

Caracterización bacteriológica en las áreas de cirugía y quirófano del Hospital Homero Castanier Crespo, Azogues – Ecuador

Bacteriological characterization in the surgery and operating room areas of the Homero Castanier Crespo Hospital, Azogues - Ecuador

- ¹ Henry Sebastián Cáceres Pinos.  <https://orcid.org/0009-0007-6899-1591>
Universidad Católica de Cuenca. Facultad de Bioquímica y Farmacia. Cuenca-Azuay. Ecuador.
hscaceresp49@est.ucacue.edu.ec
- ² Nathaly Janneth Redrován Cedillo.  <https://orcid.org/0009-0003-8792-6796>
Universidad Católica de Cuenca. Facultad de Bioquímica y Farmacia. Cuenca-Azuay. Ecuador.
njredrovanc06@est.ucacue.edu.ec
- ³ Karla Estefanía Pacheco Cárdenas.  <https://orcid.org/0000-0002-9571-9389>
Universidad Católica de Cuenca. Facultad de Bioquímica y Farmacia. Unidad Académica de Salud y Bienestar. Cátedra de Bacteriología. Cuenca-Azuay. Ecuador.
karla.pacheco@ucacue.edu.ec
- ⁴ Jonnathan Gerardo Ortiz Tejedor.  <https://orcid.org/0000-0001-6770-2144>
Universidad Católica de Cuenca. Facultad de Bioquímica y Farmacia. Unidad Académica de Salud y Bienestar. Cátedra de Bacteriología y Biología Molecular. Cuenca-Azuay. Ecuador.
jonnathan.ortiz@ucaue.edu.ec



Artículo de Investigación Científica y Tecnológica

Enviado: 15/02/2023

Revisado: 12/03/2023

Aceptado: 25/04/2023

Publicado: 30/05/2023

DOI: <https://doi.org/10.33262/anatomiadigital.v6i2.2562>

Cítese:

Cáceres Pinos, H. S., Redrován Cedillo, N. J., Pacheco Cárdenas, K. E., & Ortiz Tejedor, J. G. (2023). Caracterización bacteriológica en las áreas de cirugía y quirófano del Hospital Homero Castanier Crespo, Azogues – Ecuador. *Anatomía Digital*, 6(2), 112-127. <https://doi.org/10.33262/anatomiadigital.v6i2.2562>



ANATOMÍA DIGITAL, es una Revista Electrónica, Trimestral, que se publicará en soporte electrónico tiene como misión contribuir a la formación de profesionales competentes con visión humanística y crítica que sean capaces de exponer sus resultados investigativos y científicos en la misma medida que se promuevan mediante su intervención cambios positivos en la sociedad. <https://anatomiadigital.org>
La revista es editada por la Editorial Ciencia Digital (Editorial de prestigio registrada en la Cámara Ecuatoriana de Libro con No de Afiliación 663) www.celibro.org.ec

Esta revista está protegida bajo una licencia Creative Commons Atribución-NoComercial-CompartirIgual 4.0 International. Copia de la licencia: <https://creativecommons.org/licenses/by-nc-sa/4.0/deed.es>

Palabras claves:

S. aureus, ambiente nosocomial, IAAS, enterobacterias, resistencia bacteriana.

Resumen

Introducción: las infecciones asociadas a la asistencia sanitaria constituyen un problema mundial, debido al aumento de la tasa de morbimortalidad, una de las principales causas es la transmisión mediante superficies inanimadas. Las enterobacterias y *Staphylococcus aureus*, son de mayor prevalencia en el ambiente nosocomial. **Objetivo:** caracterizar la frecuencia y susceptibilidad antimicrobiana en bacterias aisladas a partir de superficies inanimadas del área de cirugía y quirófano del hospital Homero Castanier Crespo, Azogues - Ecuador. **Metodología:** se realizó un estudio de tipo observacional descriptivo, de corte transversal. Se recolectaron 110 muestras de las superficies inanimadas de cirugía y quirófano del hospital Homero Castanier Crespo. Para la identificación de *S. aureus* se utilizó métodos fenotípicos (Manitol Salado y DNAsa) y genotípicos como: genes de identificación (*nucA* y *femB*) y genes de resistencia (*blaZ*, *mecA* y *vanA*) mediante PCR punto final. En tanto que, para las enterobacterias se empleó métodos fenotípicos (Agar Cromogénico UTIC). Para la detección de las enzimas: BLEE, AmpC y carbapenemasas se usó la técnica de Kirby Bauer. **Resultados:** la frecuencia de *S. aureus* fue de 2,72% (3/110). El 66,6% (2/3 cepas) fue resistente a penicilina, el 33,3% (1/3 cepas) a meticilina y el 100% fue sensible a vancomicina. La frecuencia de *E. coli* fue de 5,45% (5/110). **Conclusión:** la baja frecuencia de aislados de *S. aureus* y *E. coli* se debe a que, las superficies examinadas corresponden a las áreas del hospital que mayor énfasis hace en la aplicación de protocolos de limpieza y desinfección. **Área de estudio:** bacteriología.

