UNIVERSIDAD TÉCNICA DEL NORTE

FACULTAD DE CIENCIAS DE LA SALUD

CARRERA DE MEDICINA

TRABAJO DE INTEGRACIÓN CURRICULAR

TEMA:

"ANÁLISIS FENOTÍPICO DE MICROORGANISMOS RESISTENTES A ANTIBIÓTICOS EN QUIRÓFANOS"

Trabajo de titulación previo a la obtención del título de: ***MÉDICO GENERAL***

Línea de investigación: Salud y bienestar integral

AUTOR:

Paola Nayeli Ipiales Gudiño

DIRECTOR:

MSc. Kelvin Wladimir Villafuerte Ledesma

Ibarra – Ecuador 2026

UNIVERSIDAD TÉCNICA DEL NORTE
DIRECCIÓN DE BIBLIOTECA

AUTORIZACIÓN DE USO Y PUBLICACIÓN A FAVOR DE LA UNIVERSIDAD TÉCNICA DEL NORTE

1. IDENTIFICACIÓN DE LA OBRA

En cumplimiento del Art. 144 de la Ley de Educación Superior, hago la entrega del presente trabajo a la Universidad Técnica del Norte para que sea publicado en el Repositorio Digital Institucional, para lo cual pongo a disposición la siguiente información:

DATOS DE CONTACTO	
APELLIDOS Y NOMBRES:	Ipiales Gudiño Paola Nayeli

DATOS DE LA OBRA	
TÍTULO:	Análisis fenotípico de microorganismos resistentes a antibióticos en quirófanos
AUTOR (ES):	Ipiales Gudiño Paola Nayeli
FECHA: DD/MM/AAAA	06/11/2026
SOLO PARA TRABAJOS DE GRADO	
PROGRAMA:	■ **PREGRADO** ☐ **POSGRADO**
TITULO POR EL QUE OPTA:	Médico General
DIRECTOR /ASESOR:	MSc. Kelvin Wladimir Villafuerte Ledesma / Dr. Kevin Fabricio Caraguay Jácome

2. CONSTANCIAS

El autor (es) manifiesta (n) que la obra objeto de la presente autorización es original y se la desarrolló, sin violar derechos de autor de terceros, por lo tanto, la obra es original y que es (son) el (los) titular (es) de los derechos patrimoniales, por lo que asume (n) la responsabilidad sobre el contenido de la misma y saldrá (n) en defensa de la Universidad en caso de reclamación por parte de terceros.

Ibarra, a los 06 días del mes de noviembre de 2026

EL AUTOR:

Validar únicamente en FirmaEC.
Firmado electrónicamente por:
PAOLA NAYELI IPIALES GUDIÑO

.....

Nombre: Ipiales Gudiño Paola Nayeli

CERTIFICACIÓN DEL DIRECTOR DEL TRABAJO DE INTEGRACIÓN CURRICULAR

Ibarra, 06 de noviembre de 2026

MSc. Kelvin Wladimir Villafuerte Ledesma

DIRECTOR DEL TRABAJO DE INTEGRACIÓN CURRICULAR

CERTIFICA:

Haber revisado el presente informe final del trabajo de Integración Curricular, el mismo que se ajusta a las normas vigentes de la Universidad Técnica del Norte; en consecuencia, autorizo su presentación para los fines legales pertinentes.

Validar únicamente en FirmaEC.
Firmado electrónicamente por:
KELVIN WLADIMIR VILLAFUERTE LEDESMA

(f) ……
MSc. Kelvin Wladimir Villafuerte Ledesma
C.C.: 0202081444

APROBACIÓN DEL COMITÉ CALIFICADOR

El Comité Calificado del trabajo de Integración Curricular "**ANÁLISIS FENOTÍPICO DE MICROORGANISMOS RESISTENTES A ANTIBIÓTICOS EN QUIRÓFANOS**." elaborado por **PAOLA NAYELI IPIALES GUDIÑO**, previo a la obtención del título de **MÉDICO GENERAL**, aprueba el presente informe de investigación en nombre de la Universidad Técnica del Norte:

Validar únicamente en FirmaEC.
Firmado electrónicamente por:
KELVIN WLADIMIR VILLAFUERTE LEDESMA

(f):…….
MSc. Kelvin Wladimir Villafuerte Ledesma
C.C.: 0202081444

Validar únicamente en FirmaEC.
Firmado electrónicamente por:
KEVIN FABRICIO CARAGUAY JACOME

(f):…….
Dr. Kevin Fabricio Caraguay Jácome
C.C.: 1003886726

DEDICATORIA

A Dios, por ser mi guía, mi refugio y mi fortaleza a lo largo de este camino. Por sostenerme en los momentos de incertidumbre, darme sabiduría para afrontar cada desafío y renovar mis fuerzas cuando el cansancio parecía superar mis sueños. Gracias por acompañarme en cada paso y permitirme alcanzar una de las metas más importantes de mi vida.

A mis amados padres, quienes han sido el pilar fundamental de mi vida y la razón de muchos de mis esfuerzos. Por su amor incondicional, sus sacrificios silenciosos, sus enseñanzas y la confianza que siempre han depositado en mí. Gracias por hacer de mis sueños una prioridad, incluso cuando eso significaba dejar de lado los suyos, por brindarme las oportunidades necesarias para llegar hasta aquí y por enseñarme, con su ejemplo, el verdadero significado del esfuerzo, la humildad y la perseverancia. Cada desvelo, cada dificultad superada y cada paso que me acercó a esta meta llevan también una parte de ustedes. Este logro es tan suyo como mío, porque todo lo que he alcanzado ha sido gracias a su amor y porque cada uno de mis sueños también ha sido por y para ustedes.

A mi querida hermana, por ser una de las personas más especiales de mi vida, por su amor, generosidad y apoyo incondicional. Gracias por estar presente en los momentos en los que más necesitaba, por ayudarme de tantas maneras a lo largo de mi formación y por brindarme palabras de aliento cuando las dificultades parecían interminables. Por compartir mis alegrías, comprender mis preocupaciones y acompañarme con tanto cariño en la construcción de este sueño. Tu presencia y tu apoyo han sido un regalo invaluable durante este camino, y llevaré siempre conmigo la gratitud de tenerte como hermana.

A mi novio, mi mejor amigo y confidente, por su amor, paciencia, comprensión y apoyo durante esta importante etapa de mi vida. Por ser esa persona con quien he podido compartir mis alegrías, mis preocupaciones y mis sueños, por escucharme en los días difíciles, consolarme cuando el cansancio y la frustración se hacían presentes y

recordarme que era capaz de superar cada obstáculo. Gracias por motivarme a seguir adelante cuando sentía que mis fuerzas se agotaban, por celebrar conmigo cada pequeño logro y por estar dispuesto a brindarme tu ayuda cuando más la necesitaba. Gracias por acompañarme en este camino, por hacer más llevaderos los momentos difíciles y por formar parte de uno de los sueños más importantes de mi vida.

A mis fieles compañeros de cuatro patas, por regalarme su amor incondicional, su compañía y tantas alegrías a lo largo de este camino. De manera especial, a mi pequeña Molly, mi fiel compañera de tantas noches de desvelo, quien permanecía a mi lado mientras estudiaba y realizaba mis tareas, y me esperaba con el mismo cariño cada vez que regresaba de clases. Aunque no puedan comprender el significado de este logro, fueron parte de los días y las noches que me permitieron alcanzarlo. Gracias por enseñarme que el amor más sincero también se encuentra en las pequeñas cosas y por recordarme, con su presencia, uno de los propósitos más importantes de mi vida: ayudar, proteger y brindar una segunda oportunidad a aquellos animalitos que no tienen un hogar ni alguien que cuide de ellos.

Finalmente, me dedico este logro ***a mí misma***, a aquella versión de mí que comenzó este camino llena de sueños, ilusiones y temores, sin imaginar todos los desafíos que tendría que superar. Por cada noche de desvelo, cada sacrificio, cada lágrima y cada momento en el que dudé de mis propias capacidades, pero aun así encontré la fuerza para continuar. Por aprender a confiar en mí, por levantarme después de cada dificultad y por no renunciar a aquello que tanto anhelaba. Hoy miro hacia atrás con gratitud y orgullo, porque sé cuánto esfuerzo hay detrás de esta meta. A mí misma, por no rendirme y por demostrarme que los sueños que se persiguen con amor, valentía y perseverancia pueden hacerse realidad.

Paola Ipiales

AGRADECIMIENTO

Al culminar esta etapa tan importante de mi formación académica y profesional, deseo expresar mi más profundo agradecimiento a todas aquellas personas e instituciones que, de una u otra manera, hicieron posible la realización de esta investigación y me acompañaron durante el camino hacia esta meta.

En primer lugar, agradezco ***a Dios***, por concederme la vida, la salud y la fortaleza necesarias para superar cada desafío. Por iluminar mis decisiones, sostenerme en los momentos difíciles y permitirme llegar hasta este día con la satisfacción de haber cumplido uno de mis mayores sueños.

A mis padres, mi más sincero y eterno agradecimiento, por ser mi mayor apoyo y el motor que me ha impulsado a seguir adelante. Gracias por cada sacrificio realizado, por su esfuerzo incansable, por sus consejos y por brindarme siempre su amor y confianza. Por acompañarme durante todos estos años de formación, por creer en mis capacidades incluso cuando yo misma llegué a dudar de ellas y por hacer todo lo que estuvo a su alcance para que nunca me faltaran las oportunidades de alcanzar mis sueños. Nada de esto habría sido posible sin ustedes. Cada paso que he dado y cada meta que he alcanzado son también el resultado de su entrega y dedicación. Este logro nace de su esfuerzo y de mi deseo de retribuir, con orgullo y gratitud, todo el amor que me han brindado.

Expreso mi especial agradecimiento ***a mi director de tesis, MSc. Kelvin Wladimir Villafuerte Ledesma***, por su orientación, paciencia, compromiso y valioso acompañamiento durante el desarrollo de esta investigación, especialmente en la fase práctica. Gracias por compartir generosamente sus conocimientos, dedicar su tiempo a resolver mis inquietudes y guiarme con responsabilidad y profesionalismo en cada etapa de este proceso. Su apoyo y disposición fueron fundamentales para superar las dificultades y alcanzar la culminación satisfactoria de este proyecto.

A la coordinadora de la carrera de Medicina, Dra. Carmen Cecilia Pacheco Quintana, por su acompañamiento, orientación y disposición durante este proceso. Agradezco su compromiso con nuestra formación académica, su apertura para escuchar y resolver nuestras inquietudes y el apoyo brindado para avanzar en cada una de las etapas necesarias para la culminación de nuestra carrera.

A la Universidad Técnica del Norte, institución que durante estos años se convirtió en un espacio de aprendizaje, crecimiento y formación integral. Gracias por abrirme sus puertas, brindarme las herramientas académicas y humanas necesarias para mi desarrollo profesional y permitirme construir las bases de la vocación médica que hoy abrazo con responsabilidad y compromiso. De igual manera, agradezco ***al campus del antiguo Hospital San Vicente de Paúl***, por facilitar el acceso a sus laboratorios y proporcionar los espacios y recursos necesarios para el desarrollo de la fase experimental de esta investigación.

