M.

Micelio Toruloide

CZ o AM; cueros de la curtiembre L.

Ulocladium botrytis

CZ; cueros de la curtiembre C.

ZYGOMYCOTINA

Mucor spinosus

CZ o AM; cueros de la curtiembre M.

NOTA 1

Estas tres especies aparecieron en la misma muestra, pero en discos separados, y no volvieron a encontrarse en el resto del muestreo.

NOTA 2

Unicamente aparecieron en cueros de este tipo de curtiembre, en medio CZ esclerocios grandes que suben por la margen del tubo; en AM eran muy pequeños y no ascendían.

2.4 RESUMEN DEL ESTUDIO DE LOS GENEROS MAS FRECUENTES SEGUN CURTIEMBRES

a) Curtiembre C

De las 50 muestras de los cueros de la curtiembre C, el género Chaetomium aparece en 119 muestras. Dicho género tiene gran predominio sobre los otros ya que sobre 600 discos posibles se repite en 395, representando el 65,8%.

Si comparamos el cuadro anterior de Chaetomium (pág. 54), vemos allí que el número total de muestras es 103, y aquí decimos que el total de muestras de cueros tomados de la curtiembre C son 50. Esta diferencia aparente se debe a que en el cuadro anterior estudiamos las especies y contábamos la muestra que estaba infectada, por tal o cual especie, pero ocurre que una misma muestra puede estar infectada por dos o más especies distintas y de allí que se duplique aparentemente el número total de muestras.

Género	Total muestras	Total discos	%
<i>Alternaria</i>	2	2	0,31
<i>Aspergillus</i>	10	18	3
<i>Chaetomium</i>	119	600	65,8
<i>Paecilomyces</i>	2	4	0,71
<i>Penicillium</i>	13	23	3,8
<i>Trichoderma</i>	2	2	0,31
<i>Verticillium</i>	2	2	0,31
Negativos o Estériles		153	25,5

b) Curtiembre M

Para la curtiembre M se utilizaron 40 cueros, luego el total de discos obtenidos es el siguiente: 480 (40 x 12).

Género	Total muestras	Total discos	%
<i>Penicillium</i>	35	241	50,2
<i>Pestalotiopsis</i>	1	1	0,2
<i>Trichoderma</i>	6	16	3,33
<i>Verticillium</i>	5	10	2
Negativos o estériles		150	31,2

Si se comparan los porcentajes de infección de los discos de cuero correspondientes a las dos curtiembres de mayor número de muestras, se obtiene el siguiente cuadro:

	CURTIEMBRE	
	C	M
<u>Negativos o estériles</u>	25,5	31,2
<u>Alternaria</u>	0,3	1,9
<u>Aspergillus</u>	3	5,2
<u>Cladosporium</u>	0,1	1,04
<u>Chaetomium</u>	65,8	4,5
<u>Paecilomyces</u>	0,7	0,2
<u>Penicillium</u>	3,8	50,2
<u>Pestalotiopsis</u>	0,1	0,2
<u>Trichoderma</u>	0,3	3,3
<u>Verticillium</u>	0,3	2
Resto de géneros	0,1	0,3
TOTAL	100	100

En esta lista figuran los géneros que son comunes a ambas curtiembres. Existen géneros que son propios de los cueros de cada curtiembre, pero que no se insertaron en este cuadro, ya que del listado anterior (pág.61) surge de qué cueros y de qué curtiembre se lo aisló.

Esta estadística no es absoluta ya que existen discos con dos o más contaminantes; luego los porcentajes varían.

De este cuadro se desprende que Chaetomium y Penicillium se comportan en forma inversa para los cueros de cada curtiembre.

En los cueros de la curtiembre M existe un mayor porcentaje de otros géneros tal como ocurre en Trichoderma, Verticillium, Alternaria y Cladosporium. Paecilomyces, por el contrario, se encuentra en mayor proporción en los cueros de la curtiembre C.

2.5. Listado de Especies propias en los cueros de cada curtiembre que no aparecen en las otras.

Curtiembre C	Curtiembre M	Curtiembre L
	<u>Aspergillus clavatus</u>	<u>A. nidulans</u>
	<u>A. niger</u> (cepa 2)	
<u>A. ustus</u> (cepa 2)	<u>A. ustus</u> (cepa 1)	
<u>A. versicolor</u>		
	<u>Beniowska sp</u> (cepa 1-2)	<u>Botrytis cinerea</u>
		<u>Botrytis sp</u>
<u>Corynascus sepedonium</u>		
<u>Chaetomium anguillium</u>		
	<u>Ch. bostrichodes</u>	
<u>Ch. dolichotrichum</u>		
<u>Ch. funiculum</u> (cepas 1-2)		
<u>Ch. globosum</u> (cepa 4)	<u>Ch. globosum</u> (cepa 2)	
<u>Ch. mollicellum</u>		
<u>Ch. reflexum</u>		
	<u>Fusarium camptoceras</u>	
	<u>F. fusariodes</u>	
	<u>Geotrichum sp</u>	
<u>Gymnoascus reesii</u>		
	<u>Mucor spinosus</u>	
		<u>Nodulisporium sp</u>
<u>Paecilomyces variotii</u> (cepa 2)		<u>P. variotii</u> (cepa 3)

Curtiembre C	Curtiembre M	Curtiembre L
<u>Paecilomyces sp</u> <u>Pestalotiopsis quepini</u> (cepa 2) <u>Ulocladium botrytis</u> <u>Zopfiella leucotricha</u>	<u>Penicillium canescens</u> <u>P. citrinum</u> <u>P. chrysogenum</u> (cepa 3) <u>P. decumbens</u> <u>P. frequentans</u> <u>P. oxalicum</u> (cepa 3-4-5) <u>P. quepini</u> (cepa 1) <u>Scopulariopsis brevicauli</u> <u>Sclerotium sp</u> <u>Trichoderma pseudokoningii</u>	<u>Micelio toruloide</u>

CONCLUSIONES

Si tenemos en cuenta que en los procesos de curtiembre se eliminan: proteínas solubles, sangre, linfa, etc, por lavado, quedando casi reducido el cuero a las fibras de colágeno, se puede deducir que lo primero que ataca al hongo son los nutrientes que se agregan al cuero luego de curtido, como ser aceites (orgánicos e inorgánicos); a posteriori existe un ataque de la fibra de colágeno propiamente dicha.

El género Chaetomium es queratinofílico pero hemos observado que algunas especies actúan sobre el cuero. Luego existe un sustrato, agregado por el hombre al curtir el cuero, que es lo que hace que un cuero sea más apetecible que otro a determinadas especies de hongos.

Así vemos que cueros de la curtiembre L, de alrededor de 50 años de curtidos, ya casi sin nutrientes, cosa que es posible observar debido a la rigidez del cuero que posee una flora fúngica típica; pese a haberse muestreado cinco cueros aparecieron cuatro géneros nuevos; para el presente muestreo. También podríamos pensar que restos de sustancias curtientes que quedan en el cuero, luego del

proceso de curtido, inhiban el crecimiento de determinadas especies y favorezcan el de otras.

No existe diferencia en cuanto a la forma de colocar el disco, ya sea con el pelo hacia el agar o viceversa; las mismas colonias aparecen sobre los discos del lado cuero o del lado pelo.

Como curiosidad podemos decir que solamente en una muestra apareció Penicillium frequentans y allí donde apareció fue el único contaminante de esa muestra.

3. RESULTADO DEL ATAQUE FUNGICO AL PELO Y CUERO

Con las cepas aisladas en el muestreo general se procedió a estudiar el ataque de los hongos a cueros y pelos de chinchilla, semejantes a aquellos de donde se aislaron.

Para este estudio debemos recordar la estructura normal del cuero y del pelo.

3.1. ESTRUCTURA DE LA PIEL

Está formada por tres capas:

- a) Epidermis, membrana delgada superficial donde se encuentran los pelos.
- b) Dermis formada por fibras entrecruzadas de espesor variable, constituidas por colágeno que presenta la propiedad de unirse sólidamente al tanino o sustancias curtientes.
- c) Tejido célula-adiposo

Existen dos buenas definiciones del cuero según el Oxford English Dictionary:

- 1) Curtir es convertir la piel en cuero.
- 2) Cuero es la piel preparada para usar.

Para Wilson (1941) cuero es la piel de animal tratada químicamente, para hacerla resistente a la descomposición.

Luego, los cueros que estudiamos en el presente trabajo, están constituidos por restos de la epidermis con pelos persistentes y la dermis. En tanto, el tejido célula-adiposo fue eliminado en el curtido.

Como dicen Dempsey (1947) y Balfe (1950) el cuero está constituido por una red de fibras de colágeno provenientes de la dermis y por lo tanto, las propiedades del cuero (ya sea resistencia, flexibilidad, permeabilidad, elasticidad, plasticidad, rigidez, etc.) están dadas por las propiedades de la fibra colágeno y su modo complejo de entretorse. Terminado el curtido, se agregan aceites al cuero; su función es "nutrirlo" o sea lubricar las fibras de modo que se deslicen entre sí fácilmente; según el tipo de aceite que se utilice, se pueden variar las propiedades de un mismo cuero.

3.2 ESTRUCTURAS DE LOS PELOS

Según Beltzer (1932) los pelos nacen en la epidermis en la que penetran hasta la dermis; se originan de un folículo alojado en el espesor de ésta.

Su composición es la siguiente:

a) Capa superficial o epidérmica; está formada por células poligonales o escamas que se colocan como tejas de un techo, lo que le da el aspecto dentado y permite la formación del "fieltro".

b) Sustancia fundamental o materia cortical.

Es dura densa, elástica y muy higroscópica, formada por fibras largas, paralelas, fusiformes; aquí se encuentran distribuidos los pigmentos del pelo.

c) Cavidad central esponjosa o cuerpo medular, la que a veces se convierte en conducto hueco.

La disposición de las células medulares, con pigmentos granulares es típica para cada especie.

3.3 CLASIFICACION DE LOS PELOS SEGUN DENNLER (1939)

Vello: pelo fino con o sin canal medular, siempre ondulado.

Pelo: posee un ensanchamiento en la parte media; es casi siempre más largo que el vello y puede ser recurvado; rara vez es ondulado y casi siempre posee canal medular continuo.

Rectopelo: es más largo que los anteriores; el ensanchamiento comienza desde su parte inferior, tiene canal medular

continuo.

El conjunto de pelos representa el pelaje de un animal. Según cómo se distribuyan las diversas categorías de pelos, en un perfil se determinan varias zonas:

- Zona basal: llega hasta el ensanche de los rectopelos. Es la zona formada por los tallos de los pelos y el vello; es el área más densa.
- Zona media: aquí se produce el ensanchamiento de los pelos; no hay vello y la atraviesan los tallos de los rectopelos.
- Zona apical: es la punta angosta de los pelos y continúa hasta el final de los rectopelos. Según la presencia o no de las antedichas zonas obtenemos tres configuraciones de pelaje.
 - a) Trizonaria: se encuentran presentes las tres zonas. Ejemplo: Myocastor coypus (nutria) y los carnívoros.
 - b) Bizonaria: no hay diferencia entre vellos y pelos pues ambos son sin ensanchamiento y ondulados, existiendo los rectopelos diferenciados. Ejemplo: Chinchilla laniger.
 - c) Monozonaria: no se pueden diferenciar distintos tipos de pelo. Ejemplo: Guanaco (Auchenia guanicoe).

De acuerdo con Grau (1974) en la chinchilla cada folículo piloso posee muchas raíces, formando haces de fibras que en número de alrededor de 24, se agrupan en paquetes y salen al exterior por un orificio piloso común. Foto N°66 y N°69. A veces se pueden contar hasta ochenta elementos por cada unidad pilosa.

Existe un pelo real, que sobrepasa a los otros, entre dos y ocho milímetros, y se encuentra distribuido irregularmente por el cuerpo, siendo en el dorso más abundantes.

El rectopelo de Dennler puede asimilarse al pelo real de Grau; igualmente, el "pelo-vello" del primer autor es el "pelo" del segundo.

De todos modos, el hecho de que muchos pelos tengan un orificio piloso común, constituye una rareza en la naturaleza. También la vizcacha (Lagostomus maximus) exhibe esta configuración.

3.4. DISTINTOS TIPOS OBSERVADOS DE ATAQUE FUNGICO A LOS PELOS

Existen tres tipos de ataque fúngico:

1) Ataque enérgico de tipo disolvente

Se pueden observar elementos sueltos, tanto de las escamas como de la corteza. O sea, se ven escamas, pelos rotos, donde emergen como deshilachados los elementos fusiformes de la corteza. El grado de ruptura puede variar de unos pocos cortes por pelo, hasta casi su total destrucción.

En el pelo se pueden observar zonas de "ablandamiento" donde, sin estar destruido, se observa más hinchado, y dichas zonas se tiñen fácilmente con azul de algodón.

A veces se separa un grupo de escamas quedando un "canuto" de éstas bien visible al microscopio.

2) Trozado del pelo

La acción fúngica se manifiesta con el corte del pelo en trozos de pequeños a grandes, pero la diferencia con el ataque anterior consiste en que los extremos están mucho menos, o no están deshilachados, como en el otro caso. No se observan elementos sueltos en el preparado.

3) Licuefacción de tabiques

No se troza el pelo; el ataque se hace visible en una licuefacción de los tabiques medulares quedando libres los corpúsculos de la médula y apareciendo algunas gotas refringentes en dicho canal medular (que semejan gotas de aceite).

En ningún caso se han observado poros o hifas dentro del pelo. Suponemos que el ataque se produce por acción enzimática del tipo de la tripsina.

Los distintos ataques ^{a pelos} pueden observarse en las láminas 1, 2 y 3.

3.4.1 ATAQUE POR CHAETOMIUM

Se estudiaron las distintas especies utilizando los dos medios de ApA y ApB y como nutriente escaso medio de agar agua al 7%.

Para verificar si en el desarrollo de estos hongos es necesaria la queratina o bastaban las impurezas del agar. Los resultados fueron los siguientes:

Medios	TIPO DE ATAQUE	CRECIMIENTO DE HIFAS			PRESENCIA DE PERITECIOS		
		PELO A	PELO B	AGAR	PELO A	PELO B	AGAR
<u>Ch. anguipilium</u>	1 muy pobre	+++	+++	+++	+	+++	++
<u>Ch. bostrychodes</u>	1 fuerte	+++	+++	+	+++	+++	
<u>Ch. dolichotrichum</u>	1 fuerte	+++	+++	+++	+++	+++	+++
<u>Ch. funiculum</u> (cepa1)	1 fuerte	+++	+++	+++	+++	+++	+
<u>Ch. funiculum</u> (cepa2)	1 muy pobre	++	++	++		+	+
<u>Ch. globosum</u> (cepa1)	1 fuerte	+++	+++	++	+++	+	+
<u>Ch. globosum</u> (cepa2)	1 fuerte	+++	+++	++	+++	+	+(1)
<u>Ch. globosum</u> (cepa3)	1 pobre	++	++	++		+	+
<u>Ch. globosum</u> (cepa4)	1 menos fuerte	+++	+++	+		+	+
<u>Ch. indicum</u>	1 pobre	+++	+++	+++	+	+++	+
<u>Ch. mollicellum</u>	1 fuerte	+++	+++	+++	+++	+++	+++
<u>Ch. reflexum</u>	1 pobre	+++	+++	+		+	

NEGATIVO

+++ ABUNDANTE

++ MEDIANO

+ ESCASO O POBRE

(1) Sólo cerca del inóculo

Ch. dolichotrichum desarrolla perfectamente y fructifica con la misma intensidad, en los tres medios. O sea, le bastan las impurezas del agar para cumplir todo su ciclo. Además de atacar el pelo fuertemente.

Ch. indicum crece bien en los tres medios, pero para fructificar necesita un sustrato aéreo de pelo, al que ataca pobremente.

Ch. reflexum crece bien en ambos medios de pelo, no así sobre el agar, y únicamente fructifica pobremente sobre el pelo aéreo. Su ataque es pobre.

Ch. bostrychodes crece y fructifica bien en ambos medios de pelo, desarrollando pobremente en medio de agar donde es incapaz de fructificar. Ataque fuerte.

Ch. mollicellum es igual que Ch. dolichotrichum crece y fructifica bien sobre los tres medios. En ambos casos ataca fuertemente.

Ch. anguipilium desarrolla bien sobre los tres medios, pero para fructificar lo hace mejor sobre el pelo aéreo. Su ataque es muy pobre.

Ch. globosum las distintas cepas, en general, desarrollan bien sobre ambos medios de pelo, y con menor vigor sobre agar sólo. Prefieren para fructificar el pelo mezclado con agar, si bien hay una cepa que es negativa a dicho medio. El ataque varía entre fuerte a pobre.

Ch. funiculum tiene un comportamiento desigual entre ambas cepas. Una desarrolla bien en los tres medios y fructifica bien en los medios de pelo y su ataque es fuerte. En tanto la otra desarrolla con menor vigor, fructifica en medio pelo aéreo y agar sólo, si bien pobremente y el ataque es muy pobre.

Todos los ataques fueron del tipo 1, ya sea fuerte o pobre para éste género.

3.4.2 ATAQUE POR PENICILLIUM

Se utilizó el medio Pelo A. Aquí también se estudió el crecimiento miceliano y la esporulación.

	TIPO DE ATAQUE	CRECIMIENTO DE HIFAS	ESPORULACION
<u>P. citrinum</u>	3 pobre	+	+++
<u>P. decumbens</u>			
<u>P. digitatum</u>		+(1)	
<u>P. chrysogenum</u> (cepa 1)		+(1)	
<u>P. chrysogenum</u> (cepa 2)		+	
<u>P. chrysogenum</u> (cepa 3)	3 pobre		

	TIPO DE ATAQUE	CRECIMIENTO DE HIFAS	ESPORULACION
<u>P. chrysogenum</u> (cepa 4)	-	+	+
<u>P. chrysogenum</u> (cepa 5)	3 muy pobre	+	+
<u>P. chrysogenum</u> (cepa 6)		+	+
<u>P. frequentans</u>		+	+
<u>P. oxalicum</u> (cepa 1)		+	+
<u>P. oxalicum</u> (cepa 2)	3 pobre	+	+
<u>P. oxalicum</u> (cepa 3)	3 pobre	+	+
<u>P. oxalicum</u> (cepa 4)		+	+
<u>P. oxalicum</u> (cepa 5)		+	+

(1) Sólo cerca del inóculo

El crecimiento de hifas es pobre en medio Pello A. El ataque es muy escaso ya que el tipo 3 sólo disuelve tabiques, de modo que el hongo no toma sustancias del pelo para crecer. Si lo hace es para esporular como lo vemos en dos de los casos de tres signos positivos.

3.4.3. ATAQUE POR ASPERGILLUS

Se estudió el crecimiento y ataque al pelo por las distintas especies de este género usando el medio pelo A (en tubo), el resultado fue el siguiente:

	TIPO DE ATAQUE	CRECIMIENTO DE HIFAS	ESPORULACION
<u>A. clavatus</u>	1 pobre	+++	+++
<u>A. flavipes</u>			
<u>A. flavus</u> (cepa 1)			
<u>A. flavus</u> (cepa 2)			

	TIPO DE ATAQUE	CRECIMIENTO DE HIFAS	ESPORULACION
<u>A. glaucus</u>		+	
<u>A. nidulans</u>			+
<u>A. niger</u> (cepa 1)			+
<u>A. niger</u> (cepa 2)		+	++
<u>A. ustus</u> (cepa 1)		+	+
<u>A. ustus</u> (cepa 2)		+	+
<u>A. versicolor</u>		+	+

De todas las especies de Aspergillus sp estudiadas solamente una es capaz de atacar el pelo, A. clavatus, obteniéndose buen desarrollo. Todos los demás que no alcanzan a degradar al pelo, solo se nutren de las impurezas del agar, de allí su pobre crecimiento y hasta hay uno A. glaucus que no llega a esporular.

En todos los estudios que siguen se utilizó el medio ApA.

Cada género se estudió por separado para dar mayor claridad en los cuadros.

3.4.4. ATAQUE POR PAECILOMYCES

De este género se encontró una sola especie con tres cepas distintas.

	TIPO DE ATAQUE	CRECIMIENTO DE HIFAS	ESPORAS
<u>P. variotii</u> cepa 1	-	+	+
cepa 2			
cepa 3	2 fuerte		

La cepa 3 es la única que ataca el pelo y obtiene de ellos los nutrientes que le permiten crecer y esporular bien.

3.4.5. ATAQUE POR BENICUSKIA

Hay dos especies distintas que no se pudieron

1 lo tiene algo deshilachado.

	TIPO DE ATAQUE	CRECIMIENTO DE HIFAS	ESPORAS
<u>Beniowskia sp</u> cepa 1	2 fuerte	+++	++
	2 fuerte	+++	++
cepa 2			

3.4.6 ATAQUE POR TRICHODERMA

Las dos especies que se estudiaron, tiene en común que esporulan en la parte superior del tubo, donde el agar es más delgado y hay un menor porcentaje de humedad. Por primera vez se observa la combinación de dos tipos de ataque.

	TIPO DE ATAQUE	CRECIMIENTO DE HIFAS	ESPORAS
<u>T. herzianun</u>	3 pobre	+	+
<u>T. pseudokoningii</u>	1 pobre	++	+
	3 pobre		

Observamos que una especie produce un doble tipo de ataque.

3.4.7. ATAQUE POR PESTALOTIOPSIS

	ATAQUE	HIFAS	ESPORAS
<u>P. quepini</u> cepa 1	3 pobre	+	+
	3 pobre	+	+
cepa 2			

Las dos cepas crecen pobremente y su esporulación fue escasa.

3.4.8. ATAQUE POR FUSARIUM

	ATAQUE	HIFAS	ESPORAS
<u>F. camptoceras</u>	1 fuerte	+++	-
<u>F. fusaroides</u>	1 fuerte	+++	

Pese a producir un fuerte ataque y destruir el pelo, no parecen obtener los nutrientes necesarios para esporular aunque el desarrollo miceliano es bueno.

3.4.9. ATAQUE POR BOTRYTIS

	ATAQUE	HIFAS	ESPORAS
<u>Botrytis cinerea</u>	2 pobre 3 muy pobre	+	
----- <u>Botrytis sp.</u>	2 pobre	+++	-

Aparece aquí una especie que produce doble ataque en el pelo, si bien ambos ataques son pobres.

3.4.10 ATAQUE POR CORYNASCUS

	ATAQUE	HIFAS	ESPORAS
<u>C. sepedonium</u>	1 muy pobre 3 muy pobre	+	+++
----- cepa 1	1 muy pobre 3 muy pobre	+	+++
cepa 2			

El ataque fue pobre con ambas cepas; el desarrollo de hifas está muy adherido al sustrato, esporulando bien. Aquí se vuelven a mezclar dos distintos ataques al pelo.

3.4.11 ATAQUE POR GENEROS REPRESENTADOS CON UNA SOLA ESPECIE O DUDOSOS

Fueron cultivados también en ApA.

	ATAQUE	HIFAS	ESPORAS
<u>Alternaria sp</u>	1 muy fuerte	++	+++
<u>Cladosporium chlorocephalum</u>	1 muy pobre		
<u>Chaetomium sp?(1)</u>	1 fuerte		
<u>Chaetomium sp?(2)</u>			
<u>Geotrichum sp?</u>	1 pobre(1)	+++	++
----- <u>Gymnoascus reesii</u>	2 fuerte 3 pobre	+++	+++
----- <u>Mucor spinosus</u>		+	+
<u>Micelio Toruloide</u>	1 fuerte	+++ (3)	

	ATAQUE	HIFAS	ESPORAS
<u>Mycelia sterilia</u> (1)	1 pobre	+++	-
<u>Mucelia sterilia</u> (2)		+	
<u>Mijcelia sterilia</u> (3)		+	
<u>Nodulisporium sp</u>	3 muy pobre	+	
<u>Sclerotium sp.</u>	1 muy pobre		-(4)
<u>Scopulariopsis brevicaulis</u>	1 fuerte	++	+++
<u>Ulocladium botrytis</u>	1 fuerte	+	++
<u>Verticillium lateriticum</u>	1 pobre	+++	++
<u>Zopfiella leucotricha</u>	1 muy fuerte	++	+++ (2)

- (1) Troza al pelo en pedazos grandes.
 (2) Hay presencia de cleistotecios en gran cantidad sumergidos en el agar, pero en pelo no se observan ascosporas; carece de forma imperfecta.
 (3) Las hifas tienden a rodear pelo.
 (4) Hay presencia de esclerocios.

Aunque han aparecido una sola vez, notamos que hay especies que atacan y destruyen pelo; tal el caso de Gymnoascus reesii con dos tipos de ataque. También es de destacar Zopfiella leucotricha que si bien destruye al pelo, no consigue producir esporas pese a desarrollar cleistotecios.

3.5 TIPOS DE ATAQUE FUNGICO AL CUERO

Para estudiar el ataque a cuero se utilizaron las cepas que se detallan a continuación según el siguiente cuadro:

CUERO	SIGLA	NOMBRE
D	P50	<u>Ch. globosum</u> (cepa3)
E	P64	<u>Ch. chrysogenum</u> (cepa 2)
F	P17	<u>A. flavipes</u>
G	P8	<u>V. lateriticum</u>
H	P61	<u>P. oxalicum</u> (cepa 1)
I	P10	<u>Alternaria sp.</u>
J	P55	<u>Ch. funiculum</u> (cepa 2)
K	P7	<u>A. glaucus</u>
L	P53	<u>Ch. globosum</u> (cepa 1)

CUERO	SIGLA	NOMBRE
M	P12	<u>T. pseudokoningii</u>
N	P65	<u>P. variotii</u> (cepa 1)
Ñ	P5	<u>Ch. dolichotrichum</u>
O	P54	<u>Ch. bostrychodes</u>
P	P11	<u>C. chlorocephalum</u>
Q	P14	<u>A. niger</u> (cepa 1)
R	P63	<u>A. flavus</u> (cepa 2)
S	P60	<u>P. chrysogenum</u> (cepa 1)

Se eligieron las especies que con mayor frecuencia habían aparecido en el muestreo, sobre la hipótesis que si son frecuentes deben atacar el cuero. Premisa que, en parte, se cumplió y en parte no, ya que unas atacan el cuero, otras atacan el pelo y no el cuero y otras son saprobias.

Además, como en la siembra se tardó una semana, se tomó el promedio entre el primero y el último día de siembra para calcular el tiempo de extracción de las probetas para estudiar su deterioro.

El muestreo se hizo extrayendo dos o tres probetas de cada frasco a los 37,74 y 111 días de sembrados.

En cada oportunidad se sacaron 2 ó 3 probetas dado que cada frasco contenía entre 6 y 9 probetas. Como se hicieron tres muestreos nos interesó tener 2 probetas de la misma muestra por lo menos en cada uno, para que los datos fueran representativos.

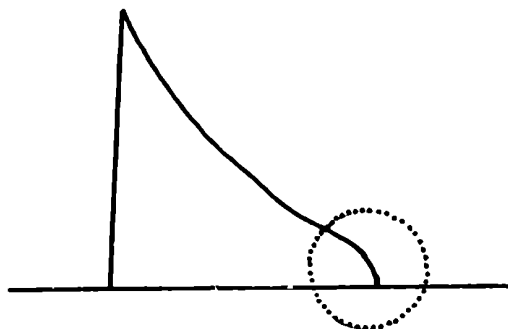
Se trabajó sistemáticamente en cuanto a las probetas que se extrajeron en cada muestreo: el primero corresponde a las probetas de la cabeza; el segundo a las de la mitad del cuerpo y el tercero a las probetas de la culata.

Pasado cada período, las probetas extraídas se colocaron en cajas de Petri estériles con 3 discos de papel de filtro en su base. Las probetas de un mismo cuero atacadas y el testigo se colocan en la misma caja en orden 1,2,3,4,5, etc., el motivo es poderlas identificar ya que al secarse las atacadas generalmente se enrollan. Además es muy difícil leer sus números. Se dejaron una noche a temperatura ambiente con la caja cerrada y luego se pasaron a estufa 40°C en caja abierta a fin de que se sequen; esto ocurre entre 1 y 2 horas de estufa. Se mantuvieron todavía 2 ó 3 días en las cajas cerradas a temperatura ambiente a fin de que

se hidratan normalmente; luego fueron sometidas a prueba de tracción.

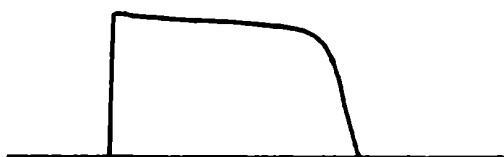
GENERALIDADES EN CUEROS ATACADOS

En cueros atacados podemos observar que independientemente del grado de ataque, hay una pérdida de elasticidad al comienzo de la tracción. Esta subida brusca es denominada "menisco".

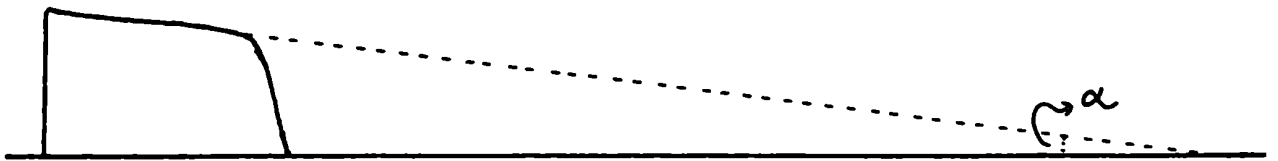


Postulamos que el menisco era originado por la red de hifas secas que cubre el cuero. Dicha red de hifas al estar secas no son elásticas y no permiten el alargamiento del cuero. Una vez rotas por la tracción el cuero se comporta normalmente. Esta teoría está confirmada por el MEB con el cual se pudieron observar la red hifal sobre el colágeno; además con técnicas histológicas para observación con microscopio óptico se detectaron hifas dentro del cuero.

Si el deterioro del cuero es débil, pensamos que el ataque fúngico es al nivel de nutrientes, con lo cual se modifica la elasticidad del cuero; no porque haya sido atacado, sino por falta de lubricantes entre la fibra colágeno. En caso de ataques fuertes hay una destrucción del colágeno con una caída notable de la carga de ruptura; en esta situación el cuero ha perdido casi completamente su elasticidad de modo tal que el gráfico que obtenemos con el dinamómetro es una línea casi vertical hasta un determinado valor de carga donde se produce un alargamiento del cuero casi sin resistencia y al final del mismo se produce ruptura.



Estos gráficos los llamamos en "meseta" ya que el piso que se obtiene es casi la carga de ruptura y la pendiente de ruptura es casi nula.



Además del gráfico de ruptura que nos dá el dinamómetro, que nos permite interpretar los distintos comportamientos de los cueros atacados, podemos graficar la carga específica (d_t) de ruptura y también el alargamiento de ruptura (E) ambos en función de la ubicación de la probeta en el cuero. (pág.11-12)

Estos gráficos pueden observarse a continuación del cuadro de valores de las probetas, indistintamente para cada cuero.

NOTA: En todos los casos las probetas impares son testigos y las pares están expuestas a los hongos.

3-5-1 RESULTADO DEL ATAQUE AL CUERO "D" POR
CHAETOMIUM GLOBOSUM CEPA 3

El hongo ataca al cuero destruyéndolo a través del tiempo. En la primera extracción observamos el comienzo del ataque del hongo que tiene como respuesta en el cuero la disminución de la carga de ruptura y la elasticidad, manifestándose en el gráfico con una menor tendiente y un gran mesisco, dándole el aspecto de meseta.

En la segunda extracción observamos un aumento de la pérdida de elasticidad y resistencia, acentuándose esta pérdida en la 3a. extracción, donde podemos observar la casi destrucción del cuero.

Graficando la elasticidad vemos que esta disminuye con el tiempo.

En el gráfico de carga específica de ruptura podemos distinguir que las dos rectas se van separando con el avance del tiempo, estando la línea de atacados orientada en cero.

MICROSCOPIA OPTICA:

Se observa un buen desarrollo de peritecios hifas muy delgadas que casi no penetran en la dermis, pero si en los folículos pilosos. El colágeno aparece hinchado.

CUERO "D"

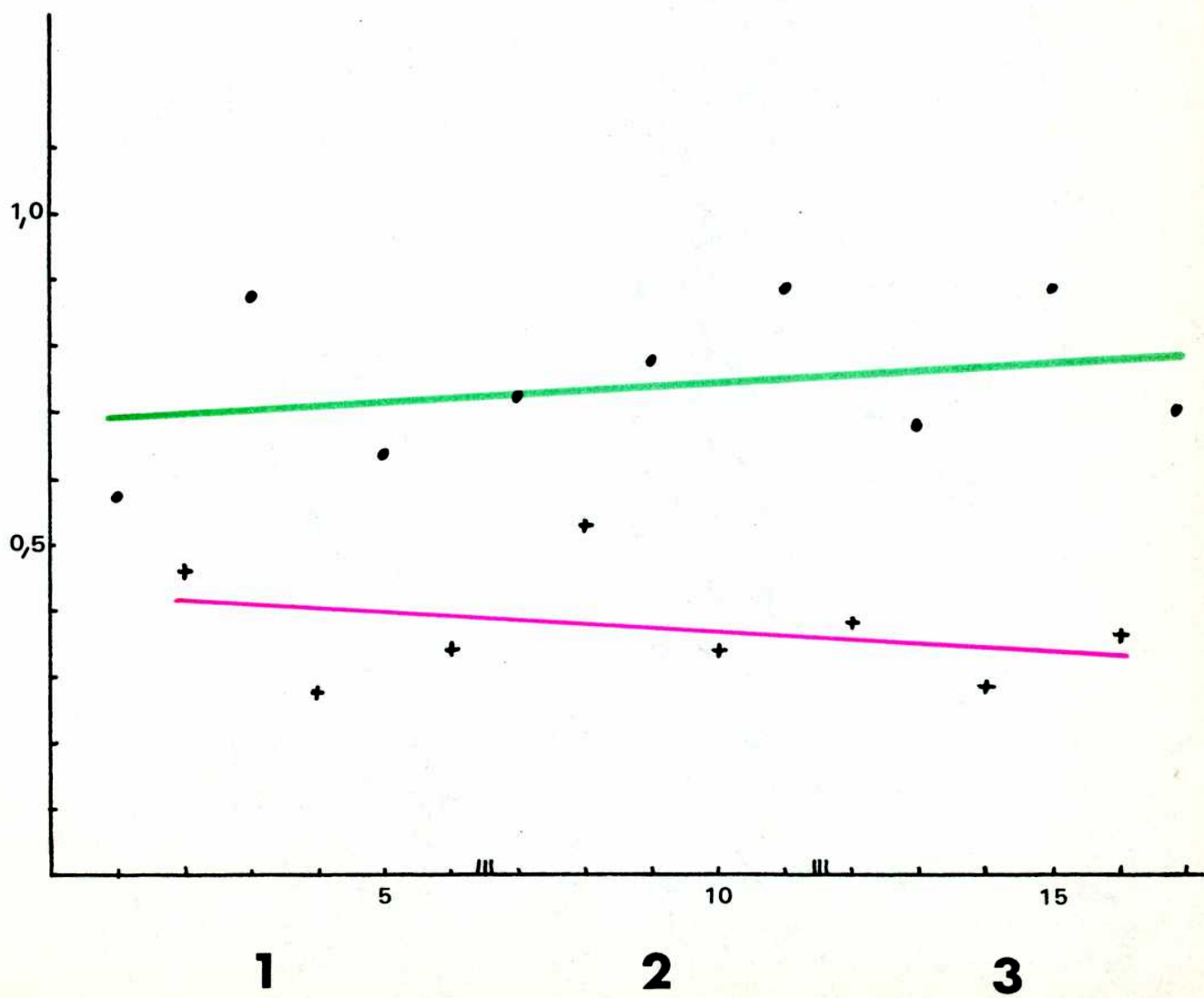
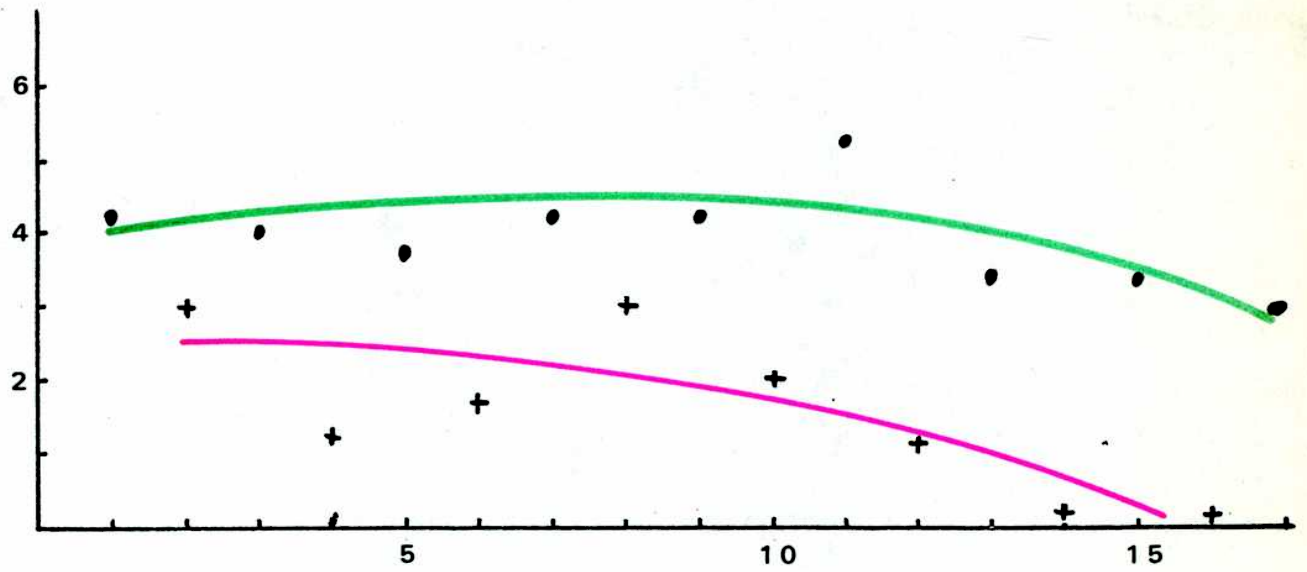
Probetas impares testigos

N° de Probeta	Espesor Promedio (mm)	Carga Kg	Carga Específica (kg/mm ²)	Papel Alargamiento mm	Alargamiento Real (cm)	E _s
1	0,34	0,800	0,588	170	4,25	212
3	0,34	1,200	0,882	160	4,0	200
5	0,43	1,100	0,639	150	3,75	187
7	0,44	1,250	0,710	170	4,25	212
9	0,50	1,550	0,775	170	4,25	212
11	0,58	1,900	0,896	210	5,25	262
13	0,53	1,450	0,684	135	3,37	168
15	0,52	1,850	0,889	135	3,37	168
17	0,57	1,600	0,702	120	3	150

