

## HONGOS AISLADOS DEL PLUMAJE Y EXCREMENTO DE GALLINAS EN UNA INDUSTRIA AVICOLA DE MONFERRATO (PAVIA-ITALIA)

A. M. Mangiarotti\*, G. Caretta\* Carla De Luca\*  
& E. Piontelli\*\*

\*Istituto di Micologia Medica R. Ciferri e P. Redaelli  
Università degli Studi di Via S. Epifanio 14 Pavia. Italia.

\*\* Cátedra de Micología, Escuela de Medicina  
Universidad de Valparaíso Casilla 92 V Valparaíso, Chile.

Palabras clave: Microhongos filamentosos, levaduras, plumas, excrementos, gallinas, *Cryptococcus neoformans*, *Aspergillus fumigatus*, *A. flavus*.

Key words: Filamentous microfungi, yeasts, feathers, faeces, hens, *Cryptococcus neoformans*, *Aspergillus fumigatus*, *A. flavus*.

### RESUMEN

Mediante cultivos en sustratos queratinicos, diluciones en PDA y un medio selectivo para *Cryptococcus neoformans*, se evaluó durante 2 periodos estacionales en una industria avicola, la micota presente en el plumaje y excrementos de gallinas sanas y enfermas, con la finalidad de evaluar la frecuencia de presencia de algunos hongos considerados potencialmente patógenos o toxicogénicos.

En el plumaje de las aves sanas predominaron *Aspergillus fumigatus*, *A. niger* y *Penicillium glabrum*, mientras en sus excrementos *Candida famata*, *C. guilliermondii*, *Cryptococcus laurentii*, *Mucor hiemalis* y *M. racemosus*.

El plumaje de las aves enfermas presentó una mayor diversidad de especies, dominando: *A. niger*, *P. purpurogenum*, *Fusarium equiseti*, *Chrysosporium keratinophilum*, *Chry. indicum*, mientras en los excrementos, *A. flavus*, *A. clavatus*, *A. fumigatus*, *M. hiemalis* y *M. racemosus*, *Candida albicans*, *C. pseudotropicalis* y *Cryptococcus laurentii*. *Cryptococcus neoformans* var. *neoformans*, se aisló con baja frecuencia en las heces.

Estas aves y su habitat, constituyen un ambiente vinculado a la ecología de algunos hongos filamentosos y levaduriformes con capacidad toxicogénica o invasiva, representando un reservorio y una fuente de infección para las aves y el personal de estas industrias.

### INTRODUCCION

La patología animal se diferencia levemente de la humana, debido a que en ambas los agentes etiológicos fúngicos son similares, como así su fuente de infección, provocando micosis invasivas, superficiales, alergias respiratorias o micotoxicosis (Ainsworth & Austwich, 1955; Awad, 1962; Asaj et al. 1965; Ross, 1966; Stenderup et al. 1989; Frisvad & Filteborg, 1988).

### SUMMARY

[Fungi isolated from feathers and faeces of hens in an avian industry of Monferrato (Pavia-Italy)]

By means of keratinic substrates, dilutions in PDA and selective media for *Cryptococcus neoformans* in 2 seasonal periods in an avian industry, the mycota present in the feathers and faeces of sick and healthy poultry were evaluated, in order to determine the frequency of presence of certain fungi considered potentially pathogenic and toxicogenic.

In the feathers of the healthy hens, *Aspergillus fumigatus*, *A. niger* and *Penicillium glabrum*, while in their faeces *Candida famata*, *C. guilliermondii*, *Cryptococcus laurentii*, *Mucor hiemalis* and *Mucor racemosus*.

The feathers of sick hens presented a higher diversity of species, dominating: *A. niger*, *P. purpurogenum*, *Fusarium equiseti*, *Chrysosporium keratinophilum*, *Chry. indicum*, while in their faeces, *A. flavus*, *A. clavatus*, *A. fumigatus*, *M. hiemalis* y *M. racemosus*, *Candida albicans*, *C. pseudotropicalis* and *Cry. laurentii*. *Cry. neoformans* var. *neoformans*, was isolated with a low frequency.

These poultry and their habitat, constitute an environment related to the ecology of certain yeast and filamentous fungi with invasive or toxicogenic capacity, being a reservoir and a source of infection for poultry and the staff of these industries

Los animales ya sea libres como confinados, pueden ser portadores sanos de microorganismos transmisibles al hombre y sus agentes etiológicos están siempre presentes, siendo fácilmente aislados en cultivos, como en el caso de las tiñas. Sin embargo, las micotoxicosis provocadas por alimentos contaminados con metabolitos tóxicos fúngicos, elaborados en su fase saprofítica, revisten en la actualidad un mayor interés para el médico veterinario. (Frisvad & Samson, 1991).

La fauna avícola, está sujeta principalmente a patologías de sus sacos aéreos en las cuales el género *Aspergillus*, se reconoce como el mayor responsable (Louzis & Wailly, 1990), pero también son frecuentes las manifestaciones pulmonares causadas por mohos del tipo *Absidia*, *Rhizopus* y *Rhizomucor* (Scholer et al., 1983).

