



Abanico Veterinario. Enero-Diciembre 2022; 12:1-15. <http://dx.doi.org/10.21929/abavet2022.26>

Artículo Original. Recibido: 02/01/2021. Aceptado:02/09/2022. Publicado: 14/11/2022. Clave: e2021-3.

<https://www.youtube.com/watch?v=M6C5VaxAtDY>

Identificación y resistencia antimicrobiana de bacterias de tráquea de gallinas ponedoras

Identification and antimicrobial resistance of isolated bacteria from trachea of laying hens



Cepeda-Quintero Higinio² , Gaxiola-Camacho Soila¹ , Castro-Tamayo Carlos¹ ,
Portillo-Loera Jesús¹ , Cháidez-Ibarra Miguel² , Enríquez-Verdugo Idalia^{1*} 

¹Universidad Autónoma de Sinaloa, Facultad de Medicina Veterinaria y Zootecnia, México. ²Estudiantes de Doctorado en Ciencias Agropecuarias, Colegio de Ciencias Agropecuarias de la Universidad Autónoma de Sinaloa; Culiacán, Sinaloa, México. *Autor responsable y de correspondencia: Enríquez-Verdugo Idalia enver@uas.edu.mx. Boulevard San Ángel 3886, Fraccionamiento San Benito, 80260. 6677181650. Culiacán Rosales, Sinaloa, México. E-mail: higinio.cepeda@uas.edu.mx, soilagaxiola@uas.edu.mx, castrotamayo@uas.edu.mx, portillo6422@uas.edu.mx, miguelchaidez.fmvz@uas.edu.mx, enver@uas.edu.mx

RESUMEN

En la producción avícola los problemas respiratorios bacterianos son causa de pérdidas económicas por disminución de la producción, aumento del costo por tratamiento con antibióticos y primera causa de muerte en gallinas ponedoras. La presencia de patógenos implica una distribución en las unidades de producción y su identificación por pruebas bioquímicas permite la caracterización a nivel especie y su tratamiento adecuado. El objetivo del presente estudio fue identificar las bacterias aisladas de tráquea de gallinas ponedoras y determinar su perfil de resistencia a antibióticos. En una granja de producción intensiva, se tomaron muestras de tráquea de gallinas; la detección bacteriana se realizó con el aislamiento, identificación colonial, microscópica y pruebas bioquímicas, además se determinó la prueba de susceptibilidad antimicrobiana. Se obtuvieron 32 aislados correspondientes a cinco tipos de colonias bacterianas con morfología de cocos y bacilos Gram positivos (*Staphylococcus aureus*, *Staphylococcus epidermidis* y *Corynebacterium* spp) y cocobacilos Gram negativos (*Pasteurella multocida* y *Gallibacterium anatis*). *S. aureus*, *S. epidermidis* y *Corynebacterium* spp, mostraron 100% de resistencia a glucopéptidos, además *P. multocida* y *G. anatis*, a ampicilina (betalactámicos) y quinolonas (100%). Las bacterias aisladas mostraron resistencia y multiresistencia a antibióticos, con implicaciones para la avicultura y la salud pública.

Palabras clave: resistencia, susceptibilidad, antibiótico, bacterias, gallinas ponedoras.

ABSTRACT

Bacterial respiratory problems cause economic losses due to production decreases and the increasing cost of antibiotic treatment. In poultry production, they are the leading cause of death in laying hens. The presence of pathogens implies a distribution in the production units, and their identification by biochemical tests allows the characterization at the species level and its adequate treatment. The present study aimed to identify the bacteria isolated from the trachea of laying hens and determine their antibiotic resistance profile. In an intensive production farm, trachea samples were taken from hens; the bacterial detection was carried out with isolation, colonial and microscopic identification, and biochemical tests; the antimicrobial susceptibility test was also determined. Thirty-two isolates corresponding to five types of bacterial colonies with the morphology of cocci and Gram-positive bacilli (*Staphylococcus aureus*, *Staphylococcus epidermidis* and *Corynebacterium* spp) and Gram-negative coccobacilli (*Pasteurella multocida* and *Gallibacterium anatis*) were obtained. *S. aureus*, *S. epidermidis*, and *Corynebacterium* spp showed resistance to glycopeptides (100%), in addition to *P. multocida* and *G. anatis*, to ampicillin (beta-lactams) and quinolones



(100%). The isolated bacteria showed antibiotic resistance and multi-resistance, with implications for poultry farming and public health.

Keywords: resistance, susceptibility, antibiotic, bacteria, laying hens.

INTRODUCCIÓN

En las aves de producción las enfermedades respiratorias son importantes, por el impacto económico debido a la disminución de los parámetros productivos y aumento del costo por el uso de medicamentos, esto depende de la especie productiva, edad de las aves, costo por tratamientos, microorganismo patógeno, mortalidad, bioseguridad, estrés por factores climáticos o manejo y respuesta inmune (Espinosa *et al.*, 2011; Colas *et al.*, 2011^a; Colás *et al.*, 2011^b; Bagust, 2013; Ataei *et al.*, 2017). En el sistema de postura comercial en jaula, el tratamiento consiste en el uso de antimicrobianos; sin embargo, la resistencia a los antibióticos se debe en gran medida a su uso inapropiado (Vanegas-Múnera & Jiménez-Quinceno, 2020), lo cual representa uno de los mayores riesgos que enfrentamos como comunidad global (Davies & Davies, 2010; Nhung *et al.*, 2017; ONU, 2019). Braykov *et al.* (2016) evidenciaron la presencia de *E. coli* en muestras de agua, suelo y gallinero, así como en gallinas y pollos de granja a pequeña escala en el noroeste de Ecuador, encontrándose resistencia antimicrobiana en todos los casos. Lo verdaderamente alarmante en los sistemas de producción intensiva es la presencia de problemas respiratorios diagnosticados con etiología simple o múltiple causada por diversos organismos patógenos (virus, bacterias, hongos y agentes inmunosupresores) (Glisson, 1998) y patógenos emergentes con multirresistencia (Nworie *et al.*, 2016), en el caso de *S. aureus*, comprometen el desempeño de un organismo impidiéndole mostrar su potencial genético en producción, conociéndose a este complejo patológico como *Síndrome Respiratorio Aviar o Complejo Respiratorio Aviar (CRA) o Enfermedad Respiratoria Crónica Complicada (ERCC)* (Colas *et al.*, 2010; Ammar *et al.*, 2016; De la Cruz, 2016; Brochu *et al.*, 2019). El manejo adecuado de la parvada o el sistema de producción adquieren un papel primordial en la aparición de procesos respiratorios, pues siempre serán superiores en parvadas donde no existe un manejo apropiado (Colás *et al.*, 2011^b). La identificación fenotípica bacteriana se basa en las características morfológicas, de desarrollo, propiedades bioquímicas y metabólicas, éstas sirven en la diferenciación de los géneros de las bacterias, puesto que su realización y coste los hace más asequibles, no obstante, en ocasiones se requiere de metodologías complementarias para la identificación de especies (Bou *et al.*, 2011; El-Adawy *et al.*, 2018). Debido a la alta incidencia de portadores de bacterias causantes de enfermedades respiratorias en parvadas de gallinas ponedoras y reproductoras de pollos de engorda es sustancial la identificación de los agentes causales, ya que esto significa una distribución extensa de estos microorganismos entre las aves de corral, lo cual ocasiona disminución en la producción de huevos y representa la primera causa de muerte de gallinas ponedoras (Colás *et al.*, 2011^b; Nworie *et al.*, 2016; Elbestawy *et al.*, 2018). Un manejo