A todos mis docentes, quienes a lo largo de estos años compartieron sus conocimientos, experiencias y enseñanzas, contribuyendo no solo a mi preparación académica, sino también a mi crecimiento personal y humano. Gracias por inculcarme la importancia de la ética, la empatía, la responsabilidad y el compromiso que implica ejercer la Medicina, valores que procuraré mantener presentes durante toda mi vida profesional.

Finalmente, agradezco a todas las personas que formaron parte de este camino y que, mediante una palabra de aliento, un consejo o un gesto de apoyo, contribuyeron a que hoy pueda culminar esta etapa. Cada experiencia vivida y cada enseñanza recibida permanecerán conmigo como parte fundamental de mi formación.

Paola Ipiales

RESUMEN EJECUTIVO

La resistencia antimicrobiana constituye un problema de salud pública que compromete la seguridad de los pacientes, especialmente en entornos quirúrgicos. Esta investigación tuvo como objetivo analizar fenotípicamente los microorganismos presentes en quirófanos y su resistencia a antibióticos. Se realizó un estudio descriptivo, transversal y cuantitativo, mediante el procesamiento de 72 aislamientos bacterianos procedentes de superficies y equipos quirúrgicos. La caracterización fenotípica incluyó tinción de Gram, cultivos selectivos y pruebas bioquímicas; la susceptibilidad antimicrobiana se determinó mediante el método de difusión en disco de Kirby-Bauer, según los criterios del CLSI. De los 72 aislamientos procesados, 70 (97,22 %) fueron identificados microbiológicamente, mientras que 2 (2,78 %) no pudieron identificarse y fueron excluidos del análisis de susceptibilidad antimicrobiana. Entre los aislamientos identificados, predominaron las bacterias Gram positivas (78,57 %), mientras que las Gram negativas representaron el 21,43 %. En relación con la distribución de microorganismos respecto al total de aislamientos procesados, *Staphylococcus aureus* fue el más frecuente (54,17 %), seguido de *Staphylococcus no fermentadores* (22,22 %), *Klebsiella spp*. (12,50 %) y *Escherichia coli* (8,33 %). La resistencia a penicilina alcanzó el 97,4 % en *Staphylococcus aureus* y el 87,5 % en *Staphylococcus no fermentadores*. Entre las bacterias Gram negativas, la mayor resistencia correspondió a ampicilina, con el 50 % en *Escherichia coli* y el 44,4 % en *Klebsiella spp.* No se registró resistencia a vancomicina en las bacterias Gram positivas ni a amikacina en las bacterias Gram negativas. Asimismo, se desarrolló una intervención educativa dirigida al personal de salud sobre el uso racional de antibióticos y las medidas de bioseguridad. Los hallazgos resaltan la importancia de fortalecer la vigilancia microbiológica y las estrategias de prevención y control de infecciones en quirófanos.

Palabras clave: Resistencia antimicrobiana; quirófanos; identificación fenotípica; susceptibilidad antimicrobiana; contaminación bacteriana; bioseguridad.

ABSTRACT

Antimicrobial resistance is a public health concern that compromises patient safety, particularly in surgical settings. This study aimed to phenotypically characterize microorganisms present in operating rooms and assess their antibiotic resistance. A descriptive, cross-sectional, quantitative study was conducted by processing 72 bacterial isolates obtained from surgical surfaces and equipment. Phenotypic characterization included Gram staining, selective culture media, and biochemical tests; antimicrobial susceptibility was determined using the Kirby-Bauer disk diffusion method, according to the criteria established by the Clinical and Laboratory Standards Institute (CLSI). Of the 72 isolates processed, 70 (97.22%) were microbiologically identified, while 2 (2.78%) could not be identified and were excluded from antimicrobial susceptibility analysis. Among the identified isolates, Gram-positive bacteria predominated (78.57%), whereas Gram-negative bacteria accounted for 21.43%. Regarding the distribution of microorganisms among all processed isolates, *Staphylococcus aureus* was the most frequently identified microorganism (54.17%), followed by *non-fermenting Staphylococcus* (22.22%), *Klebsiella spp.* (12.50%), and *Escherichia coli* (8.33%). Penicillin resistance reached 97.4% in *Staphylococcus aureus* and 87.5% in *non-fermenting Staphylococcus*. Among Gram-negative bacteria, the highest resistance was observed to ampicillin, with rates of 50% in *Escherichia coli* and 44.4% in *Klebsiella spp.* No resistance to vancomycin was detected among Gram-positive bacteria, nor was resistance to amikacin observed among Gram-negative bacteria. Additionally, an educational intervention targeting healthcare personnel was conducted to promote the rational use of antibiotics and appropriate biosafety measures. These findings highlight the importance of strengthening microbiological surveillance and infection prevention and control strategies in operating rooms.

Keywords: Antimicrobial resistance; operating rooms; phenotypic identification; antimicrobial susceptibility; bacterial contamination; biosafety.

LISTA DE SIGLAS

ADN. Ácido desoxirribonucleico.

ARN. Ácido ribonucleico.

BLEE. Betalactamasas de espectro extendido.

CC5. Complejo clonal 5.

CLSI. Instituto de Estándares Clínicos y de Laboratorio (*Clinical and Laboratory Standards Institute*).

CMI. Concentración mínima inhibitoria.

EMB. Agar eosina azul de metileno.

INSPI. Instituto Nacional de Investigación en Salud Pública.

MALDI-TOF. Desorción/ionización láser asistida por matriz con análisis de tiempo de vuelo (*Matrix-Assisted Laser Desorption/Ionization–Time of Flight*).

MDROs. Organismos multirresistentes (*Multidrug-Resistant Organisms*).

MH. Mueller-Hinton.

MRSA. *Staphylococcus aureus* resistente a meticilina.

PBPs. Proteínas fijadoras de penicilina.

PCR. Reacción en cadena de la polimerasa.

PROA. Programas de optimización del uso de antimicrobianos.

SCCmec. Casete cromosómico estafilocócico mec (*Staphylococcal Cassette Chromosome mec*).

ST1011. Tipo de secuencia 1011 (*Sequence Type 1011*).

UFC. Unidades formadoras de colonias.

ÍNDICE DE CONTENIDOS

CAPÍTULO I 16

INTRODUCCIÓN 17

1.1. Problema de investigación. 17

1.2. Justificación 19

1.3. Objetivos 21

1.3.1. Objetivo General 21

1.3.2. Objetivos Específicos 21

1.4. Hipótesis o preguntas de investigación. 21

CAPÍTULO II 22

MARCO TEÓRICO 22

2.1. Marco Conceptual 22

2.1.1. Las bacterias 22

2.1.2. Bacterias causantes de infecciones 23

2.1.3. Antibióticos 24

2.1.4. Clasificación de los antibióticos 24

Según el espectro de acción. 24

Según el mecanismo de acción. 24

Según farmacocinética y farmacodinamia. 25

2.1.5. Resistencia bacteriana a antibióticos 25

2.1.6. Mecanismos principales de resistencia bacteriana 25

2.1.7. Métodos de identificación bacteriana 26

2.1.7.1. Tinción de Gram. 26

2.1.7.2. Medios de cultivo 26

2.1.7.3. Pruebas bioquímicas. 27

2.1.7.4. Métodos genotípicos. 28

2.1.8. Pruebas diagnósticas para la detección del perfil de susceptibilidad de aislados bacterianos 28

2.1.8.1. Prueba de difusión en disco (Kirby-Bauer). 28

2.1.8.2. Dilución en caldo o agar. 29

2.1.8.3. E-test (test de gradiente de difusión). 29

2.1.8.4. Métodos moleculares. 29

2.2. Marco Referencial *30*

CAPÍTULO III 36

MATERIALES Y MÉTODOS 36

Definición de la población *36*

Delimitación del lugar y período del estudio *36*

Criterios de selección de los sujetos de la investigación *36*

Clasificación del estudio *36*

Técnicas y procedimientos de recogida de la información *37*

Procesamiento estadístico de la información *40*

Aspectos éticos *41*

CAPÍTULO IV 42

RESULTADOS Y ANÁLISIS 42

DISCUSIÓN 54

CONCLUSIONES Y RECOMENDACIONES 57

Conclusiones *57*

Recomendaciones *58*

REFERENCIAS BIBLIOGRÁFICAS 59

ANEXOS 65

Anexo 1. Definición y Operacionalización de variables..... 65

Anexo 2. Matriz de identificación fenotípica y resultados de sensibilidad antimicrobiana de los microorganismos aislados 66

Anexo 3. Registro fotográfico de los procedimientos de laboratorio 67

Anexo 4. Evidencia fotográfica y material educativo de las actividades de promoción del uso racional de antibióticos..... 68

ÍNDICE DE TABLAS

Tabla 1. *Vías de ingreso para bacterias patógenas.* 23

Tabla 2. *Definición y Operacionalización de variables – Medicina 2025 – ver anexos*..... 37

Tabla 3. *Resistencia antimicrobiana de bacterias Gram positivas aisladas en quirófanos. Medicina. 2025.*..... 49

Tabla 4. *Resistencia antimicrobiana de bacterias Gram negativas aisladas en quirófanos. Medicina. 2025.*..... 51

ÍNDICE DE FIGURAS

Figura 1. *Distribución de bacterias Gram positivas y Gram negativas aisladas en quirófanos. Medicina. 2025.* 42

Figura 2. *Distribución de microorganismos aislados en quirófanos. Medicina. 2025.* 43

Figura 3. *Perfil de sensibilidad y resistencia antibiótica de bacterias Gram positivas aisladas en quirófanos. Medicina. 2025* 44

Figura 4. *Perfil de sensibilidad y resistencia antibiótica de bacterias Gram negativas aisladas en quirófanos. Medicina. 2025.* 47

Figura 5. *Comparación de los perfiles de resistencia antimicrobiana de los microorganismos aislados en superficies y equipos de quirófanos. Medicina. 2025.* 52

Figura 6. *Distribución de los microorganismos aislados según el hospital y la región geográfica de procedencia. Medicina. 2025.* 53

CAPÍTULO I

INTRODUCCIÓN

1.1. Problema de investigación.

Los antibióticos son agentes antimicrobianos utilizados para tratar infecciones bacterianas al inhibir el crecimiento de bacterias o destruirlas; desde su descubrimiento, han transformado la práctica médica al reducir significativamente la morbilidad y mortalidad asociadas con infecciones bacterianas (1). Sin embargo, el uso extensivo e inapropiado de antibióticos ha llevado al desarrollo de resistencia antimicrobiana (RAM), considerando una de las principales amenazas para la salud pública global. Este fenomeno ocurre cuando las bacterias evolucionan y desarrollan mecanismos que les permiten sobrevivir a la exposición a antibióticos que anteriormente eran efectivos. Entre estos mecanismos se encuentran la modificación de las dianas terapéuticas, la inactivación del fármaco, la reducción de la permeabilidad celular al antibiótico y la expulsión activa del fármaco fuera de la célula (2,3).

A nivel mundial, se estimó que la resistencia antimicrobiana contribuyó a aproximadamente 4,95 millones de muertes en 2019, de las cuales 1,27 millones fueron directamente atribuibles a infecciones resistentes a antibióticos. A nivel regional, la tasa de mortalidad ajustada por edad fue más alta en el África subsahariana occidental, con 27,3 muertes por cada 100.000 habitantes, mientras que Australasia presentó la tasa más baja, con 6,5 muertes por cada 100.000 habitantes. Los principales patógenos relacionados con esta problemática fueron: *Escherichia coli, Staphylococcus aureus, Klebsiella pneumoniae, Streptococcus pneumoniae, Acinetobacter baumannii,* y *Pseudomonas aeruginosa* (4).

