RECIENA
Revista Científica Agropecuaria
ISSN 2773 - 7608
https://reciena.espoch.edu.ec/index.php/reciena/index
Facultad de Ciencias Pecuarias

ARTÍCULO ORIGINAL *Recibido:* 14/06/2026 · *Aceptado:* 16/08/2026 · *Publicado:* 07/10/2026
DOI: https://doi.org/10.47187/r42kr037

EVALUACIÓN MICROBIOLÓGICA DEL AIRE Y SUPERFICIES EN DIFERENTES ÁREAS DE CLÍNICAS VETERINARIAS

MICROBIOLOGICAL ASSESSMENT OF AIR AND SURFACES IN DIFFERENT AREAS OF VETERINARY CLINICS

[1] Anthony Josué Bravo Solórzano*	anthonybravo200104a@gmail.com
[1] Félix Agustín Quijije Carranza	felixagusquijije@outlook.com
[2] María Karolina López Rauschemberg	klopez@espam.edu.ec
[3] Manuel Patricio Lucas Basurto	manuel28.mplb@gmail.com

[1] Autor independiente·

[2] Escuela Superior Politécnica Agropecuaria de Manabí Manuel Félix López, Carrera de Medicina Veterinaria, El Limón, Manabí, Ecuador·

[3] Maestrante en Medicina Veterinaria, mención Salud y Reproducción en Especies Productiva, Universidad Tecnica de Manabí, Portoviejo, Manabí, Ecuador·

E-mail: * anthonybravo200104a@gmail.com

RESUMEN

Las infecciones nosocomiales se han transformado en una preocupación de suma importancia en los servicios de atención de salud humanas y veterinarias. La presente investigación tuvo como objetivo evaluar la calidad microbiológica del aire y superficies en las diferentes áreas de clínicas veterinarias. Se analizaron las áreas de recepción, consultorio y quirófano, la toma de las muestras de aire se efectuó por el método de sedimentación, en tanto las muestras de superficies fueron obtenidas por el método de hisopado. Posteriormente, las muestras fueron incubadas bajo condiciones adecuadas, tras lo cual se realizó al conteo de colonias. La identificación de bacterias se llevo a cabo mediante tinción de Gram, y la de hongos mediante tinción simple. Los resultados demostraron niveles de contaminación de intermedios a altos en el aire. En cuanto a las superficies, únicamente la mesa y la lámpara quirúrgica en el análisis para bacterias, así como la mesa de exploración y la lámpara quirúrgica en el análisis de hongos, revelaron niveles de contaminación dentro de los parámetros aceptables, conforme a los estándares microbiológicos propuestos. Las bacterias aisladas con mayor frecuencia fueron Gram positivas, mientras que, en el caso de los hongos, destacaron los géneros Fusarium spp. y Mucor spp. Por lo tanto, la mayoría de las áreas evaluadas presentaron niveles microbiológicos por encima de los estándares recomendados, evidenciándose además una importante diversidad de microorganismos.

Palabras clave: *Bacterias; contaminación; hongos; infecciones nosocomiales.*

ABSTRACT

Nosocomial infections have become a major concern in both human and veterinary healthcare settings he. objective of this study was to evaluate the microbiological quality of the air and surfaces in various areas of veterinary clinics. The reception area, examination room, and operating room were analyzed; air samples were collected using the sedimentation method, while surface samples were obtained using the swab method. The samples were then incubated under appropriate conditions, after which colony counts were performed. Bacteria were identified using Gram staining, and fungi were identified using simple staining. The results showed intermediate to high levels of contamination in the air. Regarding surfaces, only the operating table and the surgical light in the bacterial analysis, as well as the examination table and the surgical light in the fungal analysis, showed contamination levels within acceptable parameters, in accordance with the proposed microbiological standards. The most frequently isolated bacteria were Gram-positive, while, in the case of fungi, the genera Fusarium spp. and Mucor spp. were predominant. Consequently, most of the areas evaluated had microbiological levels above the recommended standards, and a significant diversity of microorganisms was also observed.

Keywords: *Bacteria; contamination; fungi; nosocomial infections.*

1. INTRODUCCIÓN

Numerosos microorganismos poseen la habilidad de ingresar y reproducirse dentro de los tejidos del huésped, causando así una infección [1]. Aquellas infecciones que son adquiridas dentro de un hospital u otro establecimiento de atención de salud se las denomina infecciones nosocomiales (IN) [2]. Entre los microorganismos más relacionados con este tipo de infecciones se incluyen aquellas causadas por bacterias y hongos [3], los cuales son comúnmente resistentes a los medicamentos [4].