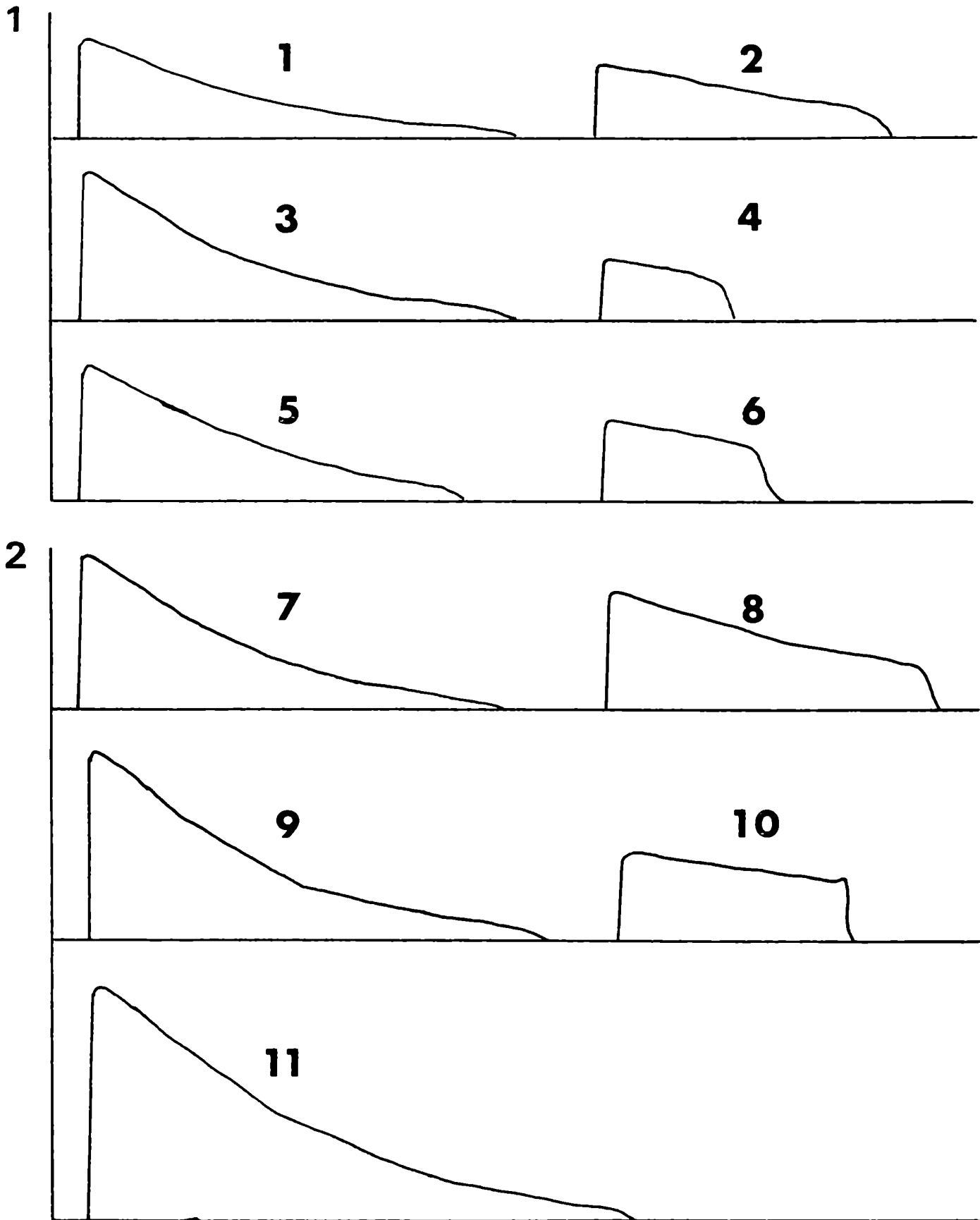
Probetas pares atacadas

N° de Probeta	Espesor Promedio (mm)	Carga Kg	Carga Específica (kg/mm ²)	Papel Alargamiento mm	Alargamiento Real (cm)	E _s
2	0,32	0,600	0,468	120	3,0	150
4	0,39	0,450	0,288	50	1,25	62
6	0,47	0,650	0,345	65	1,62	81
8	0,45	0,950	0,528	120	3,0	150
10	0,53	0,700	0,330	80	2	100
12	0,55	0,850	0,386	45	1,12	56
14	0,56	0,650	0,290	12	0,3	15
16	0,51	0,750	0,368	12	0,3	15

GRAFICO DE ELASTICIDAD Y RUPTURA EN FUNCION DEL TIEMPO DEL CUERO D



CURVAS DE RUPTURA DEL CUERO D ATACADO POR CHAETOMIUM GLOBOSUM (c 3)



Carga
0,5 kg



Alargamiento
real 1 cm

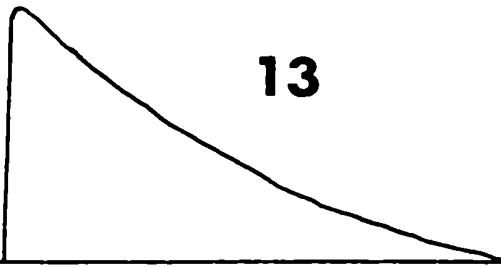


3

12



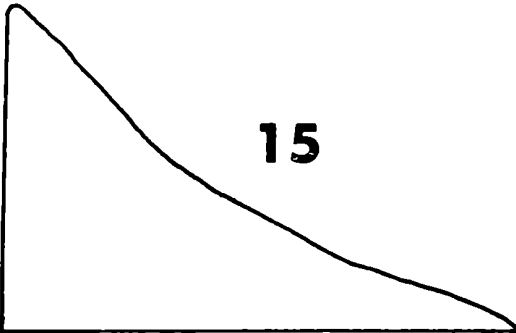
13



14



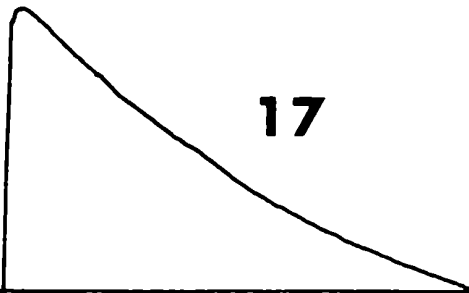
15



16



17



3-5-2 RESULTADO DEL ATAQUE AL CUERO E POR *PENICILLIUM CHRYSO-*
GENUM CEPA 2

En la primera extracción, el gráfico del dinamómetro nos muestra un ataque muy débil, solo detectable al nivel de una menor elasticidad, meniscos y una menor carga de ruptura. La pendiente de ruptura sigue siendo similar a la de los testigos.

Ya en la segunda extracción se observa una mayor pérdida de la elasticidad, un mayor menisco y una menor pendiente.

Finalmente en la tercera extracción, se manifiestan más acentuados estos caracteres.

En resumen, la elasticidad ha disminuído como así la resistencia a la tracción, lo cual nos está indicando un cambio dentro de la estructura del cuero perfectamente visible en los gráficos de carga específica y alargamiento.

Nota: se descartó la probeta N° 2, por desgarrarse fuera de la zona de ruptura.

MICROSCOPIA OPTICA:

Casi no se observan hifas, la penetración es escasa, reducida a la cara aérea de la piel. Colágeno normal.

CUERO "E"

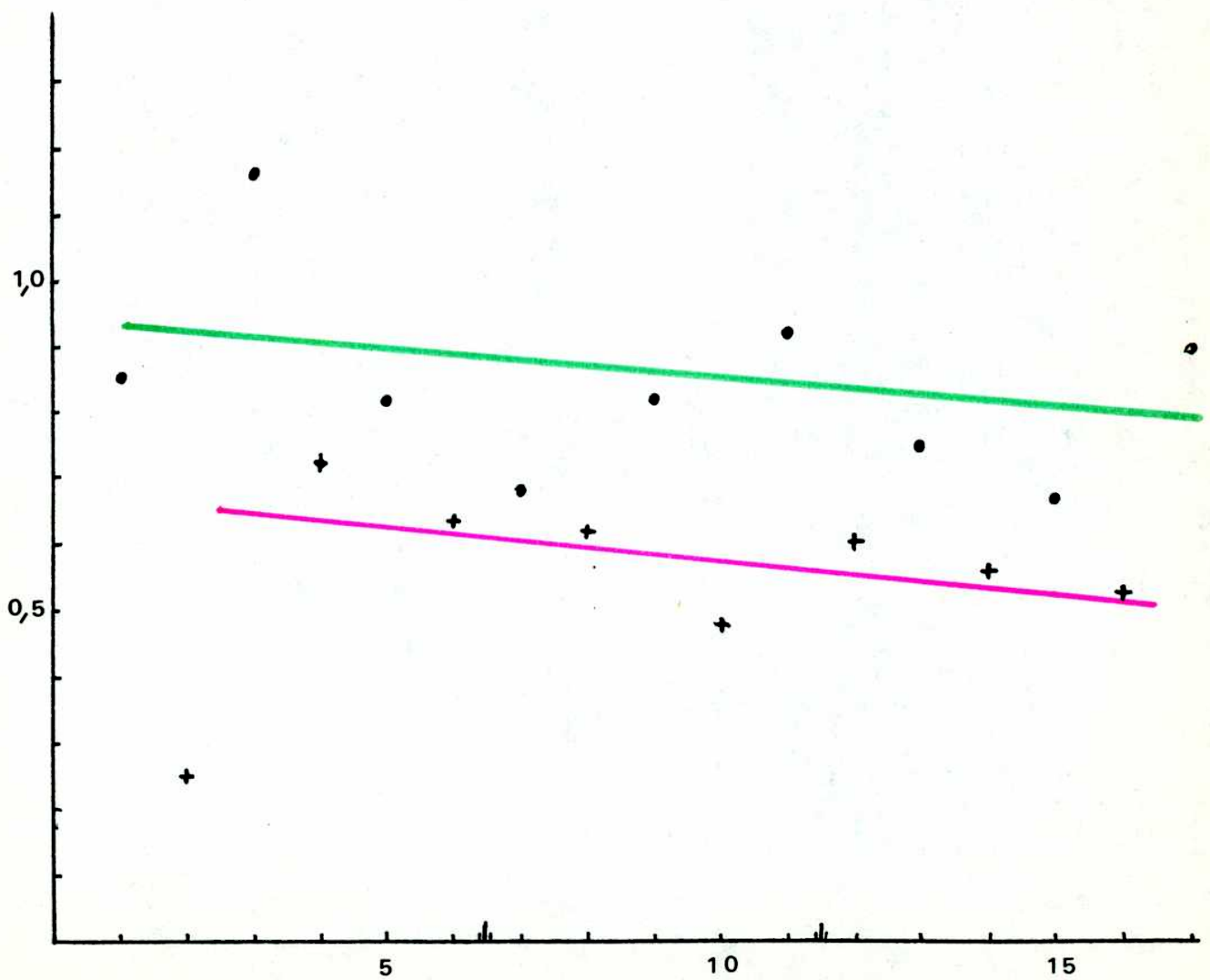
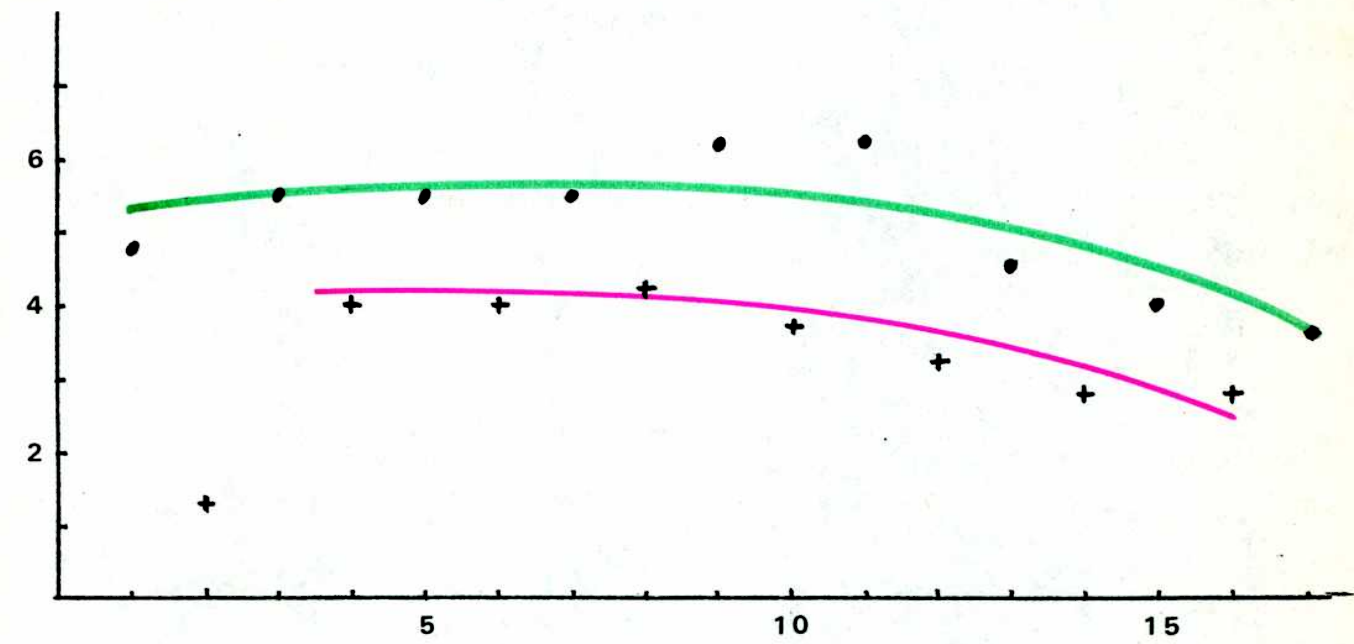
Probetas impares testigos

N° de Probeta	Espesor Promedio (mm)	Carga Kg	Carga Específica (kg/mm ²)	Papel Alargamiento (mm)	Alargamiento Real (cm)	E%
1	0,25	0,850	0,850	190	4,75	237
3	0,33	1,550	1,174	220	5,50	275
5	0,54	1,750	0,810	220	5,50	275
7	0,69	1,850	0,670	220	5,5	275
9	0,69	2,250	0,815	250	6,25	312
11	0,67	2,450	0,914	250	6,25	312
13	0,67	2,000	0,746	180	4,5	225
15	0,75	2,000	0,667	160	4	200
17	0,70	2,500	0,893	150	3,75	187

Probetas pares atacadas

N° de Probeta	Espesor Promedio (mm)	Carga Kg	Carga Específica (kg/mm ²)	Papel Alargamiento (mm)	Alargamiento Real (cm)	E%
2	0,29	0,300	0,258	45	1,12	56
4	0,43	1,250	0,726	160	4,0	200
6	0,64	1,650	0,644	160	4,0	200
8	0,67	1,650	0,616	170	4,25	212
10	0,69	1,300	0,471	150	3,75	187
12	0,64	1,550	0,605	130	3,25	162
14	0,64	1,450	0,566	110	2,75	137
16	0,72	1,550	0,536	110	2,75	137

GRAFICO DE ELASTICIDAD Y RUPTURA EN FUNCION DEL TIEMPO DEL
CUERO E

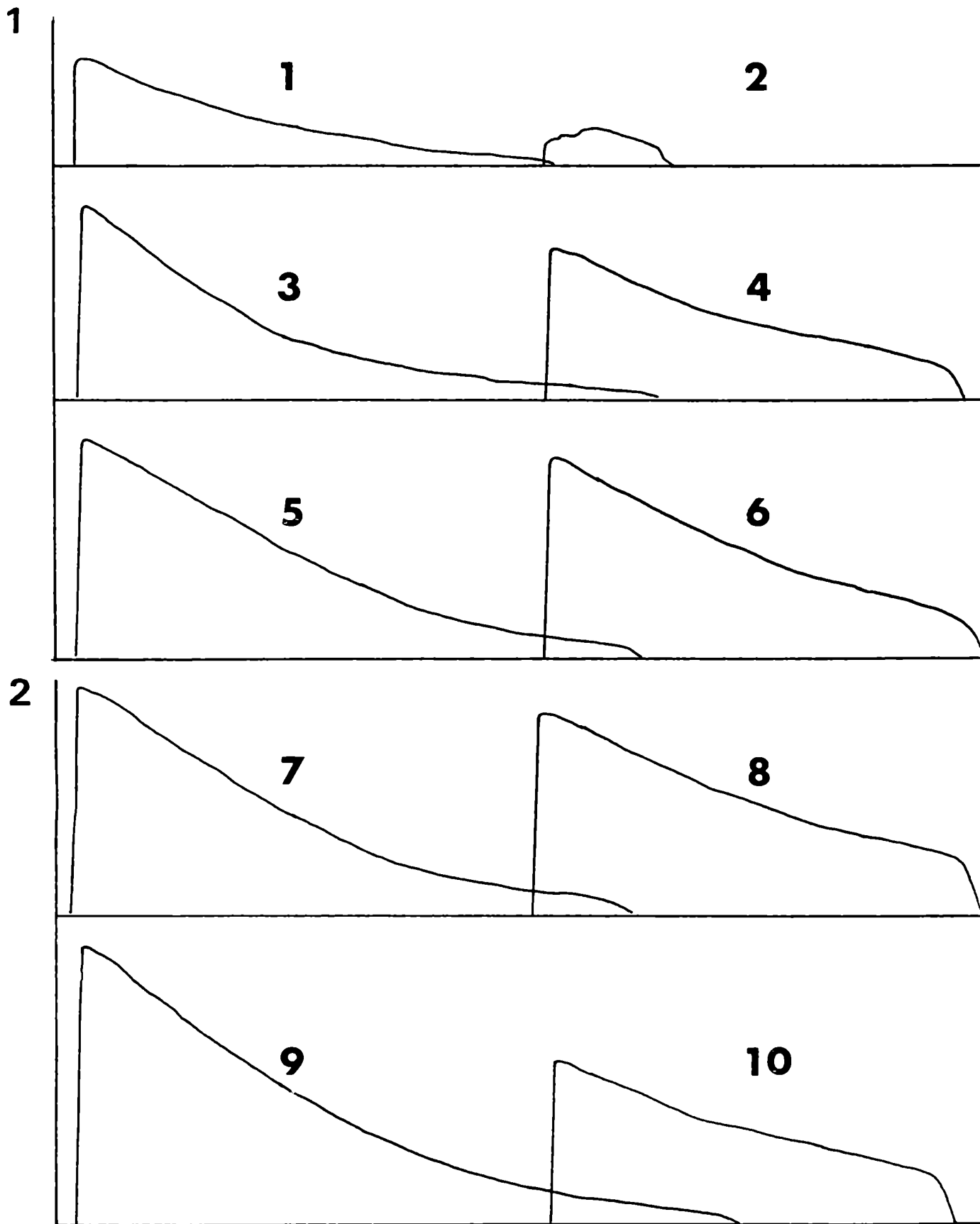


1

2

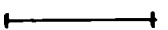
3

CURVAS DE RUPTURA DEL CUERO E ATACADO POR *PENICILLIUM CHRYSO-*
GENUM

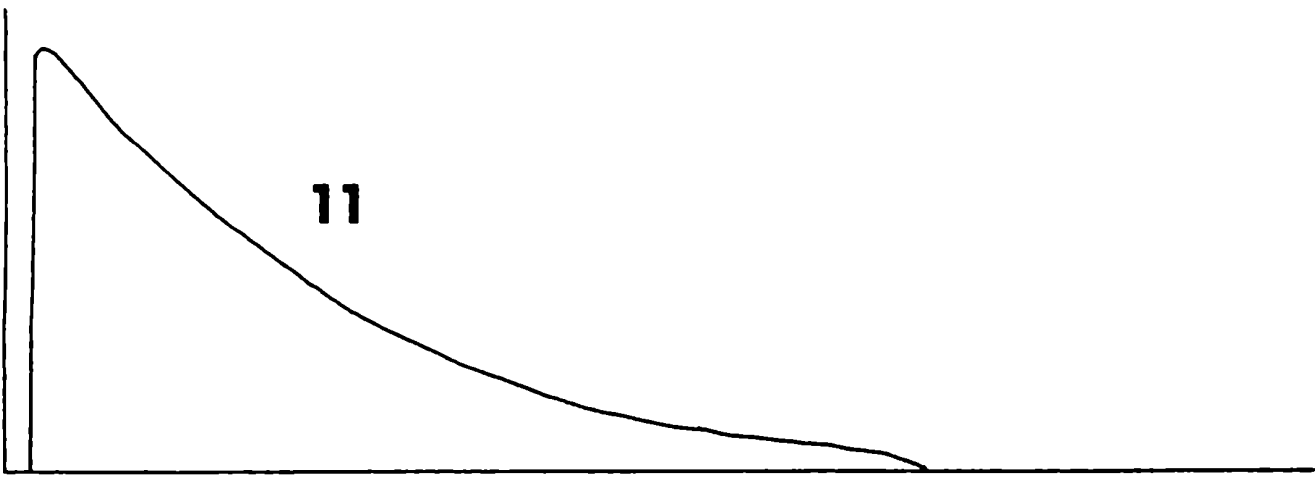


Carga
0,5 kg

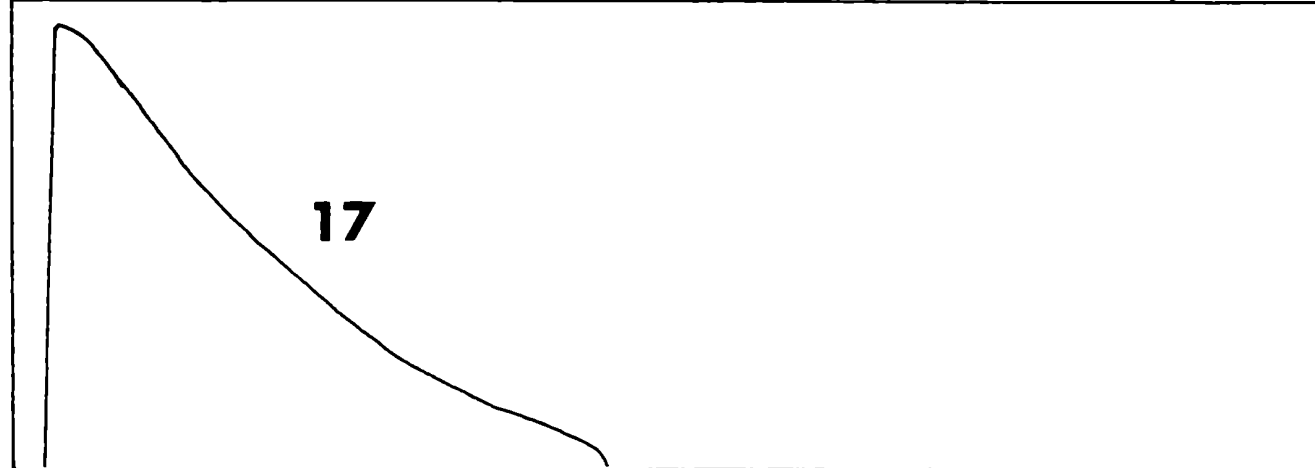
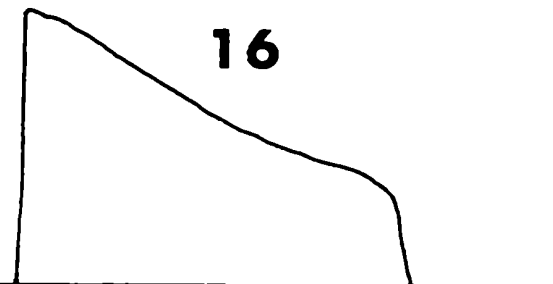
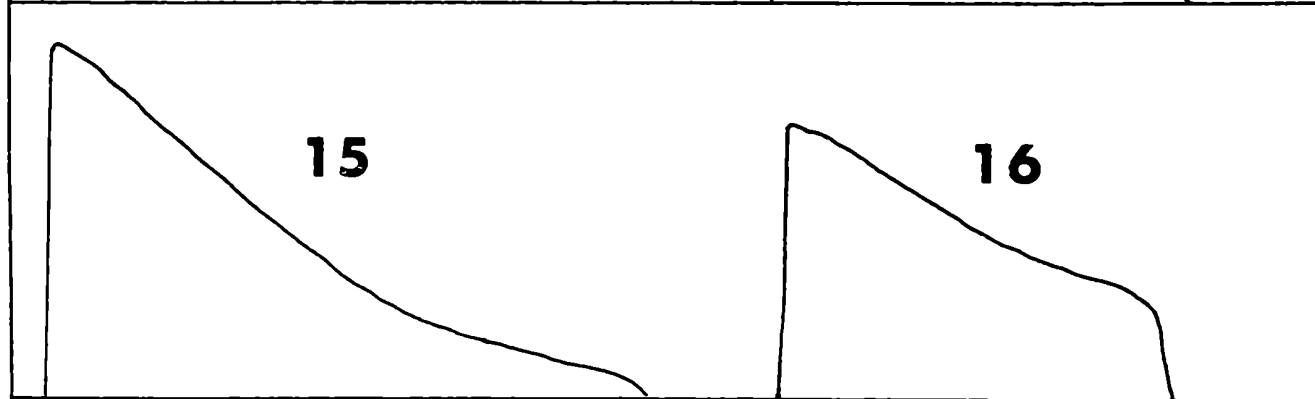
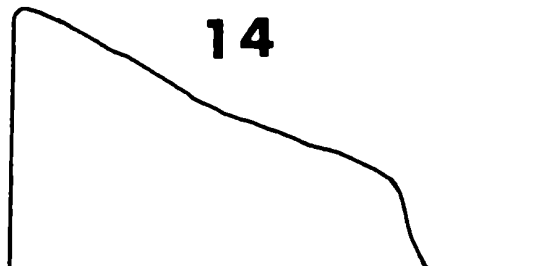
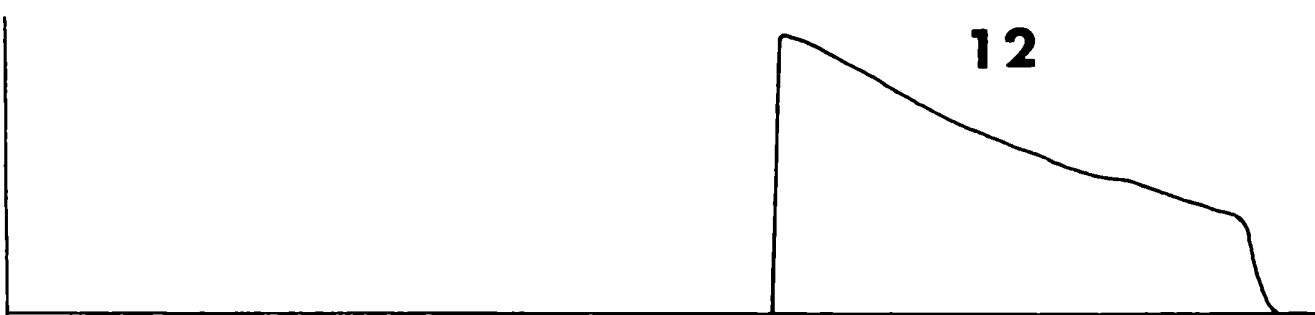
Alargamiento
real 1 cm



2



3



3-5-3 RESULTADO DEL ATAQUE AL CUERO "F" POR ASPERGILLUS FLAVIPES

Ya en la primera extracción hay una leve disminución en los valores de elasticidad y carga específica, si bien se acentúan algo en las otras etapas, no se llega a la destrucción del cuero.

De igual modo los gráficos de carga específica y elasticidad son casi paralelos, de lo cual podemos inferir que más bien que un ataque al colágeno se produce degradación al nivel de los nutrientes.

MICROSCOPIA OPTICA:

Se observan hifas muy delgadas que penetran por la dermis pero, sobre todo, abundan en los folículos pilosos. El colágeno se observa normal.

CUERO "F"

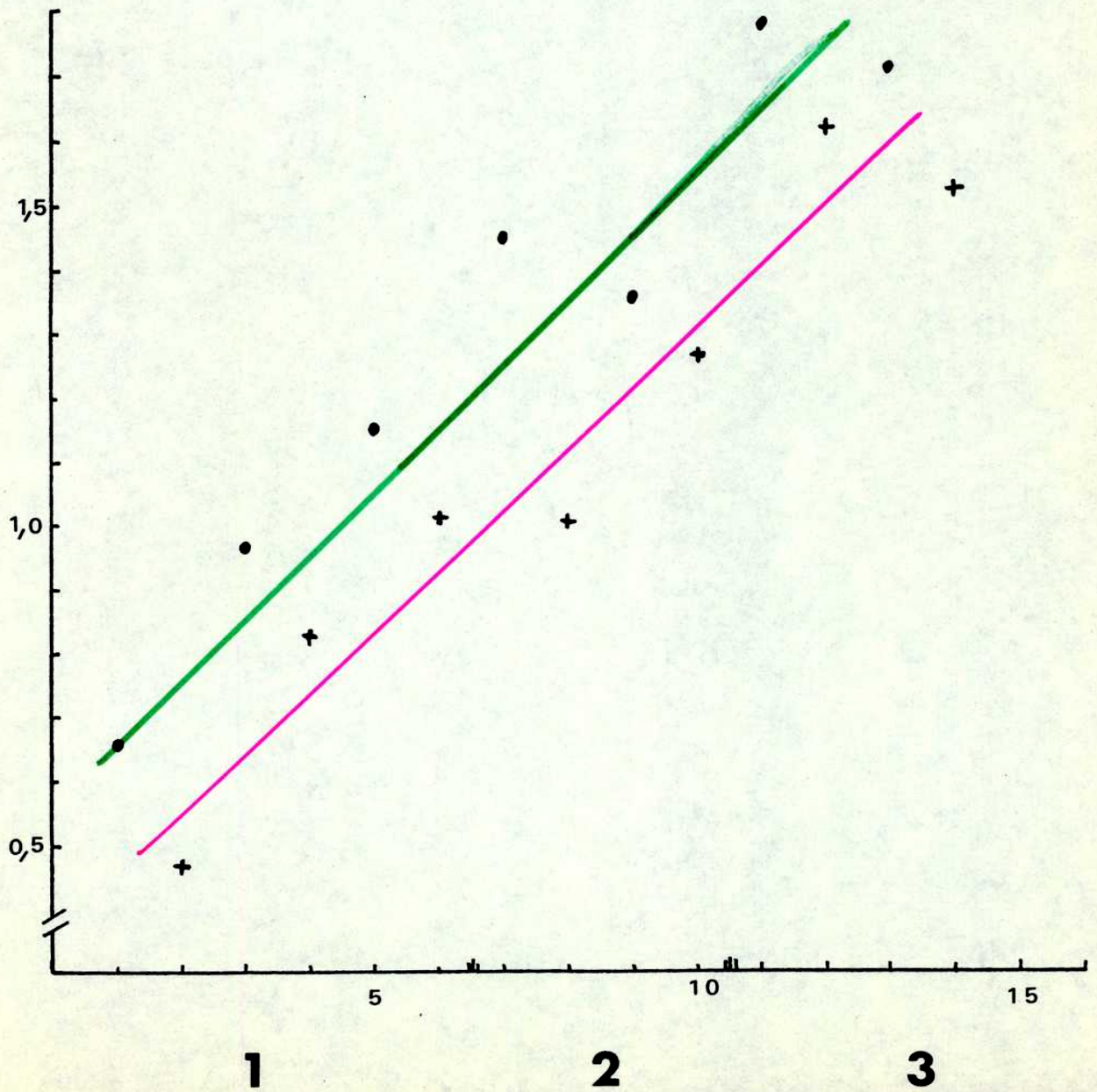
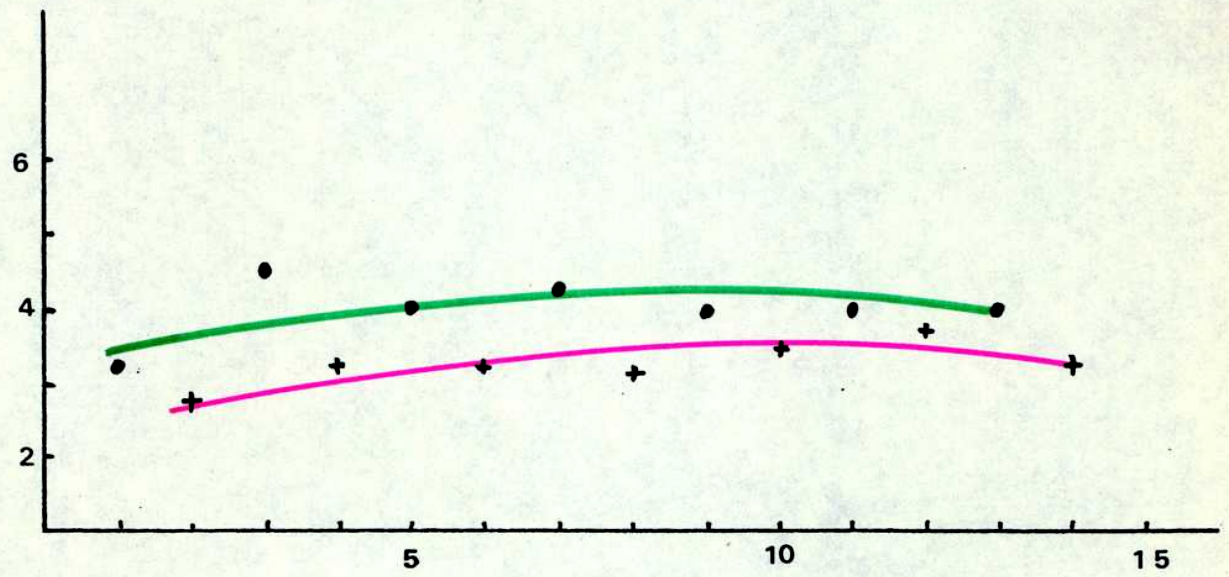
Probetas impares testigos

N° de Probeta	Espesor Promedio (mm)	Carga Kg	Carga Específica (kg/mm ²)	Papel Alargamiento (mm)	Alargamiento Real (cm)	E%
1	0,28	0,750	0,669	130	3,25	162
3	0,41	1,600	0,975	180	4,5	225
5	0,52	2,400	1,153	160	4,0	200
7	0,56	3,250	1,450	170	4,25	212
9	0,59	3,200	1,355	160	4,0	200
11	0,57	4,100	1,798	160	4	200
13	0,59	4,050	1,716	160	4	200

Probetas pares atacadas

N° de Probeta	Espesor Promedio (mm)	Carga Kg	Carga Específica (kg/mm ²)	Papel Alargamiento (mm)	Alargamiento Real (cm)	E%
2	0,37	0,700	0,472	110	2,75	137
4	0,46	1,550	0,842	130	3,25	162
6	0,54	2,400	1,111	130	3,25	162
8	0,56	2,400	1,071	130	3,25	162
10	0,60	3,050	1,270	140	3,50	175
12	0,58	3,800	1,638	150	3,75	187
14	0,56	2,800	1,250	130	3,25	162