Un meta-análisis reciente evaluó la letalidad atribuida a infecciones causadas por organismos multirresistentes (MDROs) en América Latina y el Caribe, encontrando una tasa de letalidad del 45.0% asociada a estos organismos (5). Asimismo, un análisis sistemático reveló que aproximadamente el 21.7% de los aislamientos de enfermedades neumocócicas invasivas en América Latina y el Caribe presentan resistencia a la

penicilina. Además, se observa resistencia a ceftriaxona y cefotaxima en un 4.7% de estos aislamientos, predominantemente en el grupo etario de 0 a 5 años (6).

En Ecuador, la resistencia a los antimicrobianos ha sido objeto de varios estudios. Un estudio reveló elevadas tasas de resistencia primaria y secundaria de *Helicobacter pylori* a claritromicina (33,64% y 32,82%, respectivamente) y levofloxacina (37,38% y 42%, respectivamente), lo que indica un desafío considerable para el tratamiento efectivo de las infecciones por *H. pylori* en el país (7). Por otro lado, un estudio realizado en Ambato sobre *Enterobacterales* aislados de alimentos callejeros identificó la presencia de genes de resistencia a colistina, β-lactámicos, aminoglucósidos, tetraciclinas, sulfonamidas, fluoroquinolonas y anfenicoles, destacando la presencia de patógenos resistentes en la cadena alimentaria. Los géneros más comunes identificados fueron *Escherichia coli, Klebsiella spp*. y *Cronobacter spp* (8). Además, en el periodo de 2014-2018, el Instituto Nacional de Investigación en Salud Pública (INSPI) registró que el 58% de los microorganismos resistentes en hospitales correspondían a *Escherichia coli*, seguido por *Klebsiella pneumoniae* (20%) y *Staphylococcus aureus* (12%). La resistencia a antibióticos como cefalosporinas y carbapenémicos ha alcanzado niveles alarmantes, limitando las opciones de tratamiento y aumentando las complicaciones en pacientes hospitalizados (9).

La RAM representa un desafío significativo para los sistemas de salud debido a su asociación con el fracaso terapéutico, las infecciones recurrentes, las complicaciones clínicas, la prolongación de las estancias hospitalarias y el incremento de los costos de atención médica (10). Esta problemática adquiere especial relevancia en los entornos quirúrgicos, donde la presencia de microorganismos potencialmente patógenos en superficies y equipos puede representar una fuente de contaminación y un riesgo potencial de transmisión de infecciones, incluso después de los procedimientos habituales de limpieza y desinfección (11). En este contexto, resulta importante identificar los microorganismos presentes en estos ambientes y determinar sus perfiles de resistencia antimicrobiana, con el propósito de generar información que contribuya a orientar las estrategias de vigilancia microbiológica y prevención de infecciones asociadas a la atención sanitaria.

1.2. Justificación

La identificación fenotípica de microorganismos presentes en quirófanos y el análisis de sus perfiles de resistencia a los antibióticos constituyen aspectos de gran relevancia para la prevención y el control de infecciones hospitalarias, debido a que proporcionan información sobre la presencia de bacterias potencialmente patógenas en estos ambientes, puesto que los pacientes sometidos a procedimientos quirúrgicos pueden estar expuestos a microorganismos resistentes que representan un riesgo para su salud, especialmente por la posibilidad de desarrollar infecciones y complicaciones postoperatorias. A pesar de la aplicación de protocolos de desinfección y esterilización, algunos microorganismos pueden persistir debido a que han desarrollado mecanismos de supervivencia y adaptación, convirtiendo a los quirófanos en posibles focos de infecciones nosocomiales postquirúrgicas. A nivel mundial, la resistencia antimicrobiana (RAM) ha sido reconocida como una de las principales amenazas para la salud pública, debido a su asociación con el incremento de la morbilidad y mortalidad, así como con las dificultades que representa para el tratamiento de infecciones y la realización segura de procedimientos médicos y quirúrgicos.

Asimismo, la presencia de bacterias resistentes a los antibióticos en los ambientes hospitalarios constituye una preocupación para la prevención de infecciones asociadas a la atención sanitaria. En este contexto, la identificación fenotípica de estos patógenos permitió no solo determinar la presencia y tipo de microorganismos en quirófanos, sino también comprender sus patrones específicos de resistencia a antibióticos; información crucial que puede servir como referencia para orientar las prácticas de higiene hospitalaria, desinfección, vigilancia microbiológica y uso racional de antibióticos, contribuyendo al conocimiento de los riesgos potenciales asociados con la contaminación de superficies y equipos quirúrgicos.

La viabilidad de la investigación fue alta, ya que se sustentó en metodologías establecidas y accesibles en microbiología clínica. Los recursos necesarios para la identificación fenotípica de los microorganismos, como medios de cultivo, tinción de Gram, pruebas bioquímicas y técnicas de manejo de muestras, permitieron desarrollar los procedimientos de laboratorio correspondientes. Asimismo, la evaluación de la susceptibilidad

antimicrobiana mediante el método de difusión en disco de Kirby-Bauer permitió analizar los perfiles de resistencia de los aislamientos bacterianos, de acuerdo con los criterios de interpretación establecidos por el Clinical and Laboratory Standards Institute (CLSI). El procesamiento de las muestras recolectadas en quirófanos se llevó a cabo siguiendo medidas de bioseguridad para garantizar condiciones adecuadas de manipulación durante los procedimientos microbiológicos, de esta manera, fue posible obtener información sobre los microorganismos identificados y su comportamiento frente a los antibióticos evaluados, aportando evidencia sobre la resistencia antimicrobiana en los entornos hospitalarios estudiados.

El presente estudio aportó información relevante para la prevención de infecciones asociadas a la atención sanitaria, mediante la identificación de microorganismos presentes en superficies y equipos quirúrgicos y el análisis de sus perfiles de resistencia antimicrobiana, considerando el riesgo potencial que representan para el desarrollo de infecciones y complicaciones postoperatorias. Desde una perspectiva epidemiológica, proporcionó información sobre la distribución de las bacterias aisladas en los entornos quirúrgicos y su comportamiento frente a los antibióticos evaluados. Finalmente, la caracterización fenotípica de los microorganismos identificados, junto con el análisis de sus perfiles de resistencia antimicrobiana, proporcionó información relevante que puede contribuir al fortalecimiento de la vigilancia microbiológica, las medidas de bioseguridad y las estrategias de prevención y control de infecciones en los entornos quirúrgicos.

1.3. Objetivos

1.3.1. Objetivo General

Analizar fenotípicamente a microorganismos presentes en quirófanos y su resistencia a antibióticos.

1.3.2. Objetivos Específicos

- Identificar fenotípicamente los microorganismos aislados en quirófanos.
- Analizar la resistencia a antibióticos de los aislamientos bacterianos obtenidos en quirófanos.
- Desarrollar un programa educativo para fomentar el uso racional de antibióticos.

1.4. Hipótesis o preguntas de investigación.

¿Cuáles son los patrones de resistencia a antibióticos de los microorganismos presentes en quirófanos?

CAPÍTULO II

MARCO TEÓRICO

2.1. Marco Conceptual

2.1.1. Las bacterias

Hacia fines del siglo XVII, el comerciante holandés Anton von Leeuwenhoeck refinó el microscopio y describió la existencia de un mundo hasta ese entonces desconocido, a los cuales los llamó animalículos, eran formas móviles que observó en muestras orgánicas. Se consideraba, en general, que los animalículos que aparecían en el tejido o los cultivos en descomposición provenían de un proceso de generación espontánea (abiogénesis); sin embargo, el biólogo y médico italiano Francesco Redi postuló la diferenciación entre los fenómenos naturales y su percepción humana y sentó las bases para la "teoría microbiana de la enfermedad" (12).

Las bacterias son organismos unicelulares pertenecientes al grupo procarionte, esto significa que carecen de un núcleo celular y de orgánulos membranosos, como mitocondrias, cloroplastos o el aparato de Golgi, por lo tanto, su material genético, compuesto por ADN, se encuentra libre en el citoplasma, sin embargo a pesar de su diseño celular simple cuentan con una pared que envuelve a la célula y le proporciona solidez y protección contra el ambiente externo puesto que tienen que enfrentar y resistir a condiciones ambientales cambiantes e impredecibles. Estos microorganismos llegan a medir entre 0.5 y 5 µ de longitud, es decir, son tan pequeñas que es imposible verlas a simple vista (13).

En la actualidad se conoce que las bacterias han desarrollado características genéticas que les permiten invadir el ambiente, establecerse en nichos específicos mediante mecanismos de adhesión o colonización, acceder a fuentes de nutrientes a través de enzimas degradativas y evadir las respuestas inmunitarias y no inmunitarias del huésped, como la formación de cápsulas protectoras. Sin embargo, muchos de los mecanismos utilizados por las bacterias para mantenerse en estos nichos, así como los productos

metabólicos derivados de su crecimiento (como ácidos y gases), pueden causar daño significativo y complicaciones en el organismo humano (14).

2.1.2. Bacterias causantes de infecciones

El futuro de la microbiología aplicada a la identificación de bacterias causantes de infecciones humanas se orienta hacia la integración de enfoques clásicos y tecnologías avanzadas, así que esto implica preservar elementos fundamentales como el uso de microscopía, cultivos y pruebas bioquímicas sencillas, que han demostrado ser efectivos, pero complementarlos con innovaciones tecnológicas. La conservación de datos clínicos como base del proceso diagnóstico es crucial, así como el desarrollo e implementación de herramientas para diagnósticos rápidos, que permitan mejorar la precisión y la eficiencia en la identificación de patógenos (15).

Para que se produzca una infección, las bacterias deben entrar primero en el organismo humano atravesando mecanismos y las barreras de defensa naturales, como la piel, la mucosidad, el epitelio ciliado y las secreciones que contienen sustancias antibacterianas (14). Muchas bacterias producen enfermedad a través de la destrucción directamente de los tejidos, algunas liberan toxinas que se diseminan mediante la sangre para producir una patogenia sistémica (14). En la Tabla 1 se indican las vías de ingreso más comunes y las especies de bacterias prevalentes:

Tabla 1. Vías de ingreso para bacterias patógenas.

Vía de ingreso	Especie bacteriana
Oral (ingesta)	Salmonella, Shigella, E. coli, Vibrio spp., Listeria spp., Bacillus cereus, Enterobacteriaceae.
Fosas nasales (inhalación)	Mycobacterium spp., Streptococcus spp., Mycoplasma pneumoniae, Clamydia psittaci.
Piel (traumatismos, venopunción, picaduras)	Clostridium tetani, Staphylococcus spp., Pseudomonas spp., Rickettsia, Ehrlichia, Coxiella, Francisella.
Transmisión sexual	Neisseria gonorrhoeae, Chlamydia trachomatis, Treponema pallidum.

Recuperado de: *Perfil de susceptibilidad a antimicrobianos en infecciones asociadas al cuidado de la salud e infecciones comunitarias en un hospital de segundo nivel en Ibarra.*

2.1.3. Antibióticos

El primer producto antibacteriano de origen natural fue descubierto por E. de Freudenreich al estudiar la piocianasa, el pigmento azul liberado por el "bacilo piociánico" que hoy es conocido como Pseudomonas aeruginosa. La liberación de la piocianasa por la Pseudomonas en cultivo impedía el crecimiento de otras bacterias, aun así, la piocianasa era demasiado inestable y tóxica como para permitir su uso en seres humanos (12).