Los datos Veterinarios para este campo son limitados, sin embargo, en un estudio previo se reportó que el 28.3% de los principales pacientes: perros (Canis lupus familiaris) y gatos (Felis catus) de 4 hospitales Veterinarios presentaron al menos un caso de IN [5].

En 38 hospitales Universitarios Veterinarios (europeos y norteamericanos) se informaron al menos un brote de IN en el 82% de ellos, durante un periodo de los últimos 5 años [6]. En consecuencia, a pesar de que existe poca información de las IN en Medicina Veterinaria, estas constituyen una preocupación indiscutible.

Este tipo de infecciones pueden generar diferentes complicaciones en los pacientes veterinarios, entre las cuales pueden implicar una mayor estancia hospitalaria (con el consiguiente aumento de costos para el dueño de la mascota o la clínica), mayor mortalidad y transmisión de patógenos multirresistentes, cuyo alcance trasciende a los pacientes, abarcando también un riesgo para el personal o cualquier individuo en contacto con la clínica veterinaria [4, 7].

Estos microorganismos patógenos se pueden transmitir a través de herramientas de trabajo y superficies hospitalarias, pudiendo sobrevivir en dicho lugar durante varios días, semanas o incluso meses, aumentando la probabilidad de transmisión [8], asimismo se ha evidenciado que el aire dentro de una clínica puede albergar numerosos microorganismos, significando un peligro potencial para la salud [9].

Debido a la importancia de las infecciones nosocomiales y a la escasa información existente en el ámbito Veterinario, el propósito de este estudio es evaluar la calidad microbiológica del aire y superficies en las diferentes áreas de clínicas Veterinarias.

2. MATERIALES Y MÉTODOS

2.1. Diseño y área de estudio

La presente investigacion se realizó mediante un estudio descriptivo, transversal. Se llevó a cabo en la parroquia Calceta, perteneciente al cantón Bolívar, en la provincia de Manabí, Ecuador.

Se seleccionó 3 clínicas Veterinarias las cuales comprendieron las áreas que se detallan a continuación: área de recepción (3), área de consultorio (3), área del quirófano (2).

2.2. Toma de muestra

Se seleccionaron muestras del aire en 2 lugares específicos, una se ubicó en la entrada del área y la otra en uno de sus extremos; para las muestras de superficies en la recepción, se analizó la perilla interna de la puerta, sillón y escritorio; respecto al área de consultorio se tomaron muestras de la balanza, mesa de exploración y estetoscopio; en el área del quirófano se evaluó la mesa quirúrgica, mesa Mayo y la lámpara quirúrgica.

El muestreo del aire se realizó mediante el método de sedimentación, en el cual las cajas Petri se colocaron a 1 m de altura del suelo y se mantuvieron abiertas durante 30 minutos, se emplearon cajas con agar nutritivo (BD DIFCO™) para el cultivo de bacterias y agar potato dextrosa (PDA) (BD DIFCO™) para el crecimiento de hongos.

Con la finalidad de recolectar las muestras de superficies se aplicó el método del hisopado, a través de un hisopo en 10 mL de agua peptonada (TM MEDIA ®) se tomaron muestras en superficies regulares utilizando un molde estéril de dimensiones 10 x 10 cm abarcando una superficie de 100 cm2, para superficies no uniformes, se recorrió con el hisopo la zona a muestrear.

2.3. Recuento de unidades formadoras de colonias (UFC)

Posterior al transporte de las muestras hacia el laboratorio, se comenzó a realizar las diluciones correspondientes para las muestras de superficies, de cada dilución se inoculó 0.1 mL sobre cajas Petri preparadas con medios de cultivo agar nutritivo y PDA

Se procedió a incubar las cajas de Petri que contenían agar nutritivo a una temperatura de 37°C durante 24 horas, mientras las cajas Petri que contenían PDA fue-

ron incubadas a temperatura ambiente durante 120 horas. Posteriormente, se procedió al conteo de colonias, cuyos resultados se representaron en UFC/m3 de aire y UFC/cm2 para las superficies.