GRAFICO DE ELASTICIDAD Y RUPTURA EN FUNCION DEL TIEMPO DEL
CUERO F

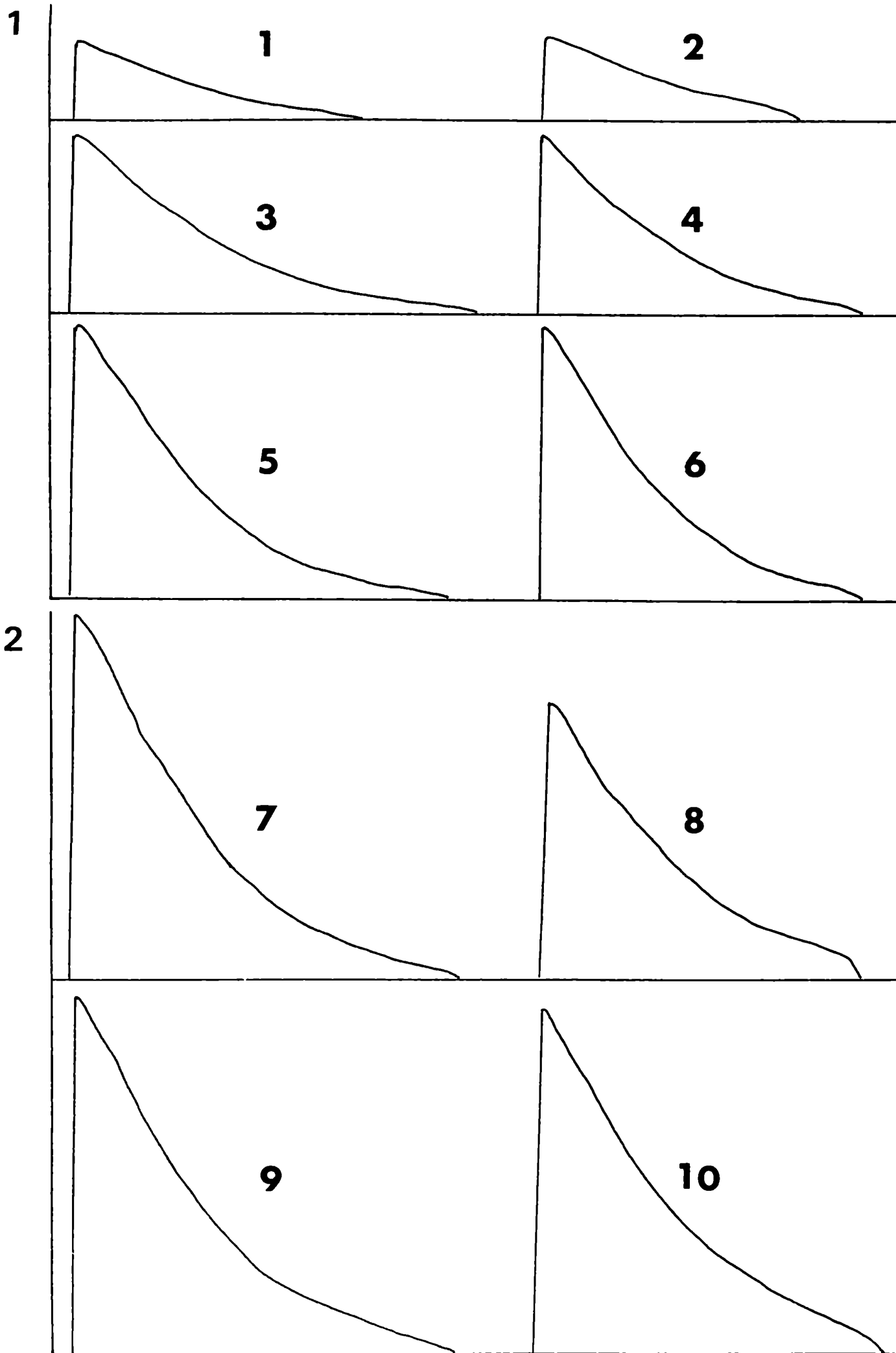


1

2

3

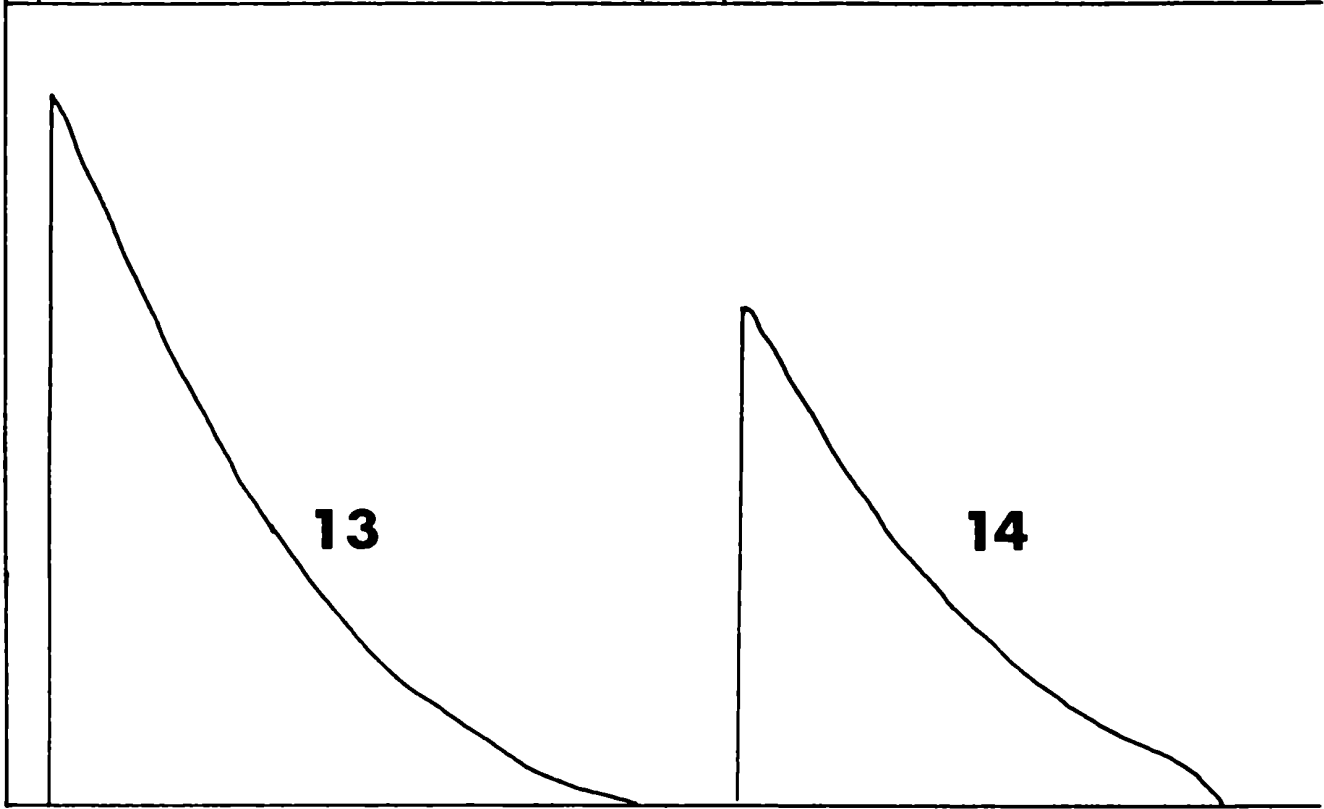
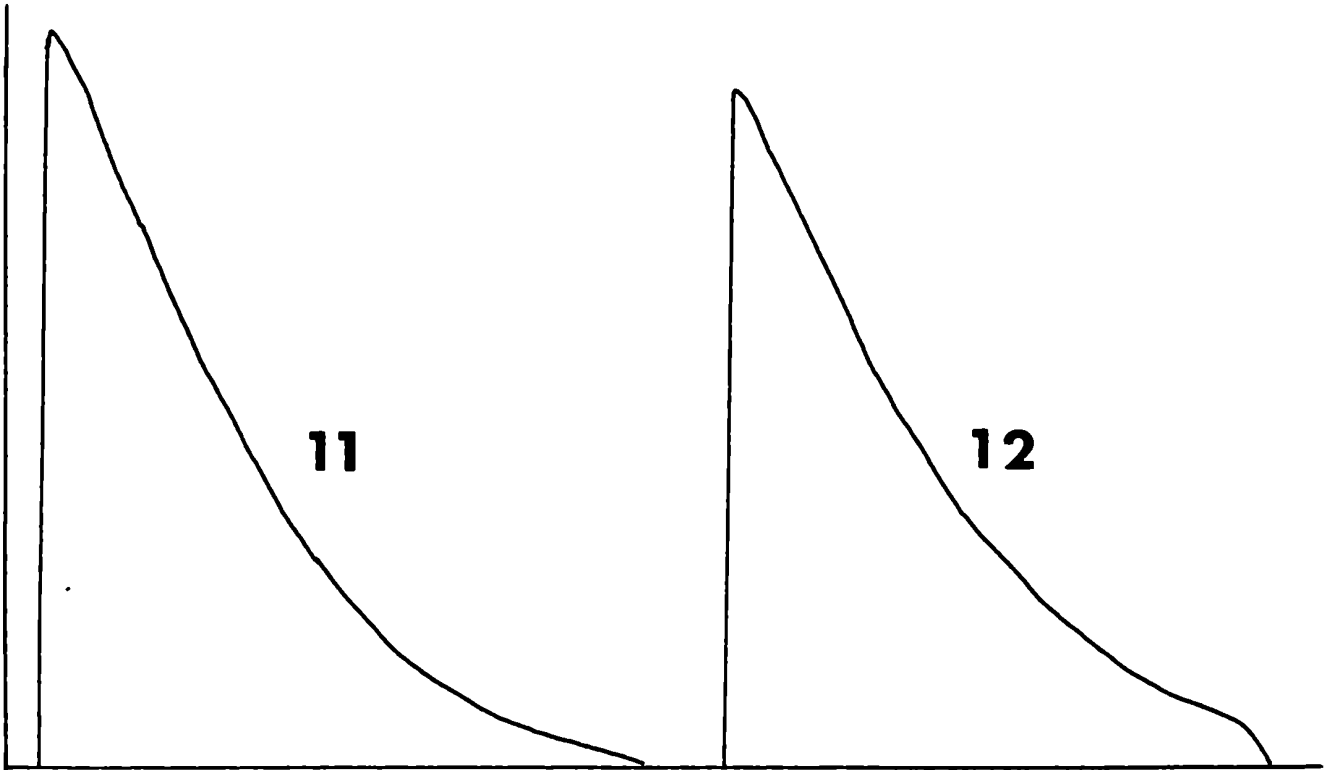
CURVAS DE RUPTURA DEL CUERO F ATACADO POR ASPERGILLUS FLAVIPES



Carga
0,5 kg

Alargamiento
real 1 cm

3



3-5-4 RESULTADO DEL ATAQUE AL CUERO "G" POR VERTICILLIUM
LATERITICUM

Podemos decir que este hongo ataca al cuero y lo destruye.

Los gráficos nos muestran que las probetas atacadas a medida que pasa el tiempo, van perdiendo elasticidad, resistencia y su pendiente se torna horizontal.

En el gráfico de cargas específicas notamos que las atacadas se van alejando de los valores testigos.

Nota: Las probetas 5 y 7 se descartaron por contaminación y la 2 por ruptura.

MICROSCOPIA OPTICA:

Se observan gran cantidad de hifas dentro del cuero y de los folículos rodeando a los pelos. El colágeno está hinchado y no toma bien el colorante. Las hifas se coloran bien de rosado.

Nota: Todo el testigo se procesó con la primera tracción.

CUERO "C"

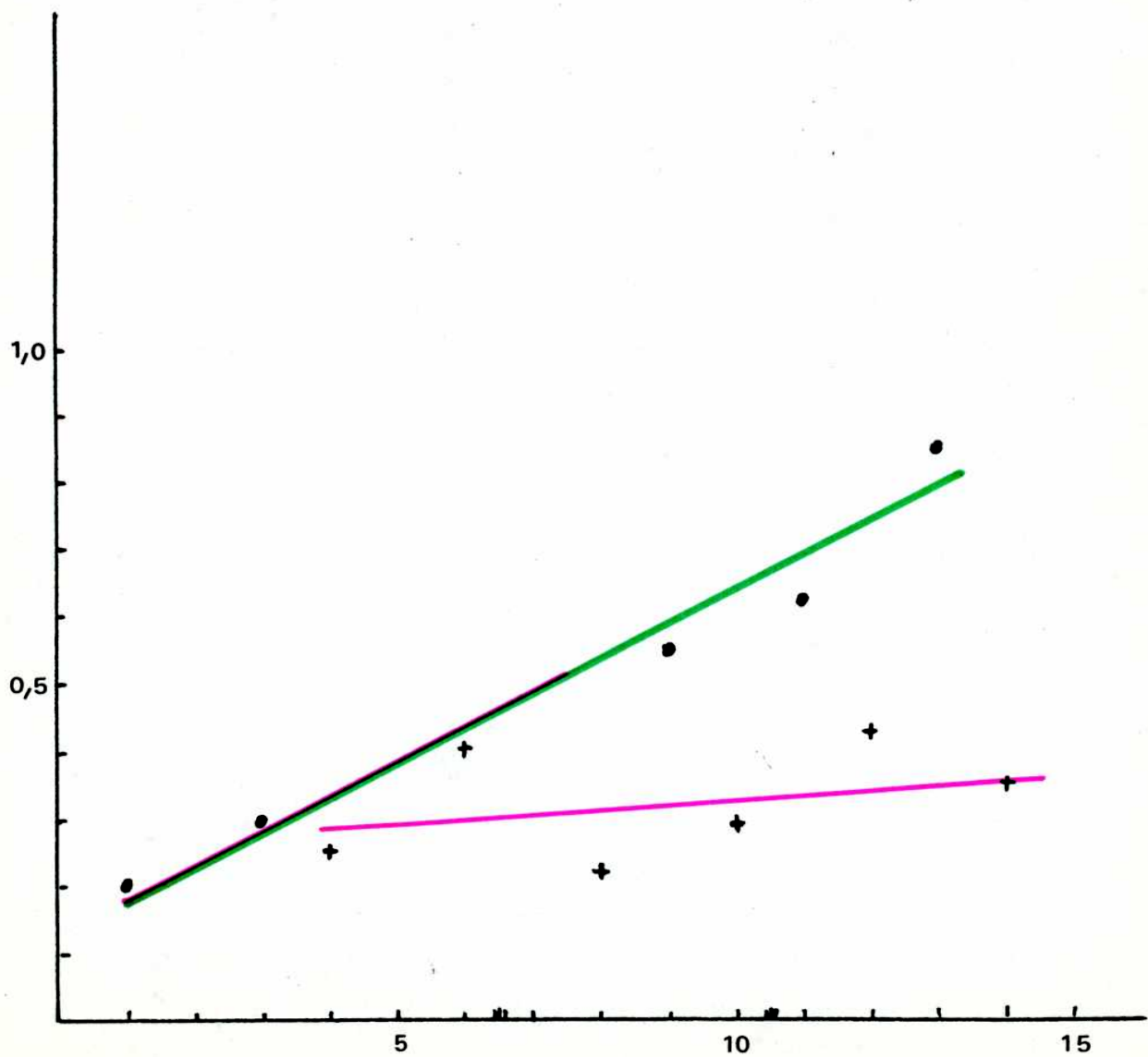
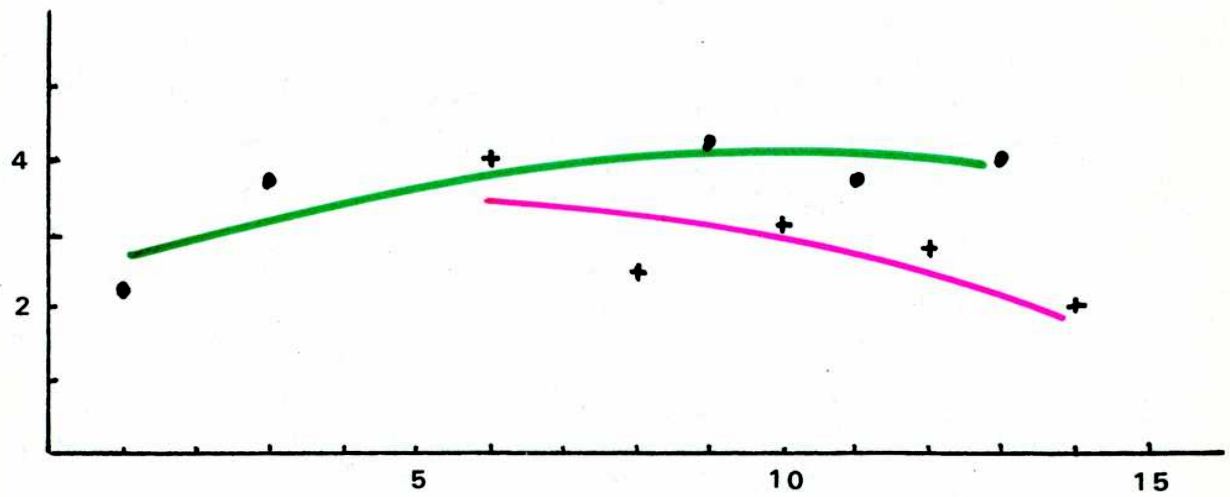
Probetas impares testigos

N° de Probeta	Espesor Promedio (mm)	Carga Kg	Carga Específica (kg/mm ²)	Papel Alargamiento (mm)	Alargamiento Real (cm)	E%
1	0,24	0,200	0,208	90	2,25	112
3	0,33	0,400	0,303	150	3,75	187
5	0,43					
7	0,45					
9	0,45	1,000	0,556	170	4,25	212
11	0,42	1,050	0,625	150	3,75	187
13	0,41	1,400	0,854	160	4,0	200

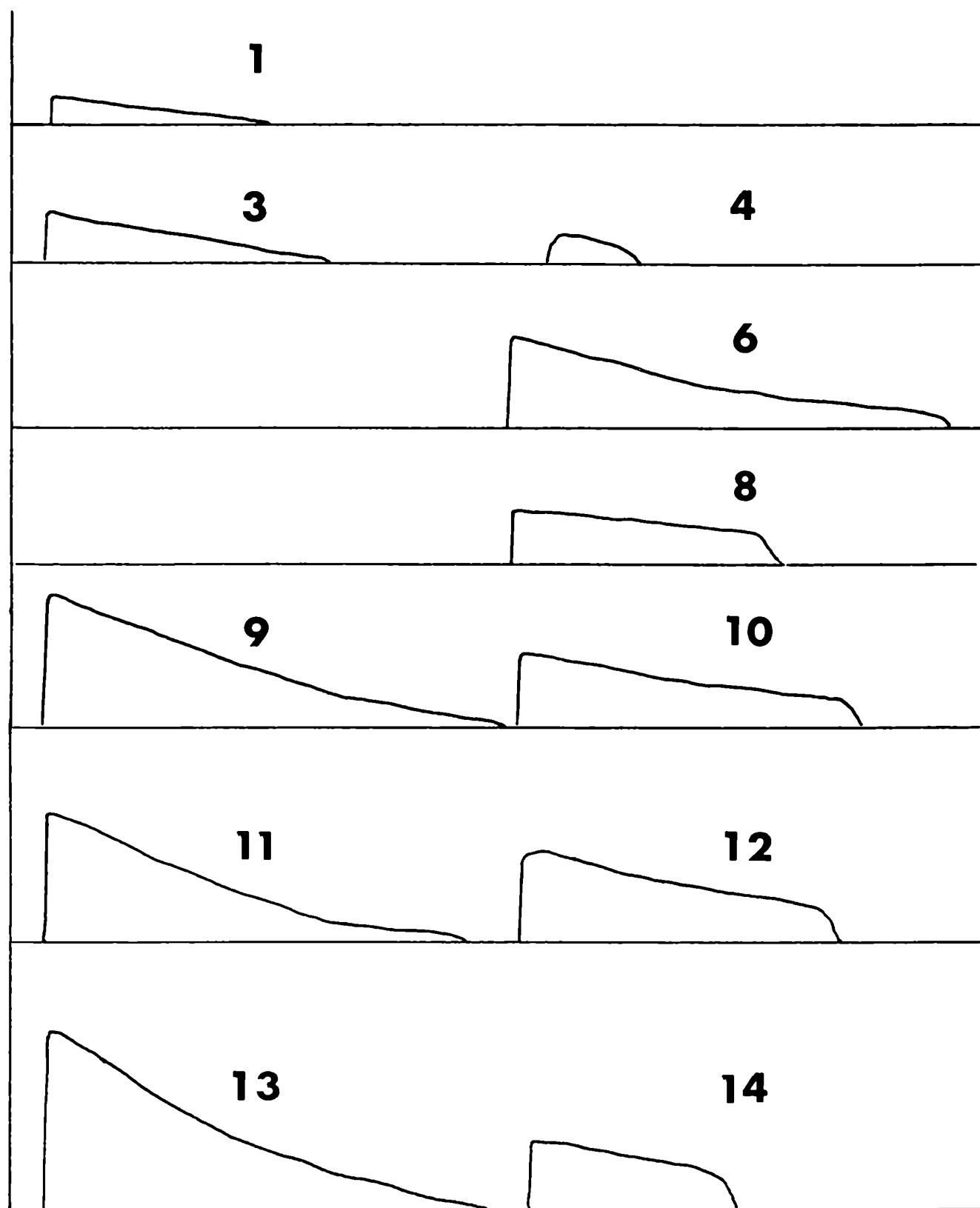
Probetas pares atacadas

N° de Probeta	Espesor Promedio (mm)	Carga Kg	Carga Específica (kg/mm ²)	Papel Alargamiento (mm)	Alargamiento Real (cm)	E%
2	0,25	ANULADA				
4	0,40	0,200	0,250	30	0,75	37
6	0,43	0,700	0,407	160	4,0	200
8	0,43	0,400	0,232	100	2,5	120
10	0,47	0,550	0,292	130	3,25	162
12	0,41	0,700	0,427	115	2,87	143
14	0,39	0,550	0,353	80	2	100

GRAFICO DE ELASTICIDAD Y RUPTURA EN FUNCION DEL TIEMPO DEL
CUERO G

**1****2****3**

CURVAS DE RUPTURA DEL CUERO G ATACADO POR VERTICILLIUM LATE-
RITICUM



Carga
0,5 kg



Alargamiento
real 1 cm



3-5-5 RESULTADO DEL ATAQUE AL CUERO "H" POR *PENICILLIUM*
OXALICUM CEPA 1

En la primera extracción se observa que las probetas atacadas no muestran señales de daño, salvo una menor resistencia. Ya en la segunda extracción vemos que poseen menor alargamiento, varían su pendiente y aparece un menisco. En la tercera extracción notamos que todo esto aumenta con una disminución de la carga de ruptura. Así podemos deducir que el ataque produce daño en el cuero, si bien es muy lento.

El gráfico de cargas específicas nos muestra que ambas rectas tienden a separarse cada vez más a medida que transcurre el tiempo.

MICROSCOPIA OPTICA:

Notamos escasa penetración de las hifas y colágeno normal.

CUERO "H"

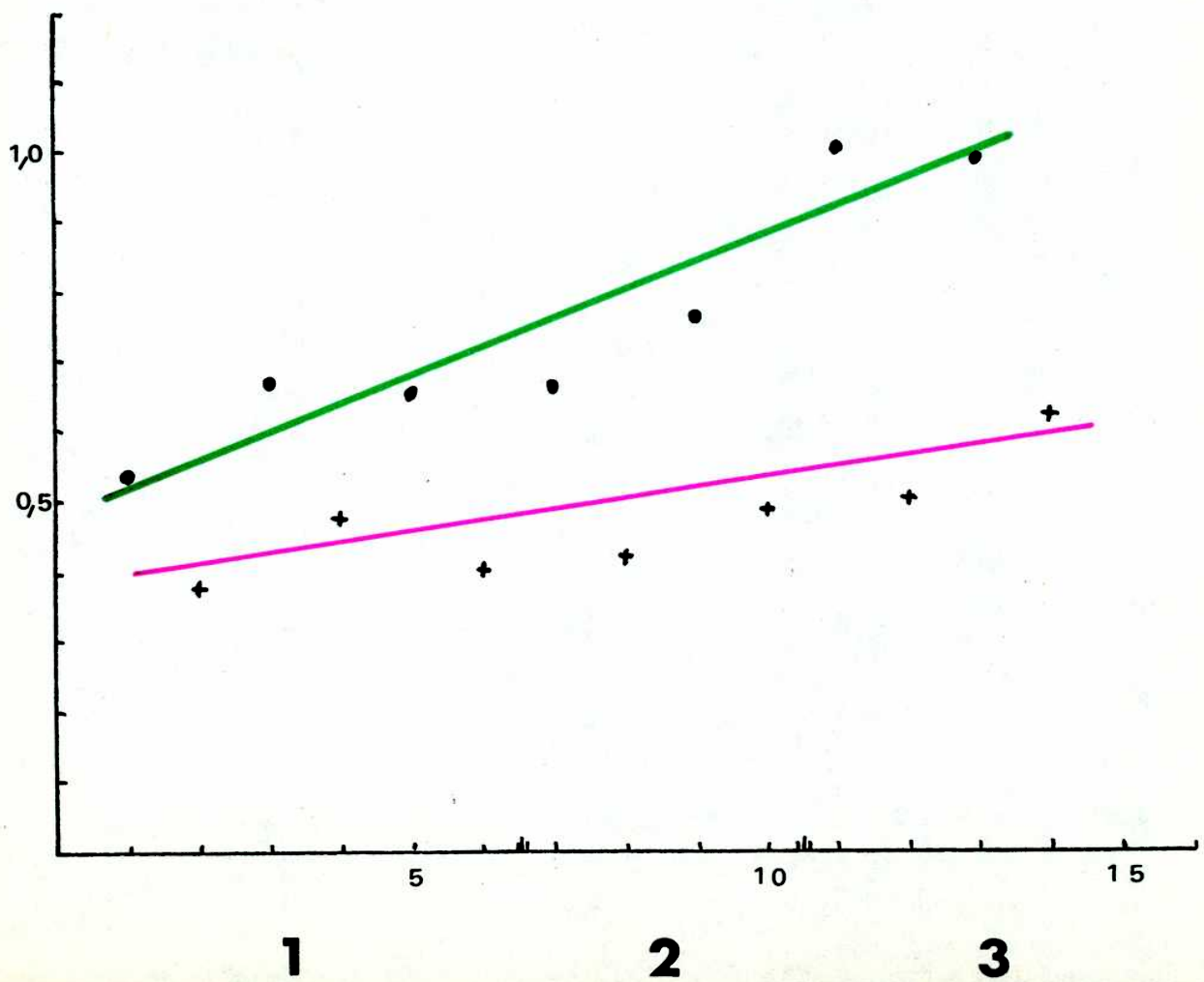
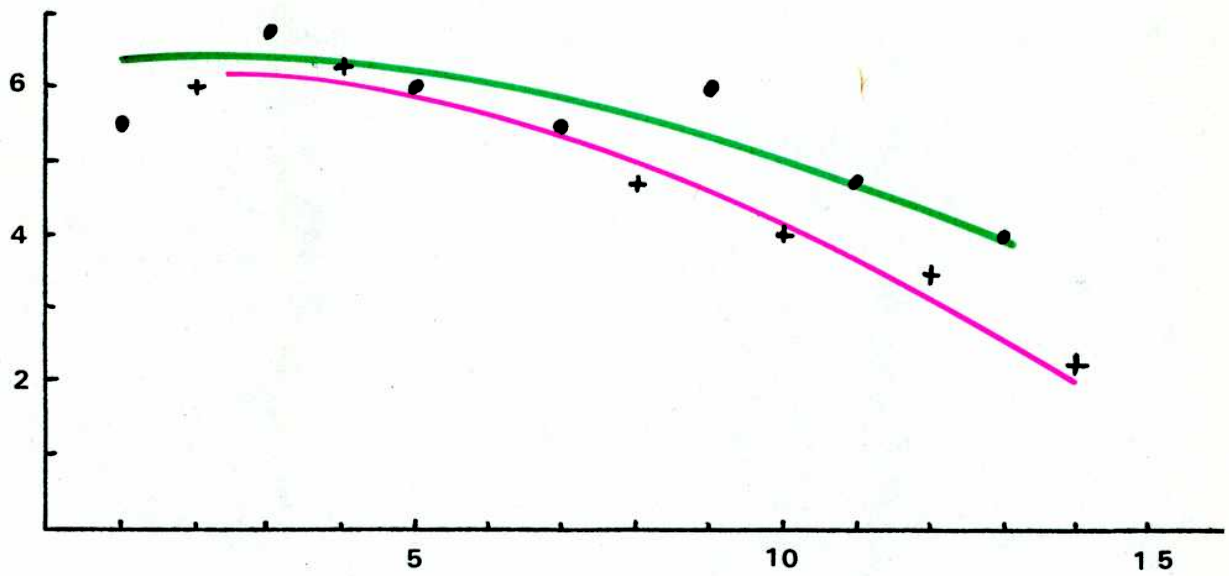
Probetas impares testigos

N° de Probeta	Espesor Promedio (mm)	Carga Kg	Carga Específica (kg/mm ²)	Papel Alargamiento (mm)	Alargamiento Real (cm)	E%
1	0,30	0,650	0,542	200	5,5	275
3	0,48	1,300	0,677	270	6,75	337
5	0,57	1,500	0,658	240	6,0	300
7	0,58	1,550	0,668	220	5,5	275
9	0,57	1,750	0,767	240	6,0	300
11	0,49	2,050	1,046	190	4,75	237
13	0,50	1,950	0,975	160	4	200

Probetas pares atacadas

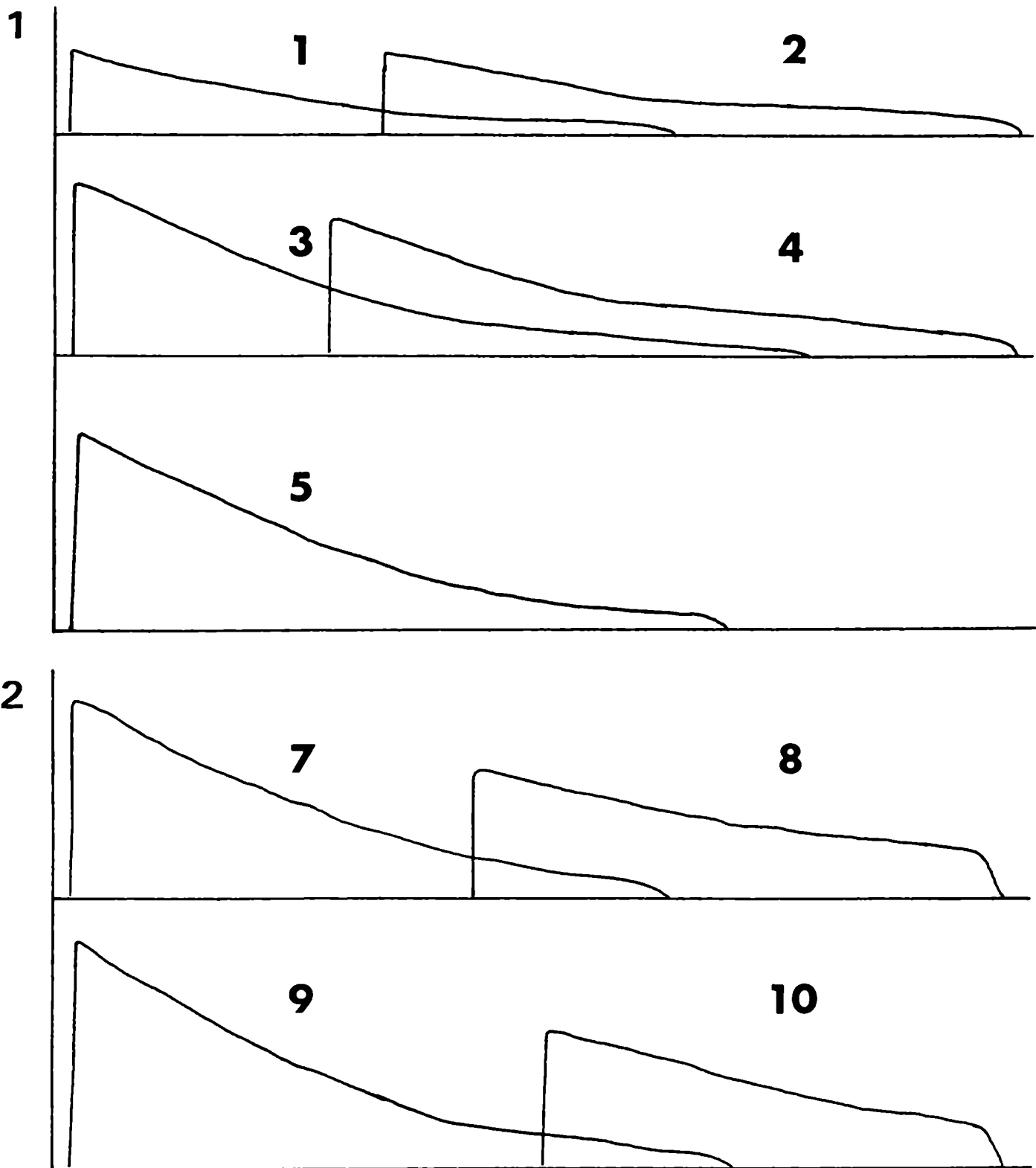
N° de Probeta	Espesor Promedio (mm)	Carga Kg	Carga Específica (kg/mm ²)	Papel Alargamiento (mm)	Alargamiento Real (cm)	E%
2	0,39	0,600	0,385	240	6,0	300
4	0,52	1,000	0,481	250	6,25	312
6	0,56	0,900	0,402	45 (fact.0,5)		
8	0,56	0,950	0,424	190	4,75	237
10	0,53	1,050	0,495	160	4,0	200
12	0,54	1,100	0,509	140	3,5	175
14	0,46	1,150	0,625	90	2,25	112

GRAFICO DE ELASTICIDAD Y RUPTURA EN FUNCION DEL TIEMPO DEL
CUERO H



CURVAS DE RUPTURA DEL CUERO H ATACADO POR PENICILLIUM OXALICUM

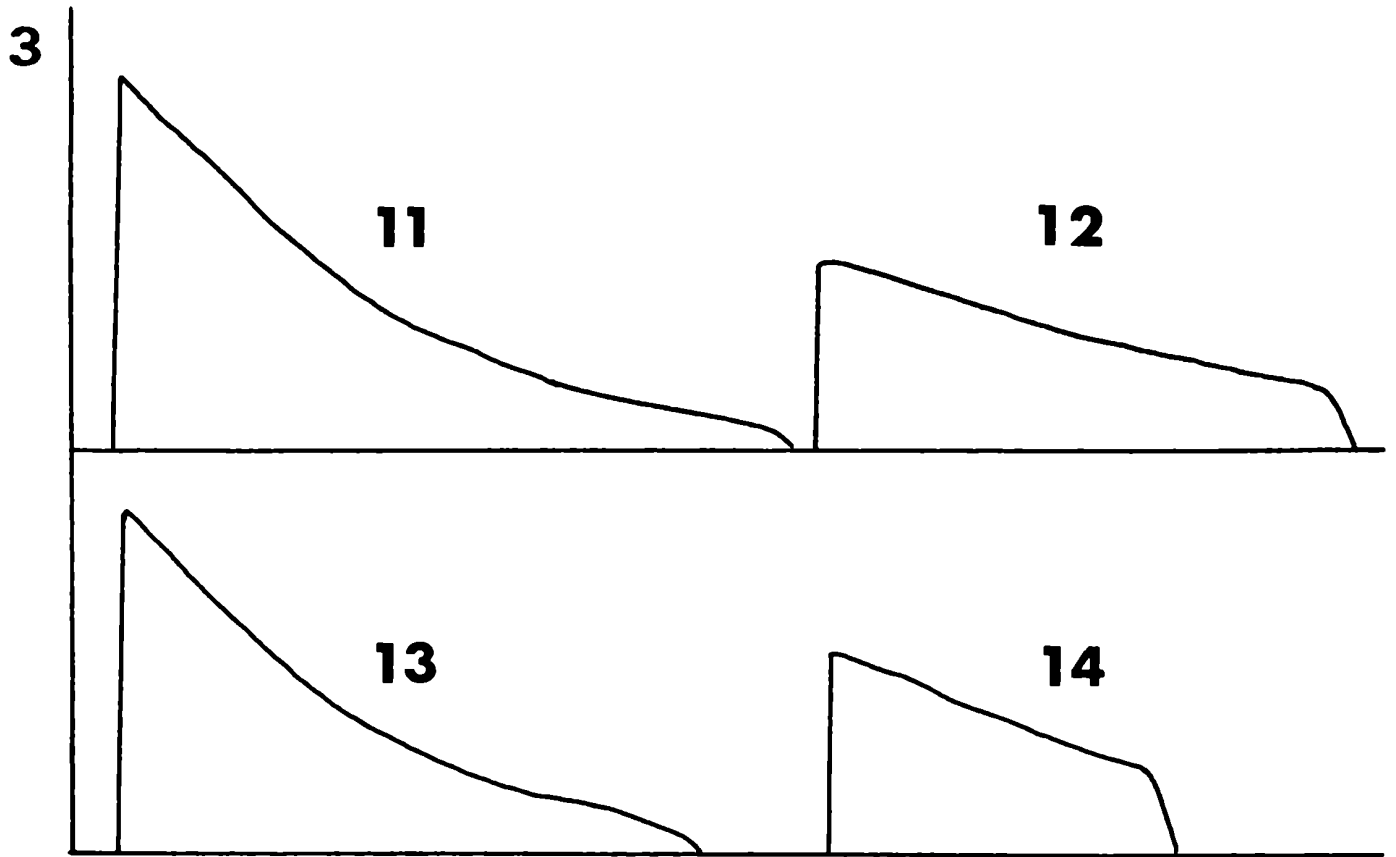
(cepa 1)



Carga
0,5 kg

Alargamiento
real 1 cm





3-5-6 RESULTADO DEL ATAQUE AL CUERO "I" POR ALTERNARIA SP

Las curvas del dinamómetro no nos indican ataque a las probetas, excepto por una menor resistencia y un pequeño menisco.

El gráfico de carga específica nos señala una disminución en la resistencia, pero es pequeña, lo mismo sucede con el alargamiento. Con ello deducimos que si hay ataque, éste es muy leve.

MICROSCOPIA OPTICA:

Gran penetración de las hifas en la dermis y folículos pilosos; colágeno normal.

Nuestra interpretación es que este hongo no daña el cuero, pese a atravesarlo.