Los antibióticos son sustancias químicas producidas por un microorganismo, que desarrolla una actividad antimicrobiana. Su origen puede ser natural o biológico que se obtiene de cultivos de microorganismos que pueden ser hongos o bacterias y también, semisintéticos, que se originan a partir de un núcleo básico de un agente obtenido de forma natural, se modifican algunas de sus características químicas, para mejorar sus propiedades, por ejemplo, aumentar su actividad, ampliar su espectro de acción, facilitar su administración o disminuir los efectos indeseables (16).

2.1.4. Clasificación de los antibióticos

El objetivo de la antibioticoterapia es controlar y disminuir el número de microorganismos viables, de modo que el sistema inmunológico sea capaz de eliminar la totalidad de los mismos. De acuerdo a la interacción germen-antibiótico, estos fármacos pueden dividirse en: a) bactericidas: provocan la muerte de las bacterias mediante diferentes mecanismos de acción; b) bacteriostáticos: inhiben su crecimiento y multiplicación sin producir necesariamente su eliminación directa. (17).

- **Según el espectro de acción.** Se dividen en espectro de acción amplio aquellos antibióticos que son activos sobre un amplio número de especies y géneros diferentes; y en espectro reducido antibióticos solo activos sobre un grupo reducido de especies (17).
- **Según el mecanismo de acción.** Se dividen en inhibidores de la formación de la pared bacteriana, inhibidores de la síntesis proteica, inhibidores de la duplicación del ADN, inhibidores de la membrana citoplasmática, inhibidores de vías metabólicas (17).

- **Según farmacocinética y farmacodinamia.** Los antibióticos pueden clasificarse de acuerdo a la forma en que producen la muerte o inhibición bacteriana en antibióticos tiempo dependientes y concentraciones dependientes que es la farmacodinamia. También, dependiendo de la absorción, distribución, eliminación del antibiótico que se conoce como farmacocinética (17).

2.1.5. Resistencia bacteriana a antibióticos

Los antibióticos han salvado millones de vidas y han representado una revolución en la medicina moderna al transformar el tratamiento de infecciones bacterianas. Sin embargo, su eficacia enfrenta una creciente amenaza debido a la resistencia bacteriana, un fenómeno definido como la capacidad de las bacterias para sobrevivir y proliferar en concentraciones de antibióticos que normalmente inhibirían o eliminarían a otras bacterias de la misma especie. Este problema representa un desafío crítico para la salud pública global, limitando las opciones terapéuticas y complicando el manejo de infecciones graves (18).

2.1.6. Mecanismos principales de resistencia bacteriana

Los mecanismos de resistencia bacteriana son variados, entre ellos tres mecanismos principales son:

- **Inactivación del antibiótico por enzimas.** La bacteria produce enzimas que inactivan al antibiótico; las más importantes son las betalactamasas y muchas bacterias son capaces de producirlas. Actualmente las Carbapenemasas también es una de las más frecuentes (19).
- **Modificaciones bacterianas que impiden la llegada del antibiótico al punto diana.** Las bacterias producen mutaciones en las porinas de la pared que impiden la entrada de ciertos antibióticos o alteran los sistemas de transporte. Además, puede provocar la salida del antibiótico por un mecanismo de expulsión activa, impidiendo que se llegue a la cantidad suficiente para que actúe eficazmente (bombas de eflujo) (19).
- **Alteración por parte de la bacteria de su punto diana, impidiendo o dificultando la acción del antibiótico.** Ocurren alteraciones a nivel del ADN

girasa (resistencia de quinolonas), del ARNr 23S (macrólidos) de las enzimas PBPs (proteínas fijadoras de penicilina) necesarias para la formación de la pared celular (19).

2.1.7. Métodos de identificación bacteriana

La identificación de bacterias en microbiología clínica se basa en características fenotípicas como la morfología celular, el aspecto en medios de cultivo, las propiedades fisiológicas y bioquímicas, la capacidad para degradar macromoléculas, las enzimas respiratorias presentes, los requerimientos nutricionales, las características quimiotaxonómicas y la sensibilidad a sustancias inhibitorias. Estas se determinan mediante técnicas básicas, como microscopía y cultivos, complementadas con métodos avanzados y automatizados que mejoran el diagnóstico y manejo de infecciones (15).

Actualmente, la identificación bacteriana se realiza principalmente mediante métodos convencionales basados en características fenotípicas, ya que estos son más accesibles y económicos. Los esquemas tradicionales de identificación fenotípica se fundamentan en las propiedades observables de las bacterias, como su morfología, desarrollo en medios de cultivo y sus características bioquímicas y metabólicas. El cultivo bacteriano, cuando es factible, sigue siendo el método diagnóstico de referencia debido a su eficacia y robustez para el análisis clínico (20).

2.1.7.1. Tinción de Gram. Diferencia a las bacterias en dos grandes grupos. Se llama bacterias Gram positivas a aquellas que retienen la tinción azul-violeta, y se denomina bacterias Gram negativas a las que se decoloran y después se tiñen con safranina, es decir toma un color rojo (21).

2.1.7.2. Medios de cultivo. Representan el entorno artificial diseñado para permitir el crecimiento de microorganismos en condiciones de laboratorio, simulando su hábitat natural y satisfaciendo sus necesidades vitales. El diseño de un medio de cultivo se ajusta a los requerimientos específicos del microorganismo en estudio y al objetivo del cultivo, ya sea diagnóstico, investigación o producción. Por ello, la selección adecuada de nutrientes y su correcta

concentración son factores esenciales para garantizar el desarrollo óptimo de los microorganismos y obtener resultados confiables (22). Dentro de los principales tenemos:

- **Agar macconkey** para enterobacterias (bacilos gramnegativos). Las bacterias fermentadoras de lactosa (lactosa+) acidifican el medio y adquieren un color rosado, mientras que las no fermentadoras de lactosa (lactosa–) aparecen incoloras (23).
- **Agar eosina azul de metileno (EMB)** se utiliza para el aislamiento y diferenciación de enterobacterias fermentadoras y no fermentadoras de lactosa. El crecimiento de *E. coli* aparece oscuro y con brillo verde metálico (23).
- **Agar S-S (Salmonela-Shigella)** para el aislamiento y diferenciación de especies del género *Salmonella* y *Shigella*. Lactosa+: rojo-rosado. Lactosa– (*Salmonella* y *Shigella*): incoloras (23).
- **Agar manitol salado** además de nutrientes, contiene una concentración de sal al 7,5% que impide el crecimiento de la mayoría de las bacterias, permitiendo el crecimiento selectivo de estafilococos (23).
- **Agar Mueller Hilton es** un medio de cultivo nutritivo y se caracteriza por ser un medio no selectivo, es decir, en él pueden crecer la mayoría de bacterias patógenas. Lo hace ideal para la prueba de susceptibilidad por el método conocido como difusión en disco (24).

2.1.7.3. Pruebas bioquímicas. La identificación bioquímica se basa en las características metabólicas específicas de cada microorganismo, particularmente en la detección de la actividad de ciertas enzimas. Esto aprovecha la capacidad catalítica de las enzimas presentes en las bacterias en estudio. La forma habitual de identificar una enzima se fundamenta en el principio de que, si está presente, reaccionará con un sustrato específico añadido intencionalmente al medio, generando un producto observable que confirma su actividad. Este enfoque permite una identificación precisa y diferenciada entre especies bacterianas (25).

2.1.7.4. Métodos genotípicos. La secuenciación de productos amplificados mediante la reacción en cadena de la polimerasa (PCR) permite identificar bacterias y otros microorganismos comparando sus secuencias con bases de datos genómicas previamente establecidas. Por otra parte, la secuenciación de ARN ribosomal 16S permite detectar e identificar microorganismos no cultivables o que presentan complicaciones en su crecimiento o cultivo. El ARN ribosomal 16S es muy específico de cada bacteria y esto hace que sea una buena diana para la identificación del microorganismo (26).

2.1.8. Pruebas diagnósticas para la detección del perfil de susceptibilidad de aislados bacterianos

Los métodos más frecuentemente utilizados en Microbiología Clínica para la determinación de la sensibilidad de las bacterias a los antibióticos se basan en un estudio fenotípico, observando el crecimiento bacteriano de una cepa incubada en presencia del antibiótico a estudiar. Estos métodos requieren normalmente un tiempo de unas 24h para la obtención de resultados (27).

2.1.8.1. Prueba de difusión en disco (Kirby-Bauer). El método de difusión en disco consiste en colocar discos de papel impregnados con una concentración conocida de un antimicrobiano sobre una placa de agar Mueller-Hinton (MH) previamente inoculada con la bacteria en estudio. El antimicrobiano se difunde radialmente desde el disco hacia el agar, formando un gradiente de concentración que es mayor cerca del disco y disminuye progresivamente con la distancia. Durante este proceso, las bacterias crecen simultáneamente, pero únicamente en áreas donde la concentración del antimicrobiano es lo suficientemente baja para permitir su proliferación. Esto genera una **zona de inhibición** alrededor del disco, cuyo tamaño se mide y se compara con valores estandarizados para determinar si la bacteria es sensible, intermedia o resistente al antimicrobiano evaluado. Este método es ampliamente utilizado debido a su simplicidad, bajo costo y efectividad para guiar decisiones clínicas (28).

2.1.8.2. Dilución en caldo o agar. El método de macrodilución se utiliza para evaluar la susceptibilidad de microorganismos a antimicrobianos mediante la preparación de diluciones seriadas del fármaco en tubos que contienen caldo Mueller-Hinton suplementado con calcio y magnesio. Un tubo sin antibiótico actúa como control de crecimiento. A cada tubo se le añade un inóculo bacteriano estandarizado (10^5-10^6 UFC/ml), tras lo cual se incuba a 35 °C durante 16-20 horas. La Concentración Mínima Inhibitoria (CMI) se define como la menor concentración de antibiótico en la que no se observa crecimiento bacteriano (ausencia de turbidez). La CMI, expresada en µg/ml, se interpreta utilizando tablas estandarizadas para determinar si la cepa es sensible, intermedia o resistente al antimicrobiano evaluado. Aunque laborioso, este método ofrece alta precisión y es ampliamente empleado en microbiología clínica para evaluar fármacos y casos específicos (29).

2.1.8.3. E-test (test de gradiente de difusión). Las tiras comerciales con un gradiente de concentración de antibiótico se utilizan para realizar un antibiograma directo, para ello, la muestra se siembra de manera masiva sobre placas de agar Mueller-Hinton, y posteriormente se colocan las tiras impregnadas con el antibiótico de interés. Las placas se incuban durante 24 horas, tras lo cual, una vez se ha producido el crecimiento bacteriano, se mide la zona de inhibición para determinar la Concentración Mínima Inhibitoria (CMI). Este método combina precisión y rapidez, facilitando la interpretación de resultados clínicos (27).

2.1.8.4. Métodos moleculares. Las técnicas moleculares, como la reacción en cadena de la polimerasa (PCR), detectan material genético (ADN o ARN), es así que permite identificar agentes infecciosos y caracterizar sus genotipos de resistencia y virulencia. Este método consta de tres etapas: la primera es la extracción del material genético de la muestra. La segunda es una amplificación del ADN en un termociclador, donde se realizan ciclos repetidos (25-35) que incluyen desnaturalización del ADN, anillamiento de cebadores y extensión catalizada por ADN polimerasa, duplicando el número de moléculas en cada ciclo.