2.4. Identificación de microorganismos

Después de realizar el conteo, se eligieron colonias de interés en función de características como morfología, tamaño, pigmentación, entre otros. A continuación, se realizó la tinción de Gram para identificar las bacterias y la tinción simple para los hongos.

2.5. Análisis de datos

Se hizo uso de la estadística descriptiva para la tabulación de los datos derivados del análisis microbiológico de las diferentes áreas de muestreo, se calculó el promedio y la desviación estándar (SD) de UFC y la frecuencia de los diferentes microorganismos, mediante el programa Microsoft Excel (2019).

3. RESULTADOS Y DISCUSIÓN

3.1. Recuento total de bacterias y hongos en el aire

Los valores de los recuentos bacterianos y fúngicos del aire en las áreas de recepción, consultorio y quirófano se presentan en la Tabla 1.

Tabla 1. *Recuento de bacterias y hongos (Promedio ± SD) en el aire de las distintas áreas de clínicas veterinarias.*

Áreas	Bacterias (UFC/m^3)	Hongos (UFC/m^3)
Área de recepción	1.613,57 ± 987,04	421,41 ± 126,49
Área de consultorio	1.005,45 ± 304,19	338,78 ± 48,06
Área de quirófano	1.110,44 ± 780,34	553,59 ± 196,62

La Organización Mundial de la Salud (OMS) indica límites referenciales para el recuento bacteriano en el aire, expresados en UFC/m3 para locales no industriales [10]. Al comparar estos estándares con los valores promedios obtenidos del conteo bacteriano en el presente estudio, se determina que existe un elevado nivel de contaminación en todas las áreas analizadas dentro de las clínicas veterinarias.

Se han informado concentraciones de bacterias entre 256 a 1.123 UFC/m3 en un hospital Veterinario de Krakow (Polonia) [11]. Al evaluar el promedio de estos datos y compararlo con los estándares de la OMS, se considera que este hospital presente una carga bacteriana alta, de manera similar a lo observado en este estudio.

Adicionalmente, se han documentado valores promedio de 226,9 UFC/m3 en clínicas Veterinarias ubicadas en el campo y valores promedio de 2.121,80 UFC/m3 en clínicas urbanas [12]. Esta observación indica una elevada carga de bacterias en clínicas urbanas, lo cual coincide con los resultados obtenidos en las clínicas veterinarios analizadas en este estudio.

En relación con los hongos en el aire, la OMS también establece niveles de contaminación para locales no industriales [10]. De acuerdo con estas pautas, el área de recepción y consultorio en las clínicas veterinarias analizadas tienen una contaminación intermedia, mientras que el área de quirófano alcanzó un nivel de contaminación alto.

Este elevado nivel de hongos en el quirófano puede atribuirse a varios factores, como la alta presencia de personas y animales en esa área, así como a la prolongada ocupación y a la clase de intervenciones quirúrgicas que se efectúan [13].

Se han evidenciado en distintos entornos veterinarios una variabilidad en la contaminación por hongos en el aire. En el interior de un hospital veterinario en Krakow (Poland), la carga de hongos varió de 1.052 UFC/m3 a 2.739 UFC/m3 [14]. En otra investigación realizada en tres instalaciones veterinarias en Taiwán se observaron concentraciones fúngicas de 635,6 UFC/m3, 423,6 UFC/m3 y 1.554,7 UFC/m3 [15]. Mientras que, en un establecimiento veterinario ubicado en Lisboa (Portugal), se presentaron concentraciones entre 88 y 504 UFC/m3 [16].

Las diferencias en la cantidad de hongos y bacterias presentes en el aire en las distintas clínicas humanas o veterinarias podrían deberse a los parámetros del ambiente (temperatura y humedad relativa), aire acondicionado, cantidad de personas y mascotas presentes, la amplitud del espacio, la distribución arquitectónica de la clínica, las diferencias en los intervalos de desinfección y el tipo de desinfectante utilizado [3, 9, 12, 17, 18].

3.2. Recuento total de bacterias y hongos en las superficies

Las cargas microbiológicas oscilaron entre 0 y 7,87 x 10^3 UFC/cm^2, evidenciando variaciones en los niveles de contaminación entre las diferentes superficies analizadas, como se observa en la Tabla 2.