Keywords:

S. aureus, nosocomial environment, HCAs, enterobacteria, bacterial resistance.

Abstract

Introduction: healthcare-associated infections are a worldwide problem, due to the increase in morbimortality rate, one of the main causes is transmission through inanimate surfaces. Enterobacteriaceae and *Staphylococcus aureus* are most prevalent in the nosocomial environment. **Objective:** to characterize the frequency and antimicrobial susceptibility of bacteria isolated from inanimate surfaces in the surgical and operating room area of the Homero Castanier Crespo Hospital, Azogues - Ecuador. **Methodology:** a cross-sectional descriptive

observational study was conducted. A total of 110 samples were collected from inanimate surfaces of the surgery and operating room of the Homero Castanier Crespo hospital. Phenotypic methods were used to identify *S. aureus* (Mannitol Salt Agar and rhDNase) and genotypic methods such as identification genes (*nucA* and *femB*) and resistance genes (*blaZ*, *mecA*, and *vanA*) by endpoint PCR. Phenotypic methods were used for enterobacteria (UTIC Chromogenic Agar). For the detection of enzymes: ESBLs, AmpC, and carbapenemases, the Kirby Bauer technique was used. **Results:** the frequency of *S. aureus* was 2.72% (3/110). The 66.6% (2/3 strains) were resistant to penicillin, 33.3% (1/3 strains) to methicillin, and 100% were sensitive to vancomycin. The frequency of *E. coli* was 5.45% (5/110). **Conclusion:** the low frequency of *S. aureus* and *E. coli* isolates is since the surfaces examined correspond to the areas of the hospital that place the greatest emphasis on the application of cleaning and disinfection protocols.

Introducción

El ambiente nosocomial, constituye un reservorio y fuente de infección para el paciente ingresado. Está conformado por el personal médico y pacientes, así como por dispositivos médicos y superficies inanimadas que pueden albergar microorganismos (1). Las infecciones asociadas a la asistencia sanitaria (IAAS) son definidas como las infecciones contraídas durante la estancia hospitalaria, es decir que no se habían manifestado al momento de ingreso (2).

La resistencia bacteriana forma parte de un proceso particular en su evolución natural. Este fenómeno ha incrementado en los últimos años debido al uso irracional de antibióticos lo que conlleva al incremento de la tasa de morbimortalidad por enfermedades infecciosas (3).

Las superficies inertes son susceptibles a estar colonizadas por microorganismos, puesto que existe una constante manipulación por parte del personal de salud. Lo cual, ocasiona la contaminación del ambiente nosocomial, por consiguiente, los microorganismos pueden transmitirse por contacto directo o indirecto, por inhalación o ingesta (4).

A nivel nacional no existe un sistema de vigilancia de infecciones nosocomiales en el que se pueda registrar su frecuencia a nivel de los diferentes centros de salud (5). Varias de las instituciones públicas y privadas han implementado varios proyectos para controlar las infecciones a nivel hospitalario. La importancia de los sistemas de vigilancia se basa en reducir la presencia de los microorganismos y mejorar la calidad de las instituciones de salud en un claro beneficio de los pacientes (6).

En 2019 el hospital Especializado Integral Ayder de la ciudad de Mekelle, Etiopía se planteó el determinar la contaminación bacteriana en superficies inanimadas y su susceptibilidad antimicrobiana. Entre sus resultados se observó la presencia de *E. coli* y *K. pneumoniae* en diferentes equipos médicos, además de ser resistentes a penicilina, amoxicilina/ácido clavulánico y ampicilina. Por otro lado, se reportó *S. aureus* resistente a ciprofloxacina, gentamicina y tetraciclinas (7).

La presente investigación tiene como objetivo caracterizar la frecuencia y susceptibilidad antimicrobiana en bacterias aisladas a partir de superficies inanimadas del área de cirugía y quirófano del hospital Homero Castanier Crespo. Azogues – Ecuador.

Metodología

Se realizó un estudio de tipo observacional descriptivo, de corte transversal. El universo de estudio lo conformaron las áreas de cirugía y quirófano del hospital Homero Castanier Crespo, Azogues - Ecuador. Se realizó un muestreo de tipo no probabilístico por cobertura total de superficies inertes en la Institución de Salud participante. Se recolectaron 110 muestras procedentes de las áreas mencionadas. La toma de estas en el hospital fue de imprevisto para evitar procesos de desinfección previa.

Criterios de inclusión

- Superficies de mayor contacto (camillas, mesas, interruptores, manijas, porta sueros y equipos médicos) de las áreas de quirófano y cirugía.

Criterios de exclusión

- Áreas fuera de quirófano y cirugía.

Toma de muestra: las muestras se obtuvieron mediante la técnica de hisopo estéril de superficies inertes según las normas INEN–Ecuador, mismos que fueron embebidos en caldo Trypticase soya en tubos tapa rosca. Para su correcta conservación y precautelar la viabilidad, las muestras fueron trasladadas al Laboratorio de Microbiología de la Facultad de Bioquímica y Farmacia de la Universidad Católica de Cuenca (8).

Identificación Bacteriológica, mediante métodos fenotípicos

Identificación de Staphylococcus aureus: se realizó la siembra de las muestras en agar Manitol Salado, una vez que se presentó el crecimiento bacteriano de manera pura y con colonias aisladas se realizó las siguientes pruebas microbiológicas: tinción de Gram, catalasa, coagulasa, DNAsa (9).