Y una tercera que es la detección de amplicones mediante electroforesis en gel de agarosa, que confirma la presencia del material genético amplificado. La PCR es sensible, permite trabajar con cantidades mínimas de ADN, y su duración es de aproximadamente 12 horas, lo que la convierte en un estándar en microbiología molecular (27).

2.2. Marco Referencial

En el contexto latinoamericano, un estudio realizado por Antochevis et al. (2025) en 14 hospitales de tercer nivel de Brasil evaluó la frecuencia de microorganismos con fenotipos de resistencia antimicrobiana prioritarios para la Organización Mundial de la Salud y su relación con la mortalidad en pacientes con infecciones del torrente sanguíneo asociadas a la atención sanitaria. Se desarrolló una investigación prospectiva, multicéntrica y observacional, entre agosto de 2022 y agosto de 2023, en la que se analizaron 1350 aislamientos bacterianos correspondientes a 1220 episodios de bacteriemia. Del total de aislamientos, el 38,8 % (n = 524) presentó fenotipos de resistencia prioritarios, principalmente enterobacterias resistentes a carbapenémicos (19,3 %) y *Acinetobacter baumannii* resistente a carbapenémicos (9,6 %). Asimismo, se identificaron 66 aislamientos de *Staphylococcus aureus* resistentes a meticilina, equivalentes al 25,9 % de los aislamientos de esta especie. La mortalidad a los 28 días fue del 40,5 % en pacientes con infecciones causadas por microorganismos con fenotipos de resistencia prioritarios, frente al 28,5 % en aquellos infectados por bacterias sin estos fenotipos. Los autores destacaron la elevada frecuencia de microorganismos resistentes en las infecciones hospitalarias y la importancia de fortalecer las estrategias de vigilancia microbiológica y prevención de su transmisión (30).

En relación con la contaminación bacteriana de los ambientes quirúrgicos, Cáceres Pinos et al. (2023) desarrollaron una investigación en el Hospital Homero Castanier Crespo de Azogues, Ecuador, con el propósito de evaluar la frecuencia y susceptibilidad antimicrobiana de bacterias aisladas de superficies inanimadas de las áreas de cirugía y quirófano. Se desarrolló una investigación observacional, descriptiva y transversal, en la que se recolectaron 110 muestras de superficies de contacto frecuente, como camillas,

mesas, manijas y equipos médicos. La identificación bacteriana se realizó mediante métodos fenotípicos y moleculares, mientras que la susceptibilidad antimicrobiana se evaluó mediante el método de difusión en disco de Kirby-Bauer. Entre los microorganismos identificados se encontraron *Staphylococcus aureus*, con una frecuencia del 2,72 % (n = 3), y *Escherichia coli*, con cinco aislamientos. En *S. aureus* se identificó resistencia a penicilina en el 66,6 % (n = 2) y a cefoxitina en el 33,3 % (n = 1), mientras que todos los aislamientos fueron sensibles a vancomicina. Por su parte, *E. coli* presentó resistencia a fosfomicina y ácido nalidíxico en el 80 % (n = 4) de los aislamientos. Los autores destacaron la importancia de mantener los protocolos de limpieza, desinfección y vigilancia microbiológica para prevenir la diseminación de microorganismos resistentes en los ambientes hospitalarios (31).

De manera similar, un estudio realizado por Macedo et al. (2024) en un hospital de mediana complejidad de Brasil evaluó la contaminación microbiológica de superficies destinadas a la preparación de medicamentos anestésicos y componentes de los circuitos respiratorios utilizados durante procedimientos quirúrgicos. Se desarrolló una investigación transversal y cuantitativa, en la que se recolectaron 82 muestras microbiológicas entre agosto y septiembre de 2020, obteniéndose 328 análisis mediante el procesamiento en diferentes medios de cultivo. Entre los microorganismos identificados se encontraron *Escherichia coli*, *Klebsiella* spp., *Staphylococcus aureus*, *Enterobacter* spp. y *Pseudomonas* spp., con diferencias estadísticamente significativas según el lugar de recolección y el medio de cultivo utilizado ($p < 0,001$). Se identificó contaminación en los componentes de los circuitos respiratorios y en las superficies de preparación de medicamentos, incluso antes de su utilización. Los autores destacaron la importancia de fortalecer los procedimientos de limpieza y desinfección, especialmente en las superficies de contacto frecuente, para disminuir el riesgo potencial de transmisión de microorganismos en los entornos quirúrgicos (32).

En cuanto a las estrategias de prevención y control de microorganismos resistentes, Vargas et al. (2022) realizaron un estudio en la Unidad de Cuidados Intensivos del Hospital Ángel Cruz Padilla, en Tucumán, Argentina, con el objetivo de evaluar el

impacto de un programa de vigilancia activa y medidas de control de infecciones sobre la colonización por bacilos gramnegativos resistentes a carbapenémicos. Se desarrolló una investigación prospectiva que incluyó 169 pacientes, evaluados durante dos períodos entre 2018 y 2019. Se recolectaron hisopados rectales para la identificación bacteriana mediante medios cromogénicos y MALDI-TOF, mientras que la susceptibilidad antimicrobiana se determinó mediante Vitek 2, siguiendo los criterios del CLSI. Entre los microorganismos identificados destacaron *Klebsiella pneumoniae*, *Acinetobacter baumannii* y *Escherichia coli*. Tras implementar medidas de higiene de manos, limpieza ambiental, vigilancia microbiológica y capacitación del personal, la colonización disminuyó del 16,92 % al 9,67 %. Los autores concluyeron que la vigilancia activa y las medidas de prevención y control de infecciones contribuyen a reducir la diseminación de microorganismos resistentes en el entorno hospitalario (33).

Por otra parte, respecto al impacto sanitario y económico de la resistencia antimicrobiana, Cantón et al. (2021) realizaron un estudio en España con el objetivo de estimar el impacto clínico y económico de las infecciones hospitalarias causadas por bacterias gramnegativas resistentes a carbapenémicos. Se desarrolló un análisis basado en datos epidemiológicos y económicos correspondientes al año 2017, considerando principalmente infecciones por *Klebsiella pneumoniae*, *Pseudomonas aeruginosa* y *Acinetobacter baumannii*. Los resultados estimaron que aproximadamente 376 346 pacientes presentaron infecciones nosocomiales, de las cuales el 3,2 % se atribuyó a bacterias gramnegativas resistentes a carbapenémicos. La mayor mortalidad estimada correspondió a *P. aeruginosa*, con 2578 fallecimientos, seguida de *A. baumannii*, con 1571, y *K. pneumoniae*, con 415. Asimismo, el costo económico total asociado a estas infecciones se estimó en 472 millones de euros, de los cuales el 83 % correspondió a costos directos. Los autores concluyeron que estas infecciones representan una importante carga sanitaria y económica, por lo que destacaron la necesidad de fortalecer las estrategias de prevención y control de microorganismos resistentes en los hospitales (34).

En este mismo contexto, Larrosa et al. (2025) realizaron un estudio en Cataluña, España, con el objetivo de evaluar los perfiles de susceptibilidad antimicrobiana en poblaciones

pediátricas y adultas de diferentes entornos sanitarios. Se analizaron datos de 37 laboratorios de microbiología, recopilados entre 2020 y 2022 en el ámbito comunitario y entre 2021 y 2022 en hospitales y centros sociosanitarios. En el entorno hospitalario, los resultados de 2022 identificaron producción de betalactamasas de espectro extendido (BLEE) en el 12,8 % de los aislamientos de *Escherichia coli* y en el 20 % de *Klebsiella pneumoniae* de pacientes adultos. Asimismo, se registró resistencia a carbapenémicos en el 2,2 % de *K. pneumoniae* y resistencia a meticilina en el 22,1 % de *Staphylococcus aureus*. Los autores destacaron la importancia de mantener una vigilancia microbiológica diferenciada según el entorno asistencial, el tipo de infección y el grupo etario, con el fin de orientar el uso adecuado de antimicrobianos (35).

En relación con la resistencia antimicrobiana de *Staphylococcus aureus*, Echaniz-Avilés et al. (2025) realizaron un estudio en ocho centros hospitalarios de México con el objetivo de caracterizar genómicamente aislamientos clínicos de *Staphylococcus aureus* resistente a meticilina (MRSA) y analizar su relación con la resistencia antimicrobiana. Se evaluaron 27 aislamientos recolectados entre 2022 y 2023, mediante pruebas de susceptibilidad antimicrobiana y secuenciación del genoma completo. Los resultados identificaron un predominio del complejo clonal CC5 y del tipo de secuencia ST1011, con mayor frecuencia del cassette cromosómico SCCmec tipo IIa. Todos los aislamientos fueron resistentes a cefoxitina y se identificaron concentraciones mínimas inhibitorias elevadas para ciprofloxacino, eritromicina y clindamicina, especialmente en los aislamientos portadores de SCCmec tipo IIa. Además, no se identificó resistencia a vancomicina ni linezolid. Los autores destacaron la importancia de fortalecer la vigilancia microbiológica y molecular para identificar los perfiles de resistencia y la circulación de cepas multirresistentes en los entornos hospitalarios (36).

Retomando el análisis de los microorganismos presentes en superficies quirúrgicas, un estudio realizado por Moura et al. (2026) en dos hospitales de la región suroeste de Goiás, Brasil, evaluó los perfiles de resistencia antimicrobiana y la capacidad de formación de biopelículas de microorganismos aislados de superficies y equipos quirúrgicos. Se desarrolló una investigación experimental de laboratorio, en la que se recolectaron 50

muestras entre marzo y agosto de 2023, obteniéndose 104 aislamientos bacterianos. De estos, el 81,7 % (n = 85) correspondió a bacterias Gram positivas y el 18,3 % (n = 19) a Gram negativas, con predominio de *Staphylococcus aureus* (n = 38) y *Staphylococcus epidermidis* (n = 20). La susceptibilidad antimicrobiana se evaluó mediante el método de difusión en disco de Kirby-Bauer, identificándose resistencia a múltiples antibióticos en el 57,7 % (n = 60) de los aislamientos. Asimismo, el 66,3 % (n = 69) presentó capacidad de formación de biopelículas. Los autores destacaron que la presencia de microorganismos resistentes y productores de biopelículas en superficies quirúrgicas representa un riesgo potencial para la prevención de infecciones del sitio quirúrgico, por lo que señalaron la importancia de mantener medidas adecuadas de limpieza, desinfección y vigilancia microbiológica en estos ambientes (37).

De igual manera, Islahi et al. (2024) realizaron un estudio en un hospital de tercer nivel del norte de la India, en el que evaluaron la contaminación microbiológica de superficies y del aire en nueve quirófanos, mediante un programa de vigilancia desarrollado entre octubre de 2021 y julio de 2023. Durante la fase inicial se analizaron 247 muestras de superficies, de las cuales el 7,69 % (n = 19) presentó crecimiento microbiano, principalmente de bacilos aerobios formadores de esporas y *Micrococcus* spp. Posteriormente, durante la fase de seguimiento, se recolectaron 213 muestras, con una positividad del 10,79 % (n = 23). Entre los microorganismos identificados predominaron los estafilococos coagulasa negativos resistentes a meticilina, con un 39,13 % (n = 9), seguidos de *Staphylococcus aureus* sensible a meticilina, con un 17,39 % (n = 4). Los quirófanos de cirugía general y ginecología y obstetricia registraron la mayor cantidad de cultivos positivos, mientras que las mesas quirúrgicas y las paredes fueron las superficies con mayor contaminación. Además, la carga bacteriana promedio del aire aumentó de 9,5 a 32,33 UFC/m³ entre ambas fases, con una diferencia estadísticamente significativa (p = 0,005). Los autores destacaron la importancia de mantener una vigilancia microbiológica continua y reforzar las medidas de limpieza y desinfección para controlar la contaminación en los entornos quirúrgicos (38).