Tabla 2. *Recuento de bacterias y hongos (Promedio ± SD) en las superficies de las distintas áreas de clínicas veterinarias.*

Áreas	Superficies	Bacterias (UFC/cm²)	Hongos (UFC/cm²)
Área de recepción	Perilla de la puerta	$1{,}90 \times 10^{3} \pm 3{,}29 \times 10^{3}$	$2{,}89 \times 10^{2} \pm 4{,}57 \times 10^{2}$
	Sillón	$7{,}87 \times 10^{3} \pm 1{,}36 \times 10^{4}$	$4{,}33 \times 10^{1} \pm 6{,}66 \times 10^{1}$
Área de consultorio	Escritorio	$3{,}6 \times 10^{2} \pm 5{,}72 \times 10^{2}$	$3{,}67 \times 10^{1} \pm 4{,}04 \times 10^{1}$
	Balanza	$5{,}2 \times 10^{2} \pm 4{,}25 \times 10^{2}$	$4{,}67 \times 10^{1} \pm 4{,}16 \times 10^{1}$
	Mesa de exploración	$2{,}33 \times 10^{1} \pm 4{,}04 \times 10^{1}$	Ausencia
	Estetoscopio	$4{,}78 \times 10^{2} \pm 4{,}97 \times 10^{2}$	$4{,}51 \times 10^{2} \pm 5{,}30 \times 10^{2}$
Área de quirófano	Mesa quirúrgica	Ausencia	$4 \times 10^{1} \pm 2{,}83 \times 10^{1}$
	Mesa Mayo	$9{,}5 \times 10^{1} \pm 1{,}34 \times 10^{2}$	$4 \times 10^{1} \pm 4{,}24 \times 10^{1}$
	Lámpara quirúrgica	$2{,}55 \times 10^{-1} \pm 3{,}61 \times 10^{-1}$	Ausencia

En lo referente a las superficies, se han propuesto estándares microbiológicos aceptables para superficies hospitalarias, siendo <2,5 UFC/cm2 el indicador de higiene más ampliamente aceptado [19, 20, 21]. Utilizando este límite de contaminación, únicamente la mesa y la lámpara quirúrgicas en las muestras bacterianas, y tanto la mesa de exploración como la lámpara quirúrgica en las muestras fúngicas, registraron niveles aceptables de contaminación.

Por el contrario, la perilla de la puerta se identificó como una de las que presento mayor contaminación de microorganismos. Este hallazgo coincide con investigaciones realizadas en entornos hospitalarios Humanos [22] y Veterinarios [23], donde también se registró una alta contaminación en las perillas de las puertas. Del mismo modo se evidenció una notable carga microbiana en estetoscopios, sillas utilizadas por los clientes y balanzas, resultados que coinciden con investigaciones anteriores [23, 24, 25].

En las clínicas, diversas superficies pueden contaminarse durante las actividades del personal, ya que muchas de ellas entran en contacto directo con los pacientes durante la consulta o el examen físico, y con frecuencia no se aplica un procedimiento de desinfección adecuado luego de cada uso [23, 26, 27], esta deficiencia en las prácticas de higiene podría justificar la elevada presencia de microorganismos detectada en los estetoscopios y balanzas examinadas en este estudio. Igualmente, una gran cantidad de superficies son tocadas por los clientes y a menudo suelen ser ignoradas durante la limpieza y desinfección, convirtiéndose así en focos de infección [23], lo cual podría estar relacionado con los niveles altos de contaminación registrados en la perilla de la puerta y en las sillas de las clínicas analizadas.

3.3. Identificación de bacterias y hongos

En la Tabla 3 se observa el predominio de bacterias Gram positivas tanto en el aire (87%) como en las superficies (94%), mientras que las Gram negativas se presentaron en menor proporción en ambos tipos de muestra.

Tabla 3. *Frecuencia de bacterias Gram positivas y Gram negativas en el aire y superficies de clínicas veterinarias.*

Tipo de muestra	Gram positivas	Gram negativas
Aire	87%	13%
Superficies	94%	6%

Estos resultados obtenidos en este estudio coinciden con los observados en una clínica Veterinaria ubicada en Antioquia (Colombia), donde se registró una mayor frecuencia de Gram positivas con un 53% [28]. Asimismo, una investigación en varios quirófanos Veterinarios en Sudáfrica mostró un aislamiento significativamente mayor de Gram positivas con un 81,31% [29]. De igual manera, en distintas clínicas Veterinarias de las ciudades de Chernivtsi y Kolomyia (Ucrania), se evidenció una tasa de aislamiento del 100% para algunos géneros pertenecientes a bacterias Gram positivas [30].