Identificación de Enterobacterias: se llevó a cabo mediante la siembra de las muestras en el agar Cromogénico UTIC (Urinary Tract Infection Chromagar, por sus siglas en inglés), que permite identificar *E. coli*, *Enterococcus* spp., *Providencia* spp., *Klebsiella* spp., *Enterobacter* spp., *Proteus* spp. y *Morganella* spp. Para la lectura, interpretación e identificación se realizó de acuerdo a los lineamientos establecidos por el fabricante (10).

Susceptibilidad y resistencia antimicrobiana

Se realizó antibiogramas tanto para *Staphylococcus aureus* y para enterobacterias mediante la técnica Kirby Bauer o disco difusión. Este procedimiento se llevó a cabo según los lineamientos establecidos en el Instituto de estándares para el laboratorio clínico (11).

Para *Staphylococcus aureus* se utilizó los antibióticos: penicilina, cefoxitina, gentamicina, eritromicina, tetraciclina, ciprofloxacina, levofloxacina, nitrofurantoína, clindamicina, trimetoprima/sulfametoxazol, cloranfenicol, rifampicina, linezolid, vancomicina, azitromicina y norfloxacina.

Por otro lado, para las enterobacterias se utilizó: ampicilina/sulbactam, amoxicilina/clavulánico, cefuroxima, cefotaxima, ceftazidima, cefepime, cefoxitina, aztreonam, meropenem, imipenem, colistina, amikacina, gentamicina, ciprofloxacina, levofloxacina, trimetoprima/sulfametoxazol, fosfomicina, ácido nalidíxico, cloxacilina y tigeciclina.

Detección de mecanismos de resistencia

Luego de las pruebas de susceptibilidad *in vitro* (antibiograma), se realizó pruebas fenotípicas para la detección de los siguientes mecanismos de resistencia:

Staphylococcus aureus

1. Resistencia *in vitro* a penicilina, técnica de Kirby Bauer o disco difusión (posibles mecanismos de resistencia, expresión de gen *blaZ*).
2. Resistencia *in vitro* a metilina, técnica de Kirby Bauer o disco difusión, se utilizó cefoxitina (posibles mecanismos de resistencia, expresión del gen *mecA*).
3. Resistencia *in vitro* a vancomicina, mediante la MIC (Minimum Inhibitory Concentration, por sus siglas en inglés), se utilizó E-test de vancomicina (posibles mecanismos de resistencia, expresión del gen *vanA*).

4. Resistencia inducible a clindamicina, técnica de Kirby Bauer o disco difusión, mediante la colocación estratégica de discos Clindamicina y Eritromicina a una distancia no mayor de 20 mm (prueba D-test) (12).

Enterobacterias

- Resistencia a cefalosporinas de primera, segunda, tercera y cuarta generación (de manera variable), presencia de enzimas Betalactamasas de Espectro Extendido (BLEE). Se llevó a cabo mediante la técnica de disco difusión, se colocó estratégicamente los discos de Amoxicilina / Ácido clavulánico (AMC), más cefotaxima y ceftazidima a una distancia no mayor de 20 mm entre los discos (13).
- Resistencia a cefalosporinas de primera, segunda, tercera generación y aztreonam (excepto cefalosporinas de cuarta y carbapenémicos), presencia de enzimas Betalactamasas de tipo AmpC. Se llevó a cabo mediante la técnica de disco difusión, se colocó estratégicamente los discos de cloxacilina (Inhibidor), más ceftazidima (sustrato) y cefotaxima (sustrato), a una distancia no mayor de 20 mm entre los discos (14).

Identificación molecular de *Staphylococcus aureus*

Para la extracción de ADN se utilizó el método de lisis alcalina con Sodio Dodecilsulfato (SDS) al 1% en NaOH al 0,25N. Por otra parte, para la identificación molecular se empleó la técnica de reacción en cadena de la polimerasa (PCR, por sus siglas en inglés) tanto para la identificación de la bacteria *nucA* y *femB*, como para los genes *blaZ*, *mecA* y *vanA* que codifican para resistencia a penicilina, meticilina y vancomicina. La separación de los productos de PCR se llevó a cabo por electroforesis en gel de agarosa al 2% y se visualizó en el transiluminador (UV). La amplificación de los genes se realizó según los protocolos descritos por Vallejo et al. (15).

Resultados

De las 110 muestras aisladas de los ambientes nosocomiales de quirófano y cirugía del hospital Homero Castanier Crespo – Azogues, se identificaron microbiológicamente mediante fermentación de manitol salado, catalasa, coagulasa y DNAsa seis cepas positivas para *S. aureus*. Sin embargo, mediante la amplificación de los genes *nucA* (figura 1), y *femB* (figura 2), resultaron tres cepas positivas, correspondiente al 2.72 % de frecuencia de *S. aureus* entre las dos áreas mencionadas.

Lo que llama la atención es que una de ellas amplificó para *nucA* sin amplificación para *femB*. No obstante, se considera esta muestra como positiva dado que el gen *nucA* codifica a la term nucleasa extracelular (TNasa) que produce *S. aureus* y contribuye como criterio de diagnóstico para la misma. Mientras que, *femB* está involucrado en el entrecruzamiento del peptidoglucano de la pared celular, interviniendo en la identificación de esta bacteria.