Finalmente, en relación con el uso racional de antibióticos como estrategia para prevenir la resistencia antimicrobiana, Ruiz-Ramos y Ramírez (2023) realizaron una revisión bibliográfica sobre la importancia de los programas de optimización del uso de antimicrobianos (PROA) en pacientes con infecciones causadas por bacilos gramnegativos multirresistentes en las unidades de cuidados intensivos. Se analizaron estrategias relacionadas con la selección adecuada de antibióticos, el ajuste de dosis, la desescalada terapéutica y la duración del tratamiento. La revisión destacó que estos programas permiten disminuir el uso innecesario de antimicrobianos y la presión selectiva que favorece la aparición de microorganismos resistentes, entre ellos *Klebsiella pneumoniae*, *Acinetobacter baumannii* y *Pseudomonas aeruginosa*. Asimismo, se señaló que la optimización del tratamiento contribuye a reducir los efectos adversos y mejorar la seguridad del paciente. Los autores resaltaron la importancia de implementar estrategias de uso racional de antibióticos como parte de las medidas para enfrentar la resistencia antimicrobiana en los entornos hospitalarios (39).

CAPÍTULO III

MATERIALES Y MÉTODOS

Definición de la población

La población del estudio correspondió a los microorganismos presentes en las superficies y equipos de quirófanos, los cuales fueron previamente recolectados y almacenados para su análisis.

Delimitación del lugar y período del estudio

El estudio se llevó a cabo en el año 2025 en el laboratorio de microbiología de la Universidad Técnica del Norte, donde se procesaron las muestras bacterianas ya recolectadas que corresponden a aislamientos de quirófanos, durante el período de febrero a abril de 2024.

Criterios de selección de los sujetos de la investigación

Inclusión

- Aislamientos bacterianos viables y correctamente almacenados.
- Muestras obtenidas de áreas y equipos con alta frecuencia de contacto humano o riesgo de contaminación cruzada.
- Muestras recolectadas durante el periodo establecido para el estudio inicial.

Exclusión

- Aislamientos contaminados o que no cumplan con las condiciones de viabilidad tras la descongelación.
- Muestras con datos incompletos sobre su origen o proceso de recolección.

Clasificación del estudio

Se realizó un estudio de nivel descriptivo de tipo transversal, con enfoque cuantitativo, observacional y experimental.

Tabla 2. Definición y Operacionalización de variables – Medicina 2025 – ver anexos

Dimensión	Variable
Características fenotípicas	• Tinción de la pared celular • Forma celular • Caracterización bioquímica • Crecimiento fenotípico en el agar • Fermentación de lactosa • Fermentación de manitol
Resistencia antimicrobiana	• Resistencia a antibióticos

Técnicas y procedimientos de recogida de la información

Después de obtener la aprobación del proyecto por parte de la Comisión Asesora de la Carrera de Medicina y del Comité de Investigación de la Facultad de Ciencias de la Salud de la Universidad Técnica del Norte, se procedió con el desarrollo de la fase experimental de la investigación. Para ello, se utilizaron aislamientos bacterianos previamente recolectados de superficies y equipos de los quirófanos, los cuales se encontraban almacenados bajo condiciones de congelación hasta su posterior procesamiento microbiológico.

Protocolo de descongelación

Inicialmente, se realizó la recuperación de los aislamientos mediante un proceso de descongelación gradual. Las muestras fueron trasladadas del congelador al compartimento de refrigeración, donde permanecieron durante 20 minutos, seguidos de otros 20 minutos a temperatura ambiente. Posteriormente, cada muestra fue sometida a agitación mediante un mezclador tipo vórtex, con la finalidad de homogeneizar su contenido antes de continuar con el procesamiento microbiológico.

Una vez descongeladas y homogeneizadas, se procedió a la reactivación de los aislamientos bacterianos mediante su inoculación en tubos de ensayo que contenían medio nutritivo previamente preparado. Para este procedimiento se utilizaron micropipetas, con las cuales se transfirieron 10 µL de cada muestra al medio

correspondiente. Los tubos fueron debidamente rotulados, sellados y colocados en gradillas para su incubación durante 24 horas, con el propósito de favorecer la recuperación y el crecimiento de los microorganismos viables.

Protocolo de siembra, cultivo y uso de antibióticos

Se realizó la tinción de Gram como procedimiento inicial para la clasificación de los microorganismos recuperados. Para ello, se prepararon extendidos bacterianos sobre portaobjetos, los cuales fueron fijados y sometidos a la aplicación secuencial de cuatro reactivos: cristal violeta como colorante primario, lugol como mordiente, alcohol-acetona como agente decolorante y safranina como colorante de contraste. Una vez finalizado el procedimiento, las preparaciones fueron examinadas mediante microscopía óptica, permitiendo diferenciar las bacterias Gram positivas, caracterizadas por una coloración violeta, de las Gram negativas, que adquirieron una coloración rosada o rojiza. Asimismo, se evaluaron las características morfológicas y la disposición bacteriana, lo que permitió orientar la selección de los medios de cultivo y las pruebas de identificación posteriores.

Una vez realizada la clasificación inicial, se procedió a la siembra de los microorganismos en medios de cultivo selectivos y diferenciales, principalmente agar manitol salado y agar eosina-azul de metileno (EMB). Este procedimiento se llevó a cabo mediante técnicas asépticas, utilizando una cabina de bioseguridad, micropipetas, placas de Petri e hisopos estériles. Previamente, los tubos que contenían los cultivos bacterianos fueron homogeneizados mediante agitación en vórtex. Posteriormente, se transfirieron 10 µL de cada cultivo a las placas correspondientes, distribuyendo el inóculo mediante una técnica de siembra por estrías en T “tres direcciones”. Las placas fueron debidamente rotuladas e incubadas durante 24 horas para evaluar el crecimiento bacteriano.

Transcurrido el período de incubación, se examinaron las características macroscópicas de las colonias desarrolladas, considerando su tamaño, forma, coloración, bordes y características del crecimiento. El agar manitol salado permitió evaluar el crecimiento de bacterias tolerantes a concentraciones elevadas de cloruro de sodio, así como su capacidad para fermentar manitol, mientras que el agar EMB facilitó la diferenciación

presuntiva de bacilos Gram negativos según su capacidad de fermentar lactosa. Estas características contribuyeron a orientar la identificación fenotípica de los microorganismos aislados.

La identificación bacteriana se complementó con pruebas bioquímicas, seleccionadas según los resultados de la tinción de Gram y las características del crecimiento bacteriano en los medios de cultivo. Para diferenciar *Escherichia coli* de *Klebsiella spp.*, se empleó la prueba de utilización de citrato, que permite determinar la capacidad de las bacterias para utilizar este compuesto como única fuente de carbono. Generalmente, *E. coli* produce un resultado negativo, mientras que *Klebsiella spp.* suele presentar una reacción positiva. La identificación final de los microorganismos se realizó mediante el análisis conjunto de la tinción de Gram, las características de las colonias en los medios selectivos y diferenciales y los resultados de las pruebas bioquímicas.

Una vez identificados los microorganismos, se procedió a evaluar su perfil de susceptibilidad antimicrobiana mediante el método de difusión en disco de Kirby-Bauer. Para ello, se seleccionaron colonias bacterianas de los cultivos obtenidos y se prepararon suspensiones destinadas a estandarizar la concentración del inóculo mediante comparación con el patrón de turbidez de 0,5 de McFarland. Posteriormente, se tomaron alícuotas de 10 µL de las suspensiones bacterianas y se inocularon en placas de agar Mueller-Hinton, mediante la técnica de siembra en césped, procurando obtener una distribución uniforme del crecimiento bacteriano sobre la superficie del medio.

Sobre las placas inoculadas se colocaron discos impregnados con los antibióticos seleccionados para cada grupo bacteriano recomendados por el manual de la Clinical and Laboratory Standards Institute (CLSI). Las placas fueron incubadas durante aproximadamente 24 horas, tras lo cual se evaluó la formación de halos de inhibición alrededor de los discos. Los diámetros de dichos halos fueron medidos en milímetros mediante una regla milimetrada y registrados individualmente para cada microorganismo y antibiótico evaluado.

La interpretación de los resultados se realizó tomando como referencia los criterios

establecidos por el (CLSI), clasificando los aislamientos según las categorías de sensibilidad, sensibilidad intermedia o resistencia, de acuerdo con los puntos de corte correspondientes a cada combinación de microorganismo y antimicrobiano. Es importante señalar que estos puntos de corte se utilizaron únicamente como referencia para la caracterización fenotípica de los microorganismos aislados de superficies y equipos quirúrgicos, por lo que los resultados obtenidos describen sus perfiles de susceptibilidad antimicrobiana y no deben interpretarse como indicadores directos de respuesta terapéutica.

Los resultados obtenidos en cada etapa fueron registrados en una base de datos elaborada en Microsoft Excel, en la cual se organizaron los códigos de identificación de las muestras, las características del crecimiento bacteriano, los resultados de las pruebas de identificación y los diámetros de los halos de inhibición, junto con su correspondiente interpretación de susceptibilidad antimicrobiana. Esta información permitió realizar posteriormente el análisis descriptivo de la distribución de los microorganismos identificados y de sus perfiles de sensibilidad y resistencia.

Finalmente, como parte del cumplimiento del tercer objetivo específico, se desarrolló una actividad educativa dirigida al personal de salud, mediante una charla de concientización apoyada en una infografía informativa. La intervención estuvo orientada a fomentar el uso racional de antibióticos y reforzar las medidas de bioseguridad, especialmente la higiene adecuada de manos y la prevención de la transmisión de microorganismos en el entorno hospitalario. La actividad fue documentada mediante el material educativo elaborado y los registros disponibles de su realización.

Procesamiento estadístico de la información

Los datos recopilados fueron organizados y procesados utilizando el programa Microsoft Excel 18.0, versión 2021. Se realizaron análisis descriptivos, elaborando tablas y gráficos que reflejaron las frecuencias absolutas y los porcentajes correspondientes, con el propósito de facilitar la interpretación de los resultados. Esta información permitió obtener una visión clara de la distribución de las variables estudiadas y sustentar el análisis posterior en función de los objetivos planteados en la investigación.