Las manifestaciones sobre las partes glabras o el plumaje son escasas y causadas mayoritariamente por dermatofitos (Constantino & Torre, 1979)

En estos últimos 2 decenios, la literatura mundial ha acumulado muchos casos de micotoxicosis e infecciones micóticas endémicas como epidémicas en las aves de corral, en especial en criaderos industriales aptos para la producción de carnes o huevos, cuyo consumo se aprecia en franco aumento debido a las nuevas tendencias dietológicas (Frisvad & Filtenborg, 1988; Sabri et al, 1989).

Los objetivos generales de este trabajo se centran en una investigación comparativa (cualitativa y semicuantitativa) de la micota fúngica presente en el plumaje y los excrementos en gallinas confinadas, sanas y enfermas, destinadas a la producción de huevos en una industria avícola. Con la finalidad de poder evaluar en los 2 grupos de aves analizadas la frecuencia y presencia de algunos hongos considerados potencialmente patógenos, o toxicogénicos. Un segundo objetivo más específico, fue la búsqueda de levaduras del género *Cryptococcus* en los excrementos de estas aves.

## MATERIALES Y METODOS

Las fechas de muestreo, comprendieron parte de 2 períodos estacionales ( primavera (Mayo) y otoño (Noviembre)), de los años 1990-91. Nuestra área muestral fue un criadero avícola ubicado en las vecindades de Casale Monferrato (Pavia). Este reúne varios miles de gallinas ponedoras, distribuidas en 9 grandes galpones y con una alimentación principalmente basada en compuestos granulados ( pellet).

El control sanitario de las aves, se efectuaba por los mismos propietarios y periódicamente por veterinarios, los cuales controlaban principalmente la presencia de enfermedades bacterianas o virales, no considerando los controles micológicos. Las aves afectadas se encontraban aisladas del resto, en áreas especiales.

### 1).- Muestreo

Se consideraron 96 muestreos totales en los 2 períodos estacionales (48 en el año 91 y 48 en el 92), subdividido en 2 tipos de muestras:

#### En gallinas sanas.

a). Se colectaron 24 muestras (cada año) de plumas

obtenidas directamente de la zona ventral y dorsal de estos volátiles (12 en primavera y 12 en otoño), mediante pinzas anatómicas anchas que se esterilizaban químicamente en cada muestreo mediante alcohol yodado al 2%. Cada muestra consistía en una 10 a 13 plumas que se guardaban en pequeñas bolsas de plástico estériles.

b) Paralelamente se colectaron las mismas cantidades de muestras de excrementos en los mismos períodos, obtenidos directamente de la zona de acumulación bajo las jaulas o en los corrales, mediante el empleo de espátulas de madera estériles (bajalenguas desechables).

Las deposiciones consideradas, fueron una mezcla obtenida de excrementos moderadamente secos (con menor contenido de agua, o a veces secos). El peso de cada muestra, no superaba los 20-30g, depositándose también en pequeñas bolsas plásticas estériles.

Todo el material colectado fue trasladado al laboratorio procesándose en un plazo máximo de 8 horas

El punto a y b se repitió de igual forma al año siguiente en los mismos períodos establecidos.

## 2). Técnicas de siembra y cultivo.

a). Para los hongos eventualmente asociados al plumaje, se empleó la técnica de la cámara húmeda mediante el empleo de placas de Petri estériles de 15 cm de diam, con un disco de papel filtro blanco en su fondo. Cada muestra se sembró en 2 placas con una metodología diferente: una se empapaba con 3 a 5 cc de agua destilada estéril adicionada de CAF (0,25g/l) y la otra con la misma técnica anterior más Actidione (0,4 g/l).

Se depositaron en ambas placas 4 a 5 plumas (cortándose en trozos las más largas), dispuestas en forma de círculo y equidistantes, siendo estas el único sustrato queratínico presente. Las placas se incubaron a 25°C durante un período de hasta 30 días. Cada 7 días se adicionaba el agua destilada estéril necesaria para mantener la humedad constante.

El empleo de estas 2 variantes con y sin Actidione (Cicloheximida), fue considerada necesaria para evidenciar toda la micota queratínofílica asociada al plumaje. La presencia de cada cepa fúngica se contabilizó una sola vez, en cada muestreo, no importando su frecuencia en una o en ambas placas.

Solo se contabilizaron los hongos cuyo crecimiento era evidente sobre el sustrato queratínico, descartando los que solo lo hacían sobre la celulosa (Papel filtro).

b). La muestras de excrementos se sembraron empleando diluciones ( $10^{-2}$ -  $10^{-3}$ ), de 2 gramos en 10 cc de suero fisiológico estéril. La primera dilución ( $10^{-1}$ ) del

el suero fisiológico contenía además una concentración de CAF de 0,2 mgr/ml y se dejaba decantar durante 30 minutos, antes del inicio de la segunda y tercera dilución.

Las 2 últimas diluciones de cada muestra se sembraron empleando 2 medios de cultivo ligeramente modificados.

1) Una cantidad de 0,2 ml de cada una de las diluciones se depositó y esparció con rastillo en 4 placas de petri de 15 cm. Dos contenían agar papa dextrosa (PDA), adicionado de CAF (0,25 g/l) y las otras 2 CAF más Actidione (0,4 g/l).