inadecuado, por ejemplo, una falla en la ventilación, influye en el inicio de la presencia de enfermedades del tracto respiratorio, donde diversas bacterias como *Mycoplasma* spp., *Escherichia coli*, *Pasteurella multocida*, *Ornithobacterium rhinotracheale*, *Bordetella avium*, *Avibacterium paragallinarum*, *Staphylococcus* spp, *Streptococcus* spp, *Corynebacterium* spp, entre otras, ocasionan el CRA (Espinosa *et al.*, 2011; De la Cruz, 2016; Singh *et al.*, 2016; Nworie *et al.*, 2016); además, se incluye la edad como un factor relacionado (Glendinning *et al.*, 2017). En cuanto a la resistencia a antibióticos en *P. multocida* se encuentran eritromicina, cloramfenicol y clindamicina con susceptibilidad a derivados de la penicilina y otros betalactámicos (Espinosa *et al.*, 2011; Atere *et al.*, 2016). Se han reportado aislados de *Staphylococcus aureus* resistentes a la meticilina y susceptibilidad reducida a la vancomicina (Jorgensen & Ferraro, 2000). Asimismo, se han reportado perfiles de resistencia donde incluyen hasta 12 antibióticos en especies de estafilococos coagulasa negativa, dentro de los cuales destaca *S. epidermidis* (Osman *et al.*, 2015). Respecto a *Corynebacterium* spp se describió resistencia a macrólidos, clindamicina, trimetoprim/sulfametoxazol, quinolonas y/o rifampicina (Yang *et al.*, 2018). Por otra parte, se reportó resistencia a los betalactámicos (penicilina y ampicilina), tetraciclina, tilosina, novobiocina, sulfonamida, lincomicina, enrofloxacina, florfenicol, cefotaxima, clindamicina, sulfatiazol, penicilina, norfloxacina y cefalotina en *Gallibacterium anatis* (antes *Mannheimia haemolytica*) (Osuna *et al.*, 2017; El-Adawy *et al.*, 2018; Elbestawy *et al.*, 2018; Nassik *et al.*, 2019; Krishnegowda *et al.*, 2020). El objetivo del presente estudio fue identificar las bacterias aisladas de tráquea de gallinas ponedoras y determinar su perfil de resistencia a antibióticos.

MATERIAL Y MÉTODOS

El presente trabajo se realizó en el Laboratorio de Bacteriología y Micología perteneciente a la Facultad de Medicina Veterinaria y Zootecnia de la Universidad Autónoma de Sinaloa (FMVZ-UAS), en el municipio de Culiacán, Sinaloa. De una granja de sistema de producción intensiva del norte del estado de Sinaloa (municipio de Ahome), se tomaron muestras de tráquea de gallinas ponedoras aparentemente sanas, casetas 1 y 2 de 59 semanas de edad y caseta 3 de 111 semanas de edad, mantenidas todas en jaulas desde la crianza hasta producción, con 20 mil aves aproximadamente en cada una. Este trabajo fue un estudio de cohorte transversal, observacional y descriptivo, se determinó el tamaño de muestra por conveniencia (5 hisopados por caseta). Las gallinas se trataron con enrofloxacina (10 mg/Kg de peso corporal o 0.5 mL/L de agua) entre 10 y 32 semanas antes de la toma de las muestras, debido a la presencia de estertores y caída de la producción. Para la toma de muestra se empleó la técnica de contención física manual del ave, se introdujo el hisopo y se realizó un arrastre intratraqueal. Las muestras fueron transportadas en medio Stuart en un contenedor a 4°C.



Aislamiento bacteriano. Se tomó el hisopo del medio y se realizó un estriado continuo en placas con medio agar sangre y chocolate. Posteriormente las placas se incubaron por 24 h a 37°C, en aerobiosis y anaerobiosis (incubadora para anaerobios marca Thermo Scientific con una atmósfera al 5% de CO₂). Una vez sembradas las placas, se tomaron los hisopos y se colocaron en tubos con agua peptona con el fin de conservar las muestras a 4°C.

Identificación bacteriana por métodos fenotípicos. En la identificación de las características de las colonias en el cultivo se observó el tamaño, forma, color, textura y bordes de las colonias, así como la presencia de hemólisis. Para la identificación microscópica se utilizó la tinción de Gram y se observó formas y agrupaciones (Kaiser, 2017).

Identificación por pruebas bioquímicas. Las pruebas bioquímicas utilizadas para la identificación bacteriana fueron: agar de hierro y triple azúcar (TSI), agar de hierro y lisina (LIA), agar citrato de Simmons y sulfuro indol motilidad (SIM), prueba de oxidasa, catalasa, coagulasa y fermentación de manitol. En TSI se evaluó la capacidad para fermentar carbohidratos como glucosa, sacarosa y lactosa; en LIA se evaluó la presencia de la enzima decarboxilasa (decarboxilación de la lisina); en citrato de Simmons se comprobó la utilización del citrato de sodio como única fuente de carbono; en SIM se probó la motilidad, la producción de ácido sulfhídrico (H₂S) e indol; en la prueba de oxidasa se determinó la presencia de enzimas del sistema citocromooxidasa, en la prueba de catalasa se comprobó la presencia de esta enzima, la cual descompone el peróxido de hidrógeno; la prueba de coagulasa evidenció la presencia de esta enzima al coagular el plasma y transformar el fibrinógeno en fibrina; por último, algunos microorganismos fermentan manitol (Kaiser, 2017). La diferenciación bioquímica de cada bacteria obtenida se realizó con base a lo descrito por Hoover *et al.*, 1983; Funke *et al.*, 1997; Weinstein *et al.*, 1997; Arce *et al.*, 2011; Castillo *et al.*, 2014; Sanz-Rodríguez *et al.*, 2014 y Zendejas-Manzo *et al.*, 2014.

