

UNIVERSIDAD DE GUADALAJARA

FACULTAD DE MEDICINA VETERINARIA Y ZOOTECNIA



AISLAMIENTO Y CLASIFICACION DE HONGOS EN ALIMENTO PARA POLLO DE ENGORDA EN EL AREA METROPOLITANA DE GUADALAJARA.

T E S I S

QUE PARA OBTENER EL TITULO DE
MEDICO VETERINARIO ZOOTECNISTA

P R E S E N T A

MARIA DEL SOCORRO SALCEDO CAMPOS

GUADALAJARA JAL. 1982

"
AISLAMIENTO Y CLASIFICACION DE HONGOS EN ALIMENTO
PARA POLLO DE ENGORDA EN EL AREA METROPOLITANA
DE GUADALAJARA."

112

A mis padres

Tte. Corl. Rodolfo Salcedo Zepeda (+)
Sra. María del Socorro C. Vda. de Salcedo
que con su amor y apoyo hicieron posible la
formación de mi carrera.

A mis hermanos

a quienes profeso un gran cariño.

AL MVZ Roberto Campos Hurtado.
con inmenso cariño por su gran
estímulo y ayuda en la realiza
ción de este trabajo.

A:

la Universidad de Guadalajara y a la
Facultad de Medicina Veterinaria y Zootecnia.
Que me proporcionaron los medios necesarios -
para mi formación.

A:

la QFB Carmen Yolanda Partida Ortiz
por su valiosa orientación en la elaboración
de esta tesis.

Al H. Jurado,

MVZ J. Jesús Castañeda Sandoval
MVZ Abel Buenrostro Silva.
MVZ Antonio Orozco Sánchez
MVZ Ricardo Díaz Villalobos
MVZ Jesús Delgado Cárdenas

por sus conocimientos transmitidos.

A:

Mis compañeros.

I N D I C E

	Pág.
INTRODUCCION	5
MATERIAL Y METODO	9
RESULTADOS	14
DISCUSION	17
CONCLUSION	19
SUMARIO	20
REFERENCIAS BIBLIOGRAFICAS	21

APENDICES:

CARACTERISTICAS DE LA COLONIA Y CARACTERISTICAS MICROSCOPICAS DE LOS HONGOS AISLADOS.	23
TABLA DE CLASIFICACION DE HONGOS	26

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

La avicultura en México, representa una de las principales áreas en la producción de alimento de origen animal.

En el renglón de producción de carne avícola, según datos de la asociación nacional de avicultores en 1980, se produjeron 599 mil toneladas de carne, comparada la producción de este año con la de 1972, que fue de 215 mil toneladas (18) podemos apreciar un substancial incremento de esta floreciente industria -- que se encuentra en continua expansión.

La carne de origen aviar forma parte en la dieta del mexicano en una proporción cada vez mayor. En 1977, el consumo per capita anual fue de 4,230 Kg. mientras que en 1980, fue de 6.320 Kg.

En la producción nacional, Jalisco aporta una proporción considerable, ya que en 1980, la producción de pollo de engorda a nivel nacional fue de 359 -- millones de pollos, de los cuales 32 millones se produjeron en Jalisco (18).

Para poder mantener este alto nivel de producción que el país requiere las explotaciones avícolas deben ser sometidas a prácticas zootécnico-sanitarias que garanticen un rendimiento óptimo.

El papel que juega la alimentación en cualquier explotación pecuaria -- es de vital importancia desde el punto de vista económico, ya que el 75% de los costos de producción se atribuyen al alimento.

Para producir 32 millones de pollos de engorda en Jalisco en 1980, se requirió de 191 mil toneladas de alimento (18).

32 | 191.
5.9
31

La importancia del alimento no puede subestimarse, ya que los animales deben encontrar en el los nutrientes necesarios y otro requisito indispensable - es que el alimento no sea el medio a través del cual ingieran productos tóxicos_ o agentes infecciosos o metabolitos que alteren la salud del animal.

El alimento para pollo de engorda es sometido a diversos manejos, desde la recolección y transportación de materias primas, elaboración del producto_ balanceado y transportación a las diferentes explotaciones. Prácticas inadecua- das de transportación y almacenaje favorecen la contaminación del alimento por - productos tóxicos, bacterias, hongos o sus toxinas.

Generalmente los alimentos de tipo comercial antes de ir al mercado es_ tán sujetos a una serie de análisis como parte de su control de calidad en los - que se practica el análisis bacteriológico, bromatológico y con poca o nula fre- cuencia se realizan cultivos de hongos y clasificación de los mismos dentro del_ análisis micológico.

Los factores que intervienen en la contaminación del alimento por hon- gos y sus toxinas son: humedad, temperatura, riqueza nutritiva del alimento (5), sustancias nitrogenadas y azúcares (16).

Saunders (15) reporta como favorable el crecimiento de hongos más del - 13% de humedad.