2) Una cantidad de 0,2 ml de cada una de las diluciones se depositó y esparció con rastillo en 2 placas que contenían el medio de cultivo sólido de Staib y Seeliger (1966), el cual contiene extractos de semillas de *Guizotia abyssinica*. Este medio es selectivo por la coloración café negruzca que confiere específicamente a las colonias de *Cryptococcus neoformans*, permitiendo la rápida individualización y aislamiento de sus cepas.

Las temperaturas de incubación para estos últimos medios fue de 25°C durante 7 a 14 días. En algunos casos las placas se observaron hasta los 30 días.

### 3) Identificación de las cepas

El desarrollo de cada colonia filamentosa, ya sea sobre el plumaje o en los medios de cultivo con agar, se observó a la lupa estereoscópica y luego mediante preparaciones teñidas con Lactofenol de Amann, con o sin fucsina ácida.

Para las levaduras se efectuó, previa selección y observación microscópica de sus características morfológicas, preparaciones al fresco con H<sub>2</sub>O entre porta y cubre objeto, y posteriores cultivos en Agar Sabouraud, para su mantención y activación metabólica.

Para su identificación final de todas las levaduras se emplearon las reacciones bioquímicas del sistema API 20 (incluso para las cepas de *Cryptococcus*), previa selección morfológica y aislamiento de las cepas.

Para la visualización de la presencia de cápsula en los integrantes del género *Cryptococcus*, se efectuaron preparados al fresco con tinta china.

Para el diagnóstico diferencial de las serovariedades AD y BC de *Cryptococcus neoformans* se empleó el medio CGB, que contiene Canavanina-glicina + azul de bromotimol (Swinne, 1984).

## RESULTADOS

Las Tablas 1 y 2 presentan los taxa obtenidos, ya sea sobre las plumas, como en los cultivos de los excrementos en gallinas sanas y enfermas, en ambos periodos estacionales en los 2 años del muestreo.

En los hongos aislados del plumaje en gallinas sanas, hubo escasas diferencias en el tiempo: 5 especies mantuvieron su presencia en ambos periodos estacionales, tales como *Aspergillus glaucus*, *A. niger*, *Penicillium glabrum*, *Phoma herbarum* y *Rhizopus stolonifer*. Los dominantes fueron siempre *A. glaucus* y *P. glabrum*, destacándose la abundancia de *A. fumigatus* solo en el período otoñal y la ausencia total de levaduras (Tabla 1).

En los excrementos de gallinas sanas, se observa cierto predominio de las levaduras sobre los hongos filamentosos, *Candida famata* y *C. guilliermondii* son las más abundantes en ambos periodos, *Cryptococcus laurentii*, mantiene una frecuencia media cercana al 50%, mientras los aislamientos de *C. albicans* no superaron el 16,6% (Tabla 1).

En los hongos filamentosos, la dominancia que *A. glaucus* y *A. fumigatus*, se pierde en este habitat coprófilo, mientras dos especies de *Mucor* (*M. hiemalis* y *M. racemosus*) son las dominantes solo en los excrementos en ambos periodos. *Scopulariopsis brevicaulis* se presentó en ambos sustratos solo en otoño, mientras en primavera fue reemplazado por *S. alba* (Tabla 1).

En los hongos aislados del plumaje y excrementos de gallinas enfermas, el número de taxa fue mayor que en las aves sanas. Las especies comunes a ambos sustratos aumentaron a 10, solo 2 especies mantuvieron casi la misma frecuencia (*Fusarium oxysporum*, *Scopulariopsis alba*), las 8 restantes predominaron ya sea en el plumaje (*Aspergillus glaucus*, *Penicillium glabrum*, *Rhizopus stolonifer*), o en los excrementos (*A. clavatus*, *A. flavus*, *A. fumigatus*, *M. hiemalis*, *M. racemosus*) (Tabla 2).

Las especies comunes solamente en las plumas de las aves enfermas en ambos periodos, fueron *A. niger*, *P. purpurogenum*, *F. equiseti*, y las únicas 2 especies de *Chrysosporium* aisladas (*C. keratinophilum* y *C. indicum*). Mientras los excrementos en ambos periodos presentaron una mayor diversidad de especies filamentosas que levaduriformes. Entre las primeras, dominaron, *A. clavatus*, *A. flavus*, *A. fumigatus*, *M. hiemalis* y *M. racemosus*; mientras en las levaduras lo hicieron *Candida albicans* (con un franco aumento del porcentaje en relación a las aves sanas), *C. pseudotropicalis*, *Cry. laurentii* y *Cry. neoformans* var. *neoformans*. (Serotipo AD), solo fue aislado en otoño en 2 muestras (Tabla 2).

## DISCUSION

Nuestros resultados evidenciaron en el plumaje y en los excrementos, la presencia de taxa fúngicos que merecen una particular atención, no tanto por las diferencias encontradas en los 2 diversos sustratos, sino en aquellas observadas entre gallinas sanas y enfermas.