Aspectos éticos

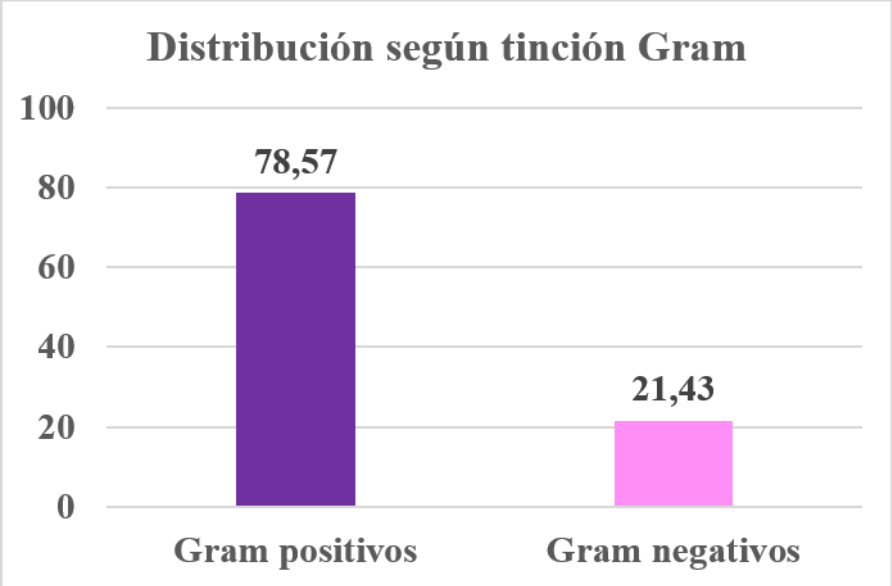
En este estudio se garantizó el cumplimiento de los principios éticos fundamentales establecidos en la Declaración de Helsinki, asegurando que todas las etapas del proyecto respetaran la dignidad, los derechos y el bienestar de los seres humanos. Aunque las muestras utilizadas habían sido previamente recolectadas y no implicaron contacto directo con pacientes, se protegió la confidencialidad de la información asociada a estas muestras, respetando estrictamente la normativa vigente sobre protección de datos personales.

Además, se implementaron medidas estrictas para evitar cualquier riesgo potencial durante el manejo de las muestras, siguiendo los principios de bioseguridad en todo momento. Asimismo, se enfatizó la transparencia en la comunicación de los resultados, asegurando que los hallazgos fueran utilizados únicamente con fines científicos y educativos. En el caso de las actividades educativas dirigidas al personal sanitario, se desarrollaron materiales que promovieron prácticas responsables y respetuosas, con el objetivo de generar un impacto positivo en la salud pública sin vulnerar los derechos de las personas involucradas. Este enfoque ético integral constituyó un pilar fundamental para garantizar la legitimidad y la calidad del proyecto.

CAPÍTULO IV

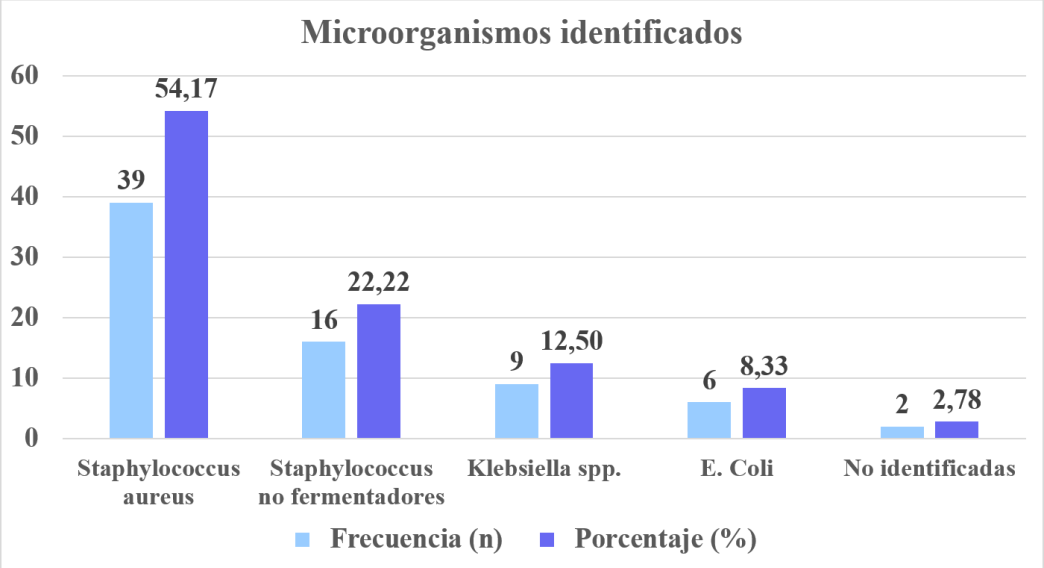
RESULTADOS Y ANÁLISIS

Figura 1. Distribución de bacterias Gram positivas y Gram negativas aisladas en quirófanos. Medicina. 2025.



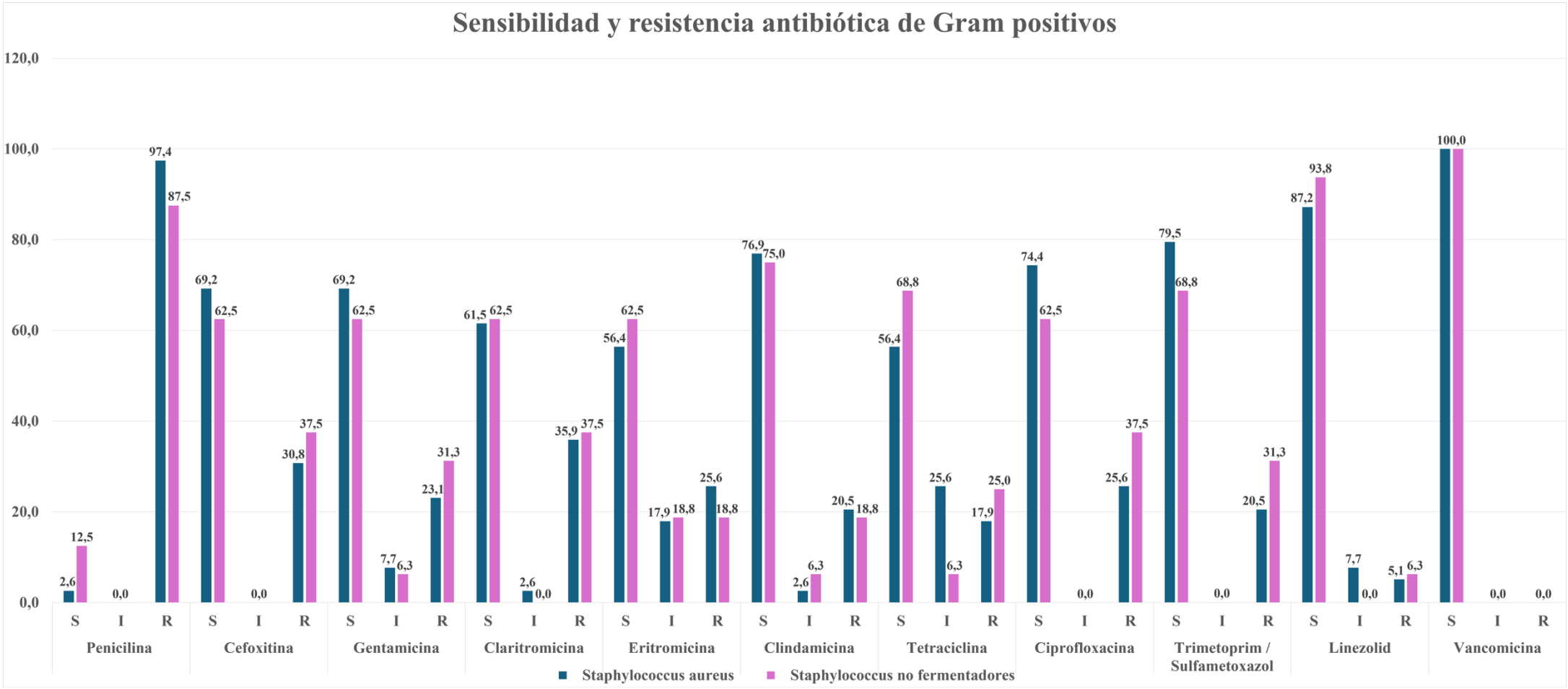
Interpretación. La Figura 1 evidencia la distribución de los aislamientos bacterianos procedentes de quirófanos según su clasificación mediante tinción de Gram. De los 72 aislamientos procesados, 70 pudieron identificarse microbiológicamente y fueron incluidos en este análisis, mientras que los 2 restantes se excluyeron debido a la imposibilidad de establecer su identificación; entre los aislamientos identificados, se identificó un predominio de bacterias Gram positivas, que representaron el 78,57 % (n = 55), mientras que las Gram negativas constituyeron el 21,43 % (n = 15). Estos resultados reflejan una mayor frecuencia de microorganismos Gram positivos en las superficies y equipos quirúrgicos estudiados, lo que resalta la importancia de fortalecer las medidas de limpieza, desinfección y vigilancia microbiológica para prevenir la contaminación bacteriana y contribuir a la seguridad de los pacientes en el entorno quirúrgico.

Figura 2. Distribución de microorganismos aislados en quirófanos. Medicina. 2025.



Interpretación. La Figura 2 expone la distribución de los microorganismos presentes en las muestras procedentes de quirófanos. *Staphylococcus aureus* constituyó el microorganismo predominante, con el 54,17 % (n = 39), seguido de *Staphylococcus no fermentadores*, con el 22,22 % (n = 16). En menor proporción se identificaron *Klebsiella* spp., con el 12,50 % (n = 9), y *Escherichia coli*, con el 8,33 % (n = 6). Asimismo, el 2,78 % (n = 2) correspondió a aislamientos que no pudieron identificarse microbiológicamente, por lo que fueron excluidos del análisis de susceptibilidad antimicrobiana. En conjunto, estos resultados evidencian un predominio de estafilococos entre los microorganismos recuperados de las superficies y equipos quirúrgicos.

Figura 3. Perfil de sensibilidad y resistencia antibiótica de bacterias Gram positivas aisladas en quirófanos. Medicina. 2025.