Susceptibilidad a antibióticos. Con base a las características fenotípicas y metabólicas se seleccionó al azar un aislado de cada grupo de bacterias y se realizaron pruebas de inhibición *in vitro* por triplicado mediante el método de Kirby-Bauer de difusión en disco. Las bacterias se crecieron en caldo soya tripticaseína, tomándose lectura en un espectrofotómetro Bandwidth UV-5200 a una densidad óptica de 600 nm para estimar el crecimiento bacteriano hasta establecer un patrón 0.5 de McFarland. Posteriormente, las bacterias se sembraron en placas de agar Müeller-Hinton mediante estría continua cruzada con ayuda de un hisopo estéril hasta impregnarse el inóculo en el medio. Consecutivamente, se colocaron los multidiscos para bacterias Gram negativas (PT-35Nmultibac I.D.) y Gram positivas (PT-34Nmultibac I.D.), los cuales contenían los



antibióticos ampicilina (10 µg), cefalotina (30 µg), cefotaxima (30 µg), ciprofloxacina (5 µg), clindamicina (30 µg), dicloxacilina (1 µg), eritromicina (15 µg), gentamicina (10 µg), penicilina (10 U), trimetoprim-sulfametoxazol (25 µg), tetraciclina (30 µg), vancomicina (30 µg), cloramfenicol (30 µg), carbenicilina (100 µg), netilmicina (30 µg), nitrofurantoína (300 µg), norfloxacin (100 µg) y amikacina (30 µg). Los quimioterapéuticos clindamicina, dicloxacilina, eritromicina, penicilina, tetraciclina y vancomicina fueron probados únicamente en bacterias Gram positivas; mientras que cloramfenicol, carbenicilina, netilmicina, nitrofurantoína, norfloxacin y amikacina se probaron únicamente en las Gram negativas. Por último, las placas se incubaron a $37 \pm 1^\circ\text{C}$ por 18-24 h. Transcurrido el periodo de incubación, se midió el halo de inhibición con una regla (mm) para determinar la susceptibilidad o resistencia de acuerdo a las recomendaciones del CLSI (del inglés: *Clinical and Laboratory Standards Institute*) y del fabricante Investigación Diagnóstica Laboratorio de Reactivos para Diagnóstico (CLSI, 2015; CLSI, 2017; CLSI, 2018; ID, 2020; CLSI, 2021; EUCAST, 2022). Los aislamientos con una susceptibilidad intermedia se consideraron resistentes, ya que estas poblaciones bacterianas presentan subpoblaciones de bacterias resistentes que transmitirán este fenotipo a las bacterias susceptibles (Flores-Hernández *et al.*, 2020).

RESULTADOS Y DISCUSIÓN

De las 15 muestras obtenidas de tráquea de gallinas, pertenecientes a tres casetas de postura (CP1-3), se obtuvieron 32 aislados, de éstas se agruparon en 5 tipos de colonias bacterianas y se identificaron por métodos fenotípicos y bioquímicos como se describe en el cuadro 1 como *Pasteurella multocida*, *Corynebacterium* spp, *Staphylococcus aureus*, *Gallibacterium anatis* y *Staphylococcus epidermidis* (Hoover *et al.* 1983; Funke *et al.*, 1997; Weinstein *et al.*, 1997; Arce *et al.*, 2011; Castillo *et al.*, 2014; Sanz-Rodríguez *et al.*, 2014; Zendejas-Manzo *et al.*, 2014). En la CP1 se detectaron los 5 tipos de colonias, donde se obtuvo un total de 14 aislados. En cambio, en la CP2 se encontraron 3/5 tipos de colonias, con 8 aislados. Por último, en la CP3 se obtuvieron 4/5, con un total de 10 aislados (Cuadro 1). En este sentido se observó a *S. aureus*, *P. multocida*, *G. anatis*, *S. epidermidis* y *Corynebacterium* spp presentes en el 60, 53, 47, 40 y 13% de las gallinas, respectivamente.

Los hallazgos de este estudio coinciden con lo reportado por Osuna *et al.* (2017) donde aislaron *G. anatis* y *P. multocida* de 600 gallinas ponedoras de diferentes granjas de Sonora; sin embargo, las muestras fueron obtenidas de tejidos diversos como los cornetes, tráquea, pulmones, hendidura palatina, hígado, bazo, riñones, folículos y peritoneo de ponedoras seleccionadas por la presencia de signos clínicos respiratorios; además, también reportaron la presencia de *E. coli*, *Streptococcus* sp, *Pseudomonas* sp y *Salmonella* sp, mientras en este estudio dichas bacterias no fueron aisladas. Asimismo,



difiere en los microorganismos encontrados y la selección de las muestras del trabajo realizado por [Mendoza et al. \(2014\)](#), pues se identificaron 96 aislados de *G. anatis* en aves comerciales (38 pollos de engorda, 37 gallinas ponedoras, 19 reproductoras y 2 gallos de pelea) con signología respiratoria y en la tinción de Gram se observó la morfología de cocobacilos Gram negativos; sin embargo, en el presente estudio se observaron tanto bacterias Gram positivas como Gram negativas y las muestras fueron tomadas de aves sin signos clínicos, aparentemente sanas con tratamiento previo por problemas de salud.

Cuadro 1.- Frecuencia de bacterias aisladas por caseta de postura con base en pruebas fenotípicas y bioquímicas.

Bacterias	CP 1	CP 2	CP 3	Total de aislados	Pruebas fenotípicas	Pruebas bioquímicas
<i>Pasteurella multocida</i>	2	4	2	8	Cocobacilo Gram negativo, no hemolítico	Indol, oxidasa, catalasa, fermentación de glucosa, lactosa y sacarosa positiva. Motilidad, gas, H ₂ S, descarboxilación de lisina, gelatinasa, citrato permeasa negativa.
<i>Corynebacterium spp</i>	2	-	-	2	Bacilo Gram positivo, no hemolítico	Oxidasa, catalasa, fermentación de glucosa, lactosa y sacarosa positiva. Indol, motilidad, gas, H ₂ S, descarboxilación de lisina, gelatinasa, citrato permeasa negativa.
<i>Staphylococcus aureus</i>	5	1	3	9	Coco Gram positivo, no hemolítico	Catalasa, coagulasa, fermentación de manitol, fermentación de glucosa, lactosa y sacarosa positiva. Oxidasa, indol, motilidad, gas, H ₂ S, descarboxilación de lisina, gelatinasa, citrato permeasa negativa.
<i>Gallibacterium anatis</i>	4	-	3	7	Cocobacilo Gram negativo, hemolítico	Catalasa, fermentación de glucosa, lactosa y sacarosa positiva. Oxidasa, indol, motilidad, gas, H ₂ S, descarboxilación de lisina, gelatinasa, citrato permeasa negativa.
<i>Staphylococcus epidermidis</i>	1	3	2	6	Coco Gram positivo, no hemolítico	Catalasa, fermentación de glucosa, lactosa y sacarosa positiva. Oxidasa, indol, coagulasa, fermentación de manitol, motilidad, gas, H ₂ S, descarboxilación de lisina, gelatinasa, citrato permeasa negativa.
Total	14	8	10	32		

CP= Caseta de Postura. H₂S= Ácido sulfhídrico.

Con respecto a la frecuencia de aislados bacterianos (32), *S. aureus* fue el agente bacteriano más aislado (28%), seguido por *P. multocida*, *G. anatis* y *S. epidermidis*, con 25, 22 y 19% de los aislados, respectivamente, mientras que *Corynebacterium spp* fue la menos frecuente (6%). Estos resultados difieren a lo reportado por [Espinosa et al. \(2011\)](#), donde el microorganismo más aislado fue *P. multocida* (20%), sin embargo, la frecuencia de esta bacteria es similar en cuanto al porcentaje de aislamiento en un total de 80



muestras de exudados nasales y traqueales de gallinas ponedoras, en dicho estudio se aislaron además *E. coli* (18%) y *O. rhinotracheale* (5%), las cuales no fueron aislados en este estudio. [Atere et al. \(2016\)](#), en un estudio realizado en pollos de 23 granjas aislaron *P. multocida* con una frecuencia del 12% (12/97), lo cual difiere con este estudio con una frecuencia del 53% (8/15), además, de los 12 aislamientos 3 fueron detectados en hígado. Asimismo, los resultados del presente estudio difieren con lo presentado por [Vargas et al. \(2010\)](#), donde mostraron a *S. aureus*, como la quinta bacteria más aislada de 45 aves silvestres. Sin embargo, [Castillo et al. \(2014\)](#) identificaron a *P. multocida* y *G. anatis* como microorganismos presentes en el CRA, lo cual concuerda con los resultados obtenidos. [Nassik et al. \(2019\)](#) determinaron que *G. anatis* está involucrada en la disminución de la producción de huevo con una frecuencia del 46% en muestras de ovario, tráquea y cloaca de 52 gallinas, lo cual coincide con estos resultados (47%); sin embargo, los aislados corresponden solo a tráquea. El estudio realizado por [Nworie et al. \(2016\)](#) presenta discrepancias en los aislados y el tipo de muestras donde reportan una frecuencia de 14% para *S. aureus* en muestras de narinas y cloacas, mientras en el presente estudio se encontró una frecuencia del 60% para esta bacteria en exudados traqueales, además se encontró otra especie de estafilococo (*S. epidermidis*) en un 40% de las aves. Recientemente, [Benrabia et al. \(2020\)](#) encontraron para *S. aureus* una prevalencia de 48.8% en gallinas ponedoras de 840 granjas en Argelia, el cual es similar a estos resultados; además, reportan que el 34% de esos aislados correspondían a *S. aureus* resistente a la metilina (MRSA, por sus siglas en inglés), lo cual representa un riesgo considerable para la salud pública.

En dos de los aislamientos Gram positivos obtenidos (*S. aureus* y *S. epidermidis*) se encontró resistencia a betalactámicos (dicloxacilina, *Staphylococcus* spp. R: ≤ 12 mm, S: ≥ 13 mm), glucopéptidos (vancomicina, *Staphylococcus* spp. R: ≤ 16 mm; S: ≥ 17 mm), macrólidos (eritromicina, *Staphylococcus aureus* R: ≤ 21 mm; S: ≥ 22 mm; *S. epidermidis* R: ≤ 20 mm; S: ≥ 21 mm) y tetraciclinas (tetraciclina, *Staphylococcus aureus* R: ≤ 23 mm; S: ≥ 24 mm; *Staphylococcus* spp. R: ≤ 18 mm, S: ≥ 19 mm), con base en los criterios establecidos por [CLSI, 2017](#); [ID, 2020](#); [CLSI, 2021](#) y [EUCAST, 2022](#) (Cuadro 2). [Vargas et al. \(2010\)](#), en su estudio detectaron resistencia de *S. aureus* a macrólidos, lo cual coincide con en este estudio en *S. aureus* y *S. epidermidis*, quienes mostraron resistencia a la eritromicina; sin embargo, difieren en cuanto a la resistencia a vancomicina y en el tipo de muestras, cloacas y glotis de 30 aves y frotis nasales y rectales de 29 mamíferos. Asimismo, en el estudio realizado por [Nworie et al. \(2016\)](#) en muestras nasales y cloacales de aves de corral encontraron resistencia de *S. aureus* a eritromicina, gentamicina, tetraciclina y trimetoprim/sulfametoxazol, lo cual coincide con los hallazgos obtenidos. Del mismo modo, [Benrabia et al. \(2020\)](#) coinciden al reportar resistencia de *S. aureus* a tetraciclina y eritromicina; sin embargo, la mayoría de los aislados de esta bacteria, en muestras de hisopados nasales de gallinas reproductoras, ponedoras, pollos



de engorda y pavos, fueron resistentes a ciprofloxacina y sensibles a vancomicina y gentamicina, lo cual contrasta con los presentes resultados. De la misma manera, [Osman et al. \(2015\)](#) coinciden en la resistencia a trimetoprim/sulfametoxazol pero difieren en resistencia a penicilina y clindamicina en aislados de estafilococos donde destacan *S. hyicus*, *S. lugdunensis*, *S. aureus* y *S. epidermidis*; esto puede ser por el origen de sus muestras (carne de pollo y res expendida en supermercados de El Cairo), por lo cual ponen de manifiesto la importancia de la procedencia de la infección para el humano. Además, en *Corynebacterium* spp. se encontró resistencia a los grupos de aminoglucósidos (gentamicina, R: ≤ 14 mm, S: ≥ 15 mm), betalactámicos (ampicilina, R: ≤ 21 mm; S: ≥ 29 mm; cefalotina, R: ≤ 17 mm, S: ≥ 18 mm; cefotaxima, R: ≤ 22 mm, S: ≥ 23 mm), glucopéptidos (vancomicina, R: ≤ 16 mm; S: ≥ 17 mm), quinolonas (ciprofloxacina, R: ≤ 20 mm, S: ≥ 21 mm) y sulfonamidas (trimetoprim/sulfametoxazol, R: ≤ 15 mm, S: ≥ 16 mm), con base en los criterios establecidos por [ID, 2020](#) y [EUCAST, 2022](#) (Cuadro 2).