Los datos en la literatura relacionados a los hongos de las plumas de estas aves, son escasos (Dixit & Kushwaha, 1992), exceptuando los trabajos inherentes al plumaje de las silvestres, libres o en cautiverio (Pugh, 1966; Rees, 1967; Pugh & Evans 1970). La mayoría guarda relación con la patología de especies de *Aspergillus*, otros *Hyphomycetes* o algunas especies pertenecientes a los *Mucorales* (Asaj et al. 1965; Fuchs et al., 1991) o se relaciona a aves silvestres terrestres, libres o en cautiverio, o de habitat marino, como los pingüinos (Awad, 1962; Williamson et al., 1963, Kageruka 1967; McMilland & Petrak, 1989; Louzis & Wailly, 1990; Baver & Korbil, 1990; Simpson & Euden, 1991).

Los taxa aislados del plumaje de las aves sanas y enfermas no difieren sustancialmente, salvo en la presencia de algunos hongos queratinolíticos. *Aspergillus*, *Penicillium*, son dominantes en las sanas, mientras en las enfermas, la micota aumenta con la presencia de especies saprotrofas o potencialmente patógenas, de los géneros *Fusarium*, *Alternaria*, *Scopulariopsis* y *Acremonium*, capaces de colonizar muchos sustratos orgánicos.

Todas las especies mencionadas se agrupan en la categoría de queratinofílicas, por ser frecuente su aislamiento en sustratos tales como pelo de animales silvestres o de compañía, (Caretta et al 1976, Mantovani et al., 1982; Piontelli y Toro, 1987)

El empleo de Actidione, facilitó el aislamiento de *Chrysosporium keratinophilum* y *Chry. indicum*, sólo en el plumaje de gallinas enfermas, dos especies frecuentes en el suelo en muchas partes del mundo, pero también sobre el pelo de animales y plumas de aves (Caretta et al., 1976; Ali-Shtayeh et al., 1988; Cabañez et al., 1991; Dixit & Kushwaha, 1992). La constante presencia de estas especies quizás no se deba solamente a su afinidad por este particular sustrato, situación que no se presentó en las gallinas sanas, sino a factores locales que permitan una rápida competencia y colonización frente a las bajas defensas del hospedador.

El rol patogénico de algunas especies de *Chrysosporium*, parece ser nulo en los individuos sanos y muy débil o incierto en los animales de experimentación, a pesar de ser capaces de permanecer viables por varias semanas en la piel y peritoneo de éstos (Quadripur, 1970; Chabasse et al., 1989).

El grupo más representativo de la micota presente en los excrementos de aves sanas, está integrado por levaduras mayoritariamente de habitat exógenos, en especial sobre vegetales, frutas, en aguas servidas, desperdicios orgánicos, etc. (Kreger-van Rij, 1984). La excepción es la presencia de *C. albicans*, endosaprófita del tracto intestinal humano y animal, su limitada

presencia en este grupo, indica su equilibrio con la microbiota presente en el intestino de estas aves sanas, situación que se revierte considerablemente en los excrementos de las aves enfermas, junto a *C. parapsilosis*, *C. pseudotropicalis* y *Cry. laurentii*.

La ausencia de levaduras y dermatofitos en el plumaje, puede deberse a la metodología de aislamiento empleada. En otras aves domesticadas *C. albicans* y algunos dermatofitos han sido aislados en el plumaje de palomas (Moretti et al., 1993)

La asociación de ciertas especies fúngicas con la microbiota de los excrementos de animales domésticos, ha sido estudiada para analizar su posible rol de portadores de especies oportunistas (Caretta et al., 1976; El. Gohary & Samaha, 1992)

El notorio aumento de la micota filamentosa en los excrementos de las aves enfermas y su presencia al parecer estable en el tiempo, particularmente *A. flavus*, *A. fumigatus*, *A. clavatus*, *M. racemosus*, *M. hiemalis*, *S. alba*, hace pensar en un alterado control de su desarrollo a nivel intestinal. Es evidente que la presencia de estos hongos indica un estado orgánico muy comprometido en estas aves.

La Aspergilosis aviar es principalmente una afección respiratoria, ocasionalmente generalizada, causada por especies del género *Aspergillus* y principalmente por *A. fumigatus* y *A. flavus*, siendo una de las primeras micosis reconocidas en los animales domésticos o salvajes mantenidos en cautiverio (Pal et al., 1989; Okoye et al., 1989; Chute, 1991).

En algunos casos se ha evidenciado una correlación entre sustancias contaminantes en el habitat y las manifestaciones de la aspergilosis en las aves que los utilizan como alimentos (Ross, 1966; Nelson et al., 1990). Esta situación puede presentarse en los grandes criaderos, donde la dispersión del alimento y la mezcla de éste con los excrementos puede representar un sustrato ideal para el crecimiento de muchos hongos oportunistas (Ross 1966; Frisvad & Samson, 1991).

La presencia de *A. flavus*, específicamente, requiere mayor atención por su categoría de toxicogénico, especialmente cuando en un criadero avícola se presentan condiciones nutricionales, de temperatura y humedad óptimas para su buen desarrollo y la producción de aflatoxinas, las cuales poseen notables actividades hepatocancerígenas (Frisvad & Filtenborg, 1988).