Sin embargo, su no amplificación se pudo deber a varios factores tales como: el diseño inapropiado de los cebadores, cantidad y calidad de concentración del ADN e incluso el tipo y cantidad de ADN polimerasa (16).

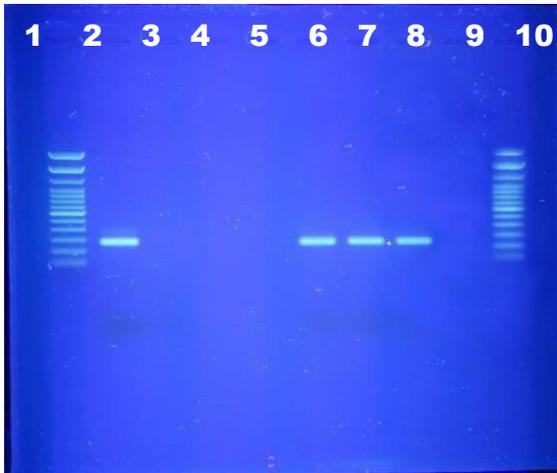


Figura 1. Corrida electroforética para la detección del gen *nuca*.

Nota: producto de PCR, para el gen *nuca* (270 pb) en cepas de *Staphylococcus aureus* aisladas de superficies inertes en el Hospital Homero Castanier Crespo, Azogues.

Carril: 1 Ladder, 2 Control positivo, 3 Control negativo, 4-5 y 9 Cepas negativas para el gen *nuca*, 6-7 y 8 Cepas positivas para el gen *nuca*, 10 Ladder.

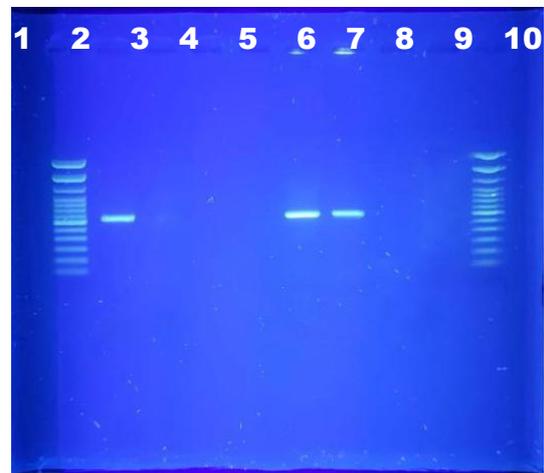


Figura 2. Corrida electroforética para la detección del gen *femB*.

Nota: producto de PCR, para el gen *femB* (651 pb) en cepas de *Staphylococcus aureus* aisladas de superficies inertes en el Hospital Homero Castanier Crespo, Azogues.

Carril: 1 Ladder, 2 Control positivo, 3 Control negativo, 4-5-8-9 Cepas negativas para el gen *femB*, 6 y 7 Cepas positivas para el gen *femB*, 10 Ladder.

De las tres cepas de *S. aureus* comprobadas bioquímica y molecularmente mostraron 100% de sensibilidad a vancomicina, gentamicina, tetraciclina, ciprofloxacina, levofloxacina, nitrofurantoina, trimetropim sulfametoxazol, cloranfenicol, rifampicina y linezolid. Mientras que, el 66,6% fueron resistentes a penicilina, por otra parte, el 33,3% de resistencia para, cefoxitina, azitromicina y norfloxacina (ver tabla 1). No obstante, se identificó D-test negativo.

Tabla 1. Susceptibilidad de *Staphylococcus aureus* a los diferentes antibióticos

| Muestra | P | FOX | VA | CN | TE | CIP | LEV | NIT | SXT | C | RD | LNZ | AZM | NOR |
|---------|---|-----|----|----|----|-----|-----|-----|-----|---|----|-----|-----|-----|
| 53 | R | R | S | S | S | S | S | S | S | S | S | S | R | R |
| 56 | R | S | S | S | S | S | S | S | S | S | S | S | S | S |
| 73 | S | S | S | S | S | S | S | S | S | S | S | S | S | S |

Leyenda: S: sensible; R: resistente; I: sensibilidad intermedia. P: penicilina; FOX: cefoxitina; CN: gentamicina; TE: tetraciclina; CIP: ciprofloxacina; LEV: levofloxacina; NIT: nitrofurantoina; SXT: trimetoprima/sulfametoxazol; C: cloranfenicol; RD: rifampicina; LNZ: linezolid; VA: vancomicina E-test; AZM: azitromicina; NOR: norfloxacina.

Sin embargo, es importante denotar los patrones de susceptibilidad a vancomicina, meticilina y penicilina asociados a los genes de resistencia *vanA*, *blaZ* y *mecA*. El 100% fue sensible a vancomicina, el 66,6% resistente a penicilina y el 33,3% resistente a cefoxitina, como se aprecia en la tabla 2.