La temperatura óptima para la mayoría de los hongos patógenos es entre 20 y 30° C. Ogundero U. W. (12)

Tabib Z. (20) en muestras de alimento para pollo de engorda, gallina -

ponedora y pavos aparentemente normal, encontró valores de humedad de 10.59% al 17.4% y una cuenta de coliformes de 5 a 910 mil colonias y 1'200 mil colonias de hongos por gramo de alimento.

Estos datos indican la necesidad de mejorar los métodos de control de calidad y almacenaje del alimento.

Las especies de hongos aislados de ingredientes y alimento terminado han sido muy numerosos, algunos de los cuales se conocen por su alta patogenicidad.

Farnworth (6) en Canadá. Aisló como especie predominante, *Phoma* y *Fusarium Moniliforme*, con una frecuencia de 4.5%, *Aspergillus Flavus* .5% y *Fusarium* .3% .

Ogundero (12) en Nigeria. De 40 muestras de alimento para pollo de engorda aisló con mayor frecuencia *Aspergillus Fumigatus* y *Mucor Pusilis*.

Los hongos son capaces de producir diversas enfermedades mediante infección o intoxicación, la toxicidad no deriva del hongo en si, sino de sus productos metabólicos llamados micotoxinas. La producción de éstas puede tener lugar ya antes de la recolección de los cereales o forrajes afectados o bien, durante su almacenaje posterior.

Gran cantidad de hongos de diversos géneros pueden producir una amplia variedad de micotoxinas, lo cual está determinado por la especie del hongo, temperatura de incubación, humedad, ventilación, intensidad de luz y la correspondiente riqueza nutritiva del sustrato en que crece.

Como su nombre lo indica son compuestos tóxicos para el hombre y los

animales que causan enfermedades conocidas con el nombre de micotoxicosis.

El presente trabajo se realiza con la finalidad de proporcionar información sobre los hongos que más frecuentemente se encuentran como contaminantes de alimento para pollo de engorda en el área metropolitana de Guadalajara. Mediante aislamiento y clasificación de los mismos.

MATERIAL Y METODO

- 1.- 30 muestras de alimento para pollo de engorda recolectadas en la periferia de Guadalajara.
- 2.- Cristalería y equipo general del laboratorio de microbiología.
- 3.- Varillas de cristal dobladas en forma de "V".
- 4.- Gasa.
- 5.- Bisturí.
- 6.- Medio de cultivo agar dextrosa de Saboraud.
- 7.- Sol. azul de metileno.
- 8.- Sol. Salina fisiológica o agua destilada.
- 9.- Alcohol absoluto.

- 1.- Las muestras de alimento se recolectaron en el área de la periferia de Guadalajara. 50-75 grs. aproximadamente por muestra, en un frasco de vidrio estéril. Las muestras fueron tomadas en las bodegas.
- 2.- Siembra y aislamiento en medio de agar Saboraud (19).
- 3.- Fijación y tinción del hongo mediante la técnica del microcultivo (9) (16).
- 4.- Identificación y clasificación de los hongos en base a las características de la colonia en medio de agar Saboraud y sus características microscópicas en microscopio de luz (2) (7) (9) (10) (13) (16) (17) (19).

SIEMBRA Y AISLAMIENTO

- 1.- Se prepara el medio de cultivo de agar Saboraud en tubos de ensayo estériles y especiales para hongos.
- 2.- Se hacen pequeñas partes de la muestra a analizar y se coloca sobre la superficie del medio.
- 3.- Se deja a temperatura ambiente a que haya crecimiento variable en días.
- 4.- Si hay crecimiento de colonias de diferente género, se resiembra hasta obtener cultivos puros.
- 5.- A partir de los cultivos puros se realiza el microcultivo.

TECNICA PARA HACER MICROCULTIVO

- 1.- Se preparan las cajas de petri con agar Saboraud conteniendo 15 ml. del medio que da un espesor de 3.5 mm.
- 2.- Cajas de petri con gasa, una varilla doblada en forma de "V", un portaobjetos, un cubreobjetos previamente esterilizados.
- 3.- En la base de la caja de petri con el medio de Saboraud, hacer con marcador una cuadrícula de aproximadamente 1 cm. de lado.
- 4.- Con el bisturí previamente mojado en alcohol y flameado cortar el agar siguiendo las líneas marcadas en el vidrio.
- 5.- Con el mismo bisturí poner un cuadrito del agar en el centro del portaobjetos dentro de la caja de petri estéril el cual fue previamente colocado sobre la varilla doblada.
- 6.- Mediante el asa doblada en ángulo recto tomar un pequeño fragmento de la colonia del hongo e inocular un lado del cuadro del agar. Hacer lo mismo con

los tres lados restantes.

- 7.- Con unas pinzas de disección poner el cubreobjetos sobre el agar.
- 8.- Con el mango del asa presionar ligeramente sobre el cubreobjetos con el fin de que se adhiera al agar.
- 9.- Con una pipeta estéril poner 15 ml. de sol. salina o agua destilada estéril en la caja de petri sobre la gasa procurando no mojar el microcultivo.
- 10.- Incubar a temperatura ambiente.
- 11.- Examinar el microcultivo cada 24 horas, hasta obtener crecimiento y esporulación. Esto se puede observar a simple vista o al microscopio.

TINCION DEL MICROCULTIVO.

- 1.- Con una pipeta poner alcohol absoluto al microcultivo hasta cubrir la superficie del crecimiento, dejar actuar por 5 minutos.
- 2.- Lavar con agua destilada.
- 3.- Con unas pinzas separar el cubreobjetos del microcultivo y desprender el agar, si es necesario quitar con aguja de disección restos del agar.
- 4.- Con una pipeta Pasteur poner azul de metileno en el portaobjetos y en el cubreobjetos hasta cubrir el crecimiento, dejar actuar de 4 a 5 minutos.
- 5.- Lavar con agua destilada.
- 6.- Dejar secar y montar en resina.

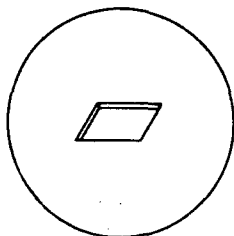
IDENTIFICACION Y CLASIFICACION.

Los hongos se identificaron de acuerdo a las características de la colonia en medio de cultivo agar Sabraud y sus características microscópicas con tinción de azul de metileno en microscopio de luz,

Nota: Ver apéndice No. 2

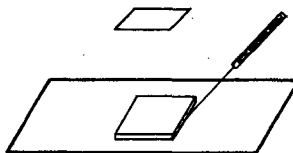
TECNICA PARA EL MICROCULTIVO Y TINCION DEL MICROCULTIVO

①



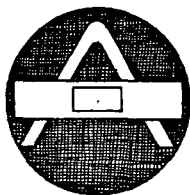
Medio, base de Agar Sabouraud para el microcultivo.

②



Colocación del bloque de Agar sobre un portaobjetos, siembra de la muestra fungal, colocación del cubreobjetos e incubación.

③



Incubación del microcultivo en una caja de Petri sobre un tubo de vidrio y una gasa con agua destilada estéril para evitar la deshidratación del agar. (8 días).

④



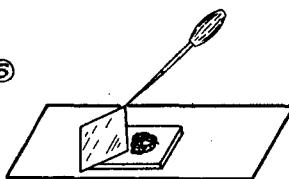
Crecimiento del Hongo

⑤



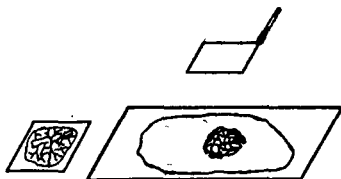
Pipeta con alcohol absoluto.
Fijar durante 5 minutos.
Lavar

⑥



Separar el cubreobjetos con el hongo del portaobjetos.

⑦



Quitar el medio de cultivo.
Teñir con azul de metileno por 4 ó 5 minutos.
Lavar
Secar

⑧



Montar con resina.

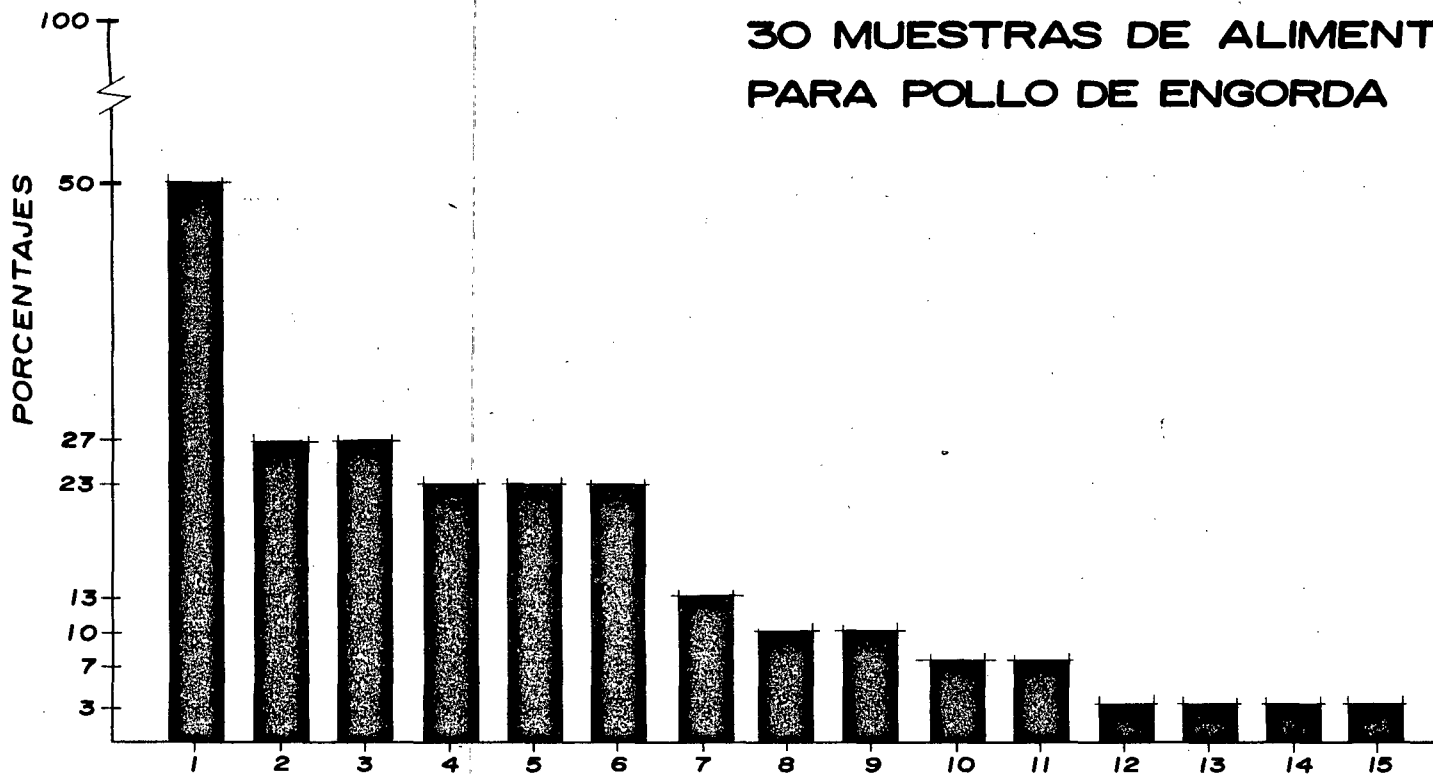
RESULTADOS.

En las 30 muestras se aislaron 70 Cepas de hongos con un promedio de 2.3 Cepas por muestra, con un máximo de 5 Cepas por muestra y un mínimo de 1 Cepa por muestra, resultando una muestra negativa. El 67% de los hongos aislados no se reportan como patógenos para aves, el 20% de generos de los cuales algunas variedades se reportan patógenos y un 13% patógenos. (gráfica No. 2).

HONGOS AISLADOS EN 30 MUESTRAS DE ALIMENTO PARA POLLO DE ENGORDA.

NOBRE	No. de Cepas.	%
1.- <i>Aspergillus clavatus</i>	2	7
2.- <i>Aspergillus fumigatus</i>	7	23
3.- <i>Aspergillus niger</i>	1	3
4.- <i>Aspergillus terreus</i>	3	10
5.- <i>Aspergillus wentii</i>	4	13
6.- <i>Cephalosporium</i> sp.	3	10
7.- <i>Cladosporium</i> sp.	2	7
8.- <i>Chrysosporium</i> sp.	1	3
9.- <i>Fusarium</i> sp.	8	27
10.- <i>Monascus</i> sp.	8	27
11.- <i>Mucor</i> sp.	7	23
12.- <i>Penicillium</i> sp.	7	23
13.- <i>Pithomyces</i> sp.	1	3
14.- <i>Rhizopus</i> sp.	15	50
15.- <i>Sporendonema</i> sp.	1	3

GRAFICA No. I
HONGOS AISLADOS EN
30 MUESTRAS DE ALIMENTO
PARA POLLO DE ENGORDA



HONGOS AISLADOS

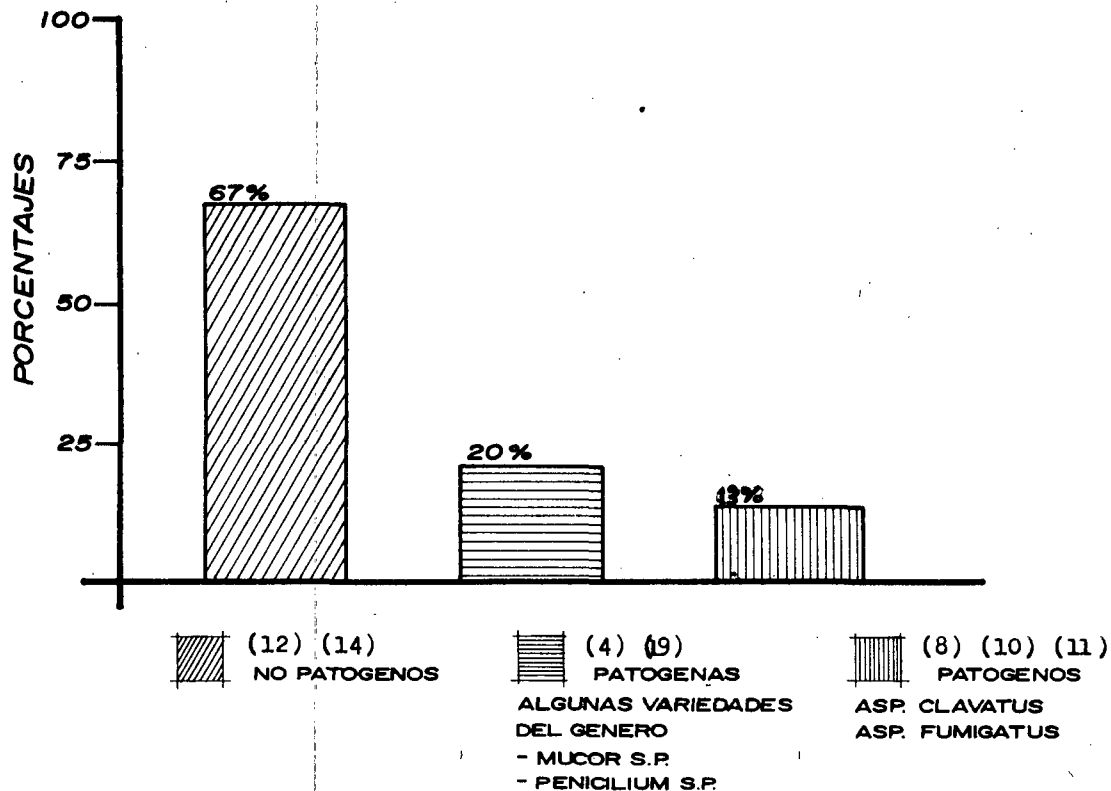
- 1- RHIZOPUS s. p.
- 2- FUSARIUM s. p.
- 3- MONASCUS s. p.
- 4- MUCOR s. p.
- 5- PENICILIUM S. p.

- 6- ASP. FUMIGATUS
- 7- ASP. WENTII
- 8- ASP. TERREUS
- 9- CEPHALOS PORIUM s.p.
- 10- ASPERCILUS CLAVATUS

- 11- CLADOS PORIUM S.p.
- 12- ASP. NIGER
- 13- CHRYSOS PORIUM s.p.
- 14- PHITOMYCES s.p.
- 15- SPORENDONEMA s. p.

GRAFICA No. 2

RELACION DE HONGOS PATOGENOS EN 70 CEPAS AISLADAS



DISCUSION

De las 30 muestras de alimento para pollo de engorda, se aislaron 70 - Cepas, con un promedio de 22 Cepas por muestra, que corresponden a 15 géneros, - siendo la más frecuente *Rhizopus* sp. 50%, *Fusarium* 27%, *Monascus* 27%, *Mucor* 23%, *Penicillium* 23% y *Aspergillus fumigatus* 23%. Obteniendo una muestra negativa.

De el género *Aspergillus* se aisló; *Aspergillus clavatus* 7%, *Aspergillus fumigatus* 23%, *Aspergillus Wentii* 10%, *Aspergillus terreus* 10%, *Aspergillus niger* 3%.

Ogundero (12) aisló 11 especies de hongos en 40 muestras de alimento - para pollo de engorda, encontró con una mayor frecuencia *Aspergillus fumigatus* y *Mucor pusillus*.

Fanworth (6) aisló en muestras de maíz, como especies predominantes -- *Asp. flavus* y *Fusarium graminearum*. En este trabajo de los géneros aislados, algunos tienen mayor importancia debido a su patogenicidad, son: *Aspergillus clavatus* (19), *Aspergillus fumigatus* (4), *Mucor* (11), ciertas Cepas de *Penicillium* -- (3).

Aspergillus fumigatus se ha reportado como responsable de altos índices de mortalidad en pollos pequeños (15).

Mucor pusillus se ha asociado con úlceras gástricas en animales aparte de aves (12).

Enriquez E. C. (4) encontró el alimento para pollo de engorda, toxinas producidas por los géneros *Aspergillus* y *Penicillium*, que afectan a los pollos - en diversos grados,

Por no ser el objetivo del presente trabajo, no se hizo detección de - aflatoxinas ni de ninguna micotoxina, pero dada la frecuencia con que encontra-- mos en el alimento diversos géneros de hongos, se considera importante incluir - su identificación y cuantificación dentro de las pruebas de control de calidad.

CONCLUSION

Los resultados muestran que los alimentos analizados para pollo de engorda que se consumen en el área metropolitana de Guadalajara, se encuentran contaminados con hongos. En 29 de 30 muestras fue posible aislar de 1 a 5 Cepas por muestra, encontrándose 13% de Cepas reconocidas como patógenas para aves, no obstante no existen parámetros para determinar apto o no apto un alimento para consumo en cuanto a géneros de hongos aislados y grado de contaminación. El conocer los géneros y variedades de hongos presentes, aporta información para estudios -- posteriores.

SUMARIO

Se realizó un estudio con 30 muestras de alimento para conocer cuáles hongos se encuentran ordinariamente presentes en alimento para pollo de engorda en el área metropolitana de Guadalajara.

Previa recolección, se hizo siembra y aislamiento con medio de cultivo de Saboraud, se clasificaron realizando antes la técnica de microcultivo, encontrándose: *Aspergillus clavatus* 7%, *Aspergillus fumigatus* 23%, *Aspergillus niger* - 3%, *Aspergillus terreus* 10%, *Aspergillus wentii* 13%, *Cephalosporium* 10%, *Chrisosporium* 3%, *Fusarium* 27%, *Monascus* 27%, *Mucor* 23%, *Penicillium* 23%, *Phitomicus* 3%, *Rhizopus* 50%, *Sporendonema* 3%.

En 29 de 30 muestras se aislaron de 1 a 5 Cepas por muestra, siendo algunas de ellas patógenas para aves.

El 67% corresponde a Cepas no patógenas, el 20% sólo algunas variedades son patógenas y el 13% a Cepas patógenas.

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

1. Bacon C.W. (1977) Growth of fungi in broiler houses, Poultry Science 56: 653 661.
2. Conant F. Norman. Micología. Nueva editorial Interamericana. México, D.F. 1972 pág. 527 - 547.
3. Diner U. L. (1981) Toxicogenity of fungi from grain sorghum. Micopathologia vol. 75, 23-26.
4. Enriquez E.C. Micotoxicosis provocadas por hongos de los géneros Aspergillus y Penicillium en pollo de engorda. Tesis FMVZ, UMAN. 1980.
5. F.A.O. Prevención de las micotoxinas, alimentación y nutrición No. 10 Roma 1979, 45 - 57.
6. Farnworth E. R. (1980) Analysis of corn seeds sor fungi and myco--toxins. Canadian Journal Plant. Sci. 60 727 - 733.
7. Funder Sigurd. Practical Micology (manual for identification of -fungi). Broggers Bokir Forlar. Oslo Norway 1953 -- pág. 13 - 75.
8. Howard G. J. Hagard and Bruner's infections diseases of domes--tic animals. 7th. edit. Comstock Publishing. Lon--don 1981, 376 - 379.
9. Instituto Politécnico Nacional. Manual de Micología Médica. Departamento de Micro--biología, 1976 pág. 21 - 22.
10. Kenneth B. Raper The genus Aspergillus. The Williams and Willkins - Co. Baltimore 1965, pág. 13 - 567.

11. Lacey J. (1975) Potential hazards to animals and man from -microorganisms in fodders and grain trans. Brit My--col Soc. 65: 171 - 184.
12. Ogundero U. W. (1980) Fungal flora of poultry feeds. Micología -- vol. 72 200 - 202.
13. Olds R. J. (A colour atlas of Microbiology. Londres Wolfe Me--dical books. 1975, pág. 109 - 145.
14. Sánchez Franco A. (1981) Environmental fungus flora in quail bree--ding farms Avian diseases vol. 25 No. 2, pág. 254-259.

15. Saver D. B. (1980) Fungal growth, aflatoxin production, and moisture equilibration in mixture of wet and dry corn. Phytopathology. vol. 70 No. 6 516 - 521.
16. Segretain G. Diagnóstico del laboratorio en Micología Médica. La prensa Médica Mexicana. México, D.F. pág. 1 - 27.
17. Smith George Introducción a la Micología Industrial. Editorial Acribia, Zaragoza, España, 1963 pág. 23 -- 316.
18. Unión Nacional de Avicultores. Reporte anual, Diciembre 1980.
19. Yousef Al-Doory Laboratory Medical Mycology. Lea and Febiger. - Philadelphia. 1980 pág. 9 - 318.
20. Zhanet Tabib (1981) Microbiological quality of poultry feed and ingredients Poultry Science. 60: 1392-1397.

APENDICE No. 1

NOMBRE	CARACTERISTICAS DE LA COLONIA EN MEDIO DE AGAR DEXTROSA SABORAUD.	CARACTERISTICAS MICROSCOPICAS CON TINCION DE AZUL DE METILENO.
Aspergillus Clavatus	Blanca al principio, cambia a verde — azulado, reverso de la colonia blanco amarillento.	Con tinción de azul de metileno. Hifa septada, hialina, conidióforos erectos y pared lida y delgada, se ensanchan en su terminación en forma de mazo, las conidias son elípticas en la mayoría de las variedades.
Aspergillus Fumigatus	Blanca al principio, cambia a verde reverso de la colonia blanco amarillento.	Hifa septada, hialina y ligeramente verde, los conidióforos son de pared lisa, cortos, se encuentran formando vesículas en forma de botella, la sterigmata cubre la mitad superior de la vesícula, la sterigmata y cadenas conidiales se dirigen hacia arriba paralelas al axis del conidióforo. Conidias Globosas o subglobosas en masa muestran un color verdoso.
Aspergillus niger	Al principio blanca, después café obscuro, aspecto polvoriento, reverso de la colonia blanca amarillento.	Hifa no septada, conidióforos hialinos a cafes, típicamente lisos, pared gruesa, vesículas globosas hialinas o coloreadas de café obscuro, sterigmata frecuentemente teñida intensamente, conidia globosa, — subglobosa, elíptica y lisa.
Aspergillus Terreus	Blanca al principio, cambia a verde cafososo, después café de apariencia polvorosa, reverso de la colonia blanco amarillento.	Hifa septada, no ramificada, conidióforos lisos, sin color, vesículas hemisféricas, conidia globosa o subglobosa, pequeña y lisa.
Aspergillus Wentii	Blanca al principio, cambia a verde — olivo, reverso amarillento claro o incoloro.	Los conidióforos son sin color variando de lisos a rugosos, vesículas de globosa a piriforme, conidias o amarillo cafososo elípticas o cilíndricas, hifas compactas.
Cephalosporium sp.	Apariencia algodonosa, aterciopelado de color rosa, reverso de color lila.	Hifa hialina, septada, conidióforos erectos no ramificados que llevan conglomerados de conidias en la punta, éstas son hialinas, elípticas y se forman individualmente en la punta del conidióforo.