Los géneros de *Mucorales* considerados como patógenos oportunistas y toxicogénicos se circunscriben a unas pocas especies de *Mucor*, *Absidia* y *Rhizopus* y *Rhizomucor*. (Scholer et al., 1983; McCaskey & Langheinrich, 1984). Las principales lesiones causadas, Emmons, 1951; Ajello 1958; Staib et al., 1966. Sin

Tabla 1

## Hongos aislados del plumaje y excrementos de gallinas sanas, en 2 períodos: Primavera - Otoño (1990-91)

ESPECIES	PLUMAS				EXCREMENTO			
	OTOÑO		PRIMAVERA		OTOÑO		PRIMAVERA	
	n* = 24	%	n = 24	%	n = 24	%	n = 24	%
<i>Aspergillus fumigatus</i> Fres	20	83,3	0	0	3	12,5	0	0
<i>A. glaucus</i> Link ex Gray	15	62,5	15	62,5	2	8,3	5	20,8
<i>A. nigers</i> van Tieghem	12	50	15	62,5	0	0	0	0
<i>Candida albicans</i> (Robin) Berkhout	0	0	0	0	4	16,6	4	16,6
<i>C. famata</i> (Harrison) Meyer et Yarrow	0	0	0	0	20	83,3	20	83,3
<i>C. guilliermondii</i> (Castellani) Langeron et Guerra	0	0	0	0	11	45,8	12	50
<i>C. parapsilosis</i> (Ashford) Langeron et Talice	0	0	0	0	8	33,3	0	0
<i>Chaetomium globosum</i> Kunze ex Steud	3	12,5	0	0	0	0	0	0
<i>Cryptococcus laurentii</i> (Kufferath) Skinner	0	0	0	0	12	50	10	41,6
<i>Mucor hiemalis</i> Wehmer f. <i>hiemalis</i>	0	0	0	0	10	41,6	18	75
<i>M. mucedo</i> Mich. ex St.- Am.	3	12,5	0	0	0	0	0	0
<i>M. racemosus</i> Fres. f. <i>racemosus</i>	0	0	0	0	15	62,5	22	91,6
<i>Penicillium glabrum</i> (Wehmer) Westling	24	100	24	100	5	20,8	10	41,6
<i>P. purpurogenum</i> Stoll.	0	0	10	41,6	0	0	0	0
<i>Phoma herbarum</i> Westend	2	8,3	2	8,3	0	0	0	0
<i>Pichia ohmeri</i> (Etchells et Bell) Kreger - van Rij	0	0	0	0	4	16,6	4	16,6
<i>Rhizopus stolonifer</i> (Ehrenb. ex Link) Lind.	2	8,3	6	25	0	0	0	0
<i>Scopulariopsis alba</i> (Szilvinyi)	0	0	10	41,6	0	0	8	33,3
<i>S. brevicaulis</i> (Sacc.) Bain.	5	20,8	0	0	5	20,8	0	0

\* n = 12 (1990) + 12 (1991)

se presentan frecuentemente en el aparato digestivo, fosas nasales y encéfalo.

Un limitado número de especies de *Penicillium*, también pueden causar penicilosis en las aves en cautiverio, causando invasión de los pulmones, sacos aéreos, hígado u otros tejidos (Aho et al, 1990)

El aislamiento de *Cryptococcus neoformans*, var. *neoformans* (serotipo AD), levadura patógena para

el hombre y los animales, nos demuestra que los excrementos de estas aves pueden representar un reservorio y una fuente de infección importante en la salud pública, en especial para los individuos inmunodeprimidos o alérgicos, en dependencia de su virulencia (Gumowski et al., 1991; Kozel & Cazin, 1971) Su aislamiento desde el suelo, fue el principal punto de partida para determinar su habitat específico, desde los primitivos trabajos de

Tabla 2  
Hongos aislados del plumaje y excrementos de gallinas enfermas, en 2 periodos: Primavera-Otoño (1990-91)

ESPECIES	PLUMAS				EXCREMENTO			
	OTOÑO		PRIMAVERA		OTOÑO		PRIMAVERA	
	n* = 24	%	n = 24	%	n = 24	%	n = 24	%
<i>Absidia cylindrospora</i> Hagem	0	0	0	0	10	41,6	0	0
<i>Acremonium strictum</i> W. Gams	12	50	8	33,3	0	0	0	0
<i>Alternaria alternata</i> (Fr.) Kreissler	16	16,6	18	75	0	0	0	0
<i>Aspergillus clavatus</i> Desm.	8	33,3	8	33,3	22	91,6	18	75
<i>A. flavus</i> Link ex Gray	10	41,6	5	21	22	91,6	20	83,3
<i>A. fumigatus</i> Fres	8	33,3	4	16,6	18	75	18	75
<i>A. glaucus</i> Link ex Gray	18	75	24	100	5	21	12	50
<i>A. nigers</i> van Tieghem	20	83,3	16	66,6	0	0	0	0
<i>Candida albicans</i> (Robin) Berkhout	0	0	0	0	18	75	22	91,6
<i>C. famata</i> (Harrison) Meyer et Yarrow	0	0	0	0	13	54,2	12	50
<i>C. guilliermondii</i> (Castellani) Langeron et Guerra	0	0	0	0	10	41,6	0	0
<i>C. parapsilosis</i> (Ashford) Langeron et Talice	0	0	0	0	9	37,5	16	66,6
<i>C. pseudotropicalis</i> (Cast.) Basgal	0	0	0	0	14	58,3	16	66,6
<i>Chrysosporium indicum</i> (Randhawa & Sândhu) Garg.	12	50	10	41,6	0	0	0	0
<i>C. keratinophilum</i> (Frey) Carmichael	15	62,5	16	66,6	0	0	0	0
<i>Cladosporium cladosporioides</i> (Fres.) de Vries	8	33,3	0	0	15	62,5	0	0
<i>Cryptococcus laurentii</i> (Kufferath) Skinner	0	0	0	0	16	66,6	18	75
<i>Cry. neoformans</i> (San Felice) Vuillemin var. <i>neoformans</i>	0	0	0	0	2	8,32	0	0
<i>Fusarium equiseti</i> (Corda) Sacc.	16	66,6	8	33,3	0	0	0	0
<i>F. oxysporum</i> Schlecht	12	50	16	66,6	10	41,6	10	41,6
<i>Mortierella polycephala</i> Coemans	0	0	0	0	8	33,3	16	66,6
<i>Mucor hiemalis</i> Wehmer f. <i>hiemalis</i>	4	16,6	2	8,3	22	91,6	22	91,6
<i>M. racemosus</i> Fres. f. <i>racemosus</i>	6	25	3	12,5	20	83,3	22	91,6
<i>Penicillium glabrum</i> (Wehmer) Westling	24	100	24	100	10	41,6	12	50
<i>P. purpurogenum</i> Stoll.	15	62,5	10	41,6	0	0	0	0
<i>Pichia ohmeri</i> (Etchells et Bell) Kreger - van Rij	0	0	0	0	6	25	4	16,6
<i>Rhizopus stolonifer</i> (Ehrenb. ex Link) Lind.	8	33,3	8	33,3	4	16,6	4	16,6
<i>Scopulariopsis alba</i> (Szilvinyi)	8	33,3	7	29,2	12	50	15	62,5
<i>S. brevicaulis</i> (Sacc.) Bain.	15	62,5	0	0	0	0	0	0
<i>Syncephalastrum racemosus</i>	0	0	0	0	6	25	0	0
<i>Trichothecium roseum</i> (Pers.) Link ex Gray	12	50	0	0	0	0	0	0
<i>Verticillium</i> spp.	0	0	0	0	10	41,6	0	0

\* n = 12 (1990) + 12 (1991)

embargo mayores investigaciones concluyeron en su estrecha asociación coprófila, en especial en los excrementos de palomas, pero también en los de otros volátiles silvestres o en cautiverio (Civila et al., 1976, Abou-Gabal et al., 1978; Gugnani & Njoku-Obi, 1973; Staib & Schulz-Dietrich, 1984; Ellis & Pfeiffer, 1990a). Algunas investigaciones del contenido aeroesporológico del aire, señalan también su presencia, la que guarda una estrecha relación con la producción de basidiosporas de pequeño tamaño (1-3  $\mu$ m) de su teleomorfo (*Filobasidiella neoformans*) (Hubalek, 1975, Ruitz et al., 1981, 1989, Staib, 1985). La alta temperatura corporal de las aves es una barrera infranqueable para su permanencia en ellas. Por ende se convierten en portadoras y agentes de dispersión en sus ambientes naturales.

Las serovariedades AD, encontrada por nosotros se han detectado en deyecciones de palomas y otras aves en todo el mundo, mientras las de tipo BC, tiene un habitat diferente como es el *Eucaliptus camaldulensis* (Ellis & Pfeiffer 1990b).

## CONCLUSIONES

Podemos deducir que la micota de estas aves es poco diversificada.

En las plumas de las gallinas sanas, predominan mohos comunes pertenecientes a los géneros *Aspergillus*

y *Penicillium*, con algunas diferencias estacionales, mientras en sus excrementos, las levaduras y algunos *Mucorales*, todos asociados al tipo de alimentación.

Cuando las gallinas presentan infecciones debilitantes de naturaleza incierta, el plumaje soporta una mayor diversificación de especies, incluso la aparición de algunos queratinolíticos como *Chrysosporium keratinophilum* y *Chry. indicum*, aumentando la frecuencia y cantidad de especies potencialmente patógenas o toxicogénicas de *Aspergillus* y *Mucorales*. En los excrementos la diversidad y frecuencia de hongos filamentosos y levaduras aumenta, en especial *A. flavus*, cuya capacidad invasiva y toxicogénica en los tejidos es conocida. La inhalación por las aves de sus conidios y la ingestión de alimentos contaminados por esta especie, es una situación que debe considerarse por el médico veterinario. El aumento de la colonización de *C. albicans*, puede explicarse por la baja defensa de las aves enfermas, el cual es otro factor de riesgo.

Si bien es cierto que estas aves y sus excrementos no expuestos a los rayos ultravioleta solares, constituyen otro ambiente vinculado a la ecología de *Cry. neoformans*, el confinamiento de éstas puede ser una potencial fuente de contagio para el personal relacionado con la industria avícola que presente bajas defensas inmunitarias.

## REFERENCIAS

- Abou-Gabal, M. & Atia, M. (1978) Study of the role of pigeons in the dissemination of *Cryptococcus neoformans* in nature. Sabouraudia 16:63-68
- Aho, R.; Wosterling, B.; Ajello, L.; Padhye, A.A. & Samson, R.A. (1990) Avian Penicillosis caused by *Penicillium griseofulvum* in a captive Tucanet. J. Med. and Vet. Mycol. 28:349-355
- Ainsworth, G.C. & Austwih, P. K. C. (1955) A survey of animal mycoses in Britain. Mycological aspects. Trans. Brit. mycol. Soc. 38: 369-386
- Ajello, L. (1958) Occurrence of *Cryptococcus neoformans* in soils. Am. J. Hyg. 67:72-77
- Ali-Shtayeh, M.S.; Arda, H.M.; Hassouna, M. & Shaheen, S. (1988) Keratinophilic fungi on the hair of cows, donkeys, rabbits, cat and dogs from the West Bank of Jordan. Mycopath. 104:109-121
- Asaj, A., Hajsig, M., Kralj, M. & Marzan, B. (1965) Acute aspergillosis in chicken under conditions of intensive poultry raising. Vert. Arch. 35: 76-85
- Awad, F. I. (1962) Studies on some newly recorded diseases of birds in Sudan with particular reference to aspergillosis. Zentbl. Vet. med. 9: 592-599
- Baver, J. & Korbel, R. (1990) Aspergillose bei vögeln- eine toxinogene Endomykose. In: VII Tagung über Vogelkrankheiten, München 1 und 2 März Giessen, Germany, Deutsche. Vet. Med. Ggesellschaft. pp. 205-209
- Cabañes, F. J.; Abarca, L.; Bragulat, M. R.; Bruguera, M. T. & Pares, P.M. (1991) Hongos queratinofílicos en aves nidificantes silvestres de Cataluña. Rev. Iberoamericana de Micología. 8: 55-58
- Caretta, G.; Del Frate, G.; Pionteili, E. & Todaro, F. (1976) Micoflora cheratínofila del pelo e dello sterco di mucca, del foraggio e del suolo di fattoria: considerazioni sulla loro distribuzione. Riv. Parassitologia 37:333-361
- Chabasse, D.; De Gentile, L. & Bouchara, J. Ph. (1989) Pathogenicity of some *Chrysosporium* species isolates in France. Mycopath 106: 171-177
- Chute, H. L. (1991) Miscellaneous fungal infections. In: Disease of Poultry (Eds.) Calnek et al. Iowa State Univ. Press. Iowa USA. pp.338-339
- Civila, E. & Conti-Diaz, I. A. (1976) Isolation of *Cryptococcus neoformans* from dried pigeon excreta in Montevideo city. Revista Uruguaya de Patología Clínica y Microbiología 14: 41-48.