Tabla 2. Patrón de susceptibilidad y genes de resistencia en *Staphylococcus aureus*

| Antibiótico testeado | Antibiograma-Resistente | Genes de resistencia |
|----------------------|-------------------------|----------------------|
| Penicilina | 66,6% (2/3) | <i>blaZ</i> |
| Cefoxitina | 33,3% (1/3) | <i>mecA</i> |
| Vancomicina | 0% (0/3) | <i>vanA</i> |



Figura 3. Corrida electroforética para la detección del gen de resistencia *vanA*.

Nota: producto de PCR, para el gen *vanA* (732 pb) en cepas de *Staphylococcus aureus* aisladas de superficies inertes en el Hospital Homero Castanier Crespo, Azogues. Carril: 1 Ladder, 2 y 3 Control positivo, 4 y 5 Control negativo para el gen *vanA*, 6–7 y 8 Cepas negativas para el gen *vanA*, 9 Ladder.



Figura 4. Corrida electroforética para la detección del gen de resistencia *blaZ*

Nota: producto de PCR, para el gen *blaZ* (674 pb) en cepas de *Staphylococcus aureus* aisladas de superficies inertes en el Hospital Homero Castanier Crespo, Azogues. Carril: 1 Ladder, 2 y 3 Control positivo, 4 y 5 Control negativo, 6 y 7 Cepas positivas para el gen *blaZ*, 8 cepa negativa para el gen *blaZ*, 9 Ladder.

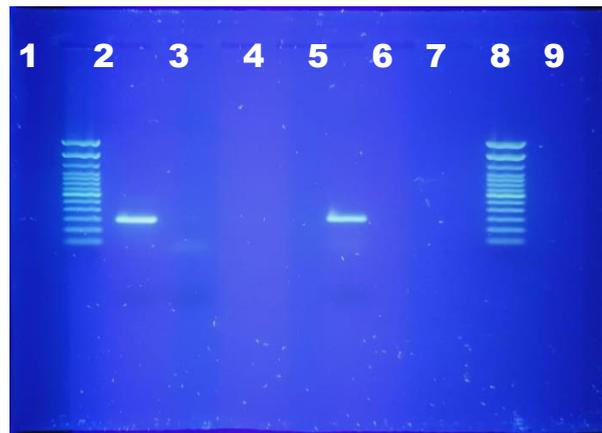


Figura 5. Corrida electroforética para la detección del gen de resistencia *mecA*

Nota: producto de PCR, para el gen *mecA* (310 pb) en cepas de *Staphylococcus aureus* aisladas de superficies inertes en el Hospital Homero Castanier Crespo, Azogues.

Carril: 1 Ladder, 2 Control positivo, 3 - 4 y 5 Control negativo, 6 Cepa positiva para el gen *mecA*, 7 y 8 cepas negativas para el gen *mecA*, 9 Ladder.

Por otra parte, se identificaron cinco cepas de *Escherichia coli* caracterizadas mediante el cromogágar-UTIC, lo que corresponde al 5,45% de frecuencia entre las áreas de cirugía y quirófano. Las pruebas de susceptibilidad antibiótica mostraron que el 100% de las cepas de *E. coli* fueron sensibles a SAM, FEP, IMP y TGC, mientras que el 20% fueron resistentes a CXM, ATM, CS, CN, LEV, SXT, 40% FOX, MEM, AK y 80% para FOS y NA (Tabla 3). Sin embargo, fueron negativas para BLEE y AmpC.

Tabla 3. Patrón de susceptibilidad de *Escherichia coli*

| Muestra | SA M | CX M | FO X | FE P | AT M | ME M | IP M | C S | A K | C N | N A | CI P | LE V | SX T | FO S | TG C |
|---------|------|------|------|------|------|------|------|-----|-----|-----|-----|------|------|------|------|------|
| 29 | S | S | S | S | S | R | S | S | S | S | S | S | R | S | R | S |
| 31 | S | R | S | S | R | R | S | R | R | R | R | S | S | R | R | S |
| 48 | S | S | R | S | S | S | S | S | S | S | R | S | S | S | R | S |
| 65 | S | S | R | S | S | S | S | S | S | S | R | S | S | S | R | S |
| 76 | S | S | S | S | S | S | S | S | R | S | R | I | S | S | S | S |

Leyenda: S: sensible; R: resistente; I: sensibilidad intermedia. SAM: ampicilina/sulbatam; CXM: cefuroxima; FOX: cefoxitina; FEP: cefepime; ATM: aztreonam; MEM: meropenem; IPM: imipenem; CS: colistina; AK: amikacina; CN: gentamicina; NA: ácido nalidíxico; CIP: ciprofloxacina; LEV: levofloxacina; SXT: trimetoprima/sulfametoxazol; FOS: fosfomicina; TGC: tigeciclina.

Discusión

Las superficies ambientales y los equipos médicos son un reservorio de patógenos intrahospitalarios productores de IAAS. En este estudio, la frecuencia de cepas de *S. aureus* aisladas en los ambientes del hospital Homero Castanier Crespo es baja, lo que

corresponde al 2,72% (3/110 cepas), por tanto, esto nos indica que existe una baja contaminación y que se deben mantener las normas de desinfección para evitar contaminaciones en el ambiente nosocomial. Entre los resultados obtenidos mediante el diagnóstico fenotípico y molecular indicaron que el 66,6% (2/3 cepas) fue resistente a penicilina y el 33,3% (1/3 cepas) a meticilina.