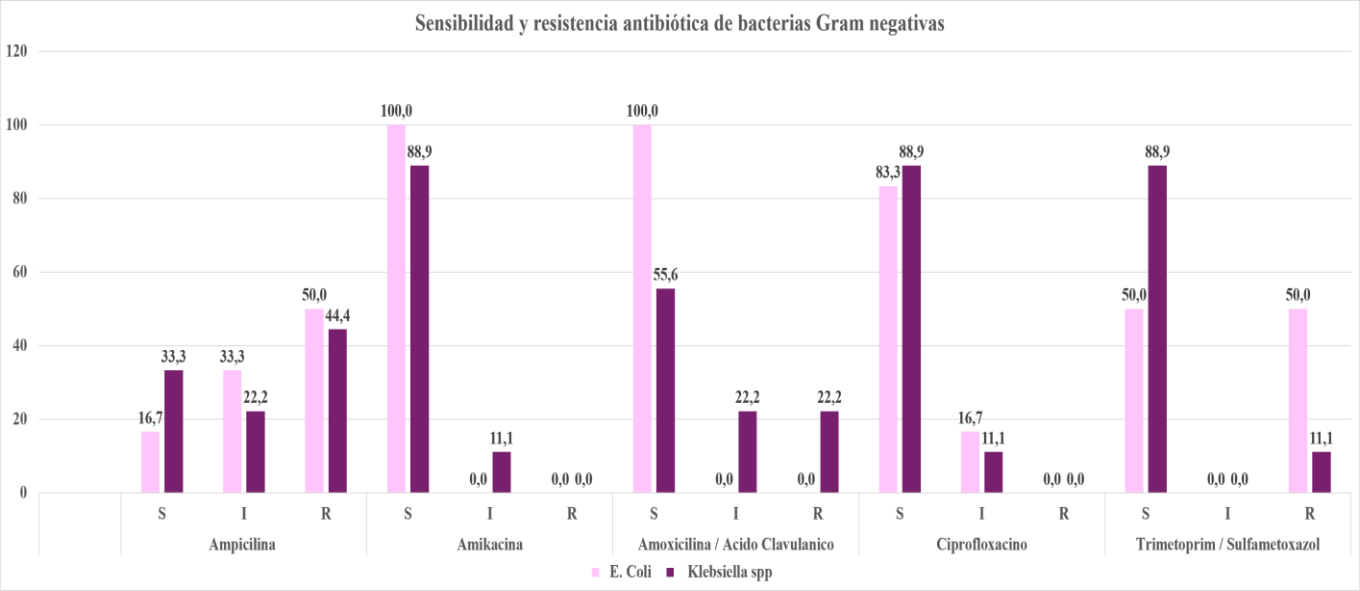
Interpretación. La Figura 3 expone el perfil de sensibilidad y resistencia antimicrobiana de los microorganismos Gram positivos aislados en los quirófanos, específicamente *Staphylococcus aureus* y *Staphylococcus no fermentadores*. En *Staphylococcus aureus* se observó una elevada resistencia a penicilina, correspondiente al 97,4 % de los aislamientos, seguida de claritromicina y cefoxitina, con 35,9 % y 30,8 %, respectivamente. Asimismo, se identificó resistencia a ciprofloxacina y gentamicina, con porcentajes de 25,6 % y 23,1 %, respectivamente. En cuanto a la sensibilidad, los porcentajes más altos se registraron frente a vancomicina, con el 100 %, seguida de linezolid, con el 87,2 %, trimetoprim/sulfametoxazol, con el 79,5 %, y clindamicina, con el 76,9 %, también se observaron porcentajes importantes de sensibilidad frente a ciprofloxacina, con el 74,4 %, y cefoxitina y gentamicina, ambas con el 69,2 %; por otra parte, se identificaron porcentajes de sensibilidad intermedia frente a eritromicina y tetraciclina, ambas con el 17,9 %.

En cuanto a *Staphylococcus no fermentadores*, se observó nuevamente una elevada resistencia a penicilina, presente en el 87,5 % de los aislamientos, además la resistencia a cefoxitina alcanzó el 37,5 %, al igual que la registrada frente a claritromicina y ciprofloxacina; asimismo, se identificó resistencia a trimetoprim/sulfametoxazol en el 31,3 % de los aislamientos y a gentamicina en el 31,3 %. Respecto a la sensibilidad, los mayores porcentajes se registraron frente a vancomicina, con el 100 %, seguida de linezolid, con el 93,8 %, tetraciclina, con el 68,8 %, y trimetoprim/sulfametoxazol, con el 68,8 %, también se observó sensibilidad frente a claritromicina, eritromicina y gentamicina, con porcentajes del 62,5 % en los tres casos, por último, en relación con la sensibilidad intermedia, se identificaron porcentajes del 18,8 % frente a eritromicina y del 6,3 % frente a clindamicina y gentamicina.

En conjunto, los resultados evidencian un predominio de resistencia a penicilina en ambos grupos de microorganismos, con porcentajes superiores en *Staphylococcus aureus*. También se observaron diferencias en los perfiles de susceptibilidad frente a cefoxitina, ciprofloxacina y trimetoprim/sulfametoxazol, con mayores porcentajes de resistencia en *Staphylococcus no fermentadores*. Por otra parte, la vancomicina presentó el 100 % de

sensibilidad en ambos grupos, mientras que el linezolid también mostró porcentajes elevados de sensibilidad. Estos hallazgos permiten describir el comportamiento de los microorganismos Gram positivos aislados en los quirófanos frente a los antimicrobianos evaluados y resaltan la importancia de la vigilancia de la susceptibilidad antimicrobiana.

Figura 4. Perfil de sensibilidad y resistencia antibiótica de bacterias Gram negativas aisladas en quirófanos. Medicina. 2025.



Interpretación. La Figura 4 presenta el perfil de sensibilidad antimicrobiana de los microorganismos gramnegativos identificados. En *E. coli* se observó una sensibilidad del 100,0 % frente a amikacina y amoxicilina más ácido clavulánico, seguida de ciprofloxacino con el 83,3 %; por otra parte, trimetoprim-sulfametoxazol presentó un 50,0 % de sensibilidad y un 50,0 % de resistencia. El menor porcentaje de sensibilidad se registró frente a ampicilina, con un 16,7 %, acompañada de un 50,0 % de resistencia.

En cuanto a *Klebsiella spp.*, los mayores porcentajes de sensibilidad se identificaron frente a amikacina, ciprofloxacino y trimetoprim-sulfametoxazol, con un 88,9 % en cada caso, le siguió amoxicilina más ácido clavulánico, con un 55,6 % de sensibilidad; en contraste, la ampicilina presentó el menor porcentaje de sensibilidad, con un 33,3 %, y el mayor porcentaje de resistencia, correspondiente al 44,4 %. Asimismo, se identificó resistencia frente a amoxicilina más ácido clavulánico (22,2 %) y trimetoprim-sulfametoxazol (11,1 %).

De manera general, ambos microorganismos presentaron perfiles de sensibilidad diferentes frente a los antibióticos evaluados. Se destacó la sensibilidad de *E. coli* frente a amikacina y amoxicilina más ácido clavulánico, mientras que *Klebsiella spp.* mostró

porcentajes elevados de sensibilidad frente a amikacina, ciprofloxacino y trimetoprim-sulfametoxazol. Por otra parte, la ampicilina presentó los porcentajes más elevados de resistencia en ambos microorganismos, lo que evidencia una menor actividad de este antibiótico, sin embargo, es importante considerar que *Klebsiella spp.* presenta resistencia intrínseca a ampicilina, por la cual no se toma en cuenta la resistencia mostrada de este microorganismo a este antibiótico.

Tabla 3. Resistencia antimicrobiana de bacterias Gram positivas aisladas en quirófanos. Medicina. 2025.

Antibióticos	*Microorganismo*			
	Staphylococcus aureus (n =39)		*Staphylococcus no fermentadores (n = 16)*	
	Aislamientos resistentes (n)	*Resistencia (%)*	*Aislamientos resistentes (n)*	*Resistencia (%)*
Penicilina	38	97,4	14	87,5
Cefoxitina	12	30,8	6	37,5
Gentamicina	9	23,1	5	31,3
Claritromicina	14	35,9	6	37,5
Eritromicina	10	25,6	3	18,8
Clindamicina	8	20,5	3	18,8
Tetraciclina	7	17,9	4	25,0
Ciprofloxacina	10	25,6	6	37,5
Trimetoprim/Sulfametoxazol	8	20,5	5	31,3
Linezolid	2	5,1	1	6,3
Vancomicina	0	0,0	0	0,0

Interpretación. La tabla 3 describe el perfil de resistencia antimicrobiana de los aislamientos de bacterias Gram positivas obtenidos en quirófanos. En *Staphylococcus aureus*, de los 39 aislamientos evaluados, predominó la resistencia a penicilina, con un 97,4 % (n = 38), seguida de claritromicina, con un 35,9 % (n = 14), y cefoxitina, con un 30,8 % (n = 12), también se registraron porcentajes de resistencia entre el 17,9 % y el 25,6 % frente a eritromicina, ciprofloxacina, gentamicina, clindamicina, trimetoprim/sulfametoxazol y tetraciclina. Por su parte, en los 16 aislamientos de *Staphylococcus no fermentadores*, la mayor resistencia correspondió a penicilina, con un 87,5 % (n = 14), seguida de cefoxitina, claritromicina y ciprofloxacina, cada una con un 37,5 % (n = 6), además, se identificó resistencia a gentamicina y trimetoprim/sulfametoxazol, ambas con un 31,3 % (n = 5), mientras que los demás antibióticos presentaron porcentajes inferiores. En ambos grupos, linezolid registró los menores porcentajes de resistencia, con un 5,1 % (n = 2) en *S. aureus* y un 6,3 % (n = 1) en *Staphylococcus* no fermentadores, sin identificarse aislamientos resistentes a vancomicina. En conjunto, estos resultados evidencian una elevada resistencia a

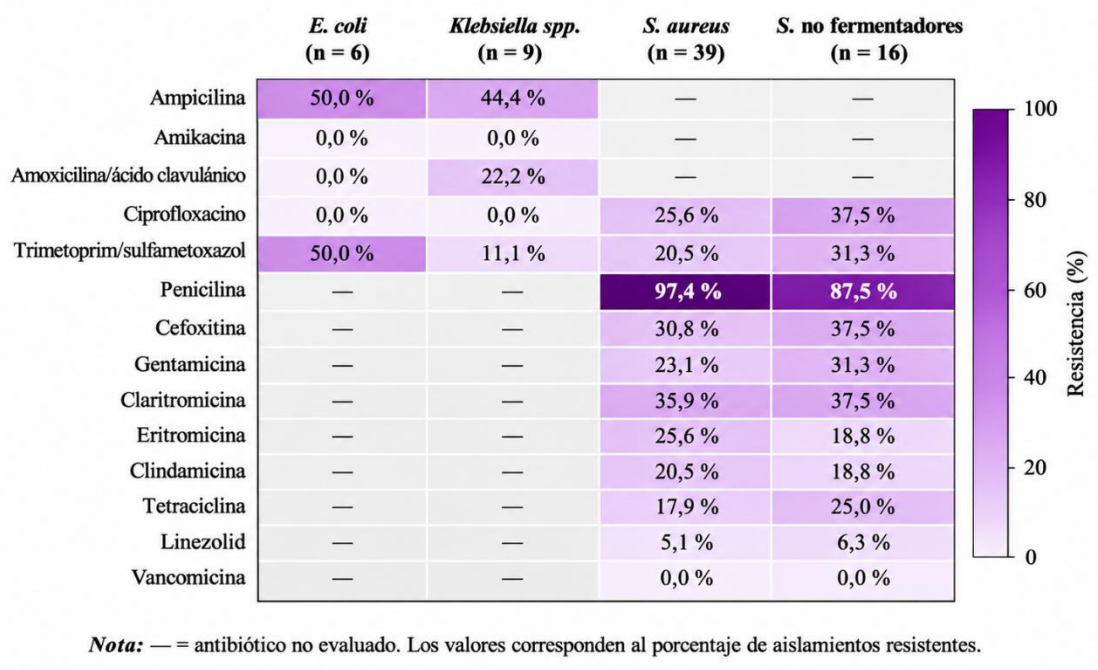
penicilina en ambos grupos bacterianos, así como diferencias en los perfiles de resistencia frente a los demás antimicrobianos evaluados.

Tabla 4. Resistencia antimicrobiana de bacterias Gram negativas aisladas en quirófanos. Medicina. 2025.

Antibióticos	*Microorganismo*			
	Escherichia Coli (n = 6)		*Klebsiella spp. (n = 9)*	
	Aislamientos resistentes (n)	*Resistencia (%)*	*Aislamientos resistentes (n)*	*Resistencia (%)*
Ampicilina	3	50,0	4	44,4
Amikacina	0	0,0	0	0,0
Amoxicilina/Clavulánico	0	0,0	2	22,2
Ciprofloