



CONCORDANCIA ENTRE EL CULTIVO MICOLÓGICO Y LA CITOPATOLOGÍA EN EL DIAGNÓSTICO DE DERMATOFITOSIS EN CUYES

CONCORDANCE BETWEEN MICROLOGICAL CULTURE AND CYTOPATHOLOGY IN THE DIAGNOSIS OF DERMATOPHYTOSIS IN GUINEA PIGS

Renzo Ventura B. y Siever Morales-Cauti

Carrera de Medicina Veterinaria y Zootecnia. Universidad Científica del Sur, Carr. Panamericana Sur 19, Villa EL Salvador 15067, Lima, Perú.

*Autor para correspondencia: sieverm@hotmail.com

Manuscrito recibido el 18 de septiembre de 2019. Aceptado, tras revisión, el 11 de junio de 2020. Publicado el 1 de septiembre de 2020.

Resumen

La dermatofitosis es una enfermedad que afecta al estrato córneo de la piel, pelo y uñas de los cuyes, causando un mal aspecto en la carcasa, afectando su comercialización, y generando pérdidas económicas. Se colectaron 189 muestras de cuyes con lesiones dermatológicas en granjas de crianza intensiva; las cuales fueron analizadas mediante cultivo micológico y citopatología en el Laboratorio de Microbiología y Microscopía de la Universidad Científica del Sur. Se halló una frecuencia de dermatofitosis de $18.5 \pm 5.5\%$ por cultivo micológico y $43 \pm 7.1\%$ por citopatología; según el estrato etario la frecuencia de dermatofitosis fue de $0\% / 0\%$ en lactantes, $25.6\% / 62\%$ en recría y $4.8\% / 6\%$ en reproductores, por cultivo micológico y citopatología, respectivamente. Según la ubicación de la lesión la frecuencia de dermatofitosis fue mayor en las regiones frontal y nasal, con $41.7\% / 70\%$ y $28.1\% / 67\%$, por cultivo micológico y citopatología, respectivamente; en cuanto al tipo de instalación, se presentó una frecuencia de $0\% / 0\%$ en animales criados en jaulas, y $26.5\% / 61\%$ en animales de crianza en poza, por la técnica de cultivo micológico y citopatología, respectivamente. Al evaluar el grado de concordancia entre ambas técnicas se halló un valor de Kappa (κ) igual a 0.46, considerada moderada.

Palabras clave: Cuyes, dermatofitosis, cultivo micológico, citopatología.

Abstract

Dermatophytosis is a disease that affects the stratum corneum of the skin, hair and nails in guinea pigs, causing bad aspect of the carcass, affecting its commercialization and generating economic losses. For the study 189 samples of guinea pigs with dermatological lesions were collected in intensive breeding farms; the guinea pigs were analyzed by cytopathology and mycological culture in the Laboratory of Microbiology and Microscopy of Universidad Científica del Sur. The frequency of dermatophytosis was $18.5 \pm 5.5\%$ by mycological culture and $43 \pm 7.1\%$ by cytopathology; according to the age stratum, the dermatophytosis frequency was 0% / 0% in breeding, 25.6% / 62% in rearing, and 4.8% / 6% in reproductive guinea pigs by mycological culture and cytopathology, respectively. About the location of the lesions, a frequency of 0% / 0% was found in cages by both techniques, while for animals raised in pools a frequency of 26.5% / 61% was found by culture and cytopathology, respectively. The grade of congruity between these two tests was determined by the value of Kappa (κ) equal to 0.46. The result indicates that there is a moderate degree of association.

Keywords: Guinea pigs, dermatophytoses, mycological culture, cytopathology.

Forma sugerida de citar: Venturo B., Renzo y Morales-Cauti, Siever (2020). Concordancia entre el cultivo micológico y la citopatología en el diagnóstico de dermatofitosis en cuyes. *La Granja: Revista de Ciencias de la Vida*. Vol. 32(2):106-113. <http://doi.org/10.17163/lgr.n32.2020.08>.

IDs Orcid:

Renzo Venturo B.: <http://orcid.org/0000-0003-2653-8477>

Siever Morales-Cauti: <http://orcid.org/0000-0002-5396-8889>

1 Introducción

El cuy (*Cavia porcellus*) es un mamífero roedor proveniente de la zona andina de América. La importancia de la especie radica, entre otras cosas, en que representa un producto de gran valor nutritivo para las zonas rurales alto andinas; además, es altamente rústica, con ventajas competitivas comparada a otras especies, y con viabilidad comercial y económica (Morales, 2013; Solórzano, 2014). A pesar de su rusticidad, existen factores que pueden predisponerlos a diversas enfermedades, tales como variaciones de temperatura, humedad, corrientes de aire, gran densidad poblacional, entre otras (Morales-Cauti, 2018). Dentro de estas enfermedades que más afectan a la especie, se encuentra la dermatofitosis, la cual es una infección por hongos dermatofitos que afecta al estrato corneo de la piel, pelo y uñas. Es causada por hongos de los géneros *Trichophyton* y *Microsporium* principalmente, y es transmitida por contacto entre animales enfermos o a través de instalaciones o herramientas contaminadas. El dermatofito más frecuentemente encontrado en cuyes es el *Trichophyton mentagrophytes*, que generalmente se manifiesta con signos clínicos como descamación difusa no pruriginosa y alopecia en nariz, orejas, cara y/o extremidades (White, D. y Paul-Murphy, 2016). Esta infección puede presentarse acompañada de una infección bacteriana de tipo secundaria, donde la lesión es de carácter supurativo conocida como eczema húmedo (Burke, 1994; Indranil, 2015).

Hay dos métodos fundamentales para el diagnóstico de dermatofitosis: examen directo y cultivo micológico; sin embargo, existen otros métodos como la lámpara de Wood o la dermatoscopia (Hnilica y Patterson, 2017; Moriello y col., 2017). La citopatología cutánea no es comúnmente utilizada para el diagnóstico de dermatofitosis, pero es mencionada como una técnica válida (Mendelsohn, Rosenkrantz y Griffin, 2006; Joyce y Vandis, 2007; Scurrel, 2011; Miller, Griffin y Campbell, 2013; Wiebe, 2015; Albanese, 2017). Sin embargo, el cultivo micológico es la prueba gold estándar para diagnóstico de dermatofitosis y se debe realizar cada vez que se sospecha de esta enfermedad (Patel y Forsythe, 2008). El *Agar saburaud dextrosa* es un medio de peptona suplementado con dextrosa para favorecer el crecimiento de hongos. Mientras la peptona funciona como fuente de factores de crecimiento nitrogenados, la

dextrosa proporciona una fuente de energía para el crecimiento de microorganismos, el medio no es selectivo para dermatofitos ya que no hay inhibición de hongos saprófitos, por lo que una modificación es la adición de cloranfenicol para inhibir bacterias gram negativas y positivas (Sparkes y col., 1993).

Los dermatofitos se identifican macroscópicamente en base a su tasa de crecimiento, aspecto, textura, color de la superficie y color del reverso (Indranil, 2015). Para la examinación microscópica, se transfieren las colonias a una lámina porta objetos, usando una cinta adhesiva o un hisopo estéril. A esta lámina se le agrega el colorante azul de lactofenol, pues resalta la apariencia de las hifas y conidias; para la identificación, se deben buscar las hifas, macroconidias y/o microconidias (Helton y Werner, 2018). Por otro lado, la citología cutánea es la segunda técnica más frecuente para el diagnóstico de enfermedades dermatológicas y consiste en identificar organismos bacterianos o fúngicos (levaduras) y evaluar los tipos de células inflamatorias, células neoplásicas o queratinocitos acantolíticas que se encuentren en la piel (Hnilica y Patterson, 2017). Los hallazgos que pueden sugerir que se está ante una infección por dermatofitosis son la presencia de neutrófilos, macrófagos, queratinocitos y células acantolíticas. Los dos primeros son las células detectadas con mayor frecuencia en muestras de lesiones cutáneas. Este tipo de inflamación mixta se asocia frecuentemente a cuerpos extraños, infecciones fúngicas, infecciones por micobacterias, granulomas y otras lesiones crónicas (Raskin y Meyer, 2015).

Para un diagnóstico definitivo de dermatofitosis, las hifas septadas y/o arthroconidias se deben detectar en la superficie de estos corneocitos (Gross y col., 2005; Albanese, 2017). Pueden observarse hifas y esporas de color púrpura o azul con una tinción Diff Quick (Neuber y Nuttall, 2017). En el Perú aún no se han reportado estudios sobre el uso de la citopatología en el diagnóstico de dermatofitosis. Por tal motivo, el presente estudio plantea como objetivo la concordancia entre la técnica de cultivo micológico y la técnica citopatológica en el diagnóstico de dermatofitosis en cuyes de crianza intensiva, y determinar la frecuencia de los mismos según sus características propias, de tal forma que se pueda establecer a la citología como una técnica diagnóstica rápida para esta enfermedad, instaurando tra-

tamiento adecuado y disminuyendo así su impacto para el productor.

2 Materiales y Métodos

2.1 Lugar y fecha de estudio

Este estudio se realizó entre los meses de enero y marzo del 2018, siendo la temperatura ambiental promedio de 19,5°C y la humedad de 87% (INEI, Instituto Nacional de Estadística e Informática, 2018). Las muestras de piel recolectadas para el diagnóstico de micosis fueron transportadas para su evaluación al Laboratorio de Microbiología y Microscopía de la Facultad de Ciencias Veterinarias y Biológicas de la Universidad Científica del Sur. Se estudiaron a las poblaciones de cuyes provenientes de sistemas de crianza intensiva, de ambos sexos y de diferentes etapas productivas (lactante, recría, reproductores). Las muestras se tomaron en animales con lesiones en la piel como descamación y alopecia, mediante las técnicas de raspado cutáneo superficial y raspado cutáneo profundo.

2.2 Tamaño de muestra

Para determinar el tamaño de muestra del estudio se tomó como referencia el trabajo de determinación de dermatofitosis en cuyes en la sede central del INIA (Celis, 1998), en el cual se obtuvo 93% de prevalencia, y para ello se utilizó la fórmula de población infinita. Se procesaron 189 muestras por oportunidad y disponibilidad de recursos, y cuya distribución por granja fue la siguiente: granja 1 (n=86), granja 2 (n=40), granja 3 (n=5) y granja 4 (n=73).

2.3 Toma de muestra

Las muestras se recolectaron mediante dos técnicas: raspado cutáneo superficial y raspado cutáneo profundo, mencionadas por Bexfield, Lee y col. (2014). El raspado superficial se realizó para el cultivo micológico, mientras que el raspado cutáneo profundo para la técnica de citología, pues el sangrado ayuda a generar un mayor contraste y facilitar la visualización de estructuras fúngicas junto a células inflamatorias de la lesión. El raspado cutáneo superficial se realizó con una hoja de bisturí en toda la zona periférica de la lesión, tomando escamas y costras. Estas se transportaron en envases estériles de boca ancha

con tapa rosca, para su procesamiento en el laboratorio. Para el raspado cutáneo profundo, se siguió raspando con el bisturí la superficie de la piel hasta producir una hemorragia capilar. Luego, se transfirió la muestra a una lámina portaobjetos, y con ayuda de otra lámina, se extendió la muestra pasando una contra la otra, mediante la técnica de squash (Valenciano y Cowell, 2014).

2.4 Procesamiento por Citología

Los portaobjetos con las muestras se tiñeron con el protocolo de tinción Diff Quick. Primero se sumergieron en el fijador alcohólico 3 veces, con una duración de 2 a 3 segundos cada vez; luego, se escurrió en papel filtro; después la muestra se sumergió en la tinción básica color rojo; y finalmente, en la tinción ácida color púrpura. Cada inmersión fue de 8 segundos. Luego, se sumergieron en agua para retirar el colorante en exceso y se dejó secar por 5 minutos (Albanese, 2017). Las láminas teñidas y secas se observaron en el microscopio con un objetivo de 100X, para poder identificar los tipos de células existentes y posibles organismos fúngicos (Hnilica y Patterson, 2017). Las muestras consideradas positivas fueron las que presentaron la presencia de hifas y/o esporas, que son estructuras pequeñas, redondeadas u ovaladas, con un halo pericelular claro. Las hifas se reconocieron por su peculiar forma de rama de bambú, como filamentos lineales segmentados (Mendelsohn, Rosenkrantz y Griffin, 2006; Raskin y Meyer, 2015; Albanese, 2017).

2.5 Procesamiento por Cultivo Micológico

Para el cultivo de las muestras se utilizó el medio Agar Sabouraud Dextrosa con un pH de 5.6, al cual se le agregó cloranfenicol en concentración de 50mg/dL. Las muestras se sembraron con ayuda de un asa de siembra en tubos Falcon que contenían el medio de cultivo, en posición inclinada o pico de flauta para evitar la desecación. Los cultivos se conservaron a temperatura de 22°C durante 21 días, haciendo un seguimiento diario para observar el crecimiento de colonias (Cuétara, 2007; Kraemer y col., 2012). Se consideraron positivas las muestras que a los 10 días presentaron colonias planas de color blanco, algodonosas o lanosas, bordes dorados, con o sin centro deprimido, y en el reverso color amarillo naranja o marrón anaranjado (compatibles con *M. canis*); colonias de textura plana color crema o

canela, con bordes blancos, micelios blancos y en el reverso color amarillo pálido o marrón (compatibles con *M. gypseum*); o colonias planas con superficie polvosa color blanco o crema, y con el reverso color marrón cobrizo o rojo oscuro (compatibles con *T. mentagrophytes*) (Moriello, 2001; Miller, Griffin y Campbell, 2013). Colonias de otros aspectos se compararon con un atlas de micología para considerarlas positivas o no al diagnóstico de dermatofitosis.

2.6 Identificación microscópica

De las placas cultivadas, se transfirieron con un asa las colonias a láminas porta objetos. A estas láminas se les colocó el colorante azul de lactofenol, sobre el cual se cubrió con la cinta adhesiva. Luego, se observaron al microscopio (Helton y Werner, 2018). Se consideraron positivos los hallazgos de macroconidias fusiformes de 6 o más segmentos con gruesas paredes espinosas (*M. canis*); hallazgos de macroconidias equinuladas de forma elíptica de hasta 6 segmentos y con paredes delgadas (*M. gypseum*); y hallazgos de microconidias globosas con ocasional presencia de macroconidias en forma de cigarro con paredes finas y lisas, y esporádicas hifas espirales (*T. mentagrophytes*) (Miller, Griffin y Campbell, 2013). Para determinar el grado de concordancia entre las dos técnicas empleadas se usó la prueba de Kappa, para lo cual se elaboró una tabla de contingencia de 2×2 que se detalla a continuación.

2.7 Interpretación de resultados

La determinación del índice de Kappa, se utilizó el paquete estadístico STATA15.0, y la interpretación cualitativa en base a la fuerza de concordancia descrita por Altman (1990), y se califica como: pobre o débil para valores menores a 0,40; moderada, para valores de entre 0,41 y 0,60; buena, entre 0,61 y 0,80; y muy buena para valores superiores hasta 1.13. La determinación de la frecuencia de dermatofitos para cada técnica diagnóstica se obtuvo de la relación entre el número de diagnósticos positivos frente al número total de animales evaluados.

3 Resultados y Discusión

La frecuencia global de dermatofitosis fue de $18.5 \pm 5.5\%$ (35/189) mediante la técnica de cultivo, mientras que mediante la técnica de citopatología, la

frecuencia global fue de $43 \pm 7.1\%$ (81/189) (Tabla 1). La frecuencia para dermatofitosis en animales con lesiones por el método de cultivo micológico fue de $18.5 \pm 5.5\%$, lo cual contrasta con los valores encontrados por otros autores por el mismo método en nuestro país. Otros autores reportan frecuencias mayores, entre 50 y 95% de presentación de dermatofitosis (Celis, 1998; Jara, Muscari y Chauca, 2003; Pineda, Camiloaga y Zuñiga, 2009). Estas altas presentaciones se deben al factor ambiente, ya que los dermatofitos, aunque son ubicuos, tienen una mayor frecuencia en lugares cálidos y con presencia de alta humedad relativa (Helton y Werner, 2018). Por otro lado, también influye la inmunidad del hospedero, la cual depende de la edad, alimentación y manejo de los animales (Morales, 2013); por lo que esto puede ser circunstancial y tener influencia multifactorial.

Varios factores influyen en el grado de concordancia del índice kappa (κ) para este estudio donde se enfrentan técnicas de diagnóstico como el cultivo micológico y la citológica; estos factores son grupos etarios, edad, sexo, tipo de instalaciones, grado de entrenamiento de los técnicos responsables de la toma de muestra y la ejecución de las técnicas de diagnóstico en la evaluación (Tabla 2).

En cuanto a las frecuencias de dermatofitosis por grupo etario en el presente estudio mediante el método de cultivo micológico se encontró que estas variaban desde 0% en lactantes, hasta 25.6% en recria; estos resultados fueron similares a los encontrados por Jara, Muscari y Chauca (2003), quienes reportaron que la recria presentó el mayor porcentaje de animales positivos. Esto se debería al desarrollo incompleto de su sistema inmune y la baja concentración de ácidos grasos fungistáticos presentes en su sebo (Richardson, 2000; Patel y Forsythe, 2008); además, después de la pubertad empiezan las agresiones entre machos, incrementándose el estrés y causando lesiones que sirven como vía de entrada al hongo (Jara, Muscari y Chauca, 2003).

Acerca de la ubicación de la lesión, fueron mucho más frecuentes las lesiones en la región nasal y frontal, mientras que en las lesiones encontradas en el dorso caudal y extremidades no se presentó dermatofitosis. Esto también coincide con Jara, Muscari y Chauca (2003) donde las lesiones en la región periocular y nasal fueron las más reporta-

das, mientras que en las extremidades y dorso se encuentra la menor frecuencia de dermatofitosis. Además; Miller, Griffin y Campbell (2013) describen que las áreas más afectadas por la dermatofitosis son el área nasal, periocular, frontal y auricular, y solo en raras ocasiones puede extenderse al área lumbosacra, sin afectar las extremidades. Por lo que

esta disposición de las lesiones podría estar relacionada al comportamiento que tiene la especie, lo que facilita el contacto con áreas contaminadas del ambiente, favorecidas por la humedad que estas áreas pueden mostrar debido al comportamiento de alimentación que muestra la especie.

Tabla 1. Frecuencia de dermatofitosis en cuyes de crianza intensiva según sexo, estrato etario, ubicación de la lesión, y tipo de instalaciones; mediante cultivo micológico y citología (n=189).

	Total de animales	Animales positivos (cultivo)*			Animales positivos (citología)*		
		n	%	± IC 95%	n	%	+ IC 95%
Sexo							
Hembra	103	8	7.80%	± 5.20%	24	23.00%	± 8.10%
Macho	86	27	31.40%	± 9.80%	57	66.00%	± 10.00%
Estrato etario							
Lactante	1	0	0.00%	± 0.00%	0	0.00%	± 0.00%
Recría	125	32	25.60%	± 7.70%	77	62.00%	± 8.50%
Reproductor	63	3	4.80%	± 5.30%	4	6.00%	± 5.90%
Ubicación de la lesión							
Nasal	64	18	28.10%	± 11.00%	45	70.00%	± 11.20%
Frente	12	5	41.70%	± 27.90%	8	67.00%	± 26.60%
Auricular	5	1	20.00%	± 35.00%	3	60.00%	± 42.90%
Cara	3	0	0.00%	± 0.00%	3	100.00%	± 0.00%
Dorso medio	96	10	10.40%	± 6.10%	17	18.00%	± 7.70%
Dorso caudal	4	0	0.00%	± 0.00%	1	25.00%	± 42.40%
Extremidades	2	0	0.00%	± 0.00%	1	50.00%	± 69.30%
Periocular	3	1	33.30%	± 53.30%	3	100.00%	± 0.00%
Instalaciones							
Jaula	57	0	0.00%	± 0.00%	0	0.00%	± 0.00%
Poza	132	35	26.50%	± 7.50%	81	61.00%	± 8.30%
TOTAL	189	35	18.50%	± 5.50%	81	43.00%	± 7.10%

*La determinación de concordancia entre ambas técnicas diagnósticas fue de 0.46 (Moderada).

En cuanto al tipo de instalación, hay una mayor frecuencia de dermatofitosis en animales criados en pozas. Jara, Muscari y Chauca (2003) al determinar la humedad de los galpones de cuyes de crianza intensiva, reportaron que las pozas donde la cama se mantiene húmeda por más tiempo, lo que hace que exista un mayor número de animales con lesiones dermatológicas. Por lo tanto, se corrobora que el tipo de instalación influye en la presencia o ausencia de humedad, ventilación e iluminación, y potencialmente en la presentación de la dermatofitosis.

Por otro lado, la frecuencia para dermatofitosis en animales con lesiones dermatológicas diagnos-

ticadas por el método de citopatología fue mayor frente al cultivo micológico, con índices de $43 \pm 7.1\%$ de los animales evaluados. En relación a las frecuencias de dermatofitosis por grupo etario en el presente estudio, se reporta que estas varían desde 0% en lactantes hasta 62% en recría. A nivel de regiones afectadas, la mayor frecuencia ocurre en la región nasal, frontal y auricular, con frecuencias entre 28.1% y 40.7% (Tabla 1). En cuanto al tipo de instalación, hay una frecuencia de dermatofitosis de 62% en animales criados en pozas, y un 0% en animales criados en jaulas, mostrando una mayor sensibilidad de esta técnica para el diagnóstico.

Tabla 2. Proporción de concordancia entre la técnica de cultivo micológico y la citología como diagnóstico de dermatofitosis en cuyes.

		Técnica de Citológica		
		Negativo	Positivo	Total
Técnica de Cultivo micológico	Negativo	108	46	154
	Positivo	0	35	35
	Total	108	81	189
				Índice kappa = 0.46

La técnica de citopatología es frecuentemente usada para determinar la presencia de agentes etiológicos en lesiones dermatológicas, debido a que es fácil de realizar, rápida, mínimamente invasiva; además no implica un costo muy alto (Neuber y Nuttall, 2017); sin embargo, no es ampliamente utilizada para este fin. Dentro de esta técnica el mejor método para la toma de muestra es el de la cinta adhesiva. No obstante, la cantidad de hongos que se encuentre va a depender de la intensidad de la infección (Albanese, 2017). Por otro lado, aunque la tinción de las láminas con Diff Quick es muy efectiva para poder visualizar a las esporas y/o hifas, tinciones como Schiff o Gomori permiten distinguir mucho mejor estas estructuras fúngicas en láminas histopatológicas (Albanese, 2017); sin embargo, los costos son mayores. Por otro lado, respecto a la sensibilidad del diagnóstico de la dermatofitosis, la frecuencia reportada mediante la técnica de citopatología fue más alta que la reportada mediante el cultivo micológico, debido a que esta primera no solo identifica dermatofitos, sino que también dio positivo a otras especies fúngicas, definidas posteriormente mediante el cultivo micológico.

En el estudio de concordancia entre ambas técnicas diagnósticas (Tabla 2), la técnica de cultivo micológico y la de citopatología determinaron que mediante la prueba de Kappa se encontró una concordancia moderada de 0.46 (Altman, 1990). Esto se debe a la diferencia entre las frecuencias reportadas con ambas técnicas. A pesar de los falsos positivos de la técnica de citopatología, estas otras especies fúngicas no solo no pueden considerarse contaminación, sino que potencialmente podrían estar causando las lesiones dermatológicas. Además, este resultado representa el primer estudio de concordancia entre ambas técnicas diagnósticas.

Finalmente, la citopatología podría ser utilizada como técnica de primera intención para el diagnós-

tico de dermatomycosis en cuyes, y en caso de resultar positivo, sería necesario el descarte definitivo por cultivo micológico.

4 Conclusiones

El grado de concordancia encontrado entre las técnicas de cultivo micológico y citopatología para detectar dermatofitosis en cuyes de granjas de crianza extensiva es de tipo moderado (Kappa = 0.46).

La estimación de presencia de dermatofitosis en cuyes de granjas de crianza extensiva fue de $18.5 \pm 5.5\%$ por el método de cultivo micológico y $43 \pm 7.1\%$ por el método de citopatología.

Agradecimientos

Esta investigación fue desarrollada por el financiamiento de FONDECYT Convenio de subvención N 172-2015-FONDECYT-DE.

Referencias

- Albanese, Francesco (2017). «Cytology of skin tumours». En: *Canine and Feline Skin Cytology*. Springer, 291-490. Online: <https://bit.ly/2BHdrSu>.
- Altman, D. G. (1990). *Practical statistics for medical research*. Ed. por Chapman y Hall/CRC. New York: CRC press.
- Bexfield, Nick, Karla Lee y col. (2014). *BSAVA guide to procedures in small animal practice*. Ed. 2. British Small Animal Veterinary Association.
- Burke, T. (1994). *Kirk's Current Veterinary Therapy*. Missouri: Saunders.

- Celis, E. (1998). «Detección de dermatomicosis en cuyes criados en baterías y pozas en la sede central del INIA-Lima». Tesis de Médico Veterinario. Huánuco: Universidad Nacional Hermilio Valdizán.
- Cuétara, M. S. (2007). «Procesamiento de las muestras superficiales». En: *Revista Iberoamericana de Micología* 4, 1-12. Online:https://bit.ly/33gpRMD.
- Gross, T.L. y col. (2005). *Skin Diseases of the Dog and Cat: Clinical and Histopathologic Diagnosis*. Ed. por Blackwell Science. Oxford.
- Helton, K. y A. Werner (2018). *Small animal dermatology*. Iowa: Wiley-Blackwell.
- Hnilica, K. y A. Patterson (2017). *Small Animal Dermatology: a color atlas and therapeutic guide*. Missouri: Saunders.
- INEL, Instituto Nacional de Estadística e Informática (2018). *Temperatura promedio anual, según departamento*. URL: http://bit.ly/2Sp7Kgg.
- Indranil, S. (2015). *Veterinary Micology*. Nueva Delh: Springer.
- Jara, M., J. Muscari y L. Chauca (2003). «Dermatofitosis en cuyes (*cavia porcellus*) de granjas tecnificadas de la costa central, provincia de Lima - Perú». En: *XXVII Reunión de la Asociación Peruana de Producción Animal*. Lima.
- Joyce, S. y M. Vandis (2007). *Clinical exposures: canine dermatophyte infection*. *Veterinary Medicine* 360.
- Kraemer, A. y col. (2012). «Dermatophytes in pet Guinea pigs and rabbits». En: *Veterinary microbiology* 157.1-2, 208-213. Online:https://bit.ly/2P1CIK4.
- Mendelsohn, C., W. Rosenkrantz y C. E. Griffin (2006). «Practical cytology for inflammatory skin diseases». En: *Clinical techniques in small animal practice* 21.3, 117-127. Online:https://bit.ly/3f3QLJG.
- Miller, W., C. Griffin y K. Campbell (2013). *Small animal dermatology*. Missouri: Mosby.
- Morales-Cauti, S. (2018). «La sanidad en Sistemas de Crianza Comercial de Cuyes». En: *Lima. XLI Reunión Científica Anual*. Asociación de Producción Animal. Online:http://bit.ly/31CuqOh.
- Morales, S. (2013). «La sanidad en Sistemas de Crianza Comercial de Cuyes». En: *XXXVI Reunión Científica Anual*. Lima. Asociación de Producción Animal. Online:http://bit.ly/31CuqOh.
- Moriello, K. A. y col. (2017). «Diagnosis and treatment of dermatophytosis in dogs and cats. Clinical Consensus Guidelines of the World Association for Veterinary Dermatology». En: *Veterinary Dermatology* 28.3, 266-e68. Online:https://bit.ly/3g9uc7N.
- Moriello, K.A. (2001). «Diagnostic techniques for dermatophytosis». En: *Clinical techniques in small animal practice* 16.4, 219-224. Online:https://bit.ly/3jSpDki.
- Neuber, A. y T. Nuttall (2017). *Diagnostic techniques in veterinary dermatology*. Ed. por Wiley-Blackwell. Oxford.
- Patel, A. y P. Forsythe (2008). *Small animal dermatology*. London: Saunders.
- Pineda, C., S. Camiloaga y M. Zuñiga (2009). «Frecuencia de hongos dermatofitos en la crianza de cobayos (*cavia porcellus*) en la provincia de Huánuco». En: *Investigación Valdizana* 3.1, 5-8. Online:http://bit.ly/2H92ZIE.
- Raskin, R. y D. Meyer (2015). *Canine and Feline Cytology: a Colour Atlas and Interpretation Guide*. Missouri: Saunders.
- Richardson, C.G. (2000). *Diseases of domestic Guinea Pigs*. Ed. por Blackwell Science. Oxford.
- Scurrel, E. (2011). *Kerion dermatophytosis in a cocker spaniel*. *Cytopath. Veterinary Pathology*. URL: http://bit.ly/2HcStK5.
- Solórzano, J. (2014). *Crianza, producción y comercialización de cuyes*. Ed. por Editorial Macro. Lima.
- Sparkes, A. y col. (1993). «Epidemiological and diagnostic features of canine and feline dermatophytosis in the United Kingdom from 1956 to 1991.» En: *The Veterinary Record* 133.3, 57-61. Online:https://bit.ly/3jV8E0K.
- Valenciano, A. y R. Cowell (2014). *Cowell and Tyler's Diagnostic cytology and hematology of the dog and cat*. Missouri: Elsevier.
- White, S. D., Sanchez-Migallon G. D. y M. G. Paul-Murphy J. and Hawkins (2016). «Skin diseases in companion guinea pigs (*Cavia porcellus*): a retrospective study of 293 cases seen at the Veterinary Medical Teaching Hospital, University of California at Davis (1990-2015)». En: *Veterinary dermatology* 27.5, 395-e100. Online:https://bit.ly/2P9aNYB.
- Wiebe, V. (2015). *Drug therapy for infectious diseases of dog and cat*. Ed. por Wiley-Blackwell. Oxford.