En contraste con otros estudios como el de Andrade et al. (17), quienes detectaron una frecuencia del 6% (3/50 cepas) en un hospital de Cuenca en el cual, se obtuvo una resistencia del 66,6% (2/3 cepas) para penicilina y meticilina. Mientras que Vallejo et al. (15), identificaron una frecuencia del 3% (6/200 cepas) con una resistencia a penicilina y meticilina del 100% (3/3 cepas). Por tal razón, esto evidenció la capacidad de adaptación de *S. aureus* a las superficies inertes por largos periodos.

La aparición y diseminación de cepas de *S. aureus* resistente a la meticilina (SARM) son causantes de IAAS difíciles de tratar pues a menudo son multirresistentes. En el centro de salud de Kiambu de Kenia, por Iliya et al. (18), encontraron una frecuencia del 39,1% (54/138 cepas) de las cuales, se obtuvo un 40,7% (22/54 cepas) de SARM. Por otra parte, en el hospital general de Kawolo de Uganda, por Sserwadda et al. (19), identificaron una frecuencia del 75,4% (46/61 cepas) en el que, se presentó una prevalencia del 52% (24/46 cepas) de SARM. Estos altos índices podrían deberse a las malas condiciones higiénico-sanitarias de los ambientes hospitalarios.

La sensibilidad reportada en nuestro estudio para vancomicina fue del 100% (3/3 cepas) de igual manera, Sanmartín et al. (20), quienes determinaron una sensibilidad del 100% (6/6 cepas) lo cual, significa que este antibiótico es eficaz contra *S. aureus*. Por esto, la vancomicina se ha considerado el antibiótico de primera línea para tratar las infecciones por SARM.

En esta investigación, se obtuvo también resultados negativos para D-test en las tres muestras analizadas de *S. aureus* es decir que la eritromicina no induce la resistencia a clindamicina, esto indica que los antibióticos son eficaces contra este patógeno. A diferencia con otro estudio realizado por Sánchez et al. (21), que reportaron una resistencia inducible a clindamicina por la eritromicina de un 100% (2/2 cepas).

E. coli es una de las enterobacterias con mayor presencia en el ambiente nosocomial y también es causante de IAAS. Si bien la resistencia bacteriana es un problema de hace muchos años, hoy en día es más frecuente la producción de mecanismos de resistencia como BLEE y betalactamasas de tipo AmpC. En el centro de salud de Maracaibo, Venezuela por Perozo et al. (22), confirmaron la presencia de enzimas productoras de BLEE en un 56,36% (31/55 cepas). Mientras que, en un centro hospitalario de Colombia por Mora et al. (23), evidenciaron la presencia de betalactamasas de tipo Ampc en un 40% (18/45 cepas).

En comparación con nuestro estudio existe una discordancia ya que nuestras muestras fueron sensibles a cefalosporinas de tercera generación es decir que no existe la presencia de BLEE y betalactamasas de tipo AmpC por tal razón no se procedió en la realización de las pruebas moleculares.

Es importante destacar que la limpieza y desinfección dentro del ambiente nosocomial es muy importante ya que favorece la eliminación de estos microorganismos. Estudios como el de un hospital del Reino Unido por Garvey et al. (24), y la investigación de Warren et al. (25) en un hospital de Durham, Carolina del Norte evidenciaron que la inclusión de protocolos y sistemas de vigilancia favorecen a la eliminación de IAAS.

Conclusiones

- La baja frecuencia de aislados de *S. aureus* y *E. coli* se debe a que, las superficies examinadas corresponden a las áreas del hospital que mayor énfasis hace en la aplicación de protocolos de limpieza y desinfección. Sin embargo, se recomienda analizar otras áreas del hospital para conocer su papel como potencial reservorio de microorganismos en el ambiente nosocomial.
- De acuerdo con los resultados obtenidos se demostró que, *S. aureus* porta genes de resistencia a penicilina y meticilina por lo cual, se debe controlar la diseminación de cepas SARM ya que, son un factor de riesgo para los pacientes y personal de salud.
- La resistencia a fármacos betalactámicos es un grave problema de salud, por tanto, se deben establecer medidas de control y prevención para evitar que cepas multirresistentes puedan causar IAAS futuras.

Conflicto de interés

Los autores declaran que no existe conflicto de intereses.

Declaración de contribución de los autores

Autor 1 y 2: Procesamiento de muestras, aplicación de técnicas microbiológicas y moleculares, análisis microbiológico y molecular, redacción y síntesis del manuscrito.

Autor 3: Experimentación en el área de microbiología, aplicación de técnicas microbiológicas, análisis microbiológico, revisión del manuscrito.

Autor 4: Experimentación en el área de biología molecular, aplicación de técnicas moleculares, análisis molecular, revisión y validación final del manuscrito.