CUERO "I"

Probetas impares testigos

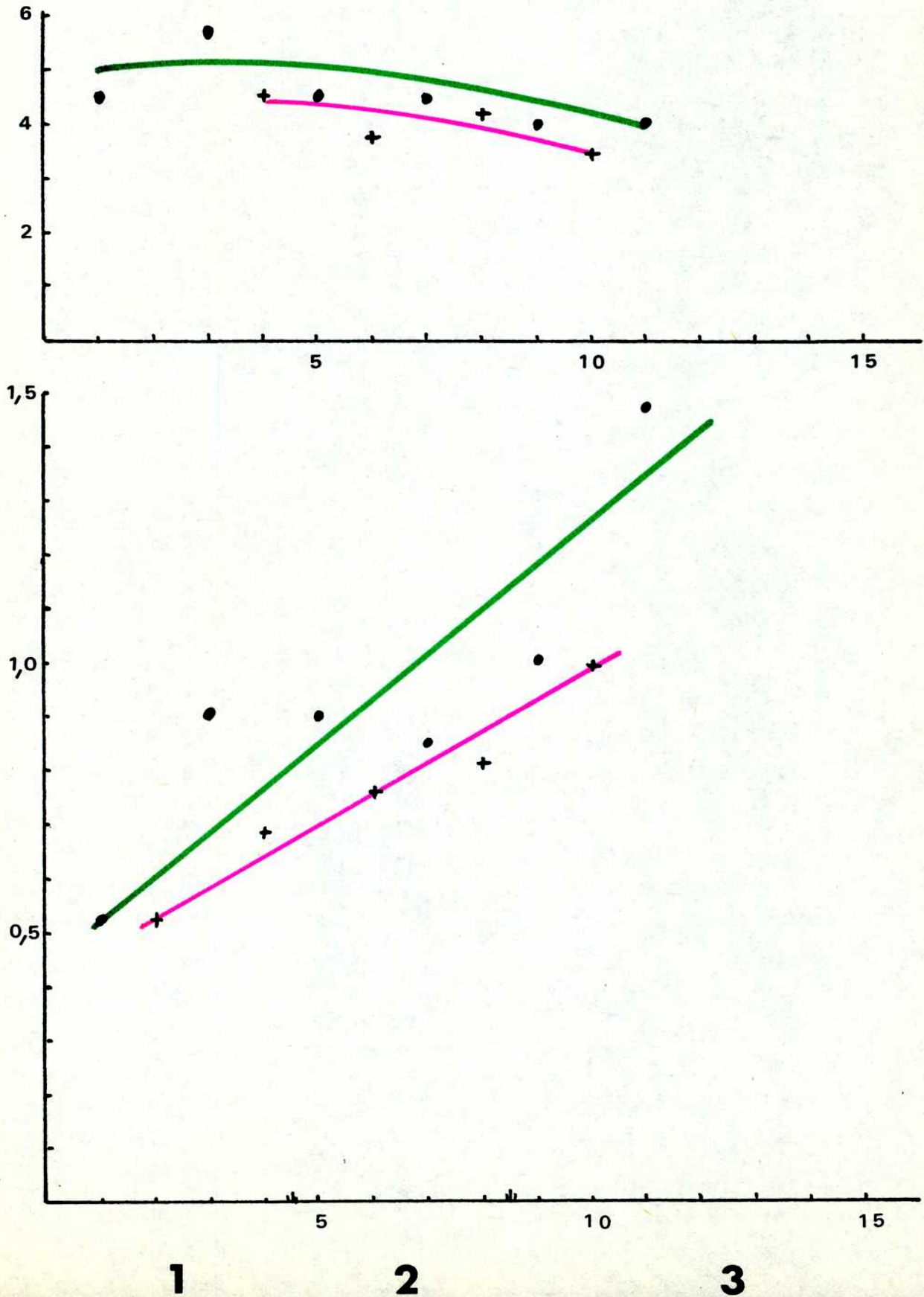
N° de Probeta	Espesor Promedio (mm)	Carga Kg	Carga Específica (kg/mm ²)	Papel Alargamiento (mm)	Alargamiento Real (cm)	E%
1	0,26	0,550	0,529	180	4,5	225
3	0,43	1,550	0,901	230	5,75	287
5	0,50	1,800	0,900	180	4,5	225
7	0,63	2,150	0,853	180	4,5	225
9	0,58	2,400	1,034	160	4	200
11	0,54	3,200	1,481	160	4	200

Probetas pares atacadas

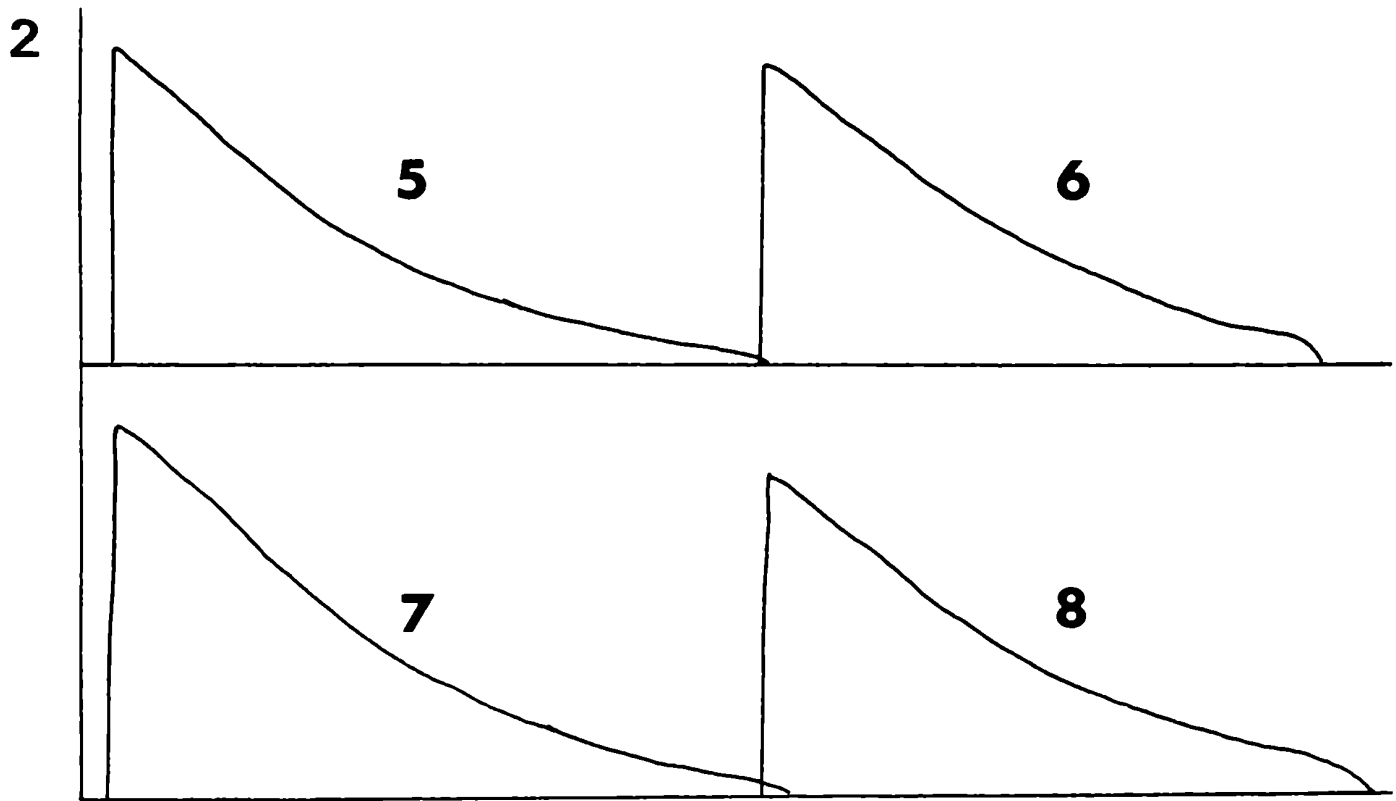
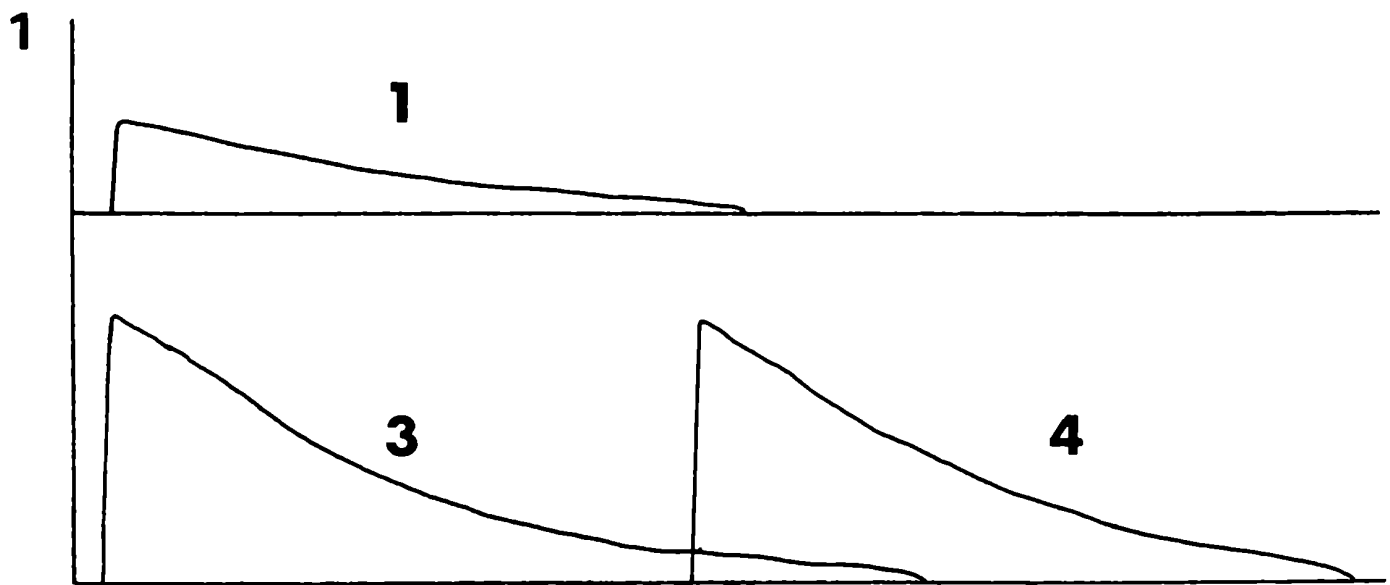
N° de Probeta	Espesor Promedio (mm)	Carga Kg	Carga Específica (kg/mm ²)	Papel Alargamiento (mm)	Alargamiento Real (cm)	E%
2	0,36	0,750	0,521	50 (fact.0,5)		
4	0,54	1,500	0,694	180	4,5	225
6	0,56	1,750	0,768	150	3,75	187
8	0,60	1,850	0,811	170	4,25	212
10	0,57	2,150	0,977	140	3,5	175
12	0,60	1,000 (1)	0,391	90	2,25	112

(1) Probeta con una muesca

GRAFICO DE ELASTICIDAD Y RUPTURA EN FUNCION DEL TIEMPO DEL
CUERO I



CURVAS DE RUPTURA DEL CUERO I ATACADO POR ALTERNARIA SP

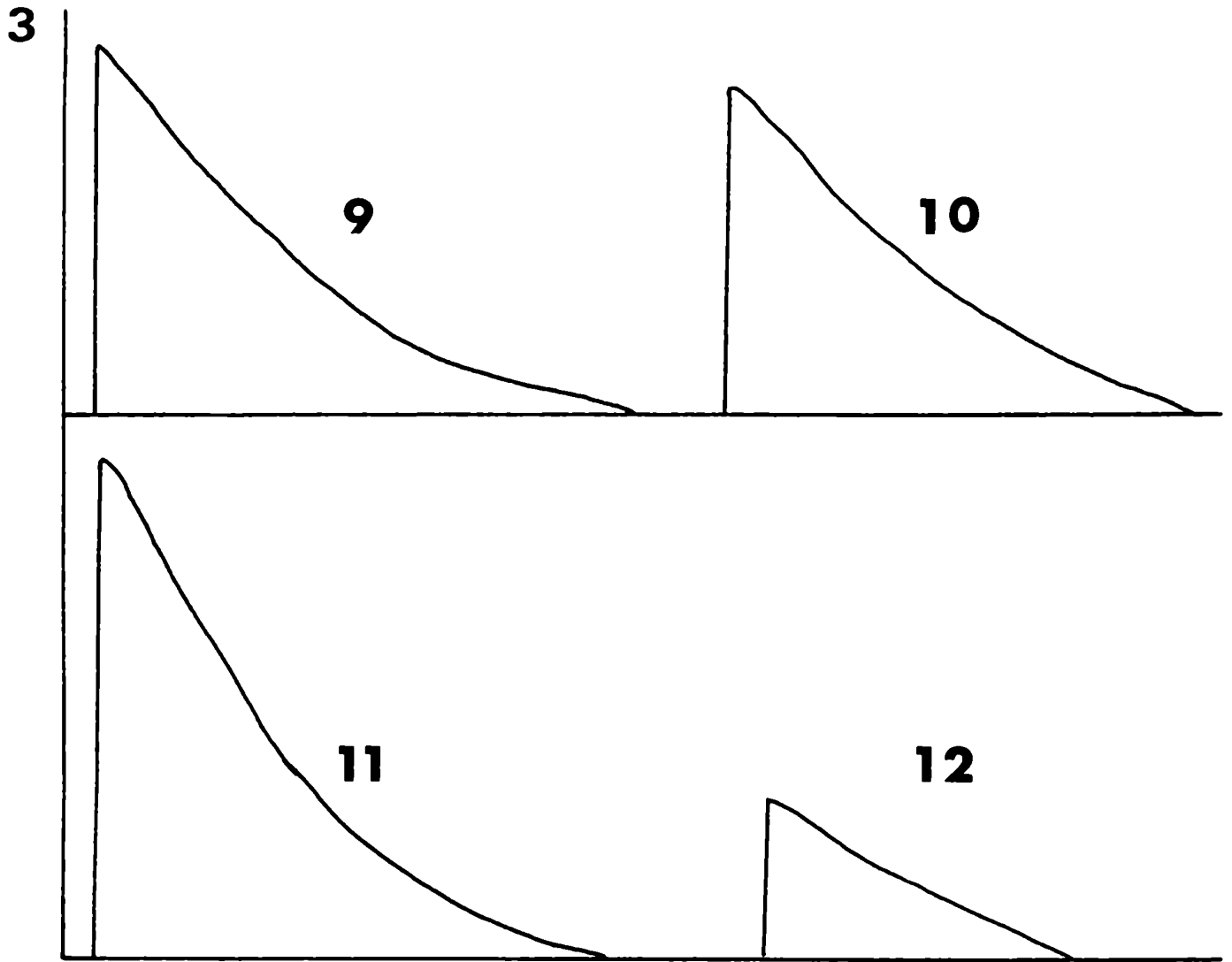


Carga
0,5 kg



Alargamiento
real 1 cm





3-5-7 RESULTADO DEL ATAQUE AL CUERO "J" POR CHAETOMIUM
FUNICOLUM CEPA 2

En la primera extracción se produce una disminución en la elasticidad y carga de ruptura y se mantuvo pareja durante todo el período de estudio.

La única señal de daño en las probetas atacadas es la presencia de un menisco.

Pensamos que el hongo ataca a los nutrientes y no al colágeno propiamente dicho.

MICROSCOPIA OPTICA:

Se observan peritecios, las hifas son muy finas de escasa penetración y sólo en algunos folículos pilosos se encontraron hifas. Colágeno normal.

CUERO "J"

Probetas impares testigos

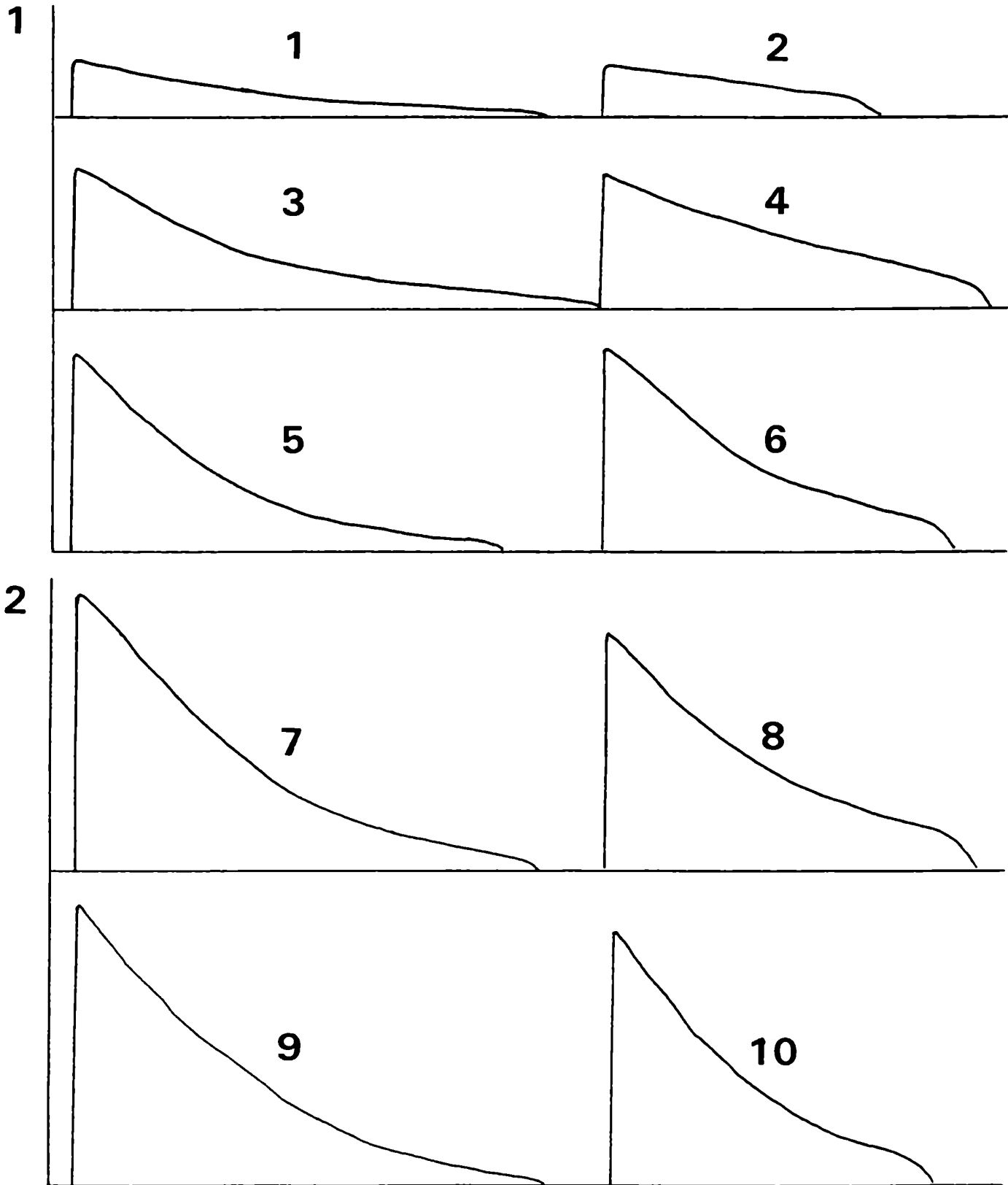
N° de Probeta	Espesor Promedio (mm)	Carga Kg	Carga Específica (kg/mm ²)	Papel Alargamiento (mm)	Alargamiento Real (cm)	E%
1	0,29	0,450	0,388	180	4,5	225
3	0,36	1,100	0,764	195	4,87	243
5	0,43	1,500	0,872	160	4,0	200
7	0,49	2,150	1,097	170	4,25	212
9	0,54	2,200	1,019	170	4,25	212
11	0,59	2,400	1,017	140	3,5	175
13	0,62	2,700	1,089	100	2,5	120

Probetas pares atacadas

N° de Probeta	Espesor Promedio (mm)	Carga Kg	Carga Específica (kg/mm ²)	Papel Alargamiento (mm)	Alargamiento Real (cm)	E%
2	0,30	0,350	0,292	120	3,0	150
4	0,40	1,050	0,656	150	3,75	187
6	0,45	1,550	0,861	130	3,25	162
8	0,52	1,850	0,889	130	3,25	162
10	0,57	2,000	0,877	120	3,00	150
12	0,60	2,200	0,917	100	2,5	120
14	0,57	2,350	1,031	80	2	100

CURVAS DE RUPTURA DEL CUERO J ATACADO POR CHAETOMIUM FUNICOLUM

(cepa 2)

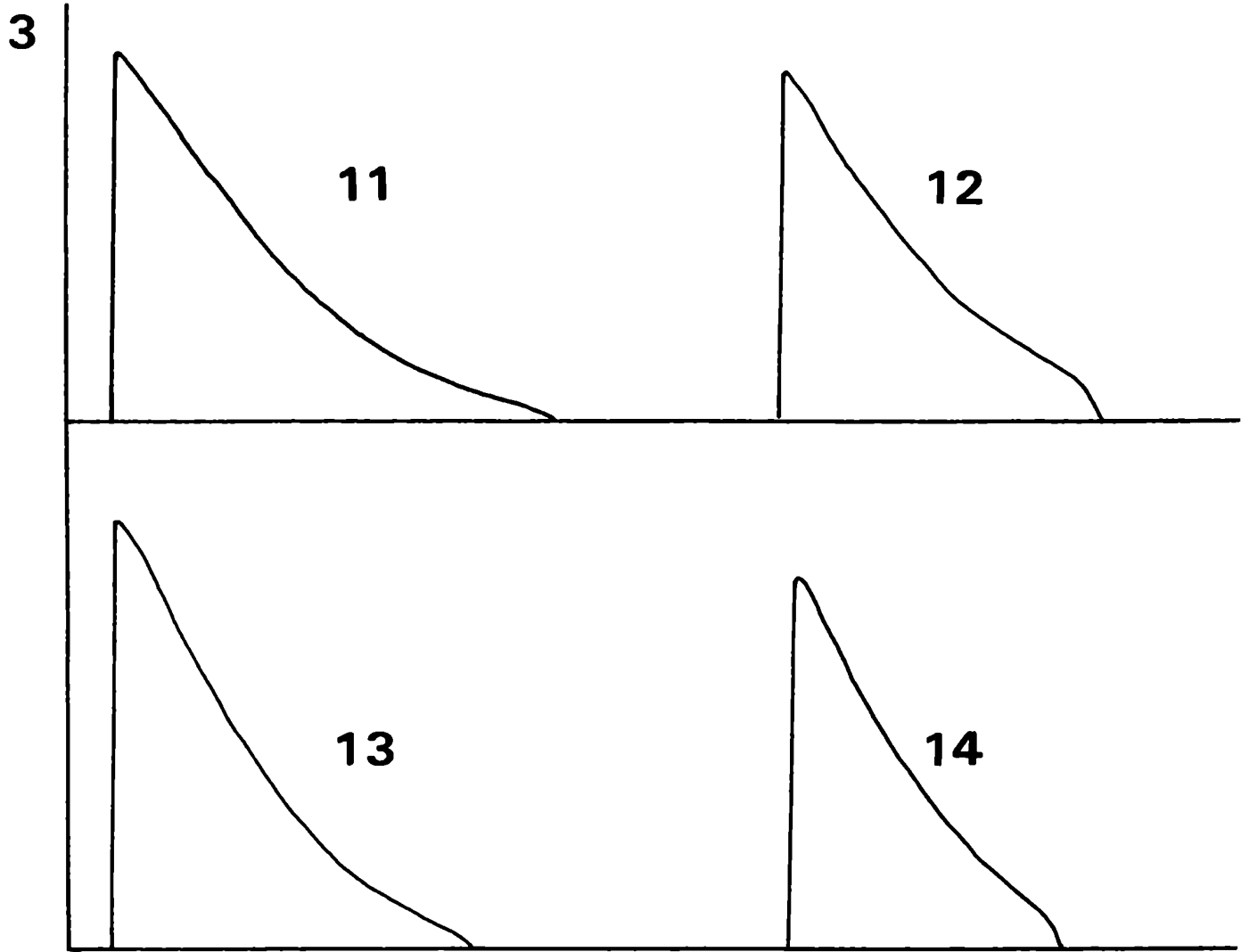


Carga
0,5 kg



Alargamiento
real 1 cm





3-5-8 RESULTADO DEL ATAQUE AL CUERO "K" POR ASPERGILLUS
GLAUCUS

Este hongo produce un efecto curioso en el cuero. En la primera extracción notamos que la elasticidad y resistencia de las probetas atacadas aumenta. En todos los gráficos se ve que estos valores son superiores a los testigos; en la segunda extracción se emparejan los valores y en la tercera extracción se produce la caída de los mismos.

Nos explicamos el fenómeno pensando que las hifas se entrecruzan de tal forma, que a la resistencia del cuero hay que sumarle la resistencia que ofrece la trama que ellas mismas forman.

Con el tiempo envejece el hongo y deja de actuar, apareciendo del deterioro del cuero. De todos modos este ataque es muy leve. Otro dato que nos refuerza la idea de la red de hifas elásticas es la falta del menisco característico.

MICROSCOPIA OPTICA:

Notamos que la penetración de hifas es casi nula, observándose algunas escasas en los folículos. Colágeno normal.

Nota: En la segunda tracción se procesó todo el testigo.

CUERO "K"

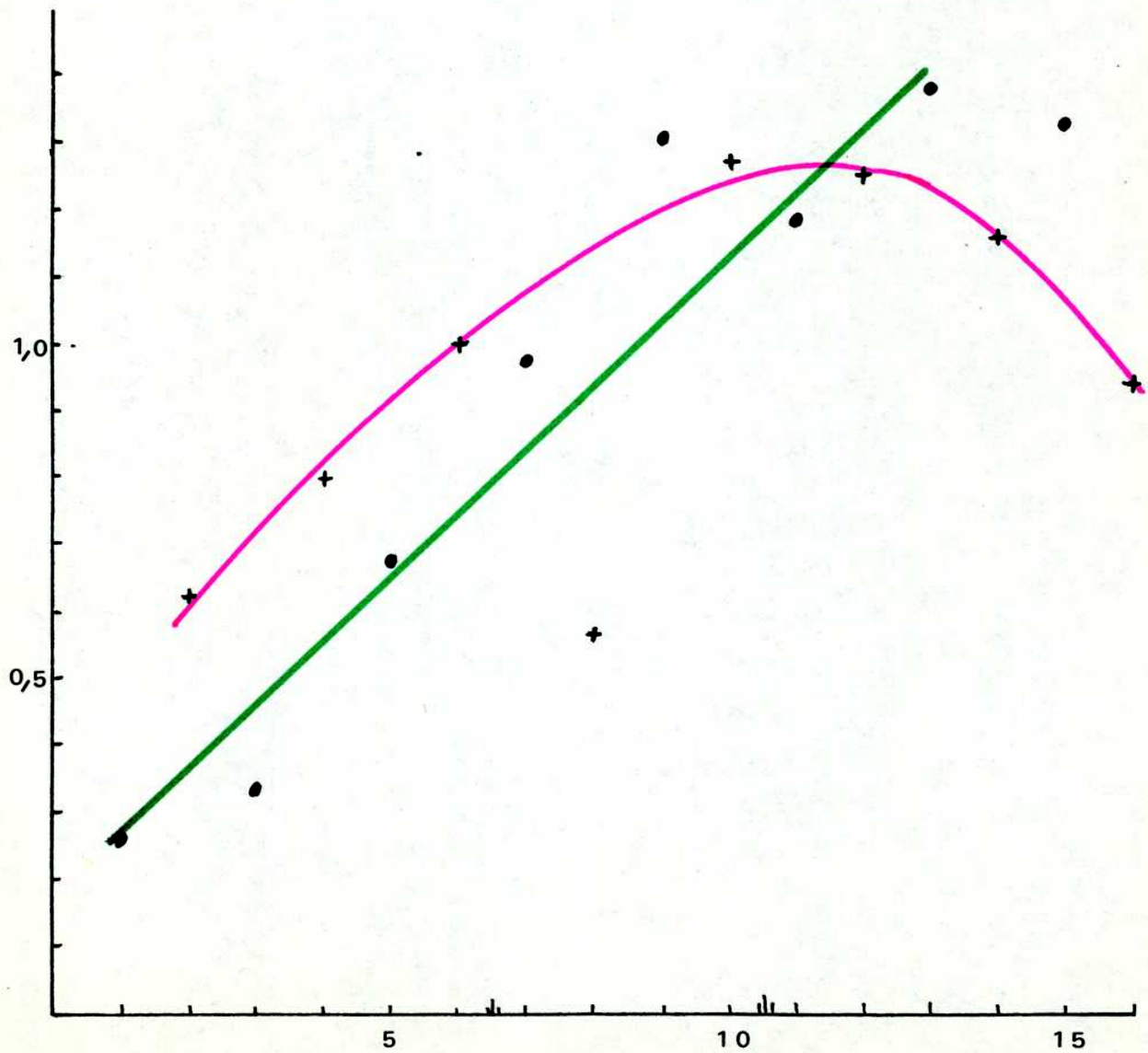
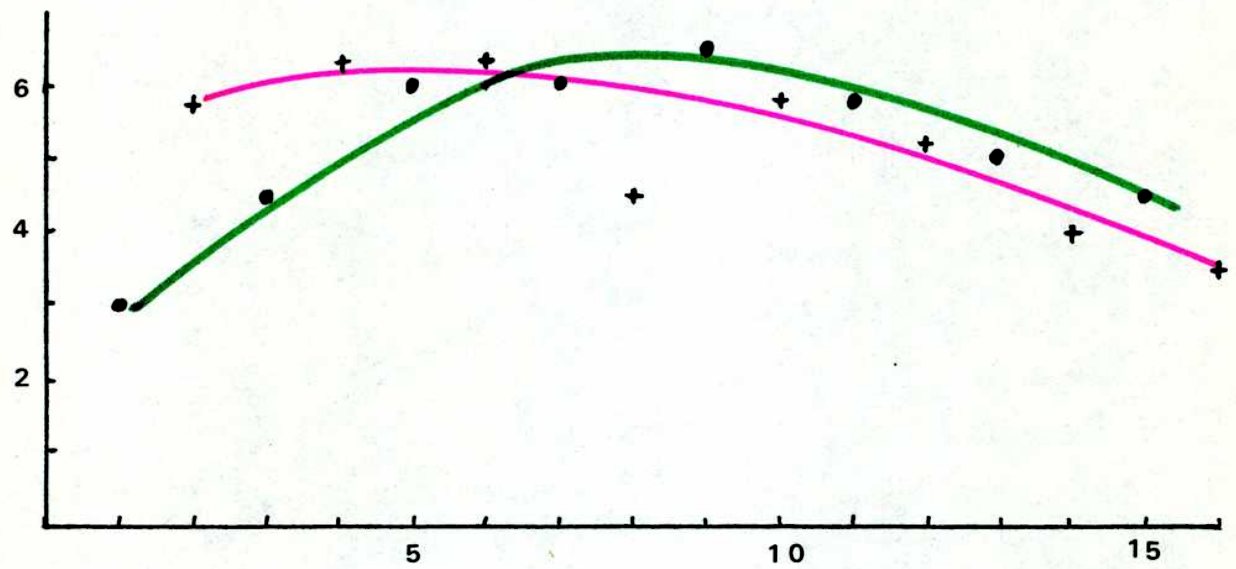
Probetas impares testigos

N° de Probeta	Espesor Promedio (mm)	Carga Kg	Carga Específica (kg/mm ²)	Papel Alargamiento (mm)	Alargamiento Real (cm)	E%
1	0,19	0,200	0,263	120	3,0	150
3	0,29	0,400	0,345	180	4,5	225
5	0,42	1,150	0,695	240	6,0	300
7	0,42	1,650	0,982	240	6,0	300
9	0,44	2,300	1,307	260	6,5	325
11	0,47	2,250	1,197	230	5,75	287
13	0,46	2,550	1,386	200	5,00	250
15	0,43	2,300	1,337	180	4,5	225

Probetas pares atacadas

N° de Probeta	Espesor Promedio (mm)	Carga Kg	Carga Específica (kg/mm ²)	Papel Alargamiento (mm)	Alargamiento Real (cm)	E%
2	0,26	0,650	0,625	230	5,75	287
4	0,37	1,050	0,709	250	6,25	312
6	0,37	1,500	1,014	250	6,25	312
8	0,42	0,950	0,565	180	4,5	225
10	0,47	2,400	1,277	230	5,75	287
12	0,43	2,150	1,250	210	5,25	262
14	0,43	2,000	1,163	160	4	200
16	0,49	1,850	0,944	140	3,5	175

GRAFICO DE ELASTICIDAD Y RUPTURA EN FUNCION DEL TIEMPO DEL
CUERO K

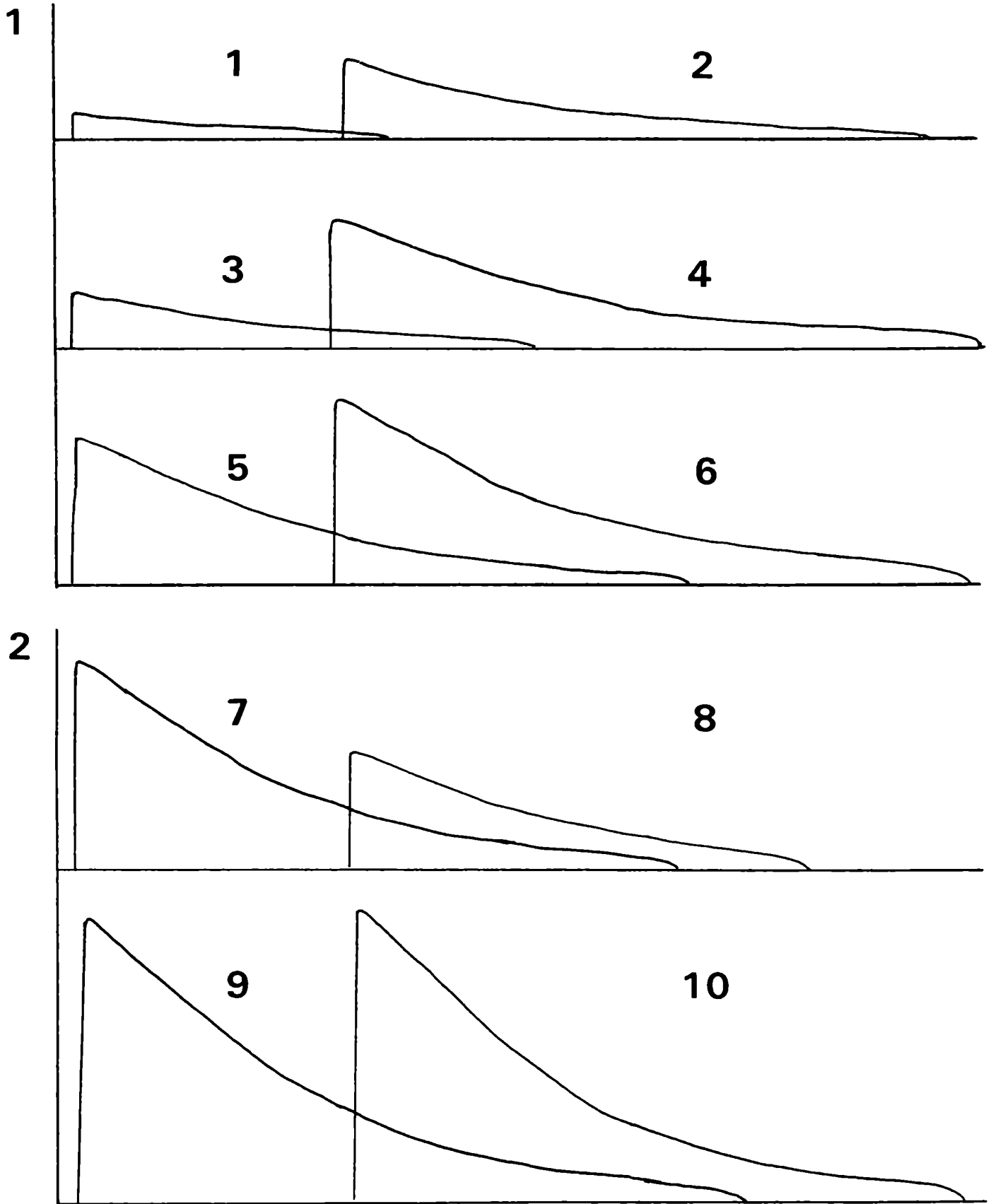


1

2

3

CURVAS DE RUPTURA DEL CUERO K ATACADO POR ASPERGILLUS CLAUDUS

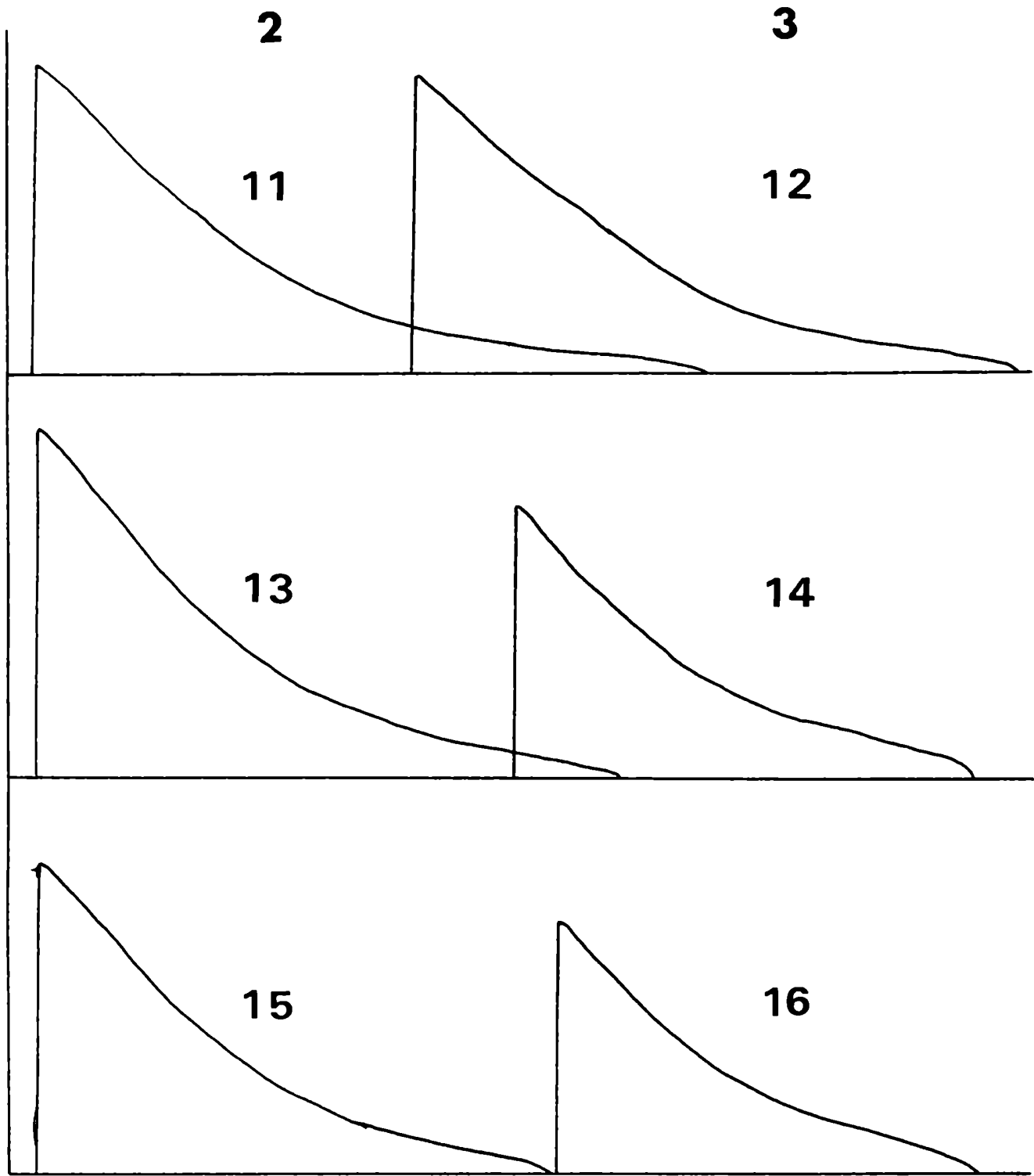


Carga
0,5 kg



Alargamiento
real 1 cm





3-5-9 RESULTADO DEL ATAQUE AL CUERO "L" POR
CHAETOMIUM GLOBOSUM CEPA 1

Para este ensayo se utilizaron probetas procedentes de un cuero de una curtiembre no identificada.

Se observó que el desarrollo del hongo era inhibido por alguna sustancia del cuero. Mientras que en los discos de cuero de la curtiembre "C", el hongo desarrolló normalmente, produciendo abundantes peritecios.

Por esta razón no se realizaron pruebas de tracción con este cuero.

3-5-10 RESULTADO DEL ATAQUE AL CUERO "M" POR TRICHODERMA
PSEUDOKONINGII

Existe ataque al cuero con destrucción del colágeno. Se puede apreciar en los distintos gráficos que hay una disminución progresiva, a medida que pasa el tiempo, de la resistencia a la tracción, la elasticidad y el alargamiento, lo que se manifiesta por la disminución de la pendiente de ruptura, que se torna más horizontal.

MICROSCOPIA OPTICA:

Las hifas penetran a través de las fibras del colágeno, siendo escasas; no se observan en los folículos pilosos.

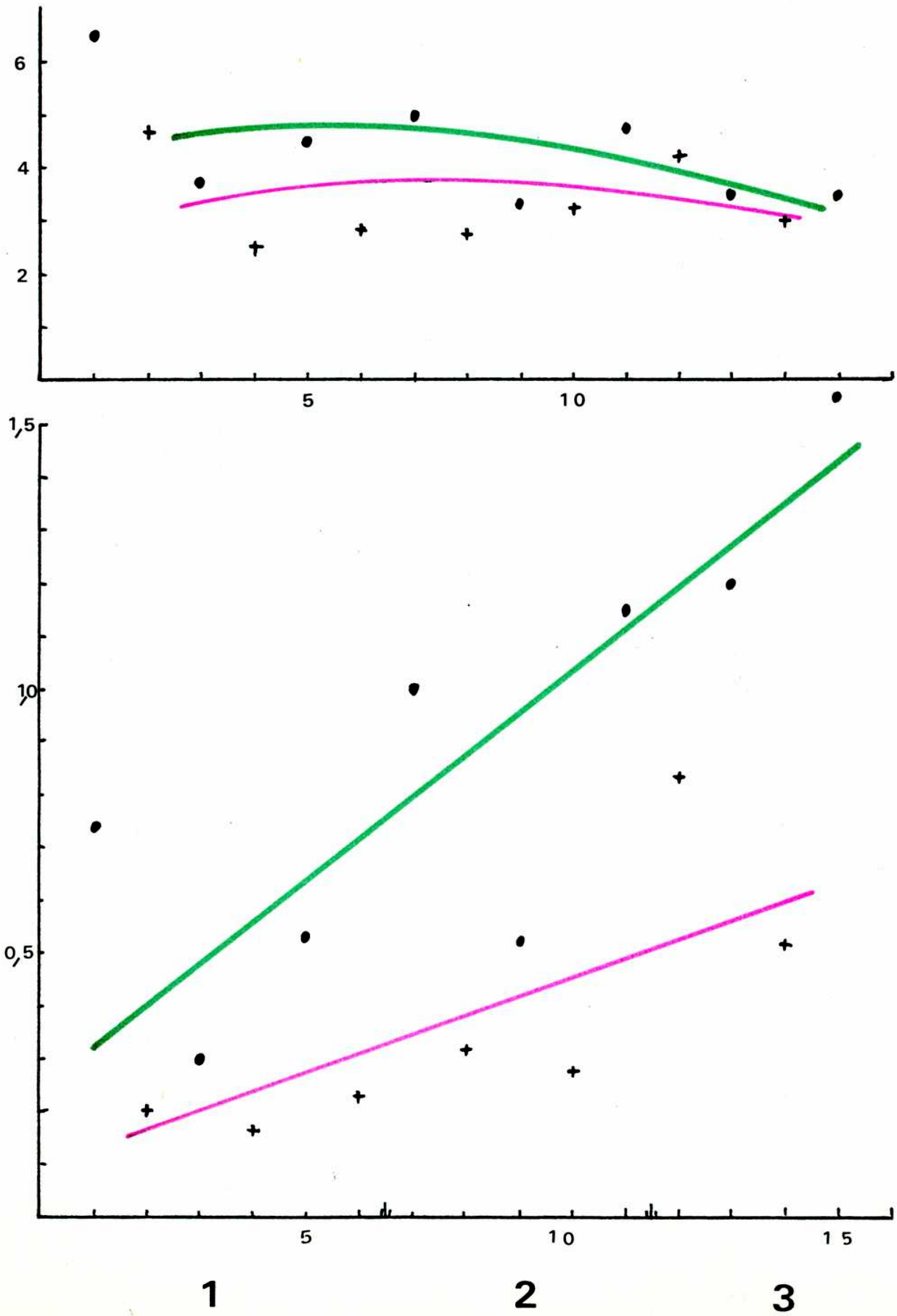
Probetas impares testigos

N° de Probeta	Espesor Promedio (mm)	Carga Kg	Carga Específica (kg/mm ²)	Papel Alargamiento (mm)	Alargamiento Real (cm)	E ₃
1	0,27	0,800	0,741	260	6,50	325
3	0,49	0,600	0,306	150	3,75	187
5	0,51	1,100	0,539	180	4,5	225
7	0,52	2,200	1,058	200	5,00	250
9	0,57	1,200	0,526	130	3,25	162
11	0,64	2,950	1,152	190	4,75	237
13	0,60	2,900	1,208	140	3,5	175
15	0,60	3,750	1,563	140	3,5	175

Probetas pares atacadas

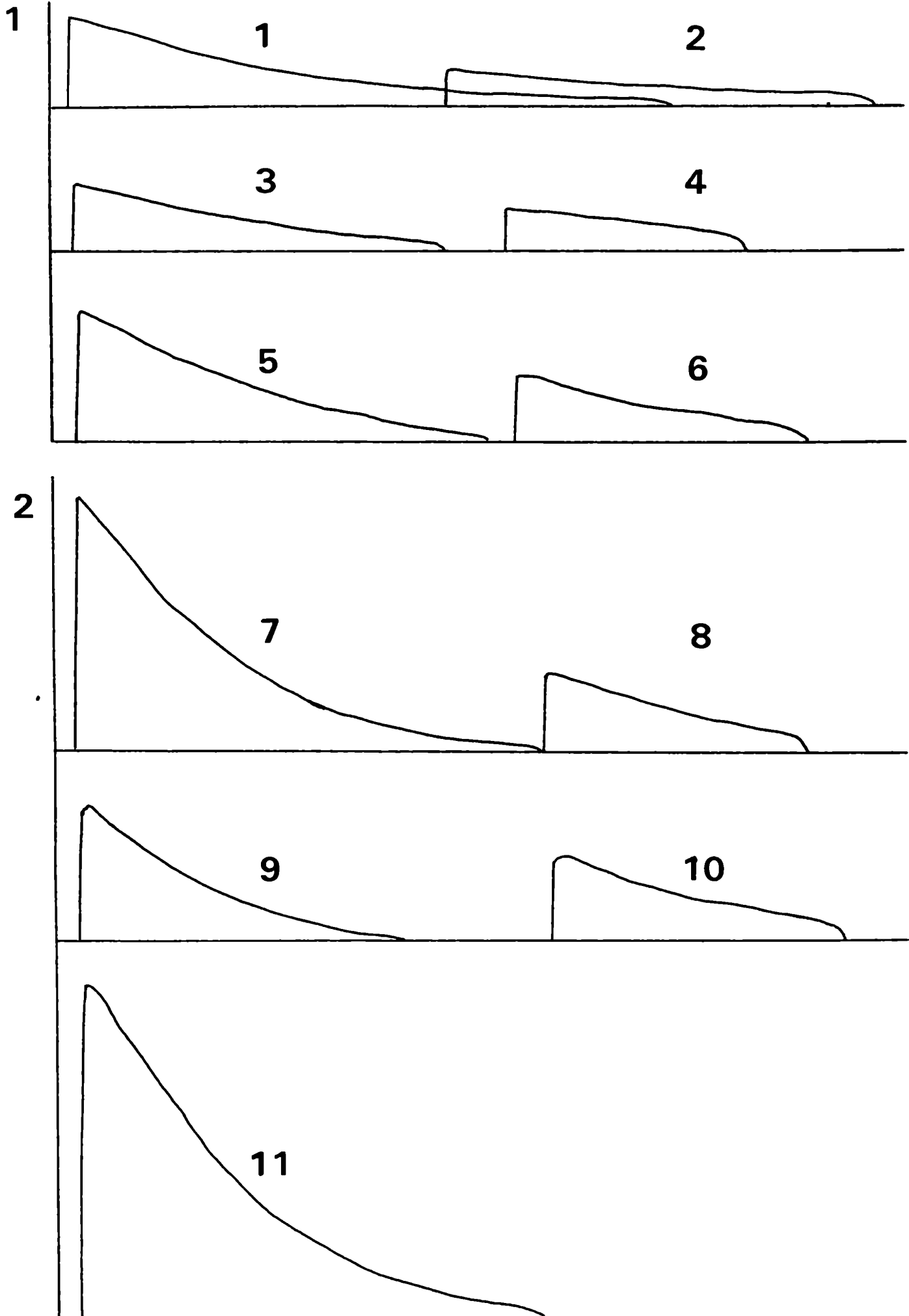
N° de Probeta	Espesor Promedio (mm)	Carga Kg	Carga Específica (kg/mm ²)	Papel Alargamiento (mm)	Alargamiento Real (cm)	E ₃
2	0,37	0,300	0,203	190	4,75	237
4	0,53	0,350	0,165	100	4,50	125
6	0,53	0,500	0,236	110	2,75	137
8	0,56	0,700	0,313	110	2,75	137
10	0,64	0,700	0,273	130	3,25	162
12	0,62	2,100	0,847	170	4,25	212
14	0,58	1,200	0,517	120	3	150

GRAFICO DE ELASTICIDAD Y RUPTURA EN FUNCION DEL TIEMPO DEL
CUERO M ATACADO POR TRICHODERMA PSEUDOKONINGII



CURVAS DE RUPTURA DEL CUERO M ATACADO POR TRICHODERMA PSEUDOKO-

NINGII



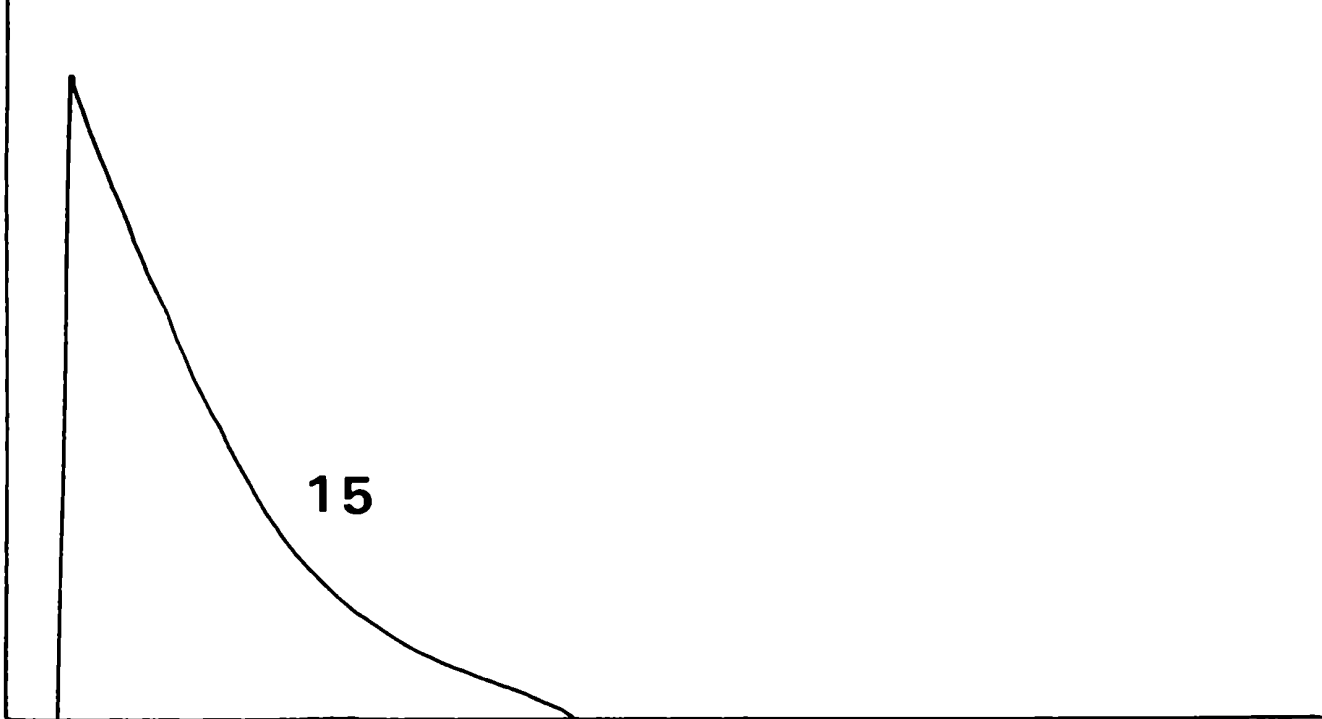
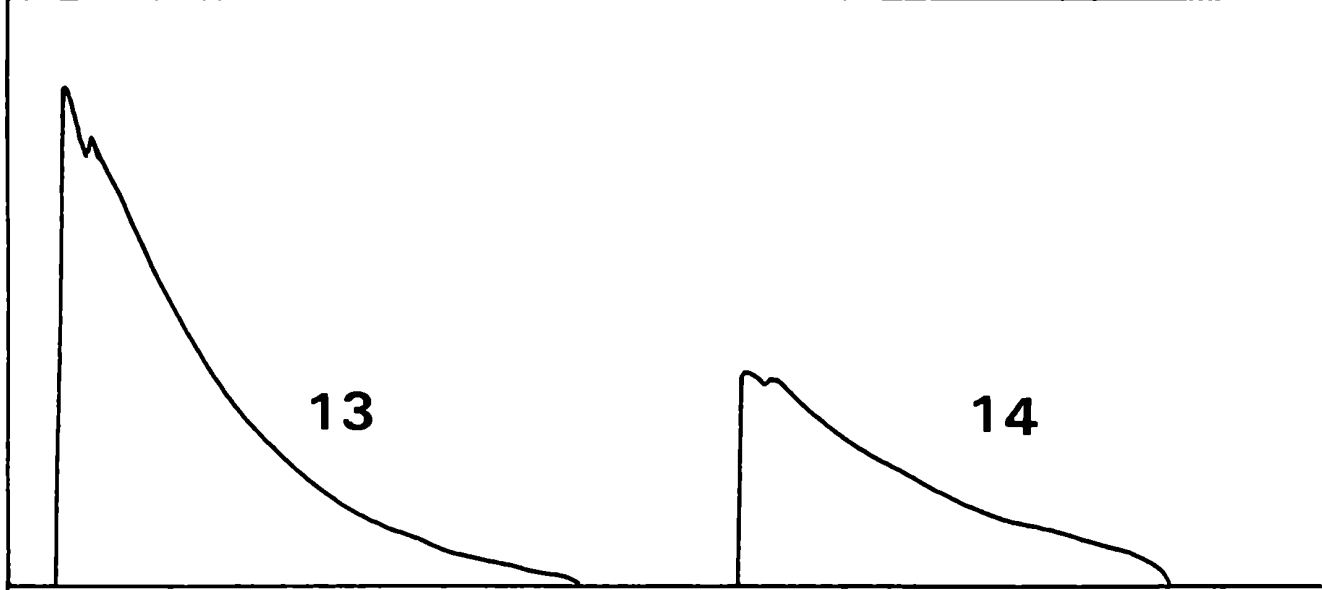
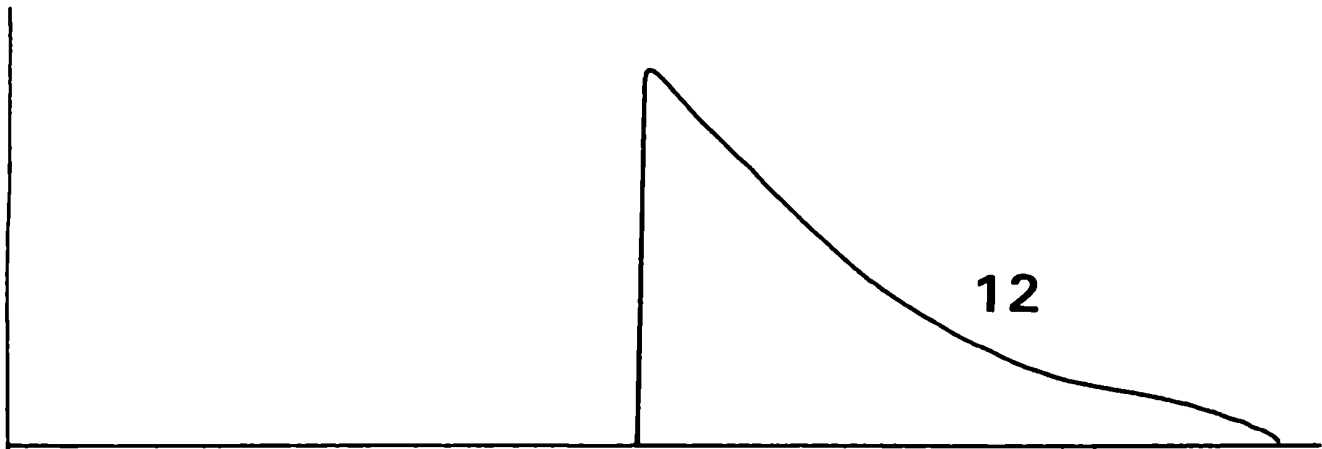
Caras
0,5 kg



Alargamiento
real 1 cm



3



3-5-11 RESULTADO DEL ATAQUE AL CUERO "N" POR PAECILOMYCES
VARIOTII CEPA 1

Existe una pequeña disminución al principio de la elasticidad, resistencia y alargamiento, pero sus valores se mantienen constantes en el curso del tiempo, luego pensamos que el ataque se produjo al nivel de los nutrientes y fue leve.

Aparece un pequeño menisco, como único signo de ataque.

MICROSCOPIA OPTICA:

La penetración hifal es casi nula, tanto en la trama como en los folículos. Colágeno normal.

CUERO "N"

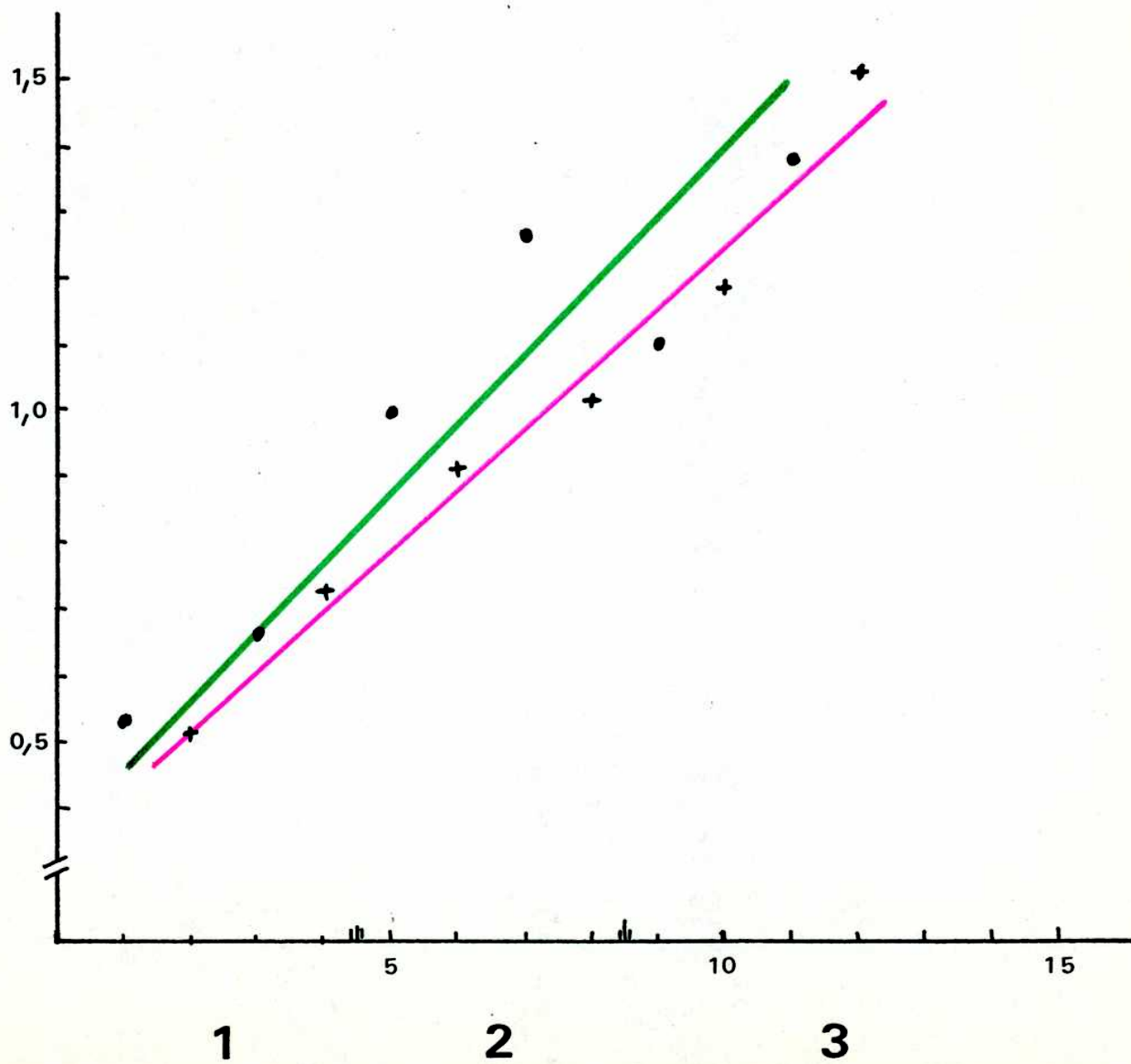
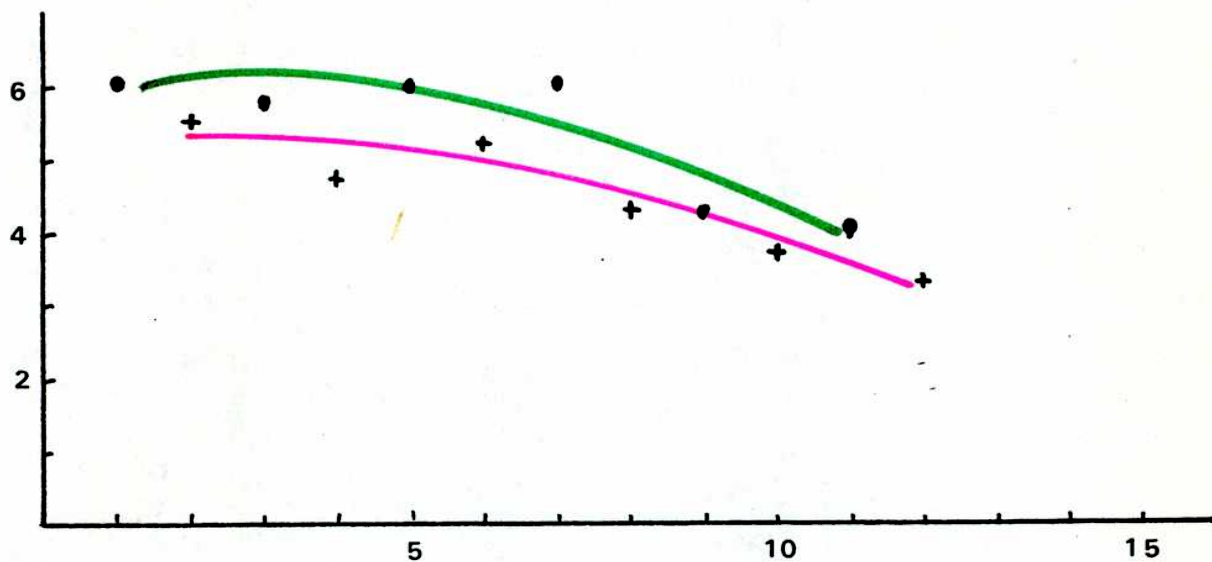
Probetas impares testigos

N° de Probeta	Espesor Promedio (mm)	Carga Kg	Carga Específica (kg/mm ²)	Papel Alargamiento (mm)	Alargamiento Real (cm)	E%
1	0,59	1,250	0,530	240	6	300
3	0,71	1,900	0,669	235	5,87	293
5	0,67	2,700	1,007	240	6	300
7	0,65	3,300	1,269	240	6	300
9	0,61	2,700	1,107	170	4,25	212
11	0,63	3,500	1,389	160	4	200

Probetas pares atacadas

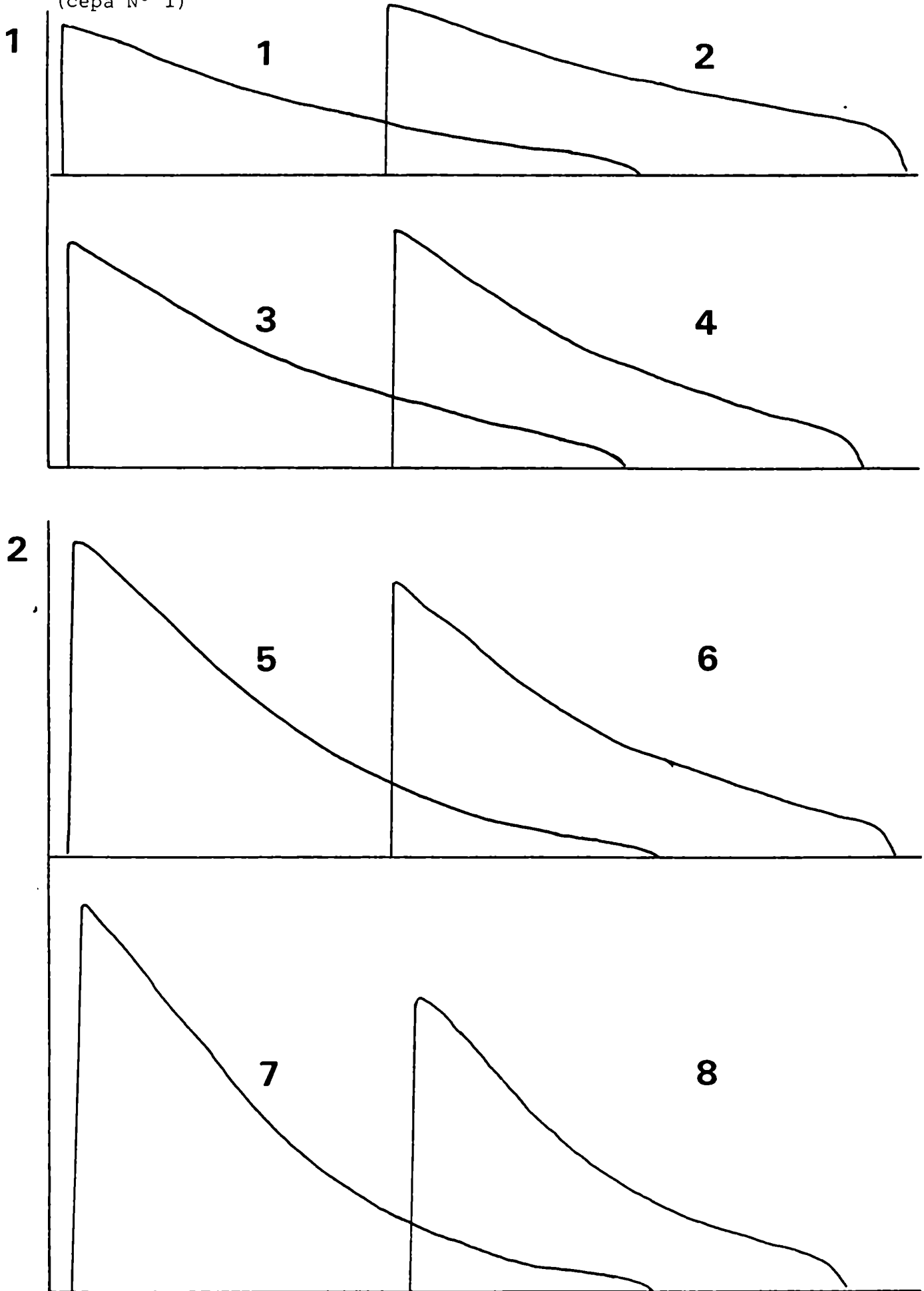
N° de Probeta	Espesor Promedio (mm)	Carga Kg	Carga Específica (kg/mm ²)	Papel Alargamiento (mm)	Alargamiento Real (cm)	E%
2	0,70	1,450	0,518	220	5,5	275
4	0,68	2,000	0,735	190	4,75	237
6	0,66	2,400	0,909	210	5,25	262
8	0,59	2,550	1,081	170	4,25	212
10	0,65	3,100	1,192	150	3,75	187
12	0,64	3,900	1,523	130	3,25	162

GRAFICO DE ELASTICIDAD Y RUPTURA EN FUNCION DEL TIEMPO DEL
CUERO N



CURVAS DE RUPTURA DEL CUERO N ATACADO POR PAECILOMYCES VARIOTII

(cepa N° 1)

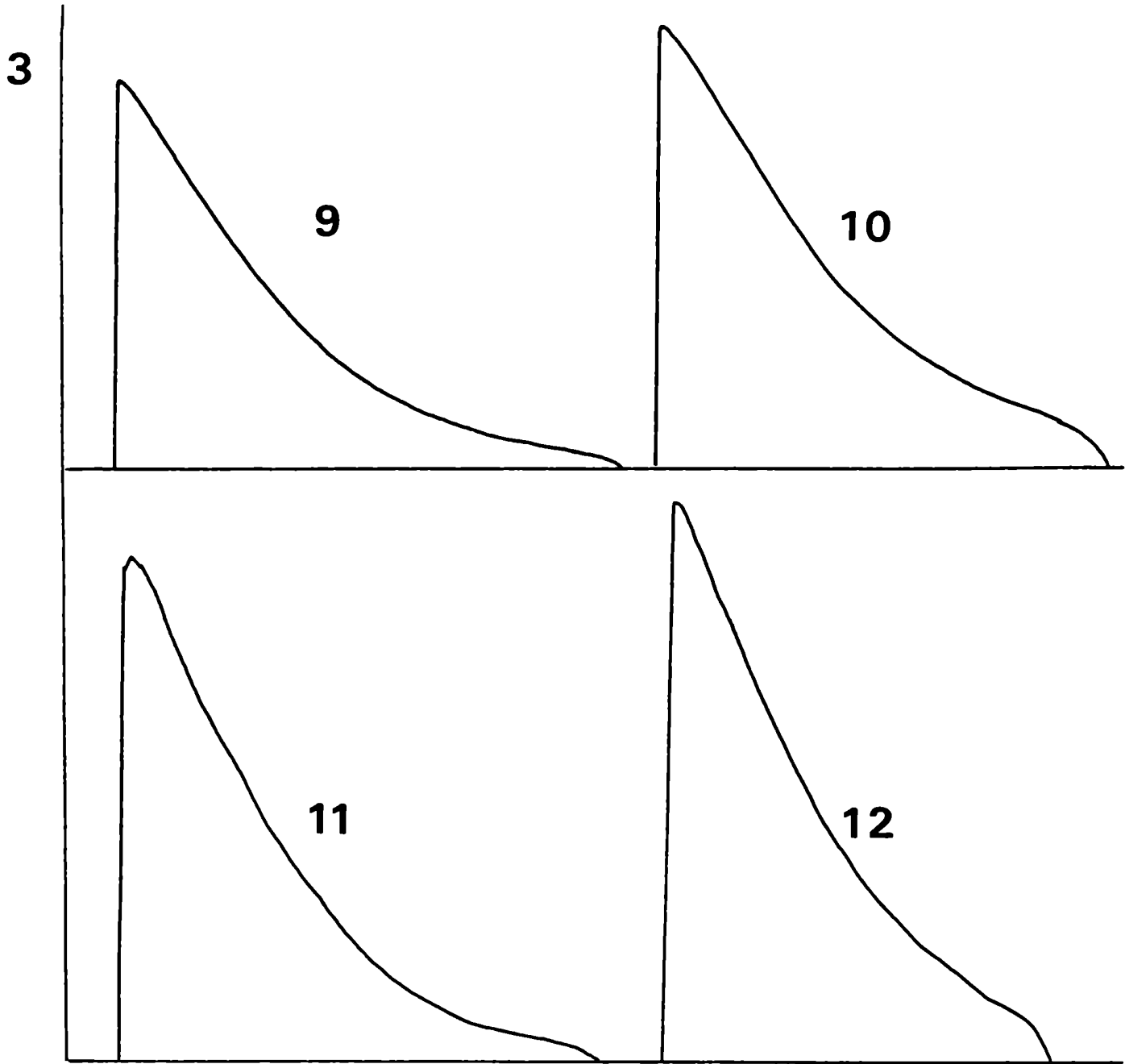


Carga
0,5 kg



Alargamiento
real 1 cm





3-5-12 RESULTADO DEL ATAQUE AL CUERO "N" POR CHAETOMIUM
DOLICHOTRICHUM

De los gráficos se desprende que existe una pequeña disminución a la resistencia, elasticidad y alargamiento. Desde la primera extracción se mantiene constante.

El menisco es muy pequeño. Deducimos que el ataque se produce al nivel de los nutrientes.

Nota: Se descartó el valor de la probeta 12 por rupturas mecánicas.

MICROSCOPIA OPTICA:

No se observan hifas pero si peritecios; los folículos están atacados. El colágeno se mantiene normal.

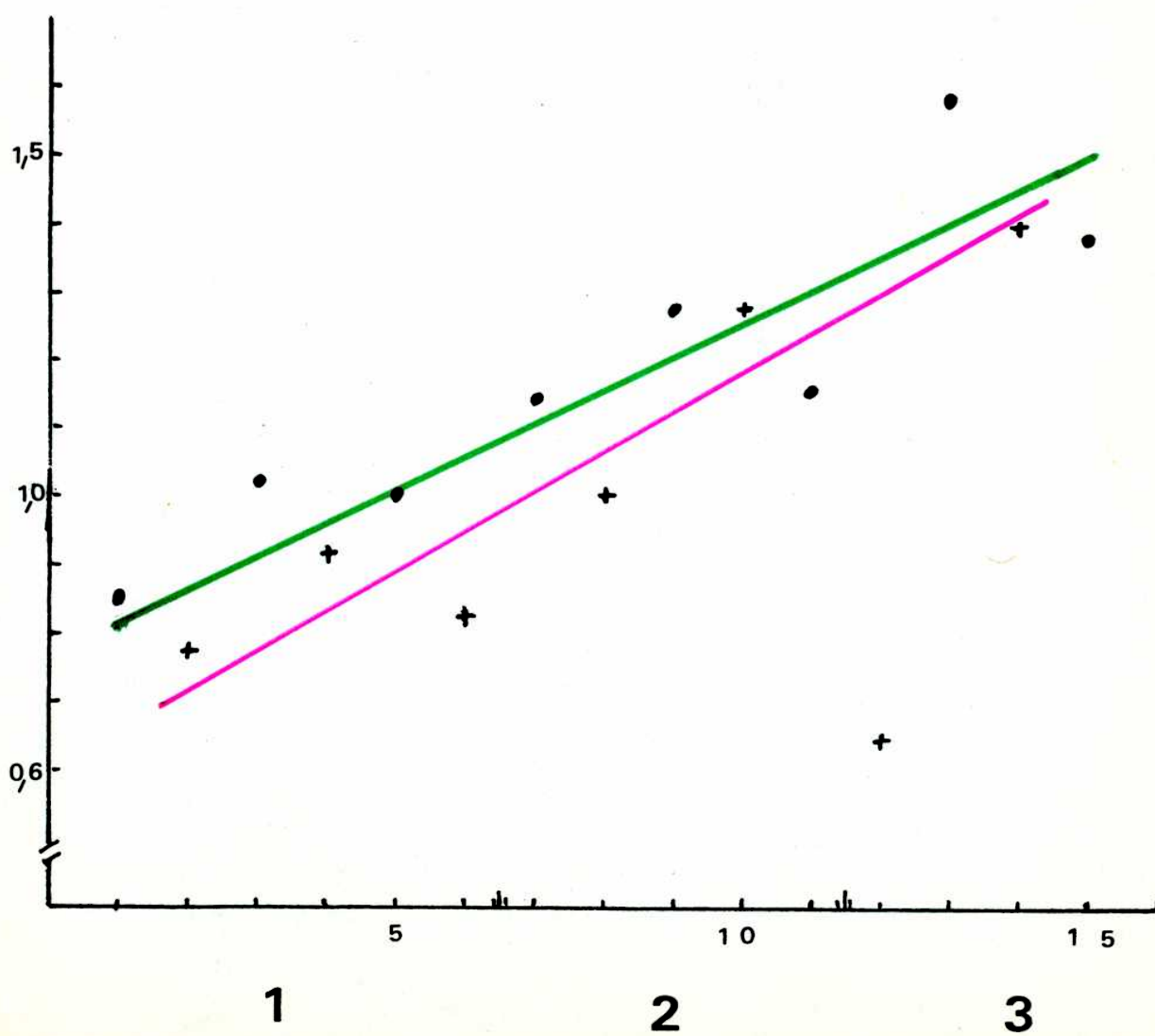
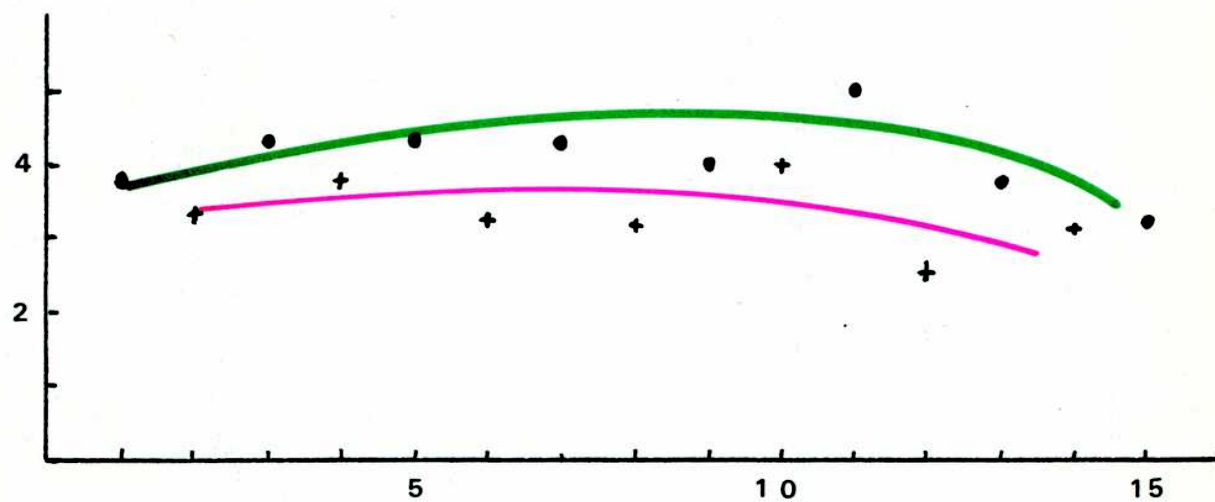
Probetas impares testigos

Nº de Probeta	Espesor Promedio (mm)	Carga Kg	Carga Específica (kg/mm ²)	Papel Alargamiento (mm)	Alargamiento Real (cm)	E%
1	0,22	0,750	0,852	150	3,75	187
3	0,34	1,400	1,029	170	4,25	212
5	0,41	1,650	1,006	170	4,25	212
7	0,46	2,100	1,141	170	4,25	212
9	0,46	2,350	1,277	160	4	200
11	0,52	2,400	1,154	200	5	250
13	0,43	2,700	1,570	150	3,75	187
15	0,47	2,600	1,383	130	3,25	162