Cuadro 2. Susceptibilidad a antibióticos en bacterias Gram positivas.

Antibiótico	<i>S. aureus</i>	<i>S. epidermidis</i>	<i>Corynebacterium</i> spp	Resistencia (%)	Sensibilidad (%)	Literatura citada
Aminoglucósidos						
Gentamicina	R	S	R	66.66	33.33	CLSI, 2017; CLSI, 2021; EUCAST, 2022
Betalactámicos						
Ampicilina	S	S	R	33.33	66.66	CLSI, 2017; ID, 2020
Cefalotina	R	S	R	66.66	33.33	CLSI, 2017; ID, 2020
Cefotaxima	S	S	R	33.33	66.66	ID, 2020
Dicloxacilina	R	R	S	66.66	33.33	ID, 2020
Penicilina	S	S	S	0	100	CLSI, 2017; CLSI, 2021; EUCAST, 2022
Glucopéptidos						
Vancomicina	R	R	R	100	0	CLSI, 2017; EUCAST, 2022
Lincosamidas						
Clindamicina	S	R	S	33.33	66.66	CLSI, 2017; CLSI, 2021; EUCAST, 2022
Macrólidos						
Eritromicina	R	R	S	66.66	33.33	CLSI, 2017; CLSI, 2021; EUCAST, 2022
Quinolonas						
Ciprofloxacina	S	S	R	33.33	66.66	CLSI, 2021; EUCAST, 2022
Sulfonamidas						
Trimetoprim/Sulfametoxazol	R	S	R	66.66	33.33	CLSI, 2017; CLSI, 2021; EUCAST, 2022
Tetraciclinas						
Tetraciclina	R	R	S	66.66	33.33	CLSI, 2017; CLSI, 2021; EUCAST, 2022

R= resistente y S= sensible. ID= Investigación Diagnóstica. EUCAST= *European Committee on Antimicrobial Susceptibility Testing*. CLSI= *Clinical and Laboratory Standards Institute*.



En este estudio, con base en los criterios establecidos por [ID, 2020](#) y [EUCAST, 2022](#) los aislamientos obtenidos de *P. multocida* mostraron resistencia a los aminoglucósidos (amikacina, R: ≤ 16 mm, S: ≥ 17 mm; netilmicina, R: ≤ 14 mm, S: ≥ 15 mm), betalactámicos (ampicilina, R: ≤ 16 mm; S: ≥ 17 mm; Carbenicilina, R: ≤ 22 mm, S: ≥ 23 mm), cloramfenicoles (cloramfenicol, R: ≤ 17 mm, S: ≥ 18 mm) y quinolonas (ciprofloxacina, R: ≤ 26 mm; S: ≥ 27 mm; norfloxacina R: ≤ 16 mm, S: ≥ 17 mm) (Cuadro 3), los cuales difieren a lo reportado por [Zahoor & Siddique \(2006\)](#) en muestras de hígado de aves de varias granjas avícolas, donde aislados de *P. multocida* mostraron sensibilidad a cloramfenicol y ciprofloxacina y resistencia a trimetoprim/sulfadiazina.

Además, estos resultados difieren en cuanto a la resistencia reportada por [Atere et al. \(2016\)](#) en hisopados de tráquea e hígado de pollo, donde encontraron resistencia a ciprofloxacina, ampicilina, nitrofurantoína y gentamicina en *P. multocida*, mientras en el presente estudio se observó resistencia a ciprofloxacina y ampicilina, en contraste gentamicina y nitrofurantoína tuvieron buena efectividad *in vitro*.

En este estudio, *G. anatis* presentó resistencia a betalactámicos (ampicilina, FR: ≤ 26 mm; S: ≥ 27 mm), quinolonas (ciprofloxacina, R: ≤ 20 mm, S: ≥ 21 mm; norfloxacina, R: ≤ 16 mm, S: ≥ 17 mm) y sulfonamidas (trimetoprim/sulfametoxazol, R: ≤ 23 mm; S: ≥ 24 mm) con base en los criterios establecidos por [CLSI, 2015](#) e [ID, 2020](#) (Cuadro 3), lo cual coincide con la resistencia reportada en distintos tipos de muestras (cornetes, tráquea, pulmones, hendidura palatina, hígado, bazo, riñones, folículos, peritoneo, ovario, proventrículo, laringe, corazón, saco aéreo, cerebro, ojo y oviducto) de gallinas ponedoras, pollos de engorda y reproductoras; además, presentó sensibilidad a la familia de los fenicoles y gentamicina ([Osuna et al., 2017](#); [El-Adawy et al., 2018](#); [Elbestawy et al., 2018](#); [Nassik et al., 2019](#)).

Así mismo, [Mendoza et al. \(2014\)](#) reportaron resistencia de *G. anatis* a ciprofloxacina en bacterias aisladas de muestras clínicas de pollos de engorda, gallinas ponedoras, reproductoras y gallos de pelea, lo cual coincide con los resultados obtenidos.