La elevada predominancia de bacterias Gram positivas puede atribuirse a la estructura de su pared celular, la cual presenta una capa abundante de peptidoglicano. Esta característica le confiere una mayor capacidad de soportar la desecación [31]; asimismo, ayuda disminuir la entrada de toxinas, actuando como un elemento de protección y contribuyendo a su supervivencia en diferentes ambientes [32].

En la Tabla 4 podemos observar la frecuencia de los géneros de hongos identificados en el aire y superficies, destacándose el Fusarium spp. y Mucor spp. respectivamente.

Tabla 4. *Frecuencia de los géneros de hongos en el aire y superficies de clínicas veterinarias.*

Géneros	Aire	Superficies
Fusarium spp.	27%	16%
Mucor spp.	25%	47%
Candida spp.	17%	21%
Penicillium spp.	15%	5%
Aspergillus spp.	10%	5%
Paecilomyces spp.	4%	5%
Trichoderma spp.	2%	Ausencia

Entre los hongos detectados, el género Fusarium spp. se estableció como el de mayor presencia en las muestras de aire. Hallazgos parecidos se reportaron en un hospital veterinario, donde este género presentó una alta incidencia [33]. De manera similar, en una investigación realizada en dos hospitales para humanos, Fusarium spp. tuvo la mayor prevalente en el aire [34]. En relación con las muestras de superficie revelaron una mayor presencia del género Mucor spp. Este hallazgo se reflejó en varios hospitales humanos, donde Mucor spp. fue uno de los hongos más frecuentes en las superficies [35].

La alta frecuencia de estos géneros de hongos se debe a su ubicuidad, facilitada por diversos factores, entre estos se incluyen la facilidad de crecimiento, la capacidad de adaptarse a situaciones de estrés y la elevada producción de esporas, que se propagan con facilidad, contribuyen a una mayor dispersión en el entorno [36, 37, 38, 39, 40].

5. CONCLUSIONES

La mayoría de las áreas de las clínicas veterinarias analizadas en esta investigación presentaron cargas bacterianas y fúngicas tanto en el aire como en las superficies que no cumplen con los estándares microbiológicos propuestos. En lo referente con los microorganismos encontrados, predominan las bacterias Gram positivas y, dentro de los hongos, los géneros Fusarium spp. y Mucor spp.

Varios factores pueden favorecer una elevada concentración de microorganismos en clínicas veterinarias. Por consiguiente, se recomienda para futuras investigaciones evaluar el papel que desempeña la temperatura y humedad relativa del ambiente, así como las prácticas de desinfección sobre la presencia de microorganismos en estos entornos.

6. AGRADECIMIENTO

Agradecemos a la Escuela Superior Politécnica Agropecuaria de Manabí Manuel Félix López.

7. CONFLICTO DE INTERESES

Los autores no manifiestan conflictos de interés.

8. REFERENCIA BIBLIOGRÁFICA

1. Troncoso T, Fischer W, Pardo C, Urrutia V, Sánchez L. Identificación y sensibilidad antimicrobiana de bacterias potencialmente responsables de infecciones nosocomiales en Medicina Veterinaria. Rev. Med. Vet.. [Internet]. 2020; (40): 85-90. https://doi.org/10.19052/mv.vol1.iss40.8

2. Betancourt B, Culay P, Betancourt R. Comportamiento de las infecciones nosocomiales en una unidad de cuidados intensivos. Rev. Cub. Med. Int. Emerg. [Internet]. 2021 [citado 5 abril 2025]; 20(2):e768. Disponible en: https://revmie.sld.cu/index.php/mie/article/view/768

3. Jeong S, Kang Y, Hwang Y, Yoo S, Jang H, Oh H, Kang J, Chang D; Na K; Kim G. Evaluation of Airborne Bacteria and Fungi in Surgical Areas at the Animal Hospital. J Vet Clin. [Internet]. 2016; 34(2): 76-81. https://doi.org/10.17555/jvc.2017.04.34.2.76

4. Stull J, Weese S. Hospital-Associated Infections in Small Animal Practice. Vet Clin North Am Small Anim Pract. [Internet]. 2015; 45(2): 217-233. https://doi.org/10.1016/j.cvsm.2014.11.009