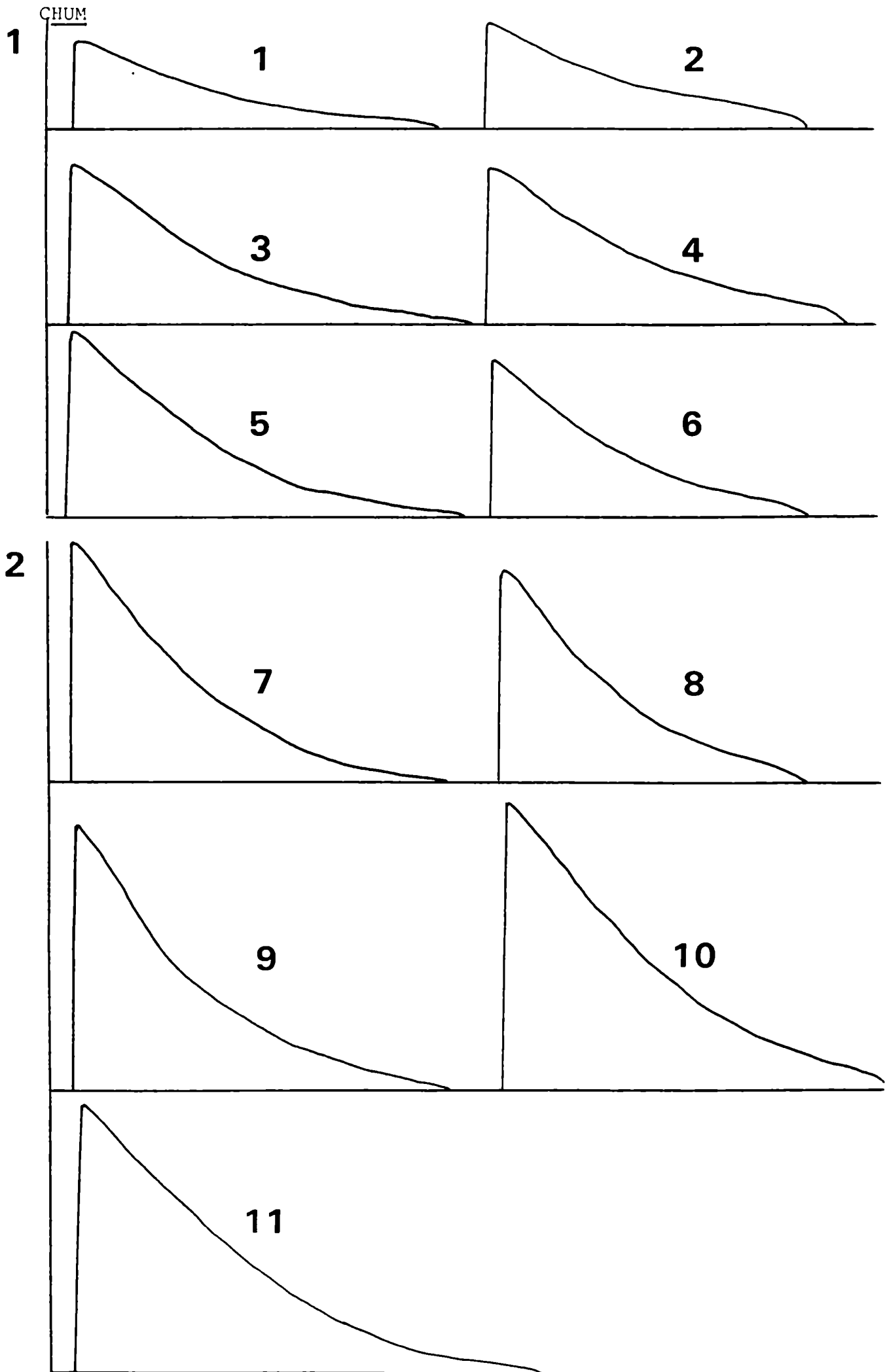
Probetas pares atacadas

Nº de Probeta	Espesor Promedio (mm)	Carga Kg	Carga Específica (kg/mm ²)	Papel Alargamiento (mm)	Alargamiento Real (cm)	E%
2	0,29	0,900	0,776	135	3,37	168
4	0,37	1,350	0,912	150	3,75	187
6	0,41	1,350	0,823	130	3,25	162
8	0,43	1,850	1,076	130	3,25	162
10	0,44	2,250	1,278	160	4	200
12	0,43	1,100	0,640	100	2,5	125
14	0,44	2,450	1,392	120	3	150

GRAFICO DE ELASTICIDAD Y RUPTURA EN FUNCION DEL TIEMPO DEL
CUERO N°



CURVAS DE RUPTURA DEL CUERO Ñ ATACADO POR CHAETOMIUM DOLICHOTRI-



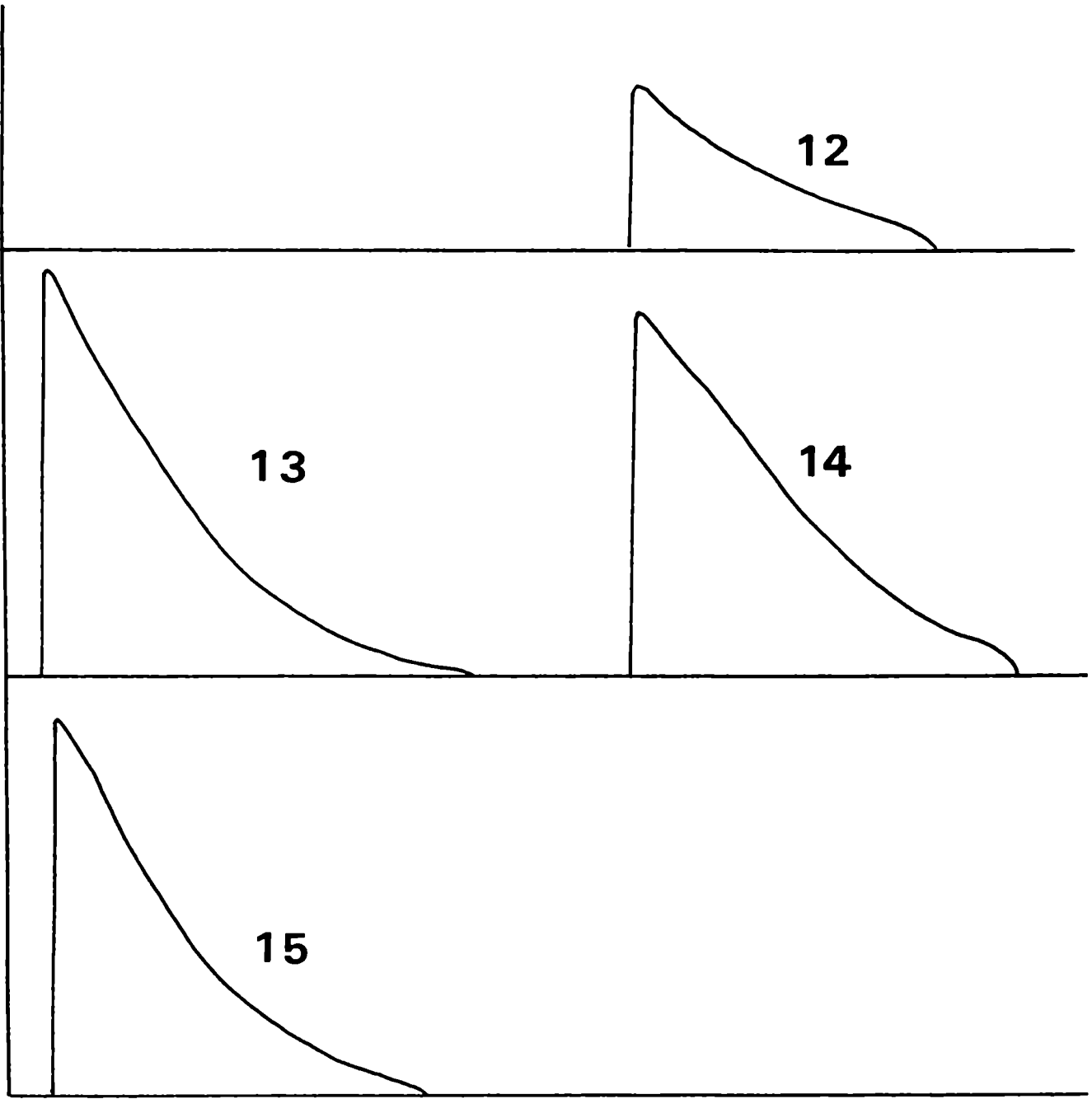
Carga
0,5 kg



Alargamiento
real 1 cm



3



3-5-13 RESULTADO DEL ATAQUE AL CUERO "O" POR CHAETOMIUM
BOSTRYCHODES

Como en el caso 3-5-9, se utilizaron probetas procedentes de la misma curtiembre no obteniéndose desarrollo.

En cambio en los discos de cuero de la curtiembre "C" el desarrollo fue normal.

Este hecho nos llevó a no poder efectuar las pruebas de tracción.

3-5-14 RESULTADO DEL ATANQUE AL CUERO "P" POR CLADOSPORIUM
CHLOROCEPHALUM

En la primera extracción observamos que el cuero atacado es más resistente a la tracción que en los testigos, pero su elasticidad y alargamiento han disminuído. En la segunda extracción se produce una caída de la resistencia a la tracción sumada a una disminución en el alargamiento y elasticidad, hechos que se incrementan en la tercera extracción.

Creemos que la trama de hifas refuerza la probeta haciéndola más resistente; luego con el envejecimiento de la misma, disminuye la resistencia.

La trama hifal no es elástica; esto explica la caída de la elasticidad y la presencia de meniscos desde la primera extracción.

Nota: se descartaron las probetas 3 y 8 por fallas mecánicas.

MICROSCOPIA OPTICA:

Observamos abundantes hifas dentro de la dermis y folículos.

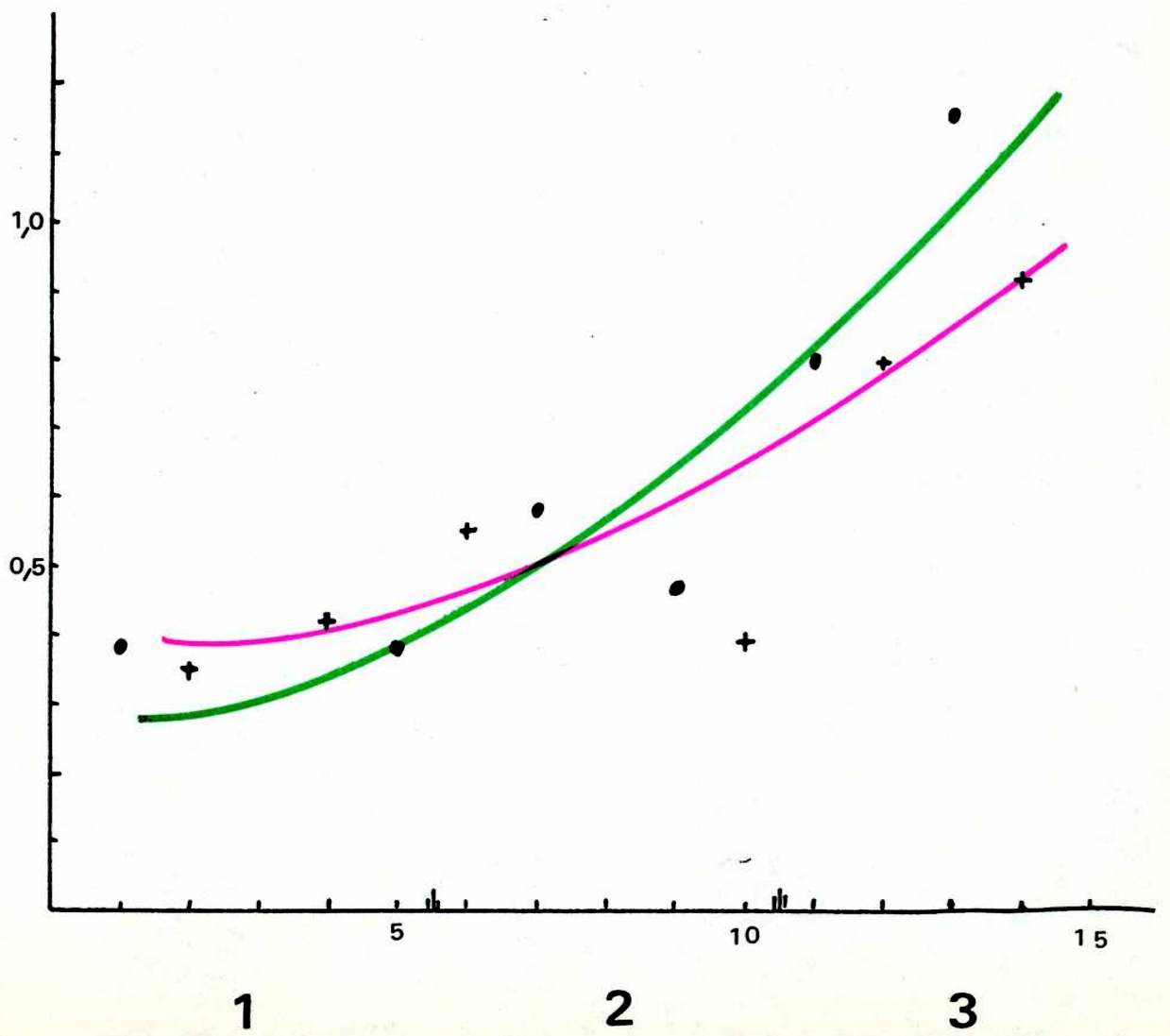
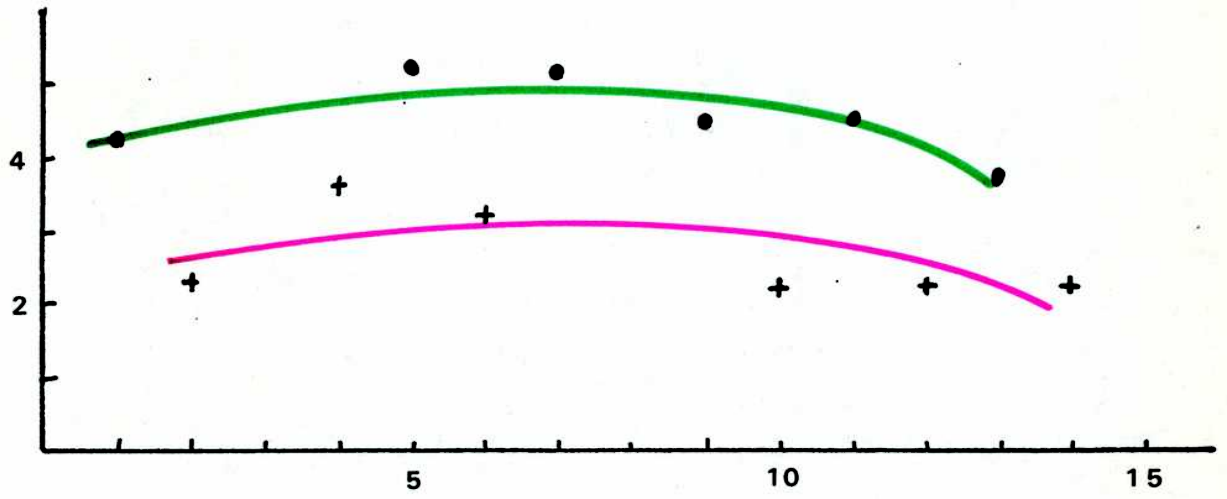
Probetas impares testigo

N° de Probeta	Espesor Promedio (mm)	Carga Kg	Carga Específica (kg/mm ²)	Papel Alargamiento (mm)	Alargamiento Real (cm)	E%
1	0,22	0,350	0,390	170	4,25	212
3						
5	0,47	0,750	0,399	210	5,25	262
7	0,46	1,100	0,598	210	5,25	262
9	0,48	0,900	0,469	180	4,5	225
11	0,48	1,550	0,807	180	4,5	225
13	0,46	2,150	1,168	150	3,75	187

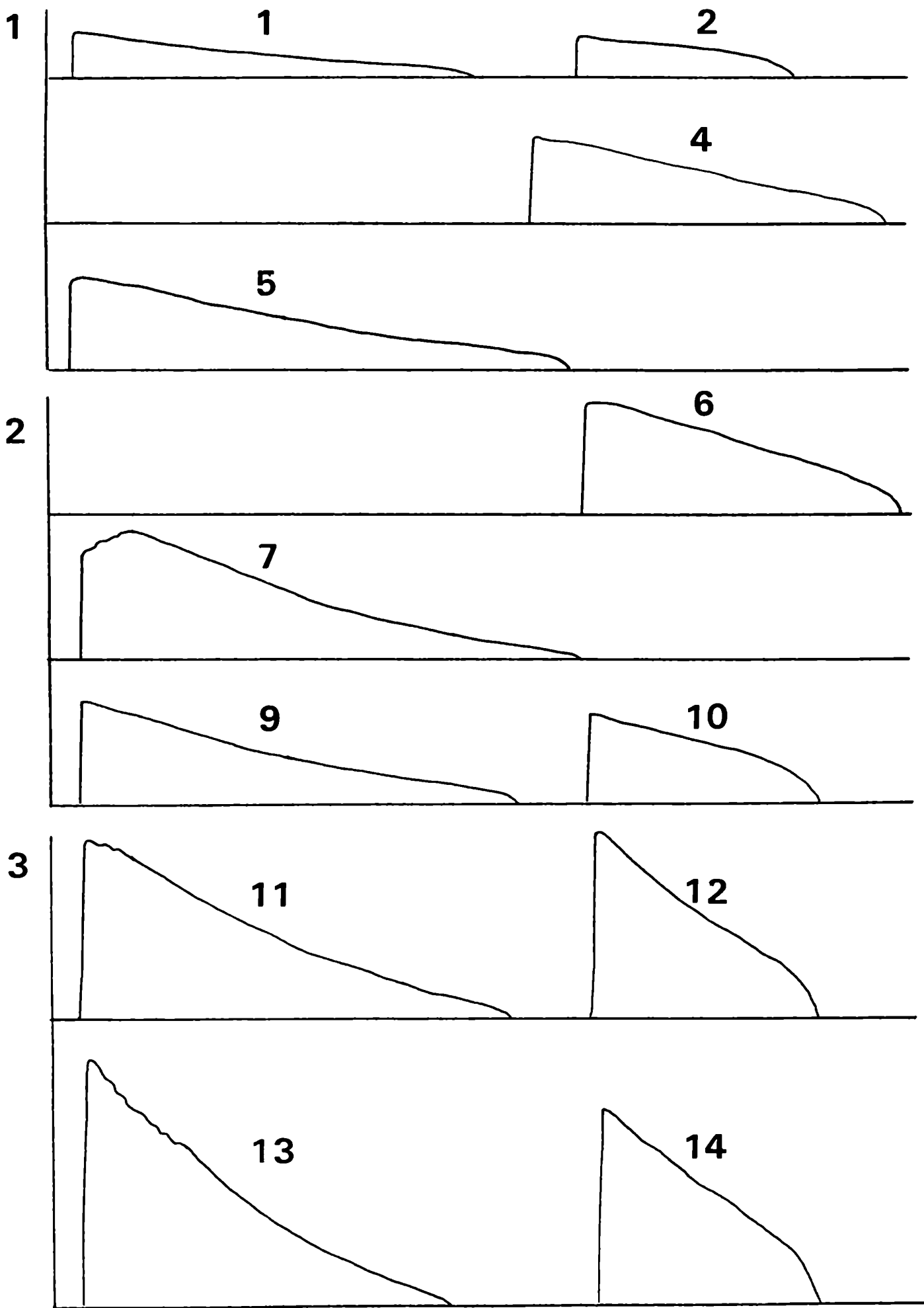
Probetas pares atacadas

N° de Probeta	Espesor Promedio (mm)	Carga Kg	Carga Específica (kg/mm ²)	Papel Alargamiento (mm)	Alargamiento Real (cm)	E%
2	0,25	0,350	0,350	90	2,25	112
4	0,41	0,700	0,427	145	3,62	181
6	0,43	0,950	0,552	130	3,25	162
8						
10	0,48	0,750	0,390	90	2,25	112
12	0,50	1,600	0,800	90	2,25	112
14	0,46	1,700	0,924	90	2,25	112

GRAFICO DE ELASTICIDAD Y RUPTURA EN FUNCION DEL TIEMPO DEL CUERO P



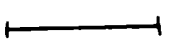
CURVAS DE RUPTURA DEL CUERO P ATACADO POR CLADOSPORIUM CHLORO-
CEPHALUM



Carga
0,5 kg



Alargamiento
real 1 cm



3-5-15 RESULTADO DEL ATAQUE AL CUERO "Q" POR ASPERILLUS
NIGER CEPA 1

Notamos en la primera extracción un deterioro grande de las probetas atacadas, las cuales varían bruscamente su resistencia, alargamiento y elasticidad, como así su pendiente se ha tornado horizontal y las curvas se transforman en mesetas. En la segunda extracción vemos que los cueros atacados casi no tienen resistencia y han perdido casi todas sus propiedades. En la tercera extracción los valores aumentan en contra de lo esperado, si bien igualmente mantienen signos de ataque.

La explicación de esta aparente contradicción se puede deber a que las probetas 12 y 14 son las más cercanas a la cola, donde el cuero es más grueso y el hongo tarda más en degradarlo.

MICROSCOPIA OPTICA:

No se observan hifas; el colágeno está muy deshilachado y toma color rosado con el violeta de cresilo (el colágeno normal se colorea de azul).

CUERO "Q"

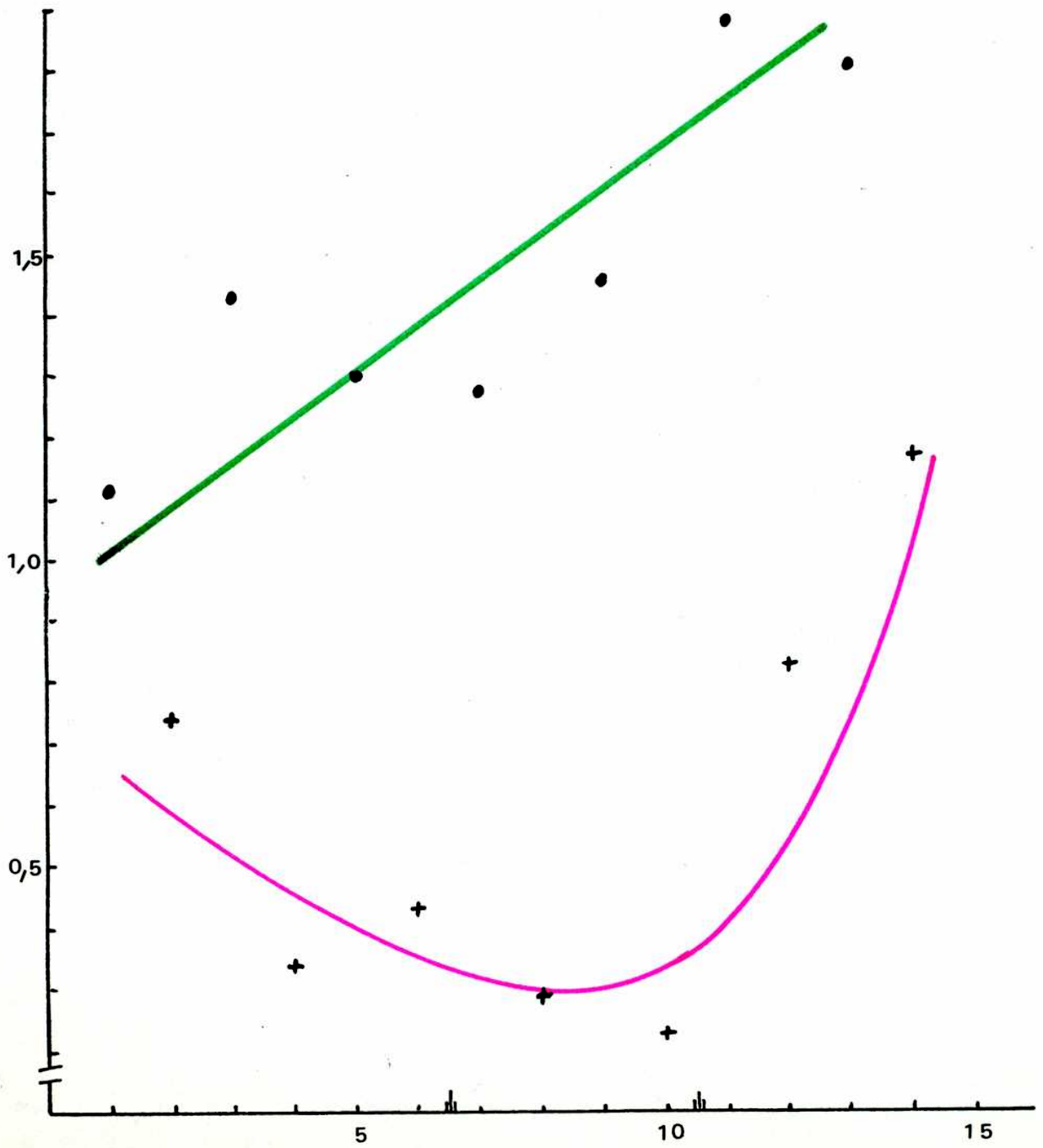
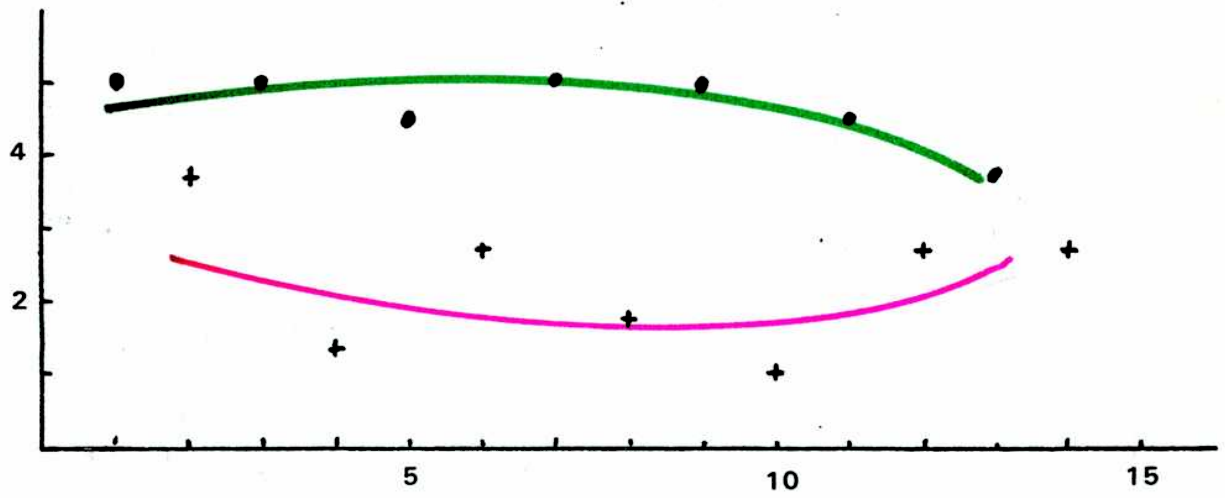
Probetas impares testigos

N° de Probeta	Espesor Promedio (mm)	Carga Kg	Carga Específica (kg/mm ²)	Papel Alargamiento (mm)	Alargamiento Real (cm)	E%
1	0,28	1,250	1,116	200	5,0	250
3	0,38	2,200	1,447	200	5,0	250
5	0,43	2,250	1,308	180	4,5	225
7	0,51	2,600	1,275	200	5	250
9	0,58	3,400	1,466	200	5	250
11	0,54	4,100	1,898	180	4,5	225
13	0,60	4,350	1,813	150	3,75	187

Probetas pares atacadas

N° de Probeta	Espesor Promedio (mm)	Carga Kg	Carga Específica (kg/mm ²)	Papel Alargamiento (mm)	Alargamiento Real (cm)	E%
2	0,32	0,950	0,742	150	3,75	187
4	0,41	0,550	0,335	55	1,37	68
6	0,46	0,800	0,435	110	2,75	137
8	0,55	0,650	0,295	70	1,75	87
10	0,54	0,500	0,231	40	1,00	50
12	0,56	1,900	0,848	110	2,75	137
14	0,57	2,700	1,184	110	2,75	137

GRAFICO DE ELASTICIDAD Y RUPTURA EN FUNCION DEL TIEMPO DEL CUERO Q

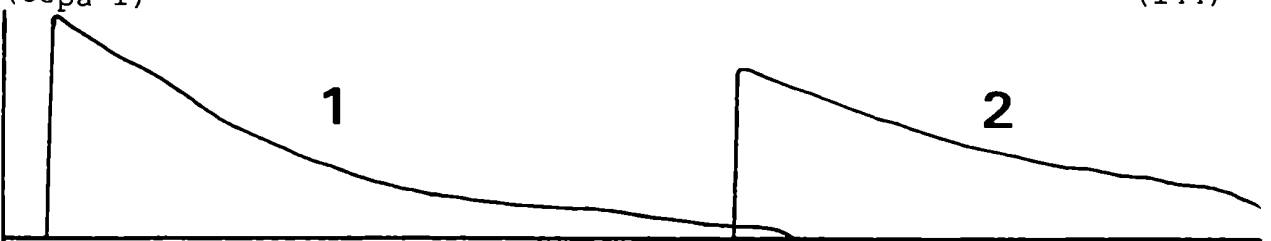


1

2

3

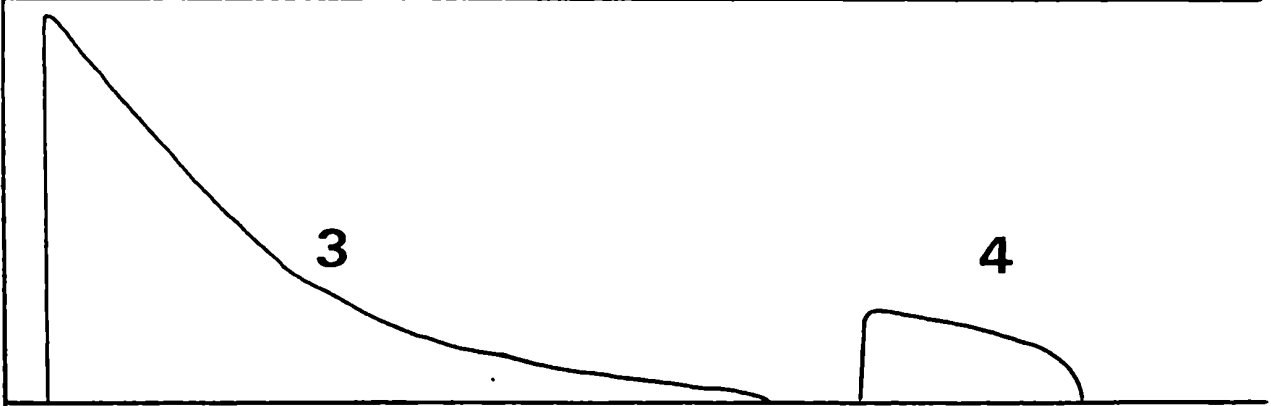
1



1

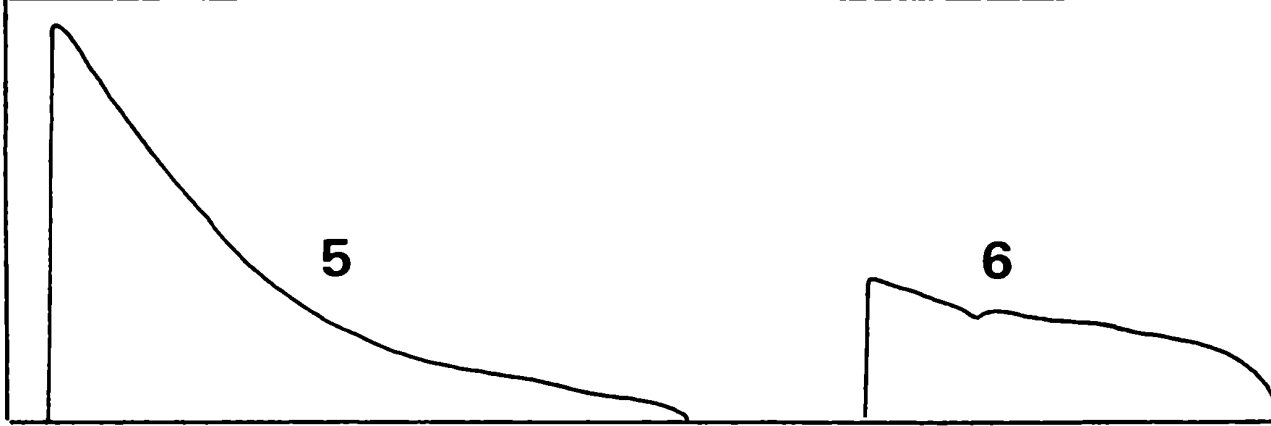
2

2



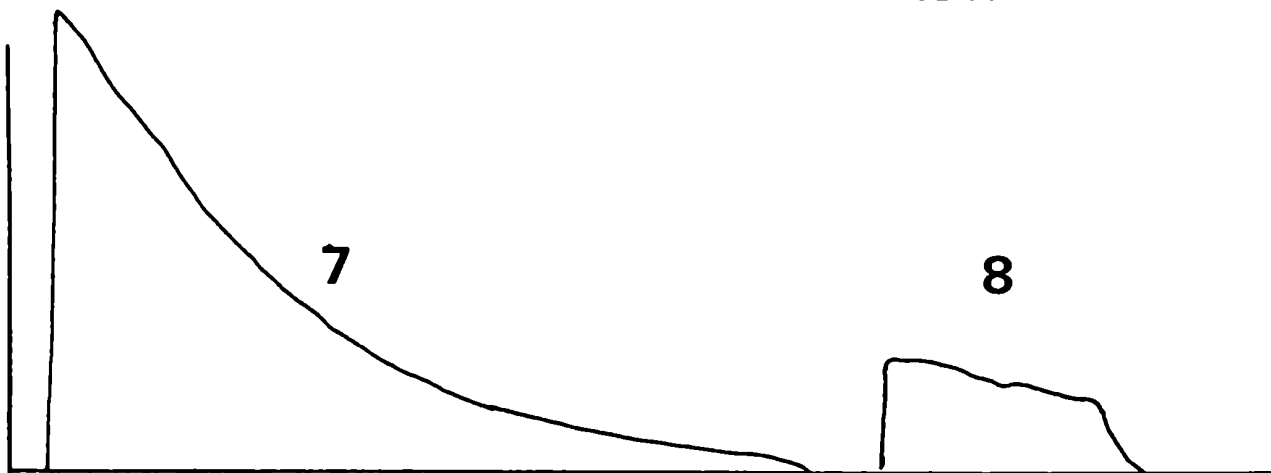
3

4



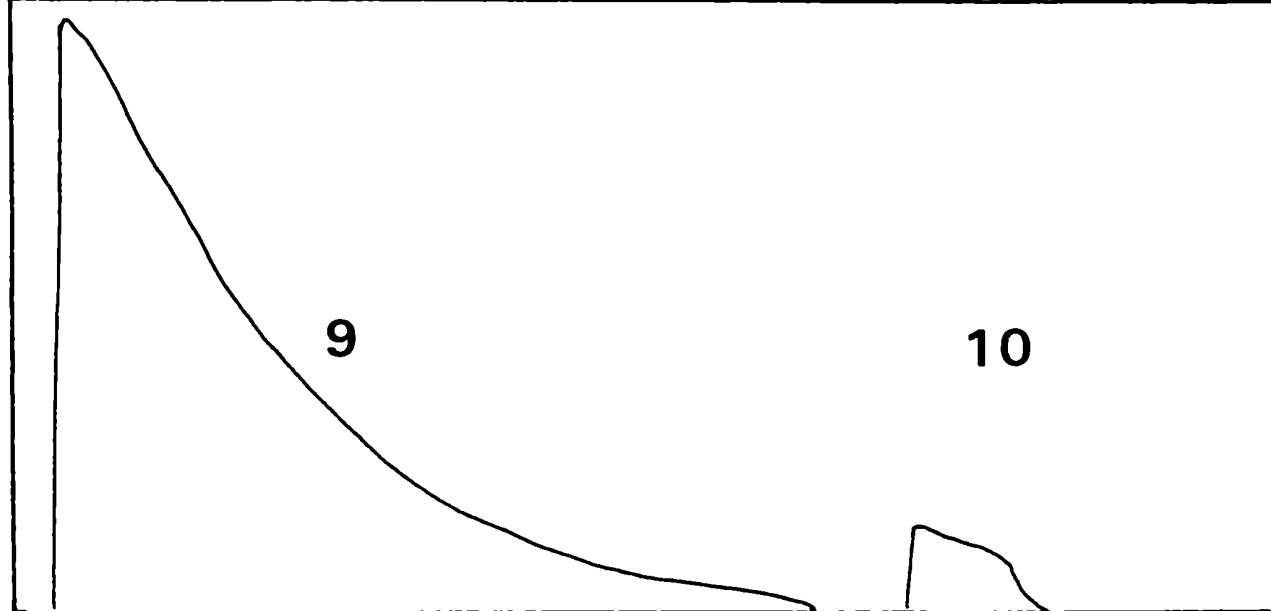
5

6



7

8

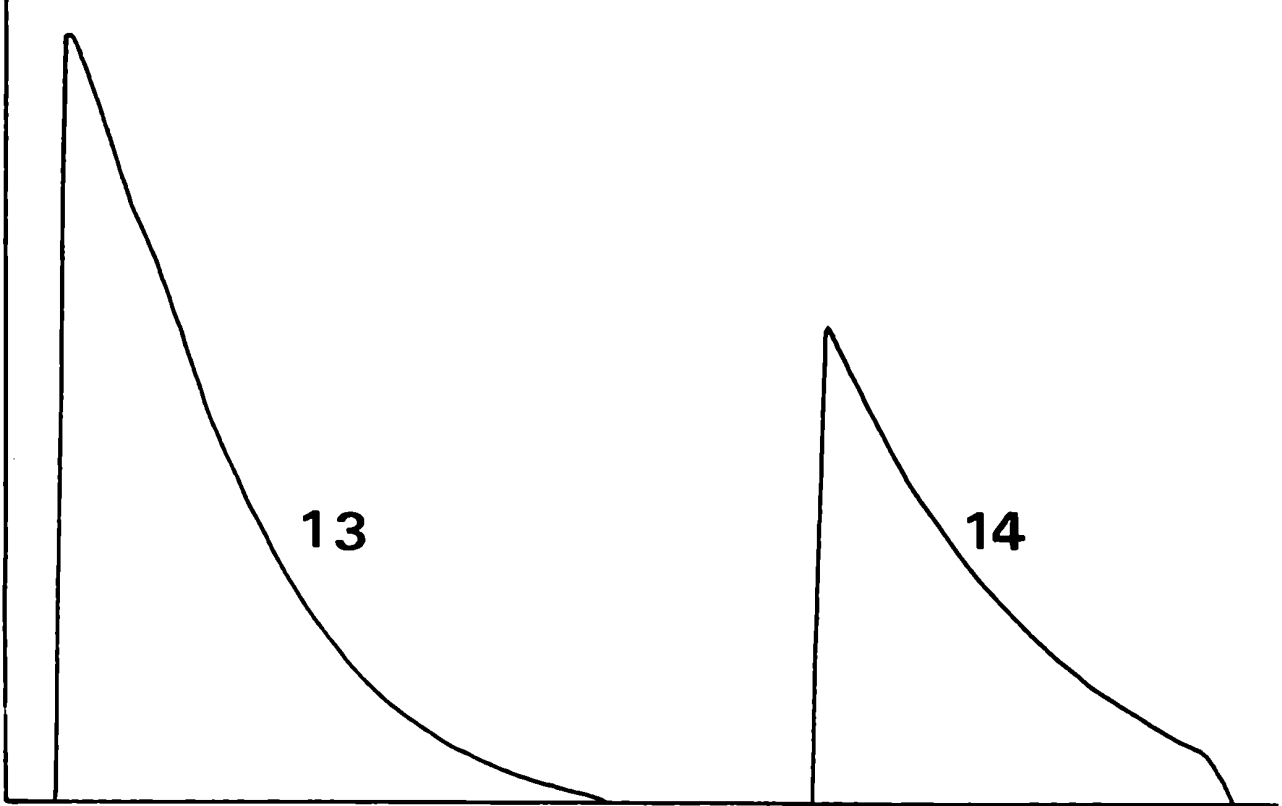
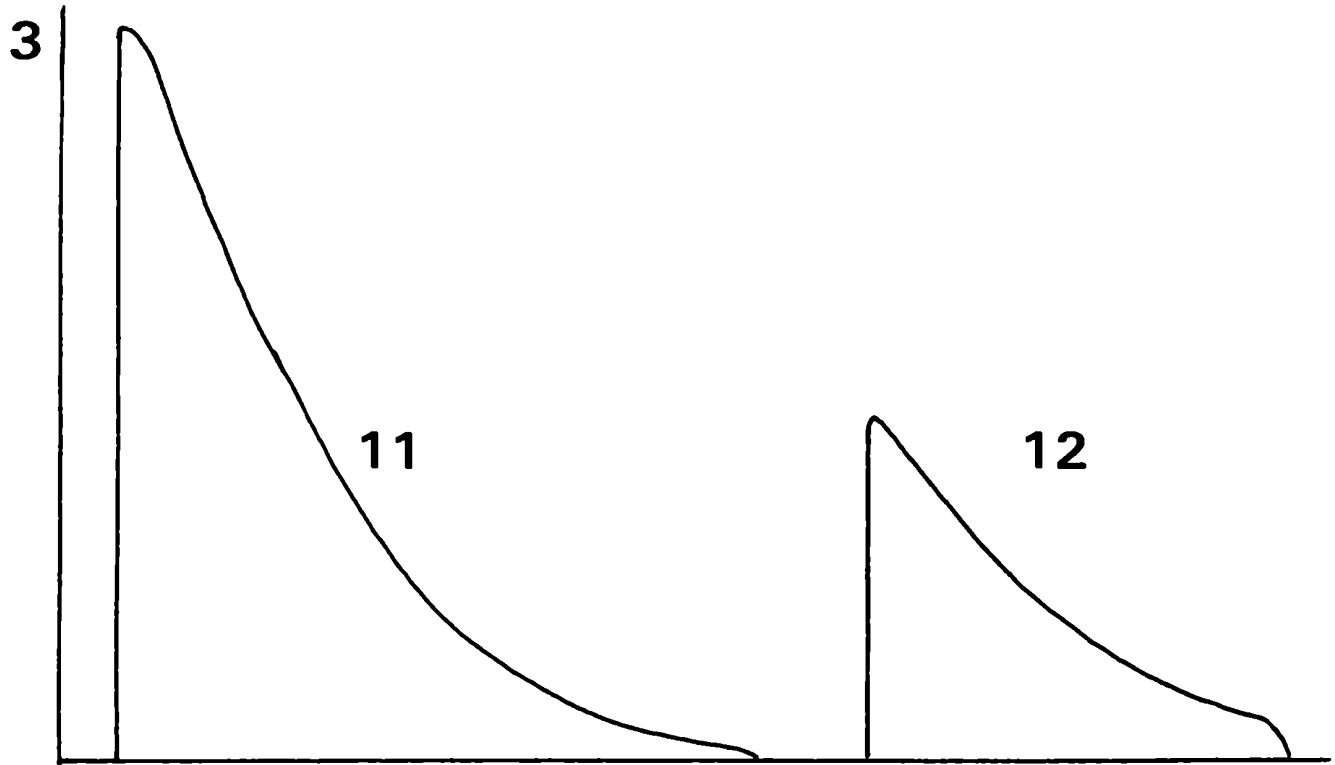


9

10

Carga
0,5 kg

Alargamiento
real 1 cm



3-5-16 RESULTADO DEL ATAQUE AL CUERO "R" POR ASPERGILLUS
FLAVUS

La caída de la resistencia a la carga es pequeña y se mantiene paralela al testigo a través del tiempo. Otro signo de ataque es la aparición del menisco y la pérdida de elasticidad.