CONCLUSIÓN

Las bacterias patógenas aisladas e identificadas bioquímicamente de tráquea de gallinas ponedoras en el norte de Sinaloa, están representadas por 4 géneros bacterianos, donde las bacterias Gram positivas fueron *Staphylococcus aureus*, *Staphylococcus epidermidis* y *Corynebacterium* spp y por Gram negativas *Pasteurella multocida* y *Gallibacterium anatis*. La microbiota Gram positiva resultó con alta resistencia antimicrobiana, en el género *Staphylococcus*, principalmente a betalactámicos, glucopéptidos, macrólidos y tetraciclinas y el género *Corynebacterium* a aminoglucósidos, betalactámicos, glucopéptidos, quinolonas y sulfonamidas, asimismo, este grupo de Gram positivos convergió en un 100% para los glucopéptidos; así mismo las Gram negativas *P. multocida* y *G. anatis* mostraron resistencia a la ampicilina (betalactámicos) y al grupo de las quinolonas en un 100%. La presencia de estas bacterias patógenas en diferentes casetas



en las granjas de sistemas de producción intensiva puede ser debido a la exposición y dispersión, implicándose en la resistencia y multiresistencia encontrada en este tipo de enfermedades en producción avícola y sanitaria, por lo cual es necesario explorar alternativas al uso de los antibióticos.

Cuadro 3. Susceptibilidad de antibióticos en cocobacilos Gram negativos

Antibiótico	<i>P. multocida</i>	<i>G. anatis</i>	Resistencia (%)	Sensibilidad (%)	Literatura citada
Aminoglucósidos					
Amikacina	R	S	50	50	ID, 2020
Gentamicina	S	S	0	100	ID, 2020
Netilmicina	R	S	50	50	ID, 2020
Betalactámicos					
Ampicilina	R	R	100	0	CLSI, 2015; EUCAST, 2022
Carbenicilina	R	S	50	50	ID, 2020
Cefalotina	S	S	0	100	ID, 2020
Cefotaxima	S	S	0	100	ID, 2020; EUCAST, 2022
Cloramfenicoles					
Cloramfenicol	R	S	50	50	ID, 2020
Nitrofuranos					
Nitrofurantoína	S	S	0	100	ID, 2020
Quinolonas					
Ciprofloxacina	R	R	100	0	ID, 2020; EUCAST, 2022
Norfloxacina	R	R	100	0	ID, 2020
Sulfonamidas					
Trimetoprim/ Sulfametoxazol	S	R	50	50	CLSI, 2015; ID, 2020; EUCAST, 2022

R= resistente y S= sensible. ID= Investigación Diagnóstica. EUCAST= *European Committee on Antimicrobial Susceptibility Testing*. CLSI= *Clinical and Laboratory Standards Institute*.

AGRADECIMIENTOS

Agradecemos el apoyo al laboratorio de Bacteriología y Micología, así como a la Unidad Avícola Experimental de la Facultad de Medicina Veterinaria y Zootecnia de la Universidad Autónoma de Sinaloa. Al Dr. Carlos Vladimir López Aispuro y al MVZ Miguel Demetrio Cervantes Jacobo por su apoyo en este trabajo. Asimismo, un agradecimiento a CONACyT por las becas otorgadas a los estudiantes (CVU 399742 y 949449).

LITERATURA CITADA

AMMAR AM, El-Aziz NKA, El Wanis SA, Bakry NR. 2016. Molecular versus conventional culture for detection of respiratory bacterial pathogens in poultry. *Cellular and Molecular Biology*. 62(2): 52-56. ISSN: 1165-158X.
<http://www.cellmolbiol.org/index.php/CMB/article/view/799/409>



ARCE MA, Miranda DD, Mora A, Camacho MC, Artilles E, Tandrón E. 2011. Pasteurellosis aviar. Comportamiento clínico, anatomopatológico y microbiológico. *Revista Electrónica de Veterinaria*. 12(8). ISSN 1695-7504.

<http://www.redalyc.org/articulo.oa?id=63621920004>

ATAEI S, Bojesen AM, Amininajafi F, Ranjbar MM, Banani M, Afkhamnia M, Abtin A, Goodarzi H. 2017. First report of *Gallibacterium* isolation from layer chickens in Iran. *Archives of Razi Institute*. 72(2):123-128. <https://doi.org/10.22092/ari.2017.109842>

ATERE AV, Bamikole AM, Oluyeye AO, Ajurojo OA, Alo OS. 2016. Prevalence and antibiotic resistance of *Pasteurella multocida* isolated from chicken in Ado-Ekiti metropolis. *Scientific World*. 4(2):40-42. <https://doi.org/10.14419/ijsw.v4i2.6273>

BAGUST TJ. 2013. Salud de las aves de corral y control de enfermedades en los países en desarrollo. En: Revisión del desarrollo avícola. Editorial Organización de las Naciones Unidas para la Alimentación y la Agricultura (FAO). Pp. 102. ISBN: 978-92-5-308067-0 (PDF). <http://www.fao.org/3/a-i3531s.pdf>

BENRABIA I, Hamdi TM, Shehata AA, Neubauer H, Wareth G. 2020. Methicillin-Resistant *Staphylococcus aureus* (MRSA) in Poultry Species in Algeria: Long-Term Study on Prevalence and Antimicrobial Resistance. *Veterinary Science*. 7(2):1-11. <https://doi.org/10.3390/vetsci7020054>

BRAYKOV NP, Eisenberg JNS, Grossman M, Zhang L, Vasco K, Cevallos W, Muñoz D, Acevedo A, Moser KA, Marrs CF, Foxman B, Trostle J, Trueba G, Levy K. 2016. Antibiotic resistance in animal and environmental samples associated with small-scale poultry farming in northwestern Ecuador. *mSphere* 1(1):e00021-15. <https://doi.org/10.1128/mSphere.00021-15>

BOU G, Fernández-Olmos A, García C, Sáez-Nieto JA, Valdezate S. Métodos de identificación bacteriana en el laboratorio de microbiología. *Enfermedades Infecciosas y Microbiología Clínica*. 29(8):601–608. <https://doi.org/10.1016/j.eimc.2011.03.012>

BROCHU NM, Guerin MT, Varga C, Lillie BN, Brash ML, Susta L. 2019. A two-year prospective study of small poultry flocks in Ontario, Canada, part 1: prevalence of viral and bacterial pathogens. *Veterinary Diagnostic Investigation*. 31(3):327–335. <https://doi.org/10.1177/1040638719843577>

CASTILLO G, Koga Y, Alvarado A, Tinoco R, Fernández D. 2014. Aislamiento e Identificación Bioquímica de Cepas de *Pasteurella multocida* y *Gallibacterium anatis* en Aves de Producción con Signos Respiratorios. *Investigaciones Veterinarias del Perú*. 25(4): 516-522. <http://dx.doi.org/10.15381/rivep.v25i4.10812>



CLSI (Clinical and Laboratory Standards Institute). 2015. Methods for antimicrobial dilution and disk susceptibility testing of infrequently isolated or fastidious bacteria. 3rd ed. CLSI guideline M45. Pp. 120. (ISBN 1-56238-917-3 [Print]; ISBN 1-56238-918-1 [Electronic]). Clinical and Laboratory Standards Institute, 950 West Valley Road, Suite 2500, Wayne, Pennsylvania 19087 USA.