Referencias bibliográficas

1. Suleyman G, Alangaden G, Bardossy Ac. The Role of Environmental Contamination in the Transmission of Nosocomial Pathogens and Healthcare-Associated Infections. *Curr Infect Dis Rep* [Internet]. 27 de abril de 2018 [citado 16 de enero de 2023];20(6). Available in: <https://pubmed.ncbi.nlm.nih.gov/29704133/>
2. Facciola A, Pellicanò Gf, Visalli G, Paolucci Ia, Venanzi Rullo E, Ceccarelli M, et al. The role of the hospital environment in the healthcare-associated infections: a general review of the literature. *Eur Rev Med Pharmacol Sci* [Internet]. febrero de 2019 [citado 16 de enero de 2023];23(3). Available in: <https://pubmed.ncbi.nlm.nih.gov/30779096/>
3. Huemer M, Mairpady Shambat S, Brugger SD, Zinkernagel AS. Antibiotic resistance and persistence—Implications for human health and treatment perspectives. *EMBO Rep* [Internet]. 3 de diciembre de 2020 [citado 18 de enero de 2023];21(12): e51034. Available in: <https://www.ncbi.nlm.nih.gov/pmc/articles/PMC7726816/>
4. Plasencia-Dueñas NR, Zegarra-Rodríguez CA, Failoc-Rojas VE, Díaz-Vélez C, Plasencia-Dueñas NR, Zegarra-Rodríguez CA, et al. Aislamiento microbiológico de superficies inanimadas en contacto con pacientes en un hospital peruano. *Infectio* [Internet]. marzo de 2022 [citado 18 de enero de 2023];26(1):67-72. Available in: http://www.scielo.org.co/scielo.php?script=sci_arttext&pid=S0123-93922022000100067
5. Hinostroza C, Wong M, Martínez O, Ticse R. Knowledge in students of medicine on the prevention of health care infections. *Investig En Educ Médica* [Internet]. 24 de septiembre de 2020 [citado 20 de enero de 2023];7(28):10-8. Available in: <https://www.medigraphic.com/cgi-bin/new/resumenI.cgi?IDARTICULO=95606>
6. Chavarria T, Dennys F. Nivel de conocimiento y práctica de medidas de bioseguridad: Hospital San José, 2016. *Horiz Méd Lima* [Internet]. octubre de 2018 [citado 20 de enero de 2023];18(4):42-9. Available in: http://www.scielo.org.pe/scielo.php?script=sci_arttext&pid=S1727-558X2018000400006
7. Darge A, Kahsay AG, Hailekiros H, Niguse S, Abdulkader M. Bacterial contamination and antimicrobial susceptibility patterns of intensive care units' medical equipment and inanimate surfaces at Ayder Comprehensive Specialized Hospital, Mekelle, Northern Ethiopia. *BMC Res Notes* [Internet]. 23 de

- septiembre de 2019 [citado 22 de enero de 2023]; 12:621. Available in: <https://www.ncbi.nlm.nih.gov/pmc/articles/PMC6757422/>
8. nte_inen_1529-7-1.pdf [Internet]. [citado 2 de febrero de 2023]. Available in: https://www.normalizacion.gob.ec/buzon/normas/nte_inen_1529-7-1.pdf
 9. Agar-Manitol-Sal-Placas-Valtek-Version-3.pdf [Internet]. [citado 2 de febrero de 2023]. Available in: <https://www.valtek.cl/wp-content/uploads/2020/02/Agar-Manitol-Sal-Placas-Valtek-Version-3.pdf>
 10. COMBI-PLATE-Agar-Cromo-UTIAgar-CNA-285-666-Valtek.pdf [Internet]. [citado 4 de febrero de 2023]. Available in: <https://www.valtek.cl/wp-content/uploads/2020/06/COMBI-PLATE-Agar-Cromo-UTIAgar-CNA-285-666-Valtek.pdf>
 11. Clsi. Performance Standards for Antimicrobial Susceptibility Testing; Twenty-Third Informational Supplement. Clinical & Laboratory Standards Institute [Internet]; 2021 [citado 4 de febrero de 2023]. 199 p. Available in: <https://www.nih.org.pk/wp-content/uploads/2021/02/CLSI-2020.pdf>
 12. Ambachew A, Gebrecherkos T, Ayalew G. Prevalence and Clindamycin Resistance Profile of Staphylococcus aureus and Associated Factors among Patients Attending the University of Gondar Comprehensive Specialized Hospital, Gondar, Northwest Ethiopia. Interdiscip Perspect Infect Dis [Internet]. 14 de junio de 2022 [citado 6 de febrero de 2023]; 2022:6503929. Available in: <https://www.ncbi.nlm.nih.gov/pmc/articles/PMC9213149/>
 13. Urquiza Ayala G, Arce Chuquimia J, Alanoca Mamani G. Resistencia bacteriana por beta lactamasas de espectro extendido: un problema creciente. Rev Médica Paz [Internet]. 2018 [citado 6 de febrero de 2023];24(2):77-83. Available in: http://www.scielo.org.bo/scielo.php?script=sci_arttext&pid=S1726-89582018000200012
 14. Mendieta Astudillo V, Gallegos Merchan JD, Peña Cordero SJ, Mendieta Astudillo V, Gallegos Merchan JD, Peña Cordero SJ. Frecuencia de (BLEE) (AmpC) y CARBAPENEMASAS en muestras de urocultivo, en cepas de Escherichia Coli de origen comunitario. Vive Rev Salud [Internet]. agosto de 2021 [citado 6 de febrero de 2023];4(11):275-84. Available in: http://www.scielo.org.bo/scielo.php?pid=S2664-32432021000200275&script=sci_arttext
 15. Vallejo Pazmiño GI, Andrade Tacuri CF, Orellana Bravo PP, Ortiz JG. Resistencia de cepas de Staphylococcus aureus aislados en ambientes