5. Ruple-Czerniak A, Aceto H, Bender J, Paradis M, Shaw S, Van Metre D, Weese J, Wilson D, Wilson J, Morley P. Using syndromic surveillance to estimate baseline rates for healthcare-associated infections in critical care units of small animal referral hospitals. J. Vet . Intern. Med. [Internet]. 2013; 27(6): 1392-1399. https://doi.org/10.1111/jvim.12190

6. Benedict K, Morley P, Van Metre D. Characteristics of biosecurity and infection control programs at veterinary teaching hospitals. J. Am. Vet. Med. Assoc. [Internet]. 2008; 233(5): 767-773. https://doi.org/10.2460/javma.233.5.767

7. Keck N, Dunie A, Dazas M, Hirchaud E, Laurence S, Gervais B, Madec J; Haenni M. Long-lasting nosocomial persistence of chlorhexidine-resistant Serratia marcescens in a veterinary hospital. Vet. Microbiol. [Internet]. 2020; 245:108686. https://doi.org/10.1016/j.vetmic.2020.108686

8. Plasencia N, Zegarra C, Failoc V, Díaz C. Aislamiento microbiológico de superficies inanimadas en contacto con pacientes en un hospital peruano. Infectio. [Internet]. 2020; 26(1): 67-72. https://doi.org/10.22354/in.v26i1.996

9. Ashuro Z, Diriba K, Afework A, Washo G, Areba A, Kanno G, Hareru H, Kaso A, Tesfu M. Assessment of Microbiological Quality of Indoor Air at Different Hospital Sites of Dilla University: A Cross-Sectional Study. Environmental Health Insights. [Internet]. 2022; 16. https://doi.org/10.1177/11786302221100047

10. Tinoco J, Carhuaz M, Flores D, Alvarez J. Determinación del crecimiento microbiológico por factores ambientales y su repercusión en la salud de la comunidad estudiantil en la biblioteca de la Universidad Peruana Unión. Rev. Investig. Ci. Téc. y Desar. [Internet]. 2016 [citado 11 abril 2025]; 2(1):rictd.v2i1.629. Disponible en: https://revistas.upeu.edu.pe/index.php/ri_ctd/article/view/629

11. Bulski K, Fraczek K, Cendrowska A, Chmiel M. Bacteriological Air Quality at Animal Veterinary Practice. Rocz. Ochr. Sr. [Internet]. 2019 [citado 23 abril 2025]; 21:841-854. Disponible en: https://ros.edu.pl/index.php/pl/?view=article&id=753:051-ros-v21-r2019&catid=52

12. Sitkowska J, Sitkowska W, Sitkowski L, Lutnicki K, Adamek L, Wilkolek P. Seasonal microbiological quality of air in veterinary practices in Poland. Ann. Agric. Environ. Med. [Internet]. 2015; 22(4):614-624. https://doi.org/10.5604/12321966.1185763

13. Mosalaei S, Amiri H, Rafiee A, Abbasi A, Baghani A, Hoseini M. Assessment of fungal bioaerosols and particulate matter characteristics in indoor and outdoor air of veterinary clinics. J. Environ. Health Sc.i Eng. [Internet]. 2021; 19(2):1773-1780. https://doi.org/10.1007%2Fs40201-021-00732-8

14. Bulski K; Fraczek, K. Mycological Air Quality at Animal Veterinary Practice. Rocz. Ochr. Sr. [Internet]. 2021; 23:168-179. https://doi.org/10.54740/ros.2021.011

15. Chen C, Liu B, Hsu C, Liu C, Liao A, Chou C, Lin C. Bioaerosol investigaction in three veterinary teaching hospitals in Taiwan. Taiwan Vet. J. [Internet]. 2017; 43(1):39-45. https://doi.org/10.1142/S1682648515500353

16. Viegas C, Monteiro A, Ribeiro E, Caetano L, Carolino E, Assunção R, Viegas S. Organic dust exposure in veterinary clinics: a case study of a small-animal practice in Portugal. Arh. Hig. Rada Toksikol. [Internet]. 2018; 69(4):309–316. https://doi.org/10.2478/aiht-2018-69-3171