[https://goums.ac.ir/files/deputy_treat/md_labs_ef39a/files/CLSI-M45ed3e-2018\(1\).pdf](https://goums.ac.ir/files/deputy_treat/md_labs_ef39a/files/CLSI-M45ed3e-2018(1).pdf)

CLSI (Clinical and Laboratory Standards Institute). 2017. Methods for antimicrobial susceptibility testing of infrequently isolated or fastidious bacteria isolated from animals, 1st ed. CLSI supplement VET06. Pp. 114. (ISBN 1-56238-810-X [Print]; ISBN 1-56238-811-8 [Electronic]). Clinical and Laboratory Standards Institute, 950 West Valley Road, Suite 2500, Wayne, Pennsylvania 19087 USA.

https://clsi.org/media/1524/vet06ed1_sample.pdf

CLSI (Clinical and Laboratory Standards Institute). 2018. Methods for dilution antimicrobial susceptibility test for bacteria that grow aerobically. 11th Edition. CLSI standard M07. Pp. 91. (ISBN 1-56238-836-3 [Print]; ISBN 1-56238-837-1 [Electronic]).

https://community.clsi.org/media/1928/m07ed11_sample.pdf

CLSI (Clinical and Laboratory Standards Institute). 2021. Performance standards for antimicrobial susceptibility testing. 31st ed. CLSI supplement M100. Pp. 352. ISBN 978-1-68440-104-8 [Print]; ISBN 978-1-68440-105-5 [Electronic]. Clinical and Laboratory Standards Institute, USA. https://clsi.org/media/3481/m100ed30_sample.pdf

COLAS M, Merino M, Santana Y, Miranda Y, Bacallao N, Lobo E, Vega A. 2010. Serological study of agents associated to chronic respiratory syndrome in laying hens. *Bioteconología Aplicada*. 27(3):232-236. ISSN 1027-2852.

http://scielo.sld.cu/scielo.php?pid=S1027-28522010000300006&script=sci_abstract&lng=pt

COLAS CMC, Lamazares MC, Pérez GL, Sosa TIM, Abeledo MA, Merino LA, Fuente D, Gómez ÁE. 2011^a. Evaluación epidemiológica de procesos respiratorios bacterianos en reemplazos de ponedoras. *Salud Animal*. 33(3):178-183. ISSN: 0253-570X.

<http://revistas.censa.edu.cu/index.php/RSA/article/view/266>

COLÁS CMC, Lamazares MC, Pérez GL, Sosa TIM, Abeledo MA, Merino LA, Fuente D, Gómez ÁE. 2011^b. Evaluación epidemiológica de procesos respiratorios bacterianos en gallinas ponedoras. *Salud Animal*. 33(2):69-75. ISSN: 0253-570X.

<http://revistas.censa.edu.cu/index.php/RSA/article/view/247>

DAVIES J, Davies D. 2010. Origins and Evolution of Antibiotic Resistance. *Microbiology and molecular biology reviews*. 74(3):417-433.

<https://journals.asm.org/doi/10.1128/MMBR.00016-10>



DE LA CRUZ LM. 2016. Aislamiento y caracterización de *Mycoplasma synoviae* y otras bacterias asociadas al complejo respiratorio aviar en pollos de engorde de la provincia Manabí, Ecuador. *Salud Animal*. 38(3):199-199. ISSN: 2224-4700.

<http://revistas.censa.edu.cu/index.php/RSA/article/view/861>

EL-ADAWY H, Bocklisch H, Neubauer H, Hafez HM, Hotzel H. 2018. Identification, differentiation and antibiotic susceptibility of *Gallibacterium* isolates from diseased poultry. *Irish Veterinary*. 71(1):5. <http://dx.doi.org/10.1186/s13620-018-0116-2>

ELBESTAWY AR, Ellakany HF, El-Hamid HSA, Bekheet AA, Mataried NE, Nasr SM, Amarin NM. 2018. Isolation, characterization, and antibiotic sensitivity assessment of *Gallibacterium anatis* biovar *haemolytica*, from diseased Egyptian chicken flocks during the years 2013 and 2015. *Poultry Science*. 97(5):1519–1525.

<http://dx.doi.org/10.3382/ps/pey007>

ESPINOSA I, Colas M, Vichi J, Báez M, Martínez S. 2011. Isolation and identification of *Ornithobacterium rhinotracheale* from laying hens in farms of la Habana province. *Salud Animal*. 33(1):38-43. ISSN: 2224-4700.

<https://www.researchgate.net/publication/228483199>

EUCAST. 2022. Clinical Breakpoints Table v. 12.0.

http://www.eucast.org/clinical_breakpoints/

FLORES-HERNÁNDEZ W, Luna-Castro A, Peña-Avelino L, Barrios-García H, Alva-Pérez J. 2020. Microbiota vaginal y susceptibilidad quimioterapéutica en cabras criollas. *Abanico Veterinario*. 10:1-14. ISSN 2448-6132. <http://dx.doi.org/10.21929/abavet2020.37>

FUNKE G, Von Graevenitz A, Clarridge JE, Bernard KA. 1997. Clinical Microbiology of Coryneform Bacteria. *Clinical Microbiology Reviews*. 10(1):125-159.

<https://doi.org/10.1128/CMR.10.1.125>

GLENDINNING L, McLachlan G, Vervelde L. 2017. Age-related differences in the respiratory microbiota of chickens. *PLoS one*. 12(11):e0188455.

<https://doi.org/10.1371/journal.pone.0188455>

GLISSON JR. 1998. Bacterial Respiratory Diseases of Poultry. *Poultry Science* 77(8):1139–1142. <https://doi.org/10.1093/ps/77.8.1139>

HOOVER DG, Tatini SR, Maltais JB. 1983. Characterization of Staphylococci. *Applied and Environmental Microbiology*. 46(3):649-660.