De ello deducimos que el ataque es muy leve al nivel de los nutrientes.

MICROSCOPIA OPTICA:

Existen gran cantidad de hifas entre las fibras de colágeno y los folículos; se puede llegar a apreciar nódulos hifales dentro de la dermis.

CUERO "R"

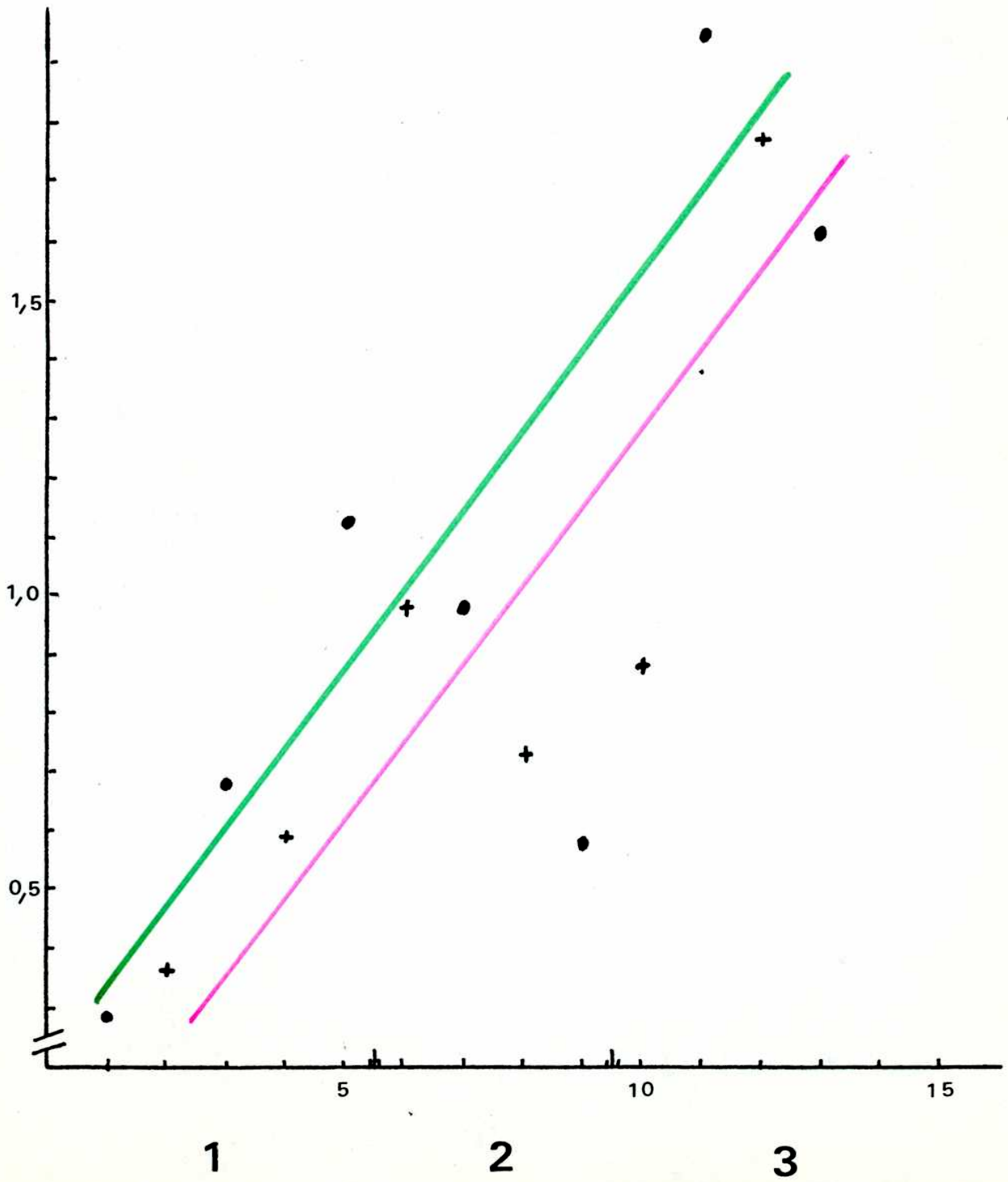
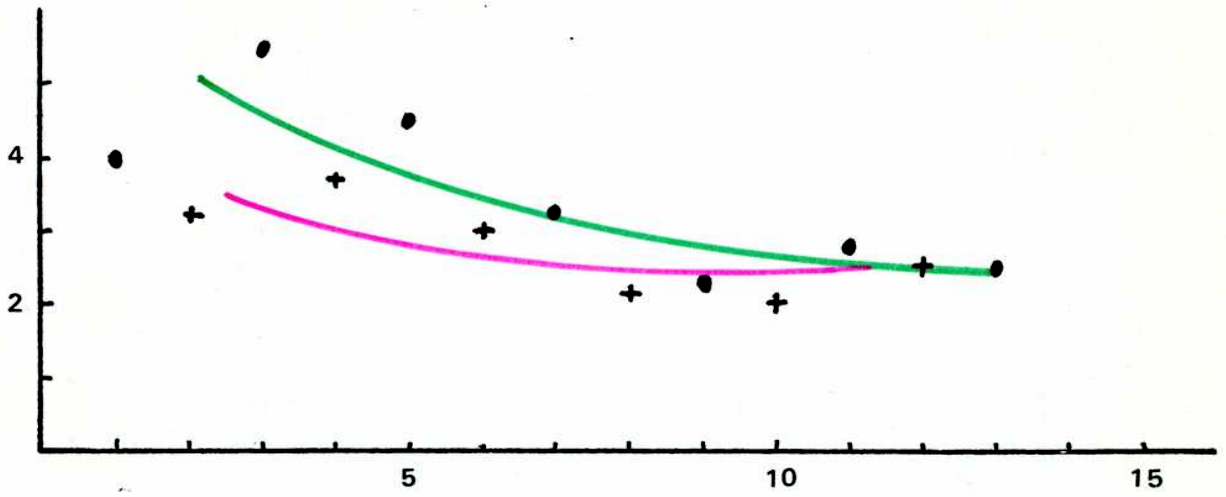
Probetas impares testigos

N° de Probeta	Espesor Promedio (mm)	Carga Kg	Carga Específica (kg/mm ²)	Papel Alargamiento (mm)	Alargamiento Real (cm)	E%
1	0,30	0,350	0,292	160	4,0	200
3	0,46	0,450	0,788	220	5,5	275
5	0,39	1,750	1,122	180	4,5	225
7	0,42	1,650	0,982	130	3,25	162
9	0,47	1,100	0,585	90	2,25	112
11	0,41	3,200	1,951	110	2,75	137
13	0,51	3,300	1,618	100	2,5	125

Probetas pares atacadas

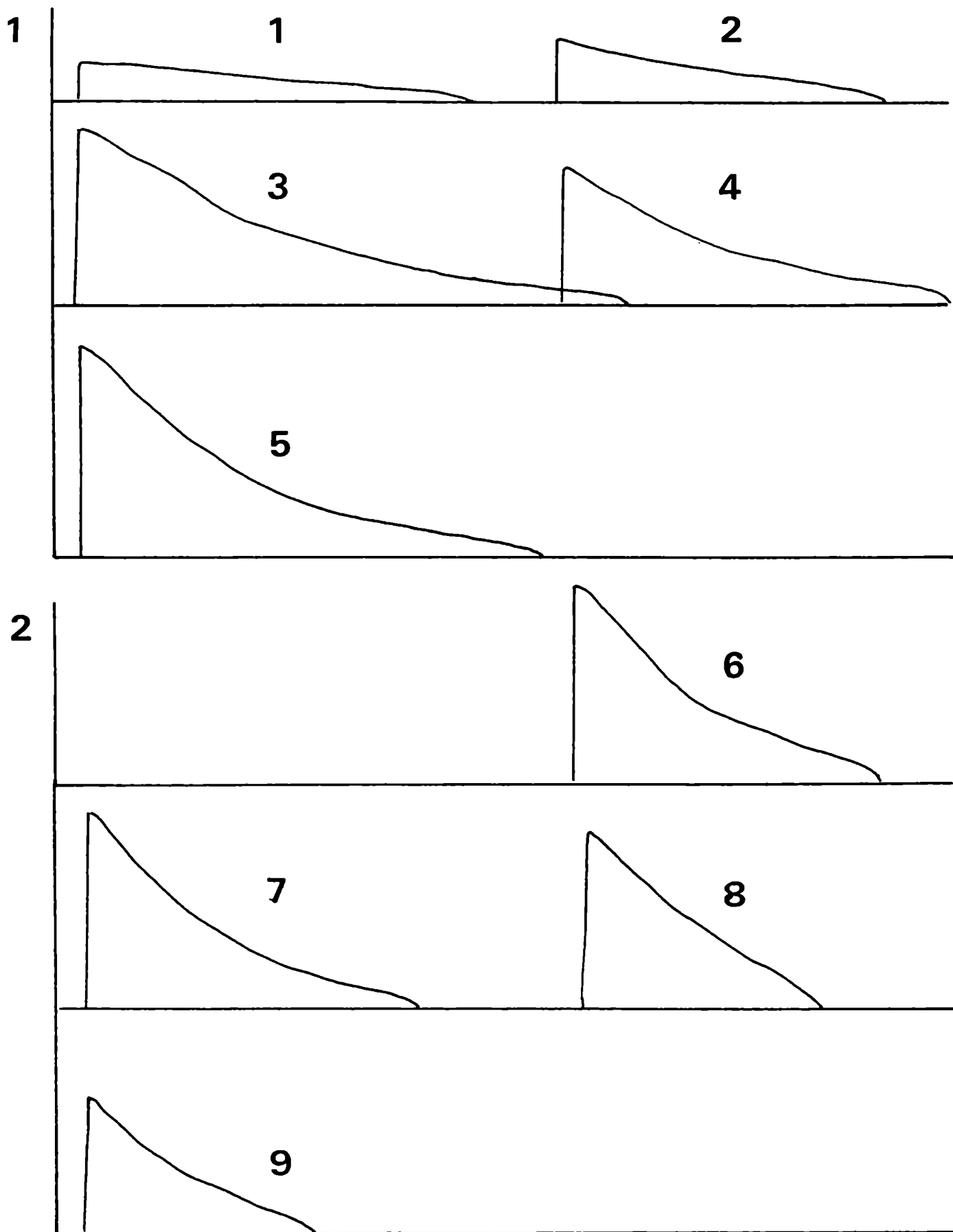
N° de Probeta	Espesor Promedio (mm)	Carga Kg	Carga Específica (kg/mm ²)	Papel Alargamiento (mm)	Alargamiento Real (cm)	E%
2	0,34	0,500	0,368	130	3,25	162
4	0,46	1,100	0,598	155	3,87	193
6	0,42	1,650	0,982	120	3,00	150
8	0,52	1,500	0,721	90	2,25	112
10	0,44	1,550	0,881	80	2	100
12	0,45	3,200	1,778	100	2,5	125

GRAFICO DE ELASTICIDAD Y RUPTURA EN FUNCION DEL TIEMPO DEL
CUERO R



CURVAS DE RUPTURA DEL CUERO R ATACADO POR ASPERGILLUS FLAVUS

(cepa N° 2)

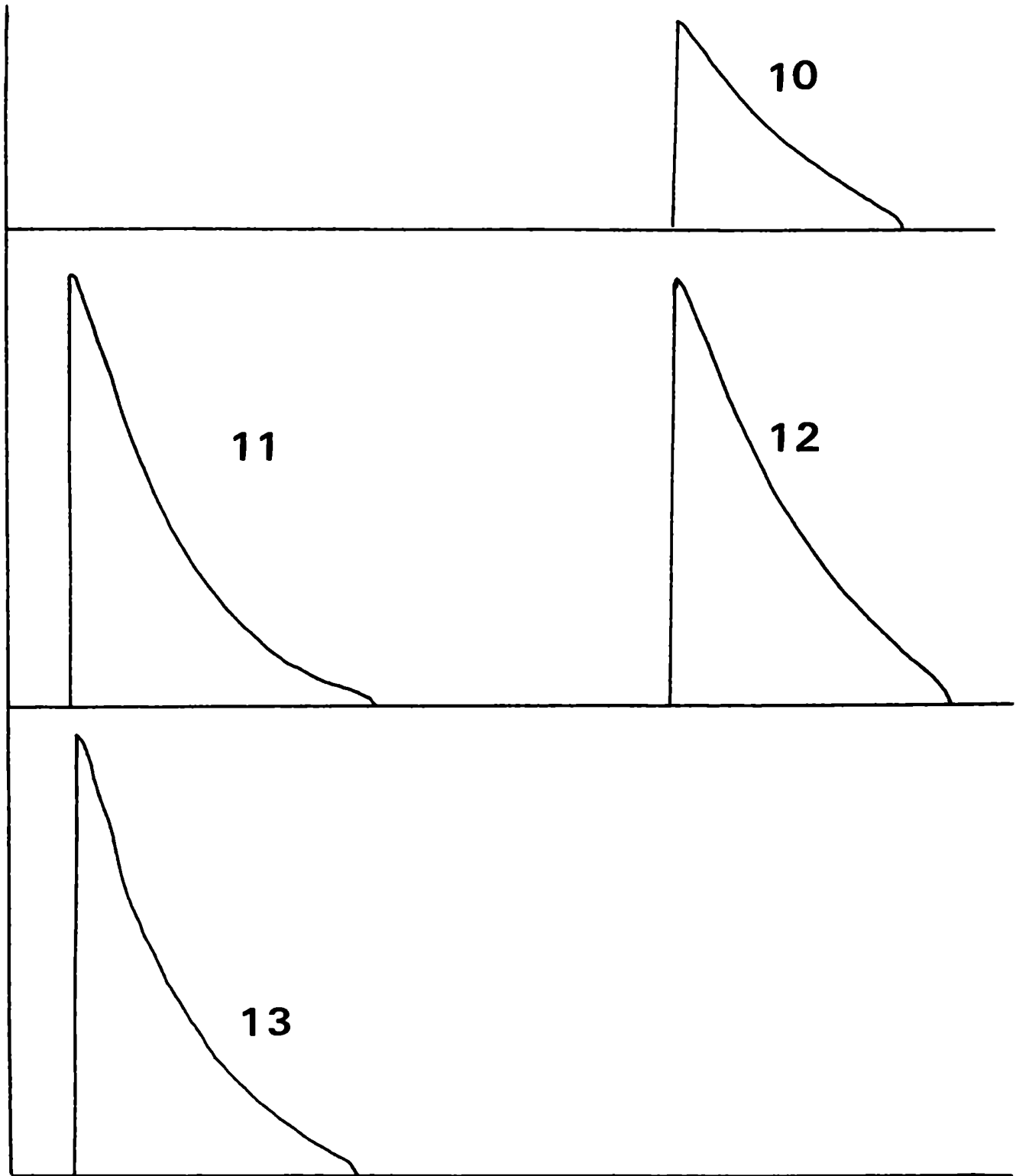


Carga
0,5 kg



Alargamiento
real 1 cm





3-5-17 RESULTADO DEL ATAQUE AL CUERO "S" POR *PENICILLIUM*
CHRYSOGENUM CEPA 1

Es muy difícil sacar conclusiones sobre el ensayo con este cuero, ya que las probetas 6, 7, 8, 9 y 11 presentaron fallas mecánicas, produciendo desgarraduras en el momento de la tracción.

Con las restantes observamos una disminución de la elasticidad y resistencia a la carga con el avance del tiempo, pero no podemos tomarlo como premisa.

MICROSCOPIA OPTICA:

No se observaron hifas en el interior del cuero y las que se observaron en el exterior son muy delgadas. El colágeno se mantuvo normal.

152
CARGA "S"

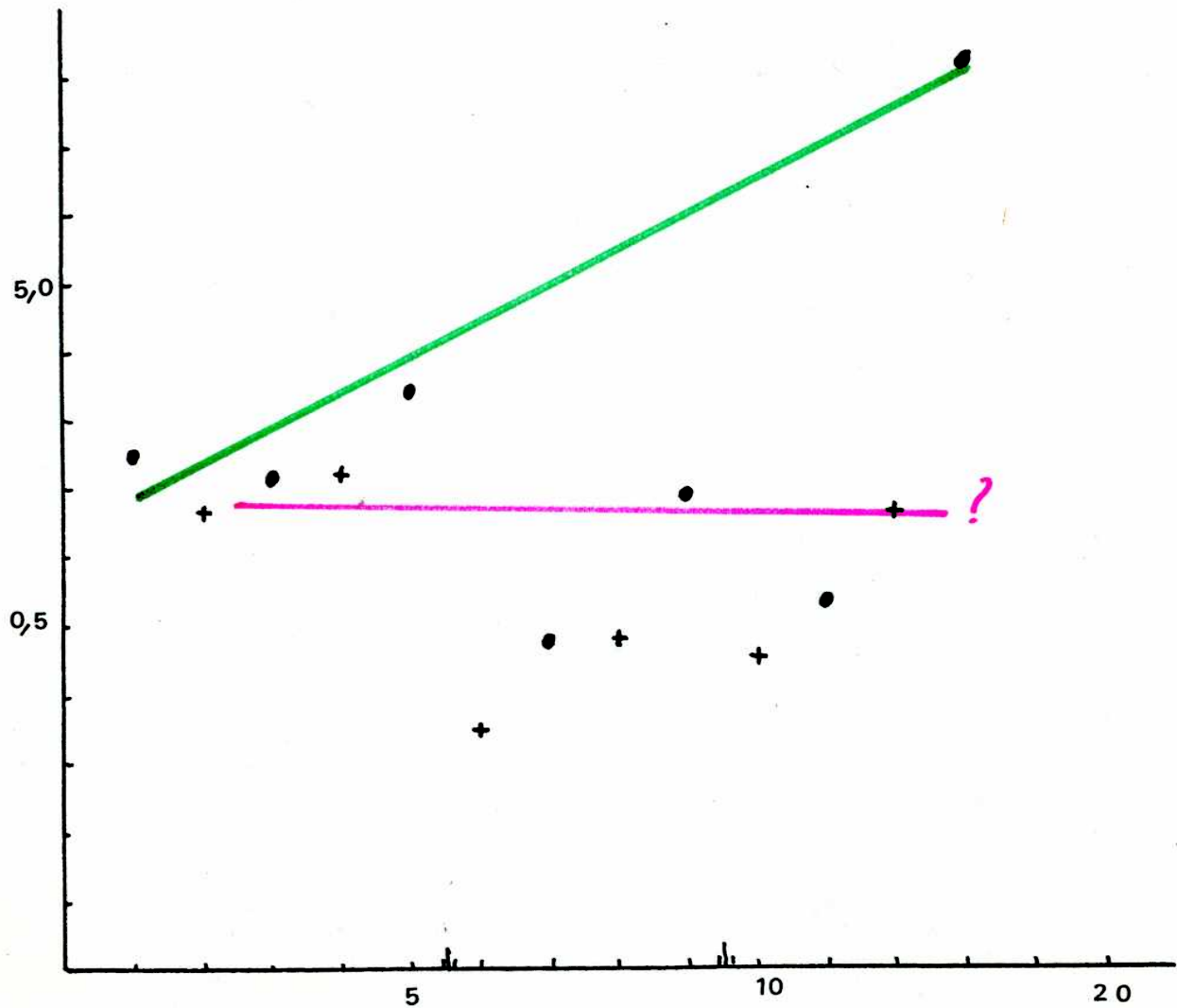
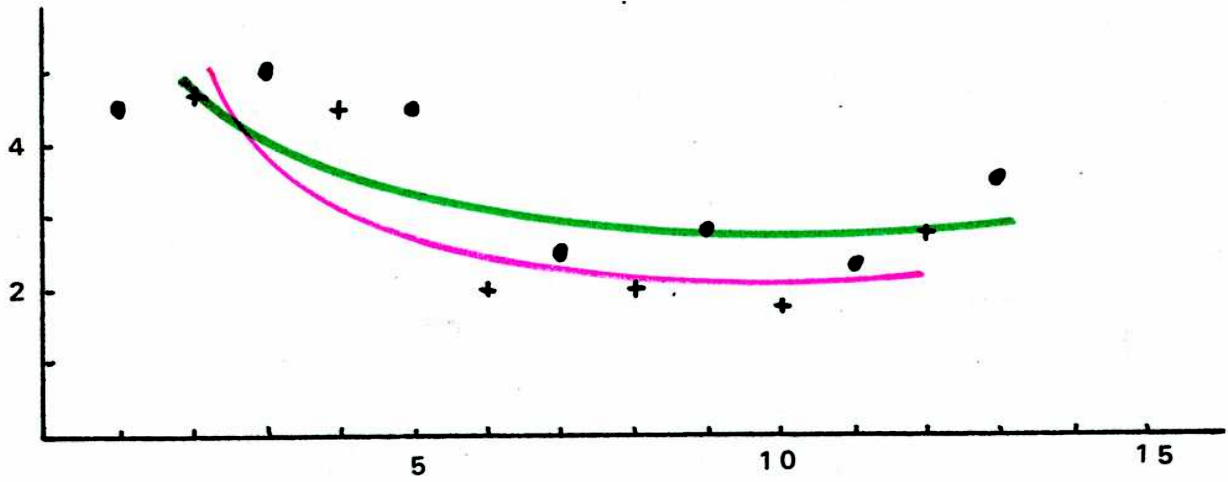
Probetas impares testigos

N° de Probeta	Espesor Promedio (mm)	Carga Kg	Carga Específica (kg/mm ²)	Papel Alargamiento (mm)	Alargamiento Real (cm)	E%
1	0,25	0,750	0,750	180	4,5	225
3	0,35	1,000	0,714	200	5,0	250
5	0,43	1,450	0,843	180	4,5	225
7	0,42	0,850	0,488	100	2,5	125
9	0,45	1,250	0,694	110	2,75	137
11	0,44	0,950	0,540	95	2,37	118
13	0,44	2,350	1,355	140	3,5	175

Probetas pares atacas

N° de Probeta	Espesor Promedio (mm)	Carga Kg	Carga Específica (kg/mm ²)	Papel Alargamiento (mm)	Alargamiento Real (cm)	E%
2	0,30	0,800	0,677	185	4,62	231
4	0,40	1,150	0,719	180	4,5	225
6	0,46	0,650	0,353	80	2,0	100
8	0,44	0,850	0,483	80	2,0	100
10	0,46	0,850	0,462	70	1,75	87
12	0,47	1,250	0,665	110	2,75	137

GRAFICO DE ELASTICIDAD Y RUPTURA EN FUNCION DEL TIEMPO DEL CUERO S



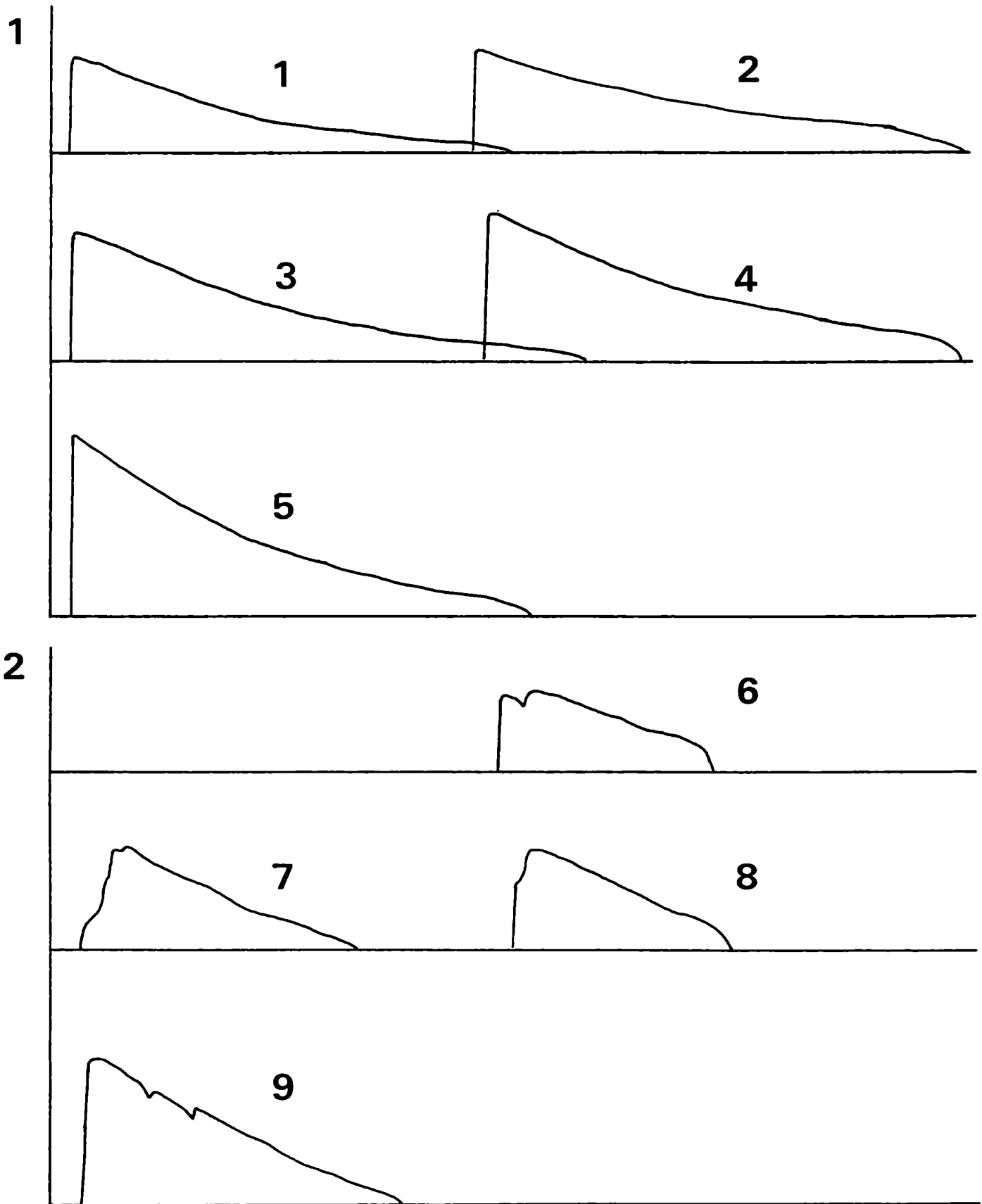
1

2

3

CURVAS DE RUPTURA DEL CUERO S ATACADO POR PENICILLIUM CHRYSOGENUM

(cepa 1)



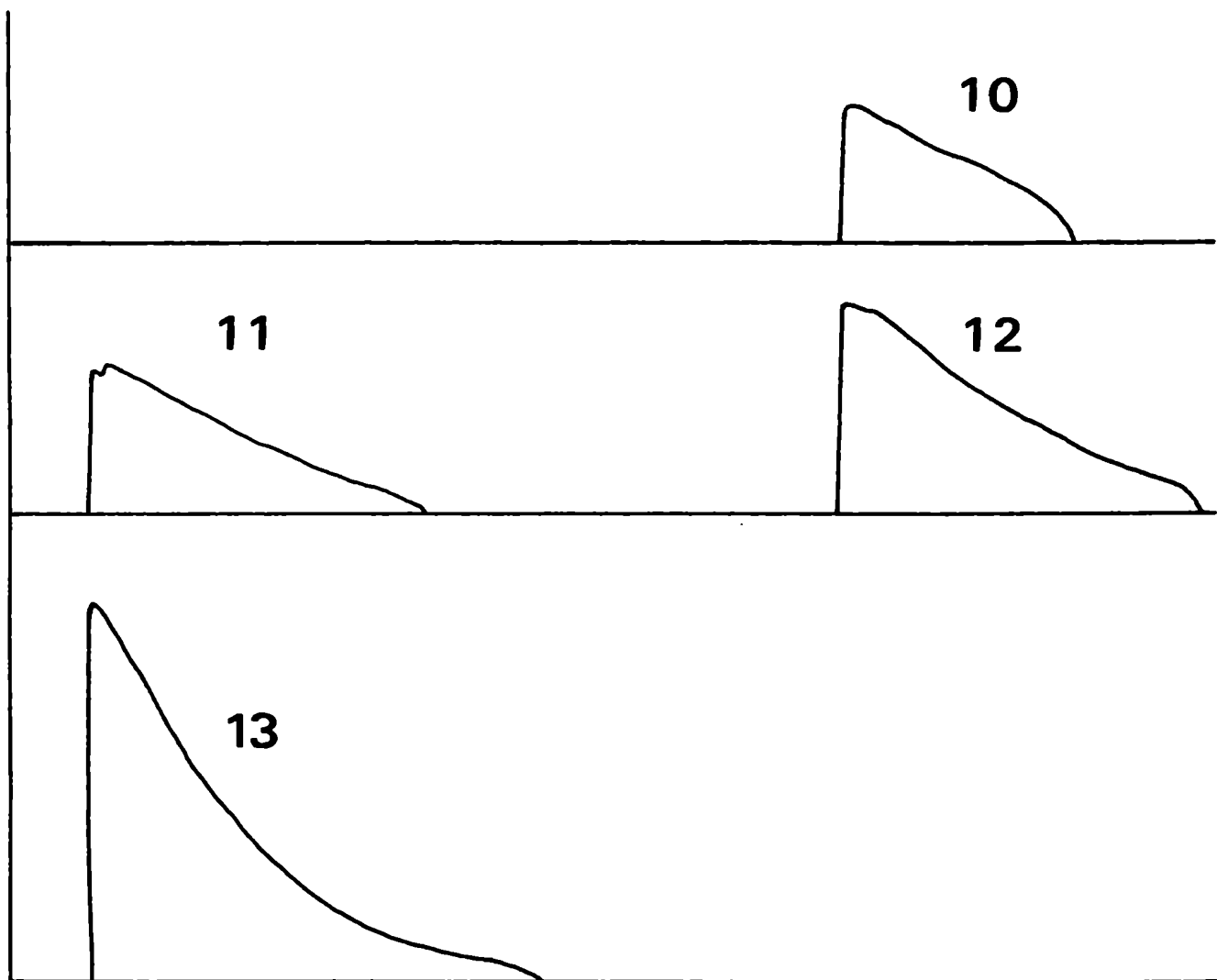
Carga
0,5 kg



Alargamiento
real 1 cm



3



3-6 Resumen de los diversos tipos de ataque

Cuero	Especies estudiadas	Ataque al:		Microscopía óptica		
		Colágeno	Nutrientes?	Presencia hifal		Observación del colágeno
				dermis	folículos	
D	<i>Ch. globosum</i> (3)	+++		+	++	atacado
E	<i>P. chrysogenum</i> (2)		+++	+		normal
F	<i>A. flavipes</i>		++	+	+++	normal
G	<i>V. lateriticum</i>	+		+++	+++	atacado
H	<i>P. oxalicum</i> (1)	+		+		normal
I	<i>Alternaria sp</i>		+	+++	+++	normal
J	<i>Ch. funicolum</i> (2)		++	+++	++	normal
K	<i>A. glaucus</i>		++	++	+	normal (a)
L	<i>Ch. globosum</i> (1)	?	?	++	+	normal (b)
M	<i>T. pseudokoningii</i>	+		++	+	normal
N	<i>P. variotii</i> (1)		+	+	+	normal
Ñ	<i>Ch. dolichotrichum</i>		+	++	+++	normal
O	<i>Ch. bostrychodes</i>	?	?	+		normal (b)
P	<i>Cl. chlorocephalum</i>		++	+++	+++	normal
Q	<i>A. niger</i> (1)	+++				atacado
R	<i>A. flavus</i>		+	+++	+++	atacado
S	<i>P. chrysogenum</i> (1)	?	?			atacado (c)

(a) Pareciera que la red hifal refuerza al cuero, luego de determinado tiempo las hifas envejecen y sumado al deterioro del cuero se produce la caída de los valores.

(b) Los cueros L y O provenían de una curtiembre no determinada e inhibieron el crecimiento de los hongos.

(c) Fallas mecánicas en las probetas no permitieron tener resultados seguros.

+ débil - ++ mediano - +++ fuerte

4 - ENSAYO PRELIMINAR CON FUNGICIDAS

Con la finalidad de observar el comportamiento del cuero tratado con algunos fungicidas, frente al ataque de hongos, se tomaron discos de cuero de chinchilla de 0,7 cm de diámetro y se los colocó en sobres de polietileno de 100 μ esterelizándose los con radiación gamma.

Se prepararon los siguiente fungicidas:

- a) Utilizado por los criadores de chinchilla para eliminar las micosis de los animales vivos.

20 g ácido salicílico
10 g ácido benzoico
1000 ml de alcohol 70°

- b) "Benomyl" utilizado para frutales (biodegradable).

10 mg se disuelven en 5 ml de alcohol y se vierten en 550 ml de H₂O(d) estéril.

- c) Bicloruro de mercurio

500 mg en 100 ml de alcohol 70°

- d) Utilizado para limpiar cueros con hongos en peletería.

12,5 g de globol (para-di-cloro-benzol)
250 ml de bencina

Se sumergen los discos estériles de cuero dentro de los fungicidas y se los deja por 24 horas. Procediéndose luego a retirarlos y colocarlos en cajas de Petri con papel de filtro estéril, dejándolos escurrir a fin de que pierdan el líquido excedente.

Se tomaron cajas de Petri con medio MAPP (6) con la salvedad de que en vez de utilizar 30 g de papa, se emplearon 300 g.

En cada caja, en forma estéril, se ubicaron 4 discos - de piel en cruz y se colocó el inóculo en el centro. Se dejaron diez días a temperatura ambiente y se proce

dió a la lectura.

Para el fungicida a) con salicílico se utilizaron las cepas *Ch.globosum*, *P.chrysogenum*, *V.lateriticum*, *P.oxalicum*, *A.niger* y *T.pseudokoningii*. En todos los casos los hongos crecieron sobre los discos de cuero, con lo cual pareció no actuar el fungicida.

Para el fungicida b) con benomyl se ensayó con las mismas cepas citadas anteriormente. Se inhibió el desarrollo de todas las especies salvo *A.niger* que creció lentamente, pero no llegó a cubrir los discos.

Para el fungicida c) con mercurio, se probaron cuatro cepas *P.chrysogenum*, *T.pseudokoningii* y *A.niger* las cuales desarrollaron bien en la caja pero no sobre los discos. La cuarta cepa *Ch. globosum* inhibió su desarrollo, reduciéndose a crecer únicamente en la parte central de la caja.

Para el fungicida d) con globol, se probaron *A.niger* y *Ch.globosum*. En ambas especies el desarrollo fue normal no actuando el fungicida.

De lo anterior parece deducirse que los únicos fungicidas que realmente inhibieron el crecimiento fúngico en las condiciones del ensayo fueron el "Benomyl" y el "Bicloruro de mercurio". Habría que realizar ensayos más precisos con éstos y otros fungicidas con miras a su posible utilización en peletería.

RESUMEN:

Se estudió el ataque fúngico a 95 pieles de chinchilla curtidas, contabilizando 1140 muestras.

Se utilizaron para el presente muestreo pieles provenientes de tres curtiembres, tipificadas C, M y L. Esta última con casi 50 años de curtida.

Se aislaron 46 especies de hongos pertenecientes a 23 géneros en su mayoría formas imperfectas. Algunas especies fueron exclusivas para cada curtiembre y otras comunes.

Con las especies aisladas se infectaron muestras de cuero estériles, por medio irradiación gamma y pelo estéril por autoclave.

Se detectó 5 tipos distintos de ataque a pelo y biodeterioro en cuero.

Se utilizó la prueba de tracción como parámetro para la evaluación del biodeterioro. Se encontró que en algunos casos las hifas del hongo refuerzan la trama del cuero ofreciendo una mayor resistencia a la tracción. Se señalan las especies que resultan de importancia como agentes de biodeterioro, tanto para cuero como para pelo de chinchilla.