- nosocomiales. Rev Vive [Internet]. 19 de febrero de 2022 [citado 10 de febrero de 2023];5(13):22-34. Available in:
<https://revistavive.org/index.php/revistavive/article/view/148/362>
16. Wang H, Hecht S, Kline D, Leber AL. Staphylococcus aureus and methicillin resistance detection directly from pediatric samples using PCR assays with differential cycle threshold values for corroboration of methicillin resistance. J Microbiol Methods [Internet]. 1 de abril de 2019 [citado 15 de febrero de 2023]; 159:167-73. Available in:
<https://www.sciencedirect.com/science/article/abs/pii/S0167701218310194?via%3Dihub>
 17. Andrade C, Orellana P. Frecuencia y susceptibilidad a penicilina y meticilina de aislamientos ambientales de Staphylococcus aureus en un hospital de Cuenca. Kasmera [Internet]. 2019 [citado 5 de marzo de 2023];47(2):123-30. Available in:
<https://www.redalyc.org/journal/3730/373063318007/html/>
 18. Iliya S, Mwangi J, Maathai R, Muriuki M. Phenotypic analysis, and antibiotic susceptibility of methicillin-resistant Staphylococcus aureus in Kiambu County, Kenya. J Infect Dev Ctries [Internet]. 30 de junio de 2020 [citado 10 de marzo de 2023];14(06):597-605. Available in:
<https://jidc.org/index.php/journal/article/view/32683350/2284>
 19. Sserwadda I, Lukenge M, Mwambi B, Mboowa G, Walusimbi A, Segujja F. Microbial contaminants isolated from items and work surfaces in the post-operative ward at Kawolo general hospital, Uganda. BMC Infect Dis [Internet]. 6 de febrero de 2018 [citado 10 de enero de 2023]; 18:68. Available in:
<https://www.ncbi.nlm.nih.gov/pmc/articles/PMC5801902/>
 20. Sanmartín Orbe ML, Andrade Tacuri CF, Orellana Bravo PP. Susceptibilidad de cepas de S. aureus aisladas en superficies hospitalarias. Rev Vive [Internet]. 4 de mayo de 2021 [citado 15 de marzo de 2023];4(11):345-57. Available in:
<https://revistavive.org/index.php/revistavive/article/view/115/311>
 21. Sánchez Zambrano AG, Orellana Bravo P, Andrade Tacuri C. Vigilancia epidemiológica de Staphylococcus aureus y resistencia antibiótica en ambientes nosocomiales. Rev Vive [Internet]. 22 de febrero de 2022 [citado 15 de marzo de 2023];5(13):233-44. Available in:
<https://revistavive.org/index.php/revistavive/article/view/179/468>
 22. Perozo Mena A, Marín M, Castellano M, Ling Toledo E, Núñez D, Ginestre M, et al. Detección de Betalactamasas de espectro extendido en Enterobacteriaceae en un Centro de Salud de Maracaibo, Venezuela. Kasmera [Internet]. 2017 [citado 26

de marzo de 2023];45(2):88-99. Available in:
<https://www.redalyc.org/journal/3730/373061523003/html/>

23. Mora Moreno DP, Torres Caycedo MI, Sussman Peña OA, Mora Moreno DP, Torres Caycedo MI, Sussman Peña OA. β -lactamasas AmpC en bacilos gramnegativos de aislados clínicos en un centro hospitalario de tercer nivel en Colombia. Rev Cubana Med Trop [Internet]. agosto de 2021 [citado 26 de marzo de 2023];73(2). Available in:
http://scielo.sld.cu/scielo.php?script=sci_abstract&pid=S0375-07602021000200004&lng=es&nrm=iso&tlng=es
24. Garvey MI, Wilkinson MAC, Bradley CW, Holden KL, Holden E. Wiping out MRSA: effect of introducing a universal disinfection wipe in a large UK teaching hospital. Antimicrob Resist Infect Control [Internet]. 19 de December de 2018 [citado 10 de abril de 2023]; 7:155. Available in:
<https://www.ncbi.nlm.nih.gov/pmc/articles/PMC6299988/>
25. Warren BG, Barrett A, Graves A, King C, Turner NA, Anderson DJ. An Enhanced Strategy for Daily Disinfection in Acute Care Hospital Rooms: A Randomized Clinical Trial. JAMA Newt Open [Internet]. 15 de noviembre de 2022 [citado 10 de abril de 2023];5(11): e2242131. Available in:
<https://jamanetwork.com/journals/jamanetworkopen/fullarticle/2798445>

El artículo que se publica es de exclusiva responsabilidad de los autores y no necesariamente reflejan el pensamiento de la **Revista Anatomía Digital**.



El artículo queda en propiedad de la revista y, por tanto, su publicación parcial y/o total en otro medio tiene que ser autorizado por el director de la **Revista Anatomía Digital**.



Indexaciones