<https://journals.asm.org/doi/10.1128/aem.46.3.649-660.1983>

ID (Investigación Diagnóstica). 2020. Laboratorio de reactivos para diagnóstico. Abel Gutiérrez. <http://quimex.com.mx/wp-content/uploads/2021/01/Multibac-Multidiscos-Antibiogramas.pdf>



JORGENSEN JH, Ferraro MJ. 2000. Antimicrobial Susceptibility Testing: Special Needs for Fastidious Organisms and Difficult-to-Detect Resistance Mechanisms. *Clinical Infectious Diseases*. 30(5):799–808. ISSN 1058-4838. <https://doi.org/10.1086/313788>

KAISER GE. Microbiology Laboratory Manual. 2017. The Community College of Baltimore County, Catonsville Campus. UK.
<https://cwoer.cbcbcmd.edu/science/microbiology/Lab%20Manual/lab8/lab8.html>

KRISHNEGOWDA DN, Dhama K, Mariappana AK, Munuswamy P, Yatoob MI, Tiwaric R, Karthikd K, Bhatte P, Reddy MR. 2020. Etiology, epidemiology, pathology, and advances in diagnosis, vaccine development, and treatment of *Gallibacterium anatis* infection in poultry: a review. *Veterinary Quarterly*. 40(1):16–34.
<https://doi.org/10.1080/01652176.2020.1712495>

MENDOZA K, Zavaleta A, Koga Y, Rodríguez J, Alvarado A, Tinoco R. 2014. Variabilidad genética de cepas de *Gallibacterium anatis* aisladas de aves comerciales del Perú con infecciones respiratorias. *Investigación Veterinaria Perú*. 25(2):233-244.
<https://doi.org/10.15381/rivep.v25i2.8496>

SANZ-RODRÍGUEZ N, Almagro-Moltó M, Vozmediano-Serrano MT, Gómez-Garcés JL. 2014. Primer aislamiento de *Corynebacterium mucifaciens* en una úlcera corneal. *Cartas científicas / Enfermedades Infecciosas y Microbiología Clínica*. 32(8):542–547.
<https://doi.org/10.1016/j.eimc.2013.11.012>

NASSIK S, Tallouzt S, Karbach N, Touzani C, Bidoudan Y, Aamarine N, Hess C. 2019. First Report of Isolation of *Gallibacterium anatis* from Layer Chickens in Morocco with Decrease in Laying Performance. *Avian diseases*. 63(4):727–730.
<https://doi.org/10.1637/aviandiseases-D-19-00119>

NHUNG NT, Chansiripornchai N, Carrique-Mas JJ. 2017. Antimicrobial Resistance in Bacterial Poultry Pathogens: A review. *Frontiers in Veterinary Science*. 4:126.
<https://doi.org/10.3389/fvets.2017.00126>

NWORIE A, Elom MO, Gideon IA, Azi SO, Okekpa SI, Ukwah BN, Usanga VU, Okon UN, Chinwe E, Olayinka BO, Onaolapo JA, Ehinmidu JO. 2016. Multi-drug resistant *Staphylococcus aureus* from poultry farms in Ebonyi State, Nigeria. *Micro Biology, Genetics and Monocular Biology*. 2(3):1-11.
<https://www.researchgate.net/publication/329589615>

ONU (Organización de las Naciones Unidas). 2019. Se acerca una crisis “desastrosa” de enfermedades resistentes a los medicamentos. España. 7 p.
<https://news.un.org/es/story/2019/04/1455011>



OSMAN KM, Amer AM, Badr JM, Saad ASA. 2015. Prevalence and Antimicrobial Resistance Profile of *Staphylococcus* Species in Chicken and Beef Raw Meat in Egypt. *Foodborne pathogens and disease*. 12(5):406-413.
<http://dx.doi.org/10.1089/fpd.2014.1882>

OSUNA CRF, Molina BRM, Munguía XJA, Hernández CJF, López LJB, Acuña YM, Fernández MVA, Robles MJ, Icedo EJGA. 2017. Resistencia antimicrobiana de *Gallibacterium anatis* aisladas de gallinas de postura comercial en Sonora, México. *Revista Mexicana de Ciencias Pecuarias*. 8(3):305-312.
<http://dx.doi.org/10.22319/rmcp.v8i3.4506>

SINGH SV, Singh BR, Sinha DK, Kumar ORV, Vadhana AP, Bhardwaj M, Dubey S. 2016. *Gallibacterium anatis*: An Emerging Pathogen of Poultry Birds and Domiciled Birds. *Veterinary Science and Technology*. 7(3):324. ISSN: 2157-7579.
<http://dx.doi.org/10.4172/2157-7579.1000324>

VANEGAS-MÚNERA JM, Jiménez-Quinceno JN. 2020. Resistencia antimicrobiana en el siglo XXI: ¿hacia una era postantibiótica? *Facultad Nacional de Salud Pública*. 38(1):e337759. <https://revistas.udea.edu.co/index.php/fnsp/article/view/337759>

VARGAS J, Máttar S, Monsalve S. 2010. Bacterias patógenas con alta resistencia a antibióticos: estudio sobre reservorios bacterianos en animales cautivos en el zoológico de Barranquilla. *Infectio*. 14(1): 6-19. [https://doi.org/10.1016/S0123-9392\(10\)70088-6](https://doi.org/10.1016/S0123-9392(10)70088-6)

WEINSTEIN MP, Towns ML, Quartey SM, Mirret S, Reimer LG, Parmigiani G, Reller LB. 1997. The clinical significance of positive blood cultures in the 1990s: A prospective comprehensive evaluation of microbiology, epidemiology, and outcome of bacteremia and fungemia in adults. *Clinical Infectious Diseases*. 24:584-602.
<https://academic.oup.com/cid/article/24/4/584/439162>

YANG K, Kruse RL, Lin WV, Musher DM. 2018. Corynebacteria as a cause of pulmonary infection: a case series and literature review. *Pneumonia*. 10(1):1-8.
<https://doi.org/10.1186/s41479-018-0054-5>

ZAHOOR MA, Siddique M. 2006. Characteristics of *Pasteurella multocida* recovered from avian sources. *Pakistan Veterinary*. 26(1):41-43.
<https://www.researchgate.net/publication/242775243>

ZENDEJAS-MANZO GS, Avalos-Flores H, Soto-Padilla MY. 2014. Microbiología general de *Staphylococcus aureus*: Generalidades, patogenicidad y métodos de identificación. *Biomédica*. 25(3):129-143.
<https://www.revistabiomedica.mx/index.php/revbiomed/article/view/42>

[Errata Erratum](#)

<https://abanicoacademico.mx/revistasabanico-version-nueva/index.php/abanico-veterinario/errata>