Cladosporium sp.	Verde oscuro al principio, cambia a negro consistencia compacta, reverso de la colonia negro.	Hifa, conidióforos y conidias aparecen de color café oscuro, hifa y conidióforos aparecen separados y ramificados. Los conidióforos varían en longitud.
Chrysosporium sp.	Apariencia aterciopelada de color blanco, reverso amarillo claro.	Hifa hialina septada con conidióforos hialinos ramificados irregularmente y no bien definidos, llevan una conidia unicelular globulosa, ovoide o periforme que es hialina o coloreada, la conidia aparece individual o en cadenas cortas o en posición terminal o intercalada, usualmente son liberadas por disolución o fractura de la parte que lleva la espora del conidióforo.
Fusarium sp.	Color blanco al principio, cambia a rosa, consistencia algodonosa, reverso de la colonia amarillo claro.	Hifa septada, ramificada, macroconidia en forma de uso o media luna terminados en punta, microconidia multiseptada.
Monascus sp.	Las colonias forman una vegetación fina extensa con micelio rojizo o púrpureo que se hace grisáceo cuando se desarrollan los conidios y peritecios, el reverso es rojo púrpura desvaído.	Los peritecios se producen independientemente en pedunculados, los conidios son ovales y se forman en cadenas cortas, las ascosporas son ovoides, lisas, incoloras, los conidios pardos, ovales o en forma de tonel.
Mucor sp.	Blanca al principio, cambia a gris, con consistencia algodonosa densa, reverso de la colonia amarillo claro.	Hifa ancha de pared delgada, no septada ramificada, los esporangios emergen individualmente, las esporas son globosas, esporangióforos terminales y repletos de esporas.
Penicillium sp.	Es al principio blanca, cambia a verde azulado, aspecto polvoriento.	Las hifas portadoras de esporas forman el "Pincel" o cepillo característico, los conifios aparecen en cadenas no ramificadas y parten del extremo de los sterigmas en forma redonda que se hallan dispuestos en verticilio en los extremos de las pequeñas pirámides que nacen en las ramas del conidióforo.

Pithomyces sp.

Son de color claro u oscuro, con una superficie floculante, el reverso de la colonia es café claro.

La hifa es septada, ramificada, de pálida a café, lisa o rugosa, conidióforos cortos o individuales, crecen lateralmente en la hifa vegetativa, las conidias se adhieren en el apice de los conidióforos, son también de medias células y con septación longitudinal y transversal.

Rhizopus sp.

Es el principio blanca, cambia a gris oscuro, micelio aereo algodonoso, -- denso, reverso amarillo claro.

Hifa ancha de pared delgada no septada, rizoides en las areas modales, esporangióforos ensanchados en el apice de la columela.

Sporendonema sp.

De color anaranjado o salmón, aspecto polvoriento, reverso amarillo claro.

Esporas endogenas pero aparentemente formadas por -- fragmentación de hifas aereas, esporas bien diferenciadas de micelio.

①

C L A S S I F I

PHYLUM	SUB-PHYLUM	DIVISION OF SUB-PHYLUM	CLASS	SUB-CLASS	DIVISION OF SUB-CLASS
<p>THALLOPHYTA</p>	<p>FUNGI</p> <p>ALGAE</p>	<p>MYXOMYCETES</p> <p>EUMYCETES</p> <p>SCHIZOMYCETES</p>	<p>PHYCOMYCETES</p> <p>ASCOMYCETES</p> <p>FUNGI IMPERFECTI</p> <p>BASIDIOMYCETES</p>	<p>OOMYCETES</p> <p>ZYCOMYCETES</p> <p>HEMIASCOMYCETES</p> <p>EUASCOMYCETES</p> <p>HETEROBASIDIOMYCETES</p> <p>HOMOBASIDIOMYCETES</p>	<p>PLECTOMYCETES</p> <p>PYRENOMYCETES</p> <p>DISCOMYCETES</p>

C A C I O N 2

Tommas de Funder S 1955 Practical Mycology
 Manual for Identification of fungi
 Broeggers Bokforlaget
 Oslo, Norway 0 13 78