- Constantino, M.F.H. & Torre Mendoza, C de La (1979) Isolation of dermatophytes from clinical cases of dermatomycosis in the game fowl. Philippine J. of Vet. Med. 18: 79-91
- Dixit, A. J. & Kushwaha, R.K.S. (1992) Occurrence of keratinophilic fungi on indian birds. Folia Microbiologica 36:383-386
- El Gohary, A.H. & Samaha, H.A. (1992) Studies on the role of stray dogs as carriers for some bacterias and mycotic pathogens to man at Behera Governorate Assiut Vet. Med. J. 26: 121-126
- Ellis, D.H. & Pfeiffer, T. J. (1990a) Ecology, life cycles, and infectious propagule of *Cryptococcus neoformans*. Lancet 336:923-925
- ..... & Pfeiffer, T.J. (1990b) Natural habitat of *Cryptococcus neoformans* var. *gattii*. Journal of Clinical Microbiology 28: 1642-1644
- Emmons, C.W. (1951) Isolation of *Cryptococcus neoformans* from soils. J. Bacteriol., 62:685-690
- Frisvad, J.C. & Filtenborg, O. (1988) Specific mycotoxin producing *Penicillium* and *Aspergillus* mycoflora of different foods. Proc. of Jap. Ass. Mycotoxicology. Suppl. 1: 163-166
- ..... & Samson, R.A. (1991) Filamentous fungi in Foods and Feeds: Ecology, spoilage, and Mycotoxins productions. In: Hand book of applied Mycology Vol.3. Food and feeds (Eds.) Arora et al., pp. 31-68
- Fuchs, A.; Hochleithner, M. & Kuttin, E.S. (1991) Endomykosen bei Vögeln - Klinische und pathomorphologische Aspekte. Wiener Tierärztliche Monatsschrift 78:269-276
- Gugnani, H.C. & Njoku-Obi, A.N.U. (1973) Occurrence of *Cryptococcus neoformans* in pigeon excreta in Enugu (Nigeria). The W.A. M. J., October: 121-122
- Gumowski, P.V.; Latge, J.P. & Paris, S. (1991) Fungal allergy. In: Hand book of Applied Mycology Vol 2. (Eds.) Arora et al., Marcell Dekker, Inc. N.Y pp.163-204
- Hubalek, Z. (1975) Distribution of *Cryptococcus neoformans* in a pigeon habitat. Z. Folia Parasitol. (Praha) 22 : 73-79
- Kageruka, P. (1967) The mycotic flora of Antarctic Emperor and Adeline penguins. Acta Zool. Path. Antverp. 44: 87-99
- Kozel, T.R. & Cazin, J. Jr. (1971) Non encapsulated variant of *Cryptococcus neoformans*. I. Virulence studies and characterization of soluble polysaccharide. Infect. Immun. 3: 287
- Kreger-van Rij, N.J.W. (1984) The yeasts a taxonomic study. 3rd ed. Elsevier Sci. Publ., Amsterdam
- Louzis, C. & Wailly, P. de. (1990) Aspergillose chez les oiseaux de cage et valière. Point Vétérinaire. 22:115-118
- Mantovani, A.; Morganti, L.; Battelli, G.; Mantovani, A.L.; Poglayen, G.; Tampieri, M.P. & Vecchi, G. (1982) The role of wild animals in the ecology of dermatophytes and related fungi. Folia Parasitologica (Phraga) 29:270-284
- McCaskey, P.C. & Langheinrich, K.A. (1984) Zygomycosis in the duck Avian disease 28: 791-798
- McMillan, M.C. & Petrak, M.L. (1989) Retrospective study of aspergillosis in pet birds. J. Ass. Avian Veter. 3:211-215
- Moretti, A.; Piergili, F.D.; Boncio, L.; Tacconi, G.; Latini, M. & Pasquali, P. (1993) Sulla presenza di lieviti e dermatofiti patogeni nel piumaggio del colombo torraio (*Columbia livia*) della città di Terni. Zootecnica International 4:80-82
- Nelson, P.E.; Cole, R.J.; Toussoun, T.A.; Dorner, S.W. & Windigstad, R. M. (1990) *Fusarium* species recovered from waste peanuts associated with sandhill crane mortality Mycologia 82: 562-565
- Okoye, J.O.A.; Gugnani, H. & Okeke, C.N. (1989) Clinical and pathological features of *Aspergillus fumigatus* infections in poultry in Sothorn Nigeria. Revue d' Elevage et de Med. Vet. de Pays Trop. 42:153-154
- Piontelli, L.E. & Toro, S.M.M.A. (1987) Los animales domésticos (Perros y Gatos) como reservorio fúngico. Bol. Micol. 3:149-158
- Pal, M.; Gangopadhyay, R.M. & Prajapati, K. S. (1989) Systemic aspergillosis in chicks due to *Aspergillus flavus*. Indian J. An. Sci. 59: 1074-1075.
- Pugh, G.J.F. (1966) Cellulolytic and keratinophilic fungi recorded on birds. Sabouraudia 5:85-91
- ..... & Evans, M.D. (1970) Keratinophilic fungi associated with birds. Trans. Br. mycol. Soc. 54:233-240
- Quadripur, S.A. (1970) Unter suchungen über die pathogenität von *Chrysosporium*. Mykosen 22:441-447
- Rees, R.G. (1967) Keratinophilic fungi from Queensland III. Isolations from feathers of domestic fowls. Sabouraudia 6:19-28
- Ross, E. (1966) An Aspergillosis outbreak in a broiler flock on bagasse litter. Hawaii Farm. Sci. 14: 5-6
- Ruitz, A.; Fromtling, R. A. & Bulmer, G. S. (1981) Distribution of *Cryptococcus neoformans* in a natural site. Infection and immunity 31:562-563
- ..... ; Velez, D. & Fromtling, R.A. (1989) Isolation of saprophytic *Cryptococcus neoformans* from Puerto Rico: Distribution and variety. Mycopath. 106:167-170
- Sabri, M.A.; Siddique, M.; Khan, M.Z. & Samad, H.A. (1989) Prevalence and pathology of mycotoxicosis in young broiler chicks in and around Faisalabad. Pakistan Vet, Journal 9:106-108
- Scholer, H.J.; Müller, E. & Schipper, M.A.A (1983) *Mucorales* In: Fungi patogenic for humans and animals. Part A. Biology (Ed.) Howard, D.H. Marcell Dekker, Inc. N.Y. & Basel pp.9-59
- Simpson, V. R. & Euden, P. R. (1991) Aspergillosis in parrots (Correspondence) Veterinary Record. 128:191-192
- Staib, F. & Seeliger, H.P.R. (1966) Un nouveau milieu selectif pour l'isolement de *Cryptococcus neoformans* des matieres fecales et du sol. Ann. Inst Pasteur (Paris) 110: 792-793
- ..... (1985) Sampling and isolation of *Cryptococcus neoformans* from indoor air with the aid of the Reuter Centrifugal Sampler (RCS) and *Guizotia abyssinica* Agar. Zbl. Bakt. Hyg. I. Abt. Orig. B 180:567-575
- Stenderup, J.; Flensted, K.; Jorgensen, C.; Sorensen, A.H.; Hansen, N. C.G. & Siersted, H.C. (1989) The occurrence of the yeast *Cryptococcus neoformans* in pigeon droppings. Ugeskrift for Loeger. 151:2974-2975
- Swinne, D. (1984) Study of *Cryptococcus neoformans* varieties. Mykosen. 27:137-141
- Williamson, W. M.; Tilden, E.B. & Getty, R.E. (1963) Mycotic infections occurring during and eight year period at the Chicago Zoological Park. Brookfield, Illinois. In: Engel. Jacobi & Slijper (Eds.) "Bijdragen Tot de Dierkunde", Aflevering. Amsterdam 33: 83-85