17. Izzeddin N, Rodríguez G, Medina L, González L. Evaluación microbiológica de aire y superficies en quirófano de un centro de salud público. Salus. [Internet]. 2017 [citado 14 de mayo 2025]; 21(3):18-23. Disponible en: https://www.redalyc.org/articulo.oa?id=375955679005

18. Giotto C, Koprovski N, Souza T, Barros R, Starikoff K. Microbiological contamination in a university veterinary hospital. Cienc. Rural. [Internet]. 2022; 52(8):e20210475. https://doi.org/10.1590/0103-8478cr20210475

19. Claro T, O'Reilly M, Daniels S, Humphreys H. Surface microbial contamination in hospitals: A pilot study on methods of sampling and the use of proposed microbiologic standards. Am. J. Infect. Control. [Internet]. 2015; 43(9):1000-1002. https://doi.org/10.1016/j.ajic.2015.05.009

20. Ho Y, Wang L, Jiang H, Chang C, Hsieh C, Chang D, Tu H, Chiu T, Chao H, Tseng C. Use of a Sampling Area-Adjusted Adenosine Triphosphate Bioluminescence Assay Based on Digital Image Quantification to Assess the Cleanliness of Hospital Surfaces. Int. J. Environ. Res. Public. Health. [Internet]. 2016; 13(6):576. https://doi.org/10.3390/ijerph13060576

21. Smith J, Adams C, King M, Noakes C, Robertson C, Dancer S. Is there an association between airborne and surface microbes in the critical care environment?. J Hosp Infect. [Internet]. 2018; 100(3):e123–e129. https://doi.org/10.1016/j.jhin.2018.04.003

22. Bhatta D, Hamal D, Shrestha R. Subramanya S, Baral N, Singh R, Nayak N, Gokhale S. Bacterial contamination of frequently touched objects in a tertiary care hospital of Pokhara, Nepal: how safe are our hands?. Antimicrob Resist Infect Control. [Internet]. 2018; 7:97 https://doi.org/10.1186/s13756-018-0385-2

23. Akwuobu C, Ngbede E, Mamfe L, Ezenduka E, Chah K. Veterinary clinic surfaces as reservoirs of multi-drug- and biocide-resistant Gram-negative bacteria. Access Microbiol. [Internet]. 2021; 3(11):000277. https://doi.org/10.1099/acmi.0.000277

24. Souza E, Oliveira R, Silva J, Mota R, Pinheiro, J, Waterloo M, do Monte M, da Fonseca A. Microbiological evaluation of stethoscopes used in the clinical routine of Veterinarians in the Metropolitan Region of Recife, Pernambuco, Brazil. RSD. [Internet]. 2022; 11(8):e44611830394. https://doi.org/10.33448/rsd-v11i8.30394

25. Alves R, Garino F, Pereira A. Assessment of bacterial contamination in the sectors of Clinical Medicine and Surgery Small Animal Veterinary Hospital, UFCG, PB. J Vet Med. [Internet]. 2015 [citado 4 junio 2025]; 37(2):173-177. Disponible en: https://bjvm.org.br/BJVM/article/view/369

26. Adhikari S, Adhikaree N, Paudel K, Nepal R, Poudel B, Giri S, Khadka S, Khawas S, Sapkota S, Regmi R, Rijal K. Bacterial Assessment of Stethoscopes Used by Healthcare Workers at a Tertiary Care Government Hospital in Bharatpur, Nepal. Diseases. [Internet]. 2023; 11(2):55. https://doi.org/10.3390/diseases11020055

27. Mir M, Ashraf M, Tripathi V, Mir B. Isolation, characterization and prevention of various microbial strains in NIC unit and PIC unit. Sci Rep. [Internet]. 2021; 11(1):647. https://doi.org/10.1038/s41598-020-79364-1

28. Arroyave E, Uribe-Buriticá J, Granados-Acevedo S, Gutierrez L, Arismendi L, Vidal J, Londoño A. Aislamiento e identificación de bacterias con potencial nosocomial procedentes de ambientes y superficies de una clínica veterinaria Universitaria del Área Metropolitana del Valle de Aburrá, Antioquia-Colombia. Infectio. [Internet]. 2019; 23(3):227-233 https://doi.org/10.22354/in.v23i3.785

29. van der Merwe C, Naidoo V. Airborne bacteria in veterinary surgical theatres in South Africa. J S Afr Vet Assoc. [Internet]. 2023 [citado 13 junio 2025]; 94(1):130-144. Disponible en: https://jsava.co.za/index.php/jsava/article/view/535