CLASS	ORDER	FAMILY	SECTION OF FAMILY	TRIBE	GENUS
	PLASMODIOPHORALES	PLASMODIOPHORACEAE			1 PLASMODIOPHORA 2 SPONGOSPORA
	CHYTRIDIALES	SYNCHYTRIACEAE			3. SYNCHYTRIUM
	SAPROLEGNIALES	SAPROLEGNIAEAE			4. SAPROLEGNIA 5. ACHIYA 6. APHANOMYCES
	PERONOSPORALES	ALBUINACEAE PYTHIACEAE PERONOSPORACEAE			7. ALBUGO 8. PYTHIUM 9. PHYTOPHTHORA 10. PLASMODIOPHORA 11. GIBBIA 12. PERONOSPORA
	MUCORALES	MUCORACEAE PILOBOLACEAE MORTIERELLACEAE THAMNIDIACEAE CHOANEPHORACEAE PIPTOCEPHALIDACEAE			13. MUCOR 14. RHIZOPUS 15. ABSIDIA 16. FILOBOLUS 17. PILAIRA 18. MORTIERELLA 19. THAMNIDIUM 20. CUNNINGHAMELLA 21. SYNCEPHALASTRUM 22. SYNCEPHALIS
	ENTOMOPHTHORALES	ENTOMOPHTHORACEAE			23. EMPUSA
	ENDOMYCETALES	COCCIDIOIDACEAE			24. RHINOSPORIDIUM 25. COCCIDIDES
	TAPHRINALES	SACCHAROMYCEACEAE TAPHRINACEAE			26. PIEDRAIA 27. SACCHAROMYCES 28. TAPHRINA
	EUROTIALES	EUROTIACEAE			29. ALLESKERIA
	ERYSIPHALES	ERYSIPHACEAE			30. ERYSIPIHE 31. PODOSPHAERA 32. SPHAEROTHICA 33. UICINULA
	HYPOCREALES	NECTRIACEAE			34. NECTRIA 35. CLAVICEPS
	SPHAERIALES	CHAETOMIACEAE MYCOSPHAERELLACEAE			36. CHAETOMIUM 37. MYCOSPHAERELLA 38. VENTURIA 39. PLEOSPORA
	HELOTIALES	DERMATEACEAE SCLEROTINIACEAE			40. PSEUDOPEZIZA 41. SCLEROTINIA 42. PHOMA 43. PHYLLOCTICTA 44. SEPTORIA
	SPHAEROPSIDALES	SPHAERIOIDACEAE			45. GLOEOSPORIUM 46. COLLETOTRICUM 47. MARDONINA
	MELANCONIALES	MELANCONIACEAE RHODOTORULACEAE SPOROBOLONYCEACEAE CRYPTOCOCCACEAE			48. RHODOTORULA 49. SPOROBOLOMYCES 50. CRYTOCOCCLUS (TORULIDOPSIS) 51. MYCODERMA 52. PITIROCOPRIUM 53. MALASSEZIA 54. CANDIDA 55. TRICHOSPORIUM 56. GEOTRICHUM 57. OSOSPORA 58. OIDIUM 59. MONILIA 60. CEPHALOSPORIUM 61. TRICHODERMA 62. ASPERGILLUS 63. PENICILLIUM 64. PAECILIOMYCES 65. SCOPULARIOPSIS 66. GLIOCLADIUM 67. SPOROTRICHUM 68. HISTOPLASMA 69. BLASTOMYCES 70. ACREMONIUM 71. SEPEDECIUM 72. BOTRYTIS 73. VERTICILLIUM 74. ACROSTAIAGMUS 75. SPICARIA 76. EPIDENDRUM 77. MICROSPORIUM 78. TRICHOPHYTON 79. ACTINOMYCES
	MONILIALES	MONILIACEAE	HYALOSPORA		80. NOCARDIA 81. STREPTOMYCES 82. ARTHROBOTYS 83. TRICHOBOTRYX 84. PULLULARIA 85. TORULA 86. MADURELLA 87. PAPULARIA 88. MONOTOSPORA 89. HIGROSPORA 90. STACHYBOTRYX 91. DEMATIUM 92. NORNODENDRUM 93. PHIALOPHORA 94. FUSICLADIUM 95. CLADOSPORIUM 96. HELMINTHOSPORIUM 97. CERCOSPORA 98. ACROTHECIUM 99. STEMPHYLIUM 100. ALTERNARIA 101. GRAPHIUM 102. STYSANUS 103. FUSARIUM 104. CYLINDROCARPON 105. EPICOCCUM 106. RHIZOCTONIA 107. USTILAGO 108. TILLETIA 109. UROCYSTIS 110. PUCCINIA 111. UROMYCES 112. GYMNOSPORANGIUM 113. PHRAGMIDIUM 114. COLEOSPORIUM 115. CRONARTIUM 116. EXOBASIDIUM 117. CORTICIUM 118. STEREUM 119. POLYPORUS 120. FOMES 121. MERULIUS 122. ARMILLARIA
			HYALODIDYMAE		
			PHAESPORAE		
		DEMATIACEAE			
			PHAEOIDIDYMAE		
			PHALOPHRAGMIAE		
			PHAEOIDICTYAE		
		STILBACEAE			
		TUBERCULARIACEAE	HYALOPHAGMIAE PHAESPORAE		
	MYCELIA STERILIA				
	USTILAGINALES	USTILAGINACEAE TILLETIACEAE			
	UREDINALES	PUCCINIACEAE MELAMPORACEAE			
	AGARICALES	EXOBASIDIACEAE THELEPHORACEAE POLYPORACEAE AGARICACEAE			