Se estudió la acción antimicótica de varios productos encontrándose útiles y económicos el benomyl y el bicloruro de mercurio.

Bibliografía

- AMES, L. M. 1961. "A Monograph of the *Chaetomiaceae*" 125 p. The United States Army Research and Development, Num. 2 Washington.
- von ARX, J. A. 1975. "On *Thielavia* and some similar genera of *Ascomycetes*" Studies in Mycologi 8: 1-29
- 1974. "The Genera of Fungi Sporulating in Pure Culture" 315 p. 2^o ed. J. Cramer Germany.
- BALFE, M. P. 1950. "Leather. The scientific background to a traditional industry" Chemistry & Industry, January 21, 1950:48-51.
- BARRON, G.L. 1972. "The Genera of Hyphomycetes from soil". 364 p. R. Krieger Pub. Co, New York.
- BELTZER, F. J. G. 1932, "Manual de Peletería" 254 p Gustavo Gili, Barcelona.
- BHASKARAN, R.; V. S. KRISHNAMURTHI & S. N. SEN. 1967. "*Aspergillus*, *Penicillium* and *Paecilomyces* encountered on tannery substrates". Proc. Indian Ac. Sc. ,B, 66 (3): 92-99
- BROWN, A. H. S. & G. SMITH. 1957. "The genus *Paecilomyces* and its perfect stage *Byssochlamys*" Trans. Brit. Micol. Soc. 40(1): 17-89
- BWANGAMOI, O. & J. De MARTINI. 1970. A survey of skin diseases of domestic animals and defects which down-grade hides and skins in East Africa. III Sheep", Bull. Epizoot. Dis. Afr. 18: 243-246.
- CAIN, R.F. 1956. "Studies of coprophilous *Ascomycetes*. IV *Tripterospora* a new *cleistocarpus* genus in a new family". Can. Jour. Bot 34: 699-710.
- CALVIELLO, B. O. 1971. "Estudio de las especies argentinas del género *Chaetomium*". Parte I. Rev. Museo Arg. Cienc. Nat. Bs.As. 3 (13):337-369, 11 lams.
- 1972. "Estudio de las especies argentinas del género *Chaetomium*" Parte II Rev. Museo Arg. Cienc. Nat. Bs.As. 3 (14); 371-379, 3 lams.
- 1972 b" Estudio de las especies argentinas del género *Chaetomium*. Parte III. Rev. Museo Arg. Cienc. Nat. Bs. As. 2(6):17-32, 2 lams.
- DARLING, F. 1955. "Tinte, barnizado, decoración, consevación y restauración de cueros y pieles". 278 p. El. Ossó, Barcelona.

- DEMPSEY, M. 1947. "The structure of the skin an leather manufacture". Jour. Roy. Micros. Soc. 67: 21-26, 10 láms.
- DENNLER, J. G. 1939. "Morfología de los pelos y la configuración del pelaje de mamíferos sudamericanos". Physis XVI: 205-224.
- ELLIS, M. B. 1971. "Demitiaceous Hyphomycetes" 608 p. Commonwealth Mycological Institute, Kew.
- GILMAN, J.C. 1950. "A Manual of Soil Fungi" 392 p. The Iowa State College Press. 3 rd. printing.
- GRAU, J. 1974. "La Chinchilla" 270 p. Oikos SRL. Bs. As.
- HENNEBERT, G.L. 1973. "Botrytis and Botrytis like genera". Persoonia 7 Part 2: 183-204.
- JOLY, P. 1964. "Le genus Alternaria " Encyclopedie Mycologique XXXIII, 250 p. Edit. Paul Lechavalier. Paris.
- KENDRICK, B. (ed) 1971. "Taxonomy of fungi imperfecti", 309 p. Univ. of Toronto.
- LAMBERT, M. & D. V. BALTHAZAR. 1910. "Le poil de l'homme et des animaux" G. Steinheil Edit., París.
- LANGERON, M. & R. VAMBREUSEGHEM. 1952. "Précis de Mycologie". 703 Masson et Cie. París.
- LAZAR, V. & V. BRATULESCU. 1971. "Contributions to the study of the micoflora of stored leathers". Rev. Roum. Biol. Bot. 16 (3): 207-212.
- MADAHAVA DAS MEHROTA. 1963. "A new species of Beniowska from India". Sydowia 17: 149-150.
- MALLOCH, D. & R. F. CAIN. 1971. "New cleistothecial Sordariaceae and a new family, Coniochaetaceae". Can Jour. Bot. 49 (6): 869-880, 3 plates.
- MAZZUCHETTI, G. 1965. "Microfungi della cellulosa e della carta, attivita e inquadramento sistematico". Il genero Chaetomium" 364 p. Pubblicazioni dell'Ente Nazionale per la Cellulosa e per la Carta. Roma.
- MILLER, J. R. 1960. "Preparación, curtido y arte de trabajar el cuero". 210 p. El Albatros, Bs. As.
- MOUCHACHA, J. 1975. "Les Thielavia des soils arides. Especies nouvelles et analyse générique". Bull. Soc. Myc. Franc. 89: 296-310.
- MORTON, F. J. & G SMITH. 1963. "The genera Scopulariopsis, Microascus and Doratomyces " C.M.I. Myc Papers 86: 1-29, 29 fig.
- NEGRONI, P. 1977. "Micosis cutáneas y viscerales" 180 p. López Libre-

- ros Ed. Bs.6a. edic.
- ONIONS, A. H. S. & G. L. BARRON 1967. "Monophialidie species of Paecilomyces" C. M. I. Myc Papers, 107; 1-25
- PEREZ CATAN, E. 1960. "Ensayos de producción de proteasas microbianas y su aplicación a la tecnología de los cueros" Rev. Invest. Ganaderas 8:57-65.
- PIANTANIDA, M. & A. M. PETRIELLA. 1976. "Estudio morfológico de los pelos de algunas especies de roedores de la provincia de Buenos Aires con el Microscopio de Barrido". Physis Secc. C., Bs. As. 35 (90): 105-124.
- RAPER, K. & C. THOM. 1968. "A manual of the Penicillia", 875 Hafner Publishing Co., New York.
- RAPER, K & D. FENNEL. 1965. "The genus Aspergillus". 686 p. William & William Co, Baltimore.
- RIFAI, M. A. 1969. "A revision of the genus Trichoderma" C.M.I. Myc. Papers 116: 1-56.
- SAMSON, R.A. 1974. "Paecilomyces and some allied Hyphomycetes". Studies in Mycology 6: 1-119.
- SETH, H. K. 1970. "A monograph of the genus Chaetomium". J. Cramer, Vaduz.
- SIMMONS, E. G. 1967. "Typification of Alternaria, Stemphylium and Ulocladium" Mycologia(59): 67-92.
- SMITH, P.J. 1945. "Manufactura de pieles livianas. Tridente S.A. Buenos Aires.
- STEYART, R. L. 1949. "Contribution a l'etude monographique de Pestalotia et Monochaetia". Bull. Jard. Bot. de l'Etat, Bruxelles, 19: 285-354.
- TAUBER, R. 1954. "Chemistry and Technology of Enzymes" New York University Press (no consultada).
- UDAGAWA, S. & K Furuya. 1972. "Zopfiella pilifera, a new cleistoascocete from Japanese soil". Trans. Mycol.Soc. Japan 13(4): 255-259, 2 fig.
- 1974. "Note on some Japanese Ascomycetes XIII". Trans. Mycol. Soc. Japan. 15 (3): 206-214, 8 fig.
- UDAGAWA, S. & Y. HORIE. 1974. "Note on some Japanese Ascomycetes XII". Trans. Mycol. Soc. Japan 15(2): 105-112, 10 fig.

- UNDERKOFFLER, L. A. 1954. "Industrial Fermentation" New York University Press. (no consultada).
- VERONA, O. & M. FIRPI. 1971. "Sui micromiceti carticoli dei generi Alternaria-Ulocladium-Stemphylium". Cellulosa e Carta 8:55-72
- WILSON, J.A. 1929 "Modern Practice in leather manufacture", Vol I & II. Reinhold Publishing Corp.
- 1941. "The chemistry of leather manufacture". American Chemical Society Monograph. Series.
- WRIGHT, J. A. GODEAS & M. BERTONI. 1971. "Microflora del suelo de la Argentina II. Algunas formas ascospóricas de la provincia de Bs. As." Bol. Soc. Arg. Bot. XIV (1-2):43-56, 5 lám.

1
2
3
4
5
6
7

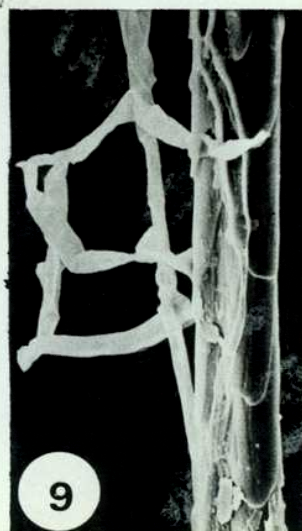
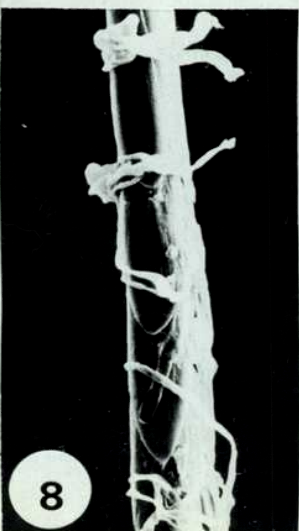
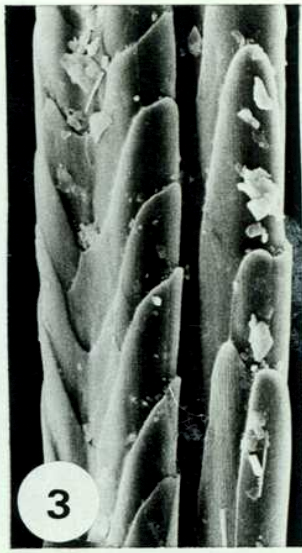
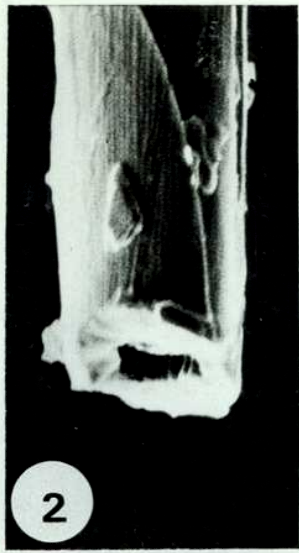
DISTINTOS TIPOS DE ATAQUE A PELO

(Figura 1 al 9)

- 1 - Pelo normal, X 3000, se observan las escamas imbricadas.
- 2 - Pelo normal, X 5000, detalle de la médula hueca.
- 3 - Pelo normal, X 2000, se observa la distribución regular de las escamas.
- 4 - Ataque de tipo I por Ch. bostrychodes, X 2000, deformación del pelo por ensanchamiento reblandecido.
- 5 - Ataque de tipo I por Ch. globosum (c3), X 1400, rotura del pelo con emergencia de elementos de la corteza.
- 6 - Ataque de tipo I por Ch. indicum, X 2000, deformación de las escamas del pelo.

Hifas rodeando el pelo:

- 7 - Ch. indicum, X 1000
- 8 - Ch. reflexum, X 2000
- 9 - Ch. globosum, (c1), X 3000



DISTINTOS TIPOS DE ATAQUE A PELO

(Figuras 10 al 18)

Disgregación del pelo por ataque de tipo I en:

10 - Ch. globosum, (c1), X 3000

11 - Ch. reflexum, X 1000

12 - Ch. indicum, X 800

13 - Pelo normal, X 1200, detalle de la médula tabicada.

14 - Pelo normal, X 300, pelos donde se observan los tabiques de la médula.

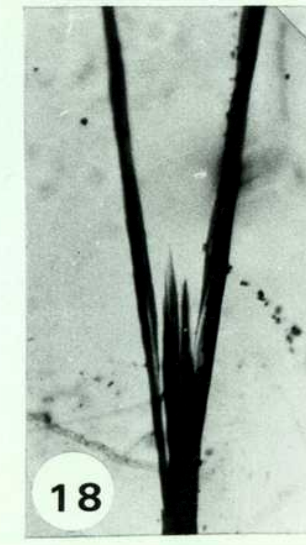
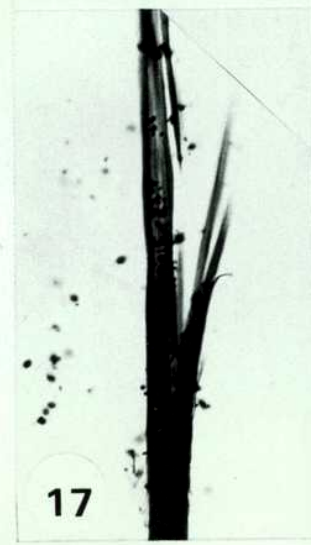
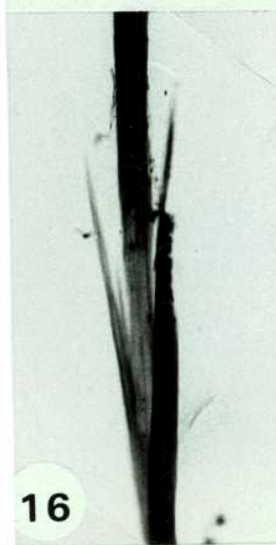
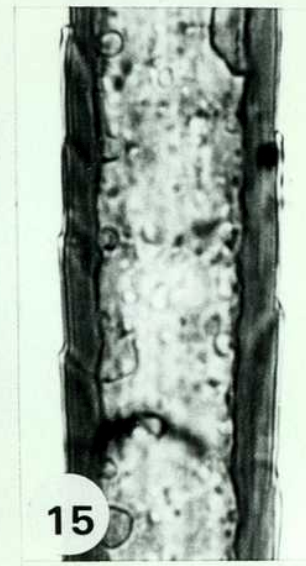
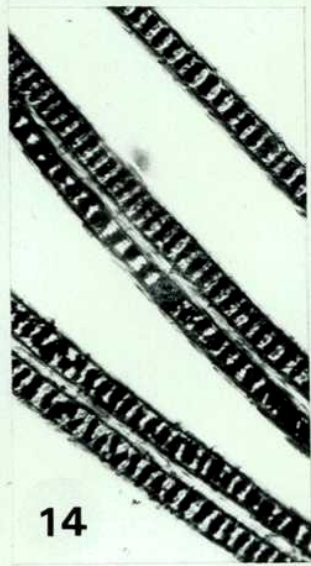
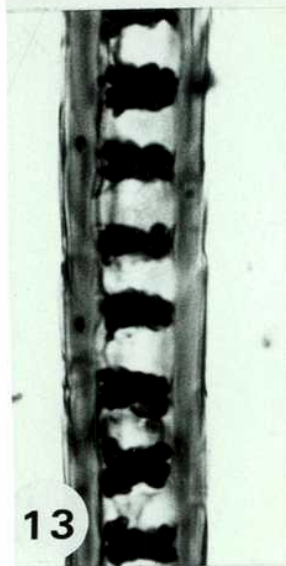
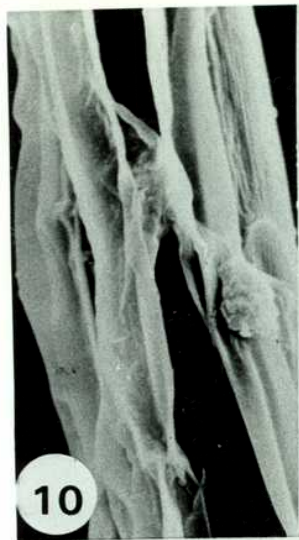
15 - Ataque tipo III por P. citrinum, X 1200, se observa la licuefacción de los tabiques.

Ataque tipo I con disgregación del pelo, emergiendo elementos fusiformes de la corteza en:

16 - Ch. globosum, (c2), X 300

17 - Geotrichum sp, X 300

18 - Z. leucotricha, X 300



DISTINTOS TIPOS DE ATAQUE AL PELO

(Figuras 19 al 27)

Distintos tipos de corte del pelo según el ataque:

Ataque tipo I: puntas deshilachadas y elementos sueltos.

19 - Ulocladium botrytis, X 300

20 - Sclerotium sp, X 300

Ataque tipo II: corte más nítido sin elementos sueltos.

21 - Beniowskia sp, X 300

Elementos sueltos de la corteza, debido al ataque I en:

22 - Alternaria sp, X 300

23 - Ulocladium botrytis, X 300

24 - Scopulariopsis brevicaulis, X 300

25 - Zopfiella leuchotricha, X 300

26 - Alternaria sp, X 300

Canuto suelto de escama, sin elementos de la corteza:

27 - F. fusariodes, X 300



PRINCIPALES ESPECIES FUNGICAS AISLADAS

(Figuras 28 al 36)

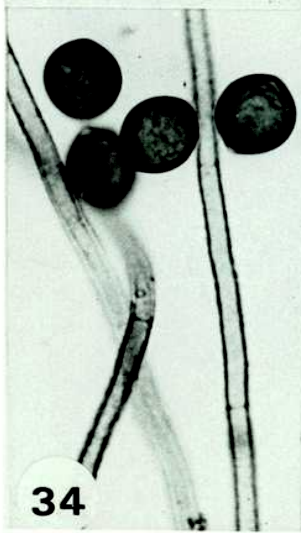
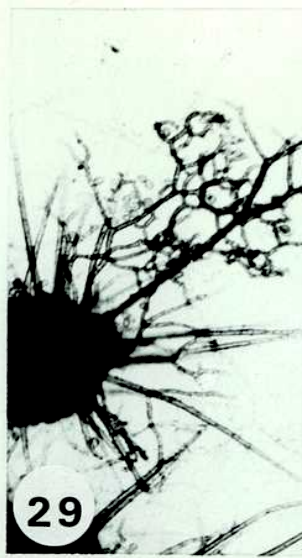
- 28 - Ch. reflexum, X 300, peritecio
29 - Ch. funiculum, X 300, peritecio, se observan los tres tipos distintos de pelos.
30 - Ch. dolichotrichum, X 1500, detalle del extremo del pelo peritecial bifurcado.

Pelos periteciales (X 300) de:

- 31 - Ch. bostrychodes, espiralados.
32 - Ch. mollicellum, anillados.
33 - Ch. globosum, (c2), ondulados.

Detalle de los pelos del peritecio (X 1500) de:

- 34 - Ch. globosum, (c1) (Ver ascosporas)
35 - Ch. mollicellum
36 - Ch. funiculum



PRINCIPALES ESPECIES FUNGICAS AISLADAS

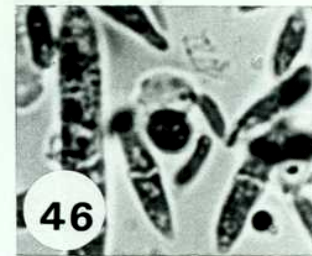
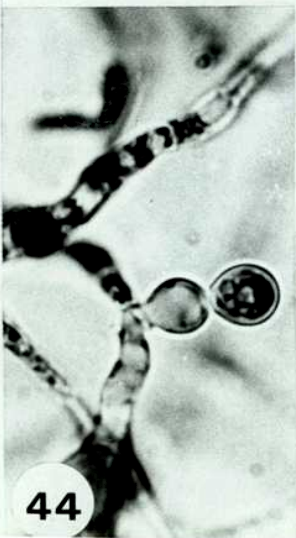
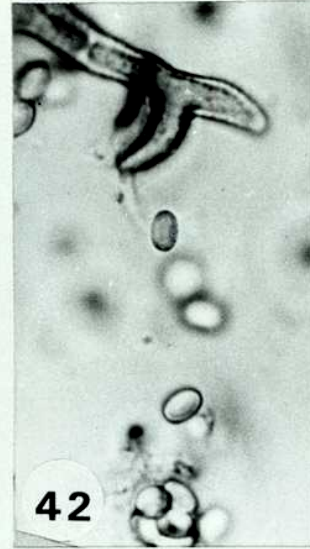
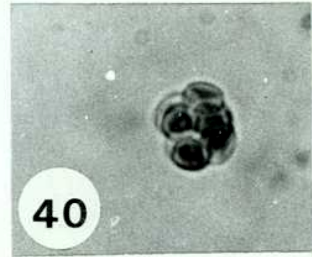
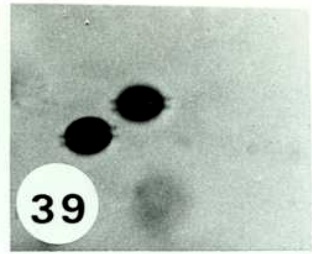
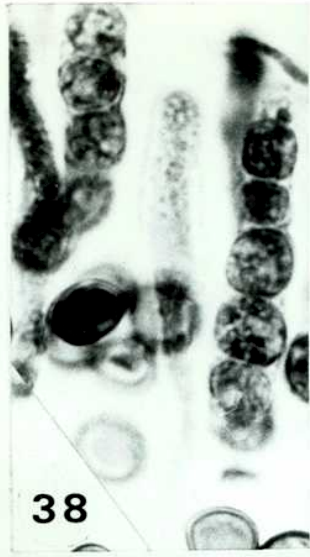
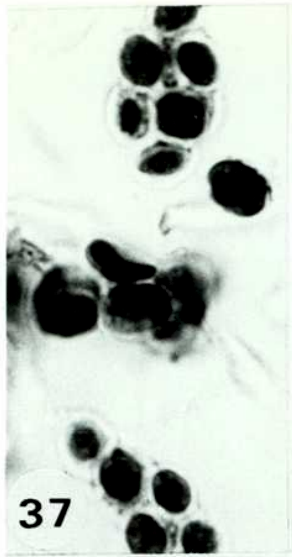
(Figuras 37 al 47)

Distintos tipos de ascos de Chaetomium: (X 500)

- 37 - Ch. bostrychodes, en clava ancha o raqueta.
- 38 - Ch. mollicellum, lineal.

Detalle de otras especies:

- 39 - A. nidulans, X 1500, ascosporas.
- 40 - A. glaucus, X 1200, asco globoso.
- 41 - G. reesii, X 300, peritecio.
- 42 - G. reesii, X 1500, detalle de una hifa peridial dicotomizada, ascosporas y ascos.
- 43 - Z. leucotricha, X 1200, ascosporas con apéndice hialino
- 44 - Beniowskia sp, X 1500, conidio con vesícula
- 45 - Pestalotiopsis quepini, (cl), X 1500, conidio pentacelular con tres células oscuras.
- 46 - F. camptoceras, X 1500, macro y microconidios.
- 47 - Nodulisporium sp, X 1500, conidióforo con conidios.

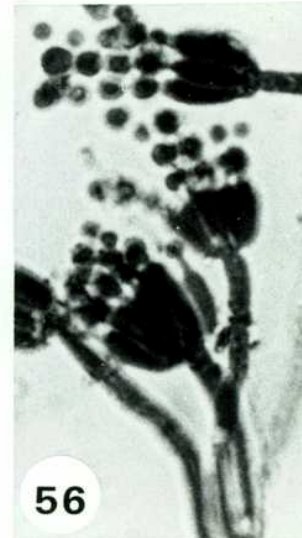
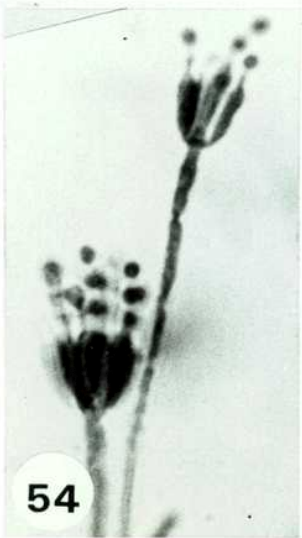
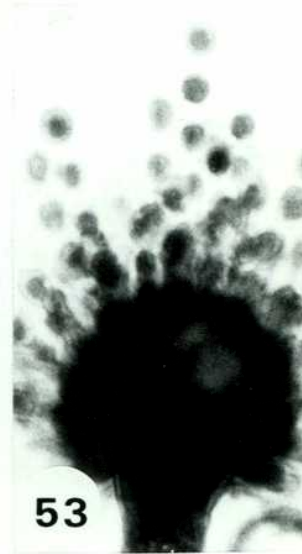
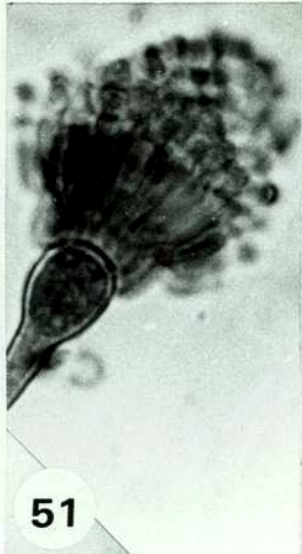
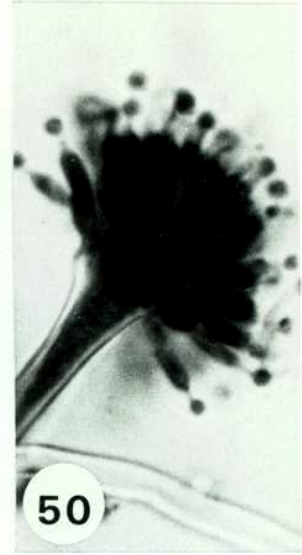
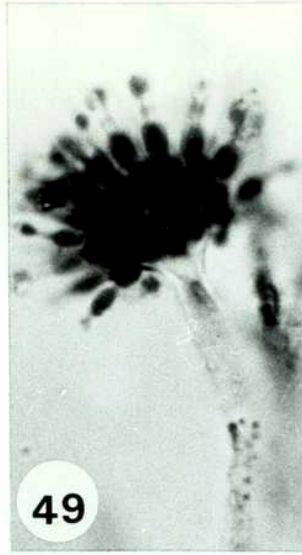
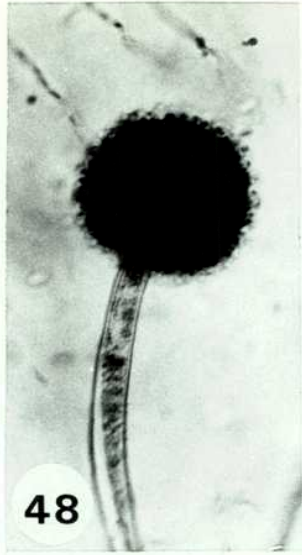


PRINCIPALES ESPECIES FUNGICAS AISLADAS

(Figuras 48 al 56)

Conidioforos y conidios de:

- 48 - A. niger, X 300
- 49 - A. ustus, X 1200
- 50 - A. flavipes, X 1200
- 51 - A. nidulans, X 1200
- 52 - A. flavus, X 1200
- 53 - A. glaucus, X 300
- 54 - P. frequentans, X 1200
- 55 - P. digitatum, X 1200
- 56 - P. decumbens, X 1200



PRINCIPALES ESPECIES FUNGICAS AISLADAS

(Figuras 57 al 65)

Conidioforos y conidios de:

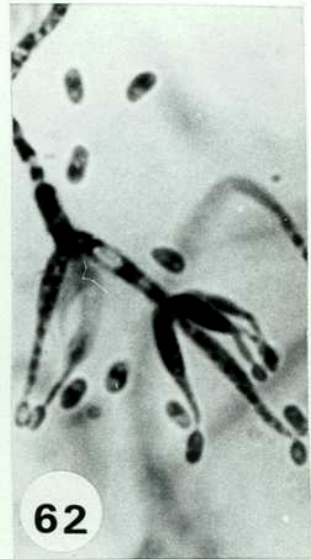
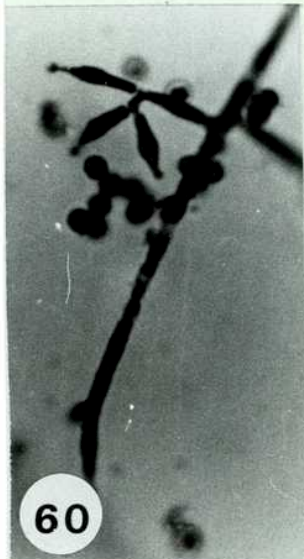
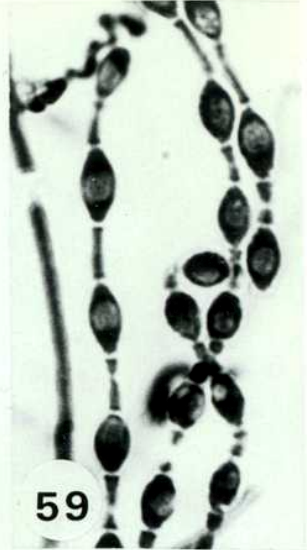
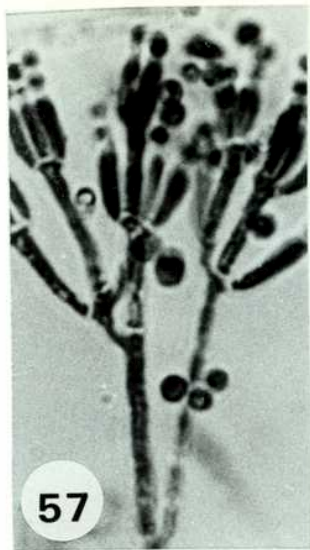
- 57 - P. oxalicum, (c5), X 1200
- 58 - Scopulariopsis brevicaulis, X 1200
- 59 - Talosporas de: Geotrichum sp?, X 1500

Fialides y fialosporas de:

- 60 - Trichoderma herzianum, X 1200
- 61 - Paecilomyces variotii, X 1200
- 62 - Verticillium lateriticum, X 1200

Conidios de:

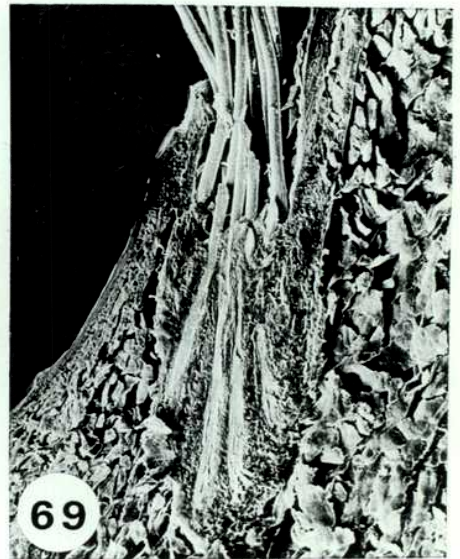
- 63 - Alternaria sp, X 1200
- 64 - Ulocladium botrytis, X 1200
- 65 - Cladosporium chlorocephalum, X 1200, se observan además conidioforo, célula madre de los conidios y ramonidios.



CUERO NORMAL VISTO CON MICROSCOPIO ELECTRONICO
DE BARRIDO

(Figuras 66 al 69)

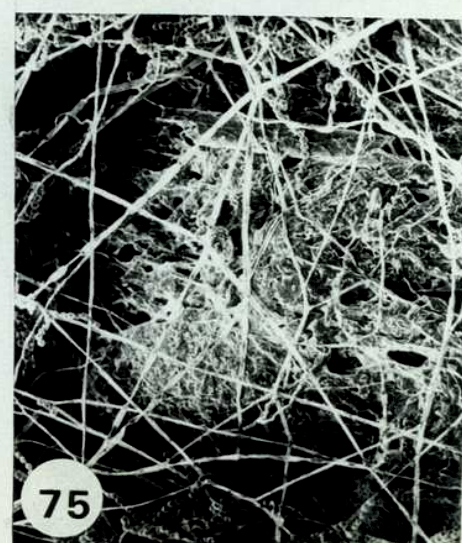
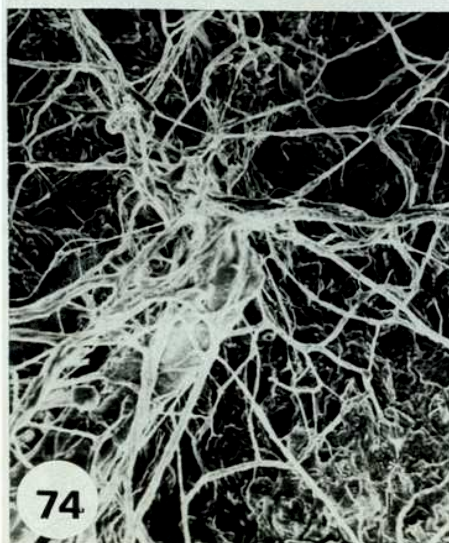
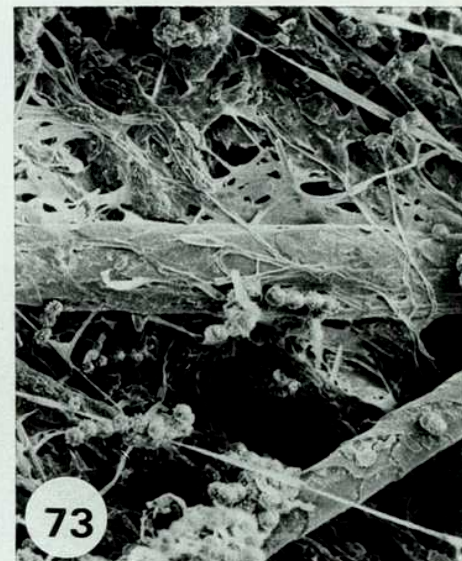
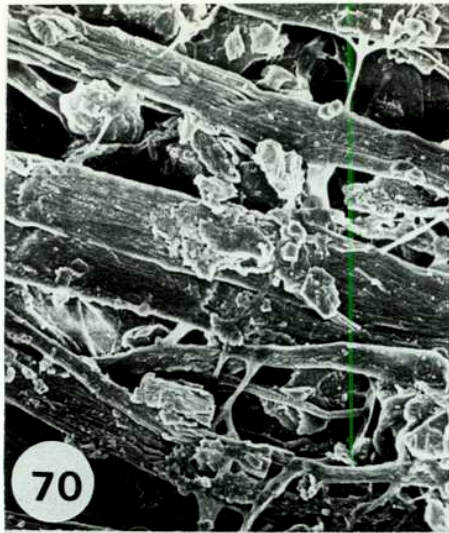
- 66 - Vista de la epidermis mostrando un folículo piloso del que parten varios pelos. X 300
- 67 - Vista de la dermis donde se aprecia la trama del colágeno. X 300.
- 68 - Folículo piloso doble donde emerge un pelo real rodeado de pelos. X 400
- 69 - Corte de un folículo donde se observa además la trama del colágeno. X 300



ASPECTO DE LA DERMIS DE CUEROS ATACADOS, VISTOS CON
EL MICROSCOPIO ELECTRONICO DE BARRIDO

(Figuras 70 al 75)

- 70 - Cuero N, atacado por Ch. dolichotrichum, X 1600
- 71 - Cuero K, atacado por A. glaucus, X 500
- 72 - Cuero L, atacado por Ch. globosum, (c1), X 300
- 73 - Cuero F, atacado por A. flavipes, X 1000
- 74 - Cuero P, atacado por Cladosporium chlorocephalum, X 600
- 75 - Cuero F, atacado por A. flavipes, X 450

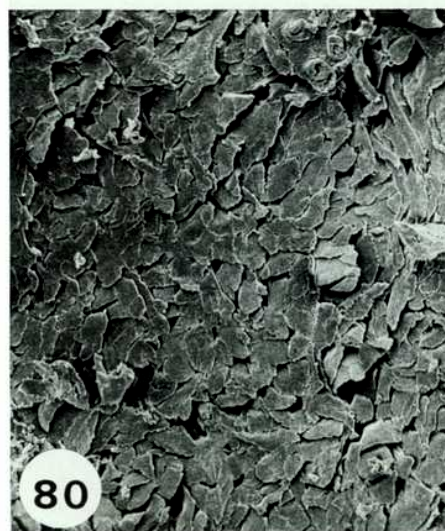
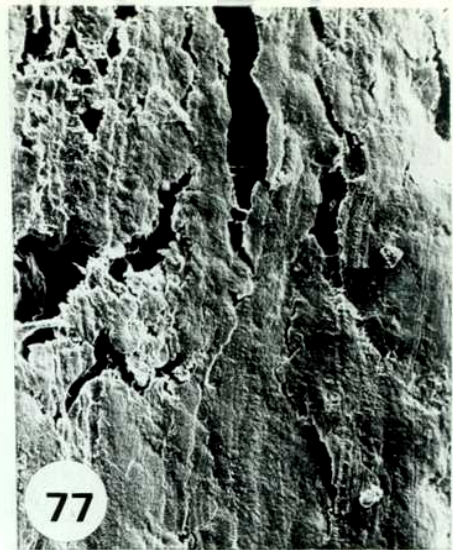
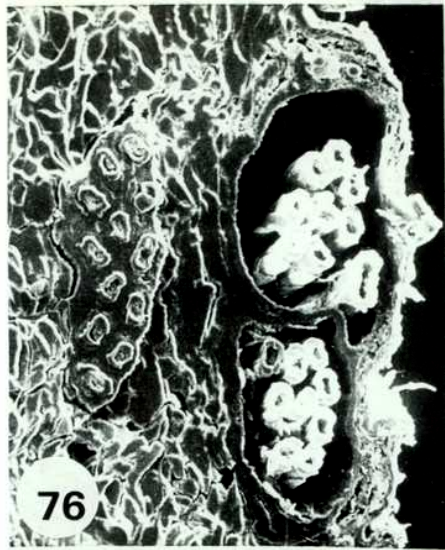


CORTES DE CUEROS ATACADOS, VISTOS CON EL
MICROSCOPIO ELECTRONICO DE BARRIDO

(Figuras 76 al 81)

- 76 - Cuero M, atacado por Trichoderma pseudokoningii, X 500
- 77 - Cuero R, atacado por A. flavus, (c2), X 1000
- 78 - Cuero K, atacado por A. glaucus, X 500
- 79 - Cuero N, atacado por Paecilomyces variotii, (c1), X 450
- 80 - Cuero S, atacado por P. chrysogenum, (c1), X 400
- 81 - Cuero O, atacado por Ch. bostrychodes, X 400

NOTA: Obsérvese el corte del folículo piloso en figuras 76,
78 y 79.



ESTADO DE LAS PROBETAS LUEGO DEL ATAQUE FUNGICO

(Los números impares son los testigos, lo pares las probetas inoculadas).

- D - Probeta inoculada con Ch. globosum, (c3)
- E - Probeta inoculada con P. chrysogenum, (c2)
- F - Probeta inoculada con A. flavipes
- G - Probeta inoculada con Verticillium lateriticum
- H - Probeta inoculada con P. oxalicum, (c1)
- I - Probeta inoculada con Alternaria sp
- J - Probeta inoculada con Ch. funicolum, (c2)
- K - Probeta inoculada con A. glaucus
- M - Probeta inoculada con Trichoderma pseudokoningii
- N - Probeta inoculada con Paecilomyces variotii, (c1)
- Ñ - Probeta inoculada con Ch. dolichotrichum
- Q - Probeta inoculada con A. niger, (c1)
- R - Probeta inoculada con A. flavus, (c2)
- S - Probeta inoculada con P. chrysogenum, (c1)

NOTA: En probetas G y K falta testigo.