30. Mocherniuk M, Kukhtyn M, Horiuk Y, Horiuk V, Tsvigun O, Tokarchuk T. Microflora of boxes for holding veterinary patients in clinics. Regul Mech Biosyst. [Internet]. 2022; 13(3): 257-264. https://doi.org/10.15421/022233

31. Atalay Y, Mengistie E, Tolcha A, Birhan B, Asmare G, Gebeyehu N, Gelaw K. Indoor air bacterial load and antibiotic susceptibility pattern of isolates at Adare General Hospital in Hawassa, Ethiopia. Front Public Health. [Internet]. 2023; 11:1194850. https://doi.org/10.3389/fpubh.2023.1194850

32. Parvin F, Rahman M, Deva A, Vickery K, Hu H. Staphylococcus aureus Cell Wall Phenotypic Changes Associated with Biofilm Maturation and Water Availability: A Key Contributing Factor for Chlorine Resistance. Int J Mol Sci. [Internet]. 2023; 24(5):4983. https://doi.org/10.3390/ijms24054983

33. Kossakowski T, Steanin J, Costa R, dos Santos M, Kozusny D, Rodrigues, D. Pesquisa de fungos filamentosos em ambiente Hospitalar veterinário. Rev Soc Ven Microbiol. [Internet]. 2019 [citado 25 junio 2025]; 39(1,2):41-46. Disponible en: http://saber.ucv.ve/ojs/index.php/rev_vm/article/view/19254

34. Maldonado-Vega M, Peña-Cabriales J, De los Santos S, Castellanos-Arévalo A, Camarena-Pozos D, Árevalo-Rivas B, Valdés-Santiago L, Hernández-Valadez L, Guzmán de Peña D. Bioaerosoles y evaluación de la calidad del aire en dos centros hospitalarios ubicados en León, Guanaguato, México. Rev Int Contam Ambie. [Internet]. 2014 [citado 3 julio 2025]; 30(4):351-363. Disponible en: https://www.revistascca.unam.mx/rica/index.php/rica/article/view/45558

35. Ghazanfari M, Yazdani C, Keikha N, Kholoujini M, Kermani F, Nasirzadeh Y, Roohi B, Minooeianhaghighi M, Salari B, Jeddi S, Didehdar M, Shokri A, Seyahooei S, Aslani N, Nazeri M, Ghojoghi A, Amirizad K, Azish M, Nosratabadi M, Zakerian M, Hedayati S, Hatamipour H, Abastabar M, Haghani I, Hedayati M. Indoor environment assessment of special wards of educational hospitals for the detection of fungal contamination sources: A multi-center study (2019-2021). Curr Med Mycol. [Internet]. 2022; 8(4):1–8. https://doi.org/10.32598/CMM.2023.1370

36. Ghosh A, Singh R, Reddy S, Singh S, Rudramurthy S, Kaur H, Choudhary H, Chakrabarti A. Evaluation of environmental Mucorales contamination in and around the residence of COVID-19-associated mucormycosis patients. Front Cell Infect Microbiol. [Internet]. 2022; 12:953750. https://doi.org/10.3389/fcimb.2022.953750

37. Ajmal M, Hussain A, Ali A, Chen H, Lin H. Strategies for Controlling the Sporulation in Fusarium spp. J Fungi. [Internet]. 2023; 9(1):10. https://doi.org/10.3390/jof9010010

38. Hurdeal V, Gentekaki E, Hyde K, Nguyen T, Lee H. Novel Mucor species (Mucoromycetes, Mucoraceae) from northern Thailand. MycoKeys. [Internet]. 2021; 84:57-78. https://doi.org/10.3897/mycokeys.84.71530

39. Nicolás F, Murcia L, Navarro E, Navarro-Mendoza M, Pérez-Arques C, Garre V. Mucorales Species and Macrophages. J Fungi. [Internet]. 2020; 6(2):94. https://doi.org/10.3390/jof6020094

40. Jangir P, Mehra N, Sharma K, Singh N, Rani M, Kapoor R. Secreted in Xylem Genes: Drivers of Host Adaptation in Fusarium oxysporum. Front Plant Sci. [Internet]. 2021; 12:628611. https://doi.org/10.3389/fpls.2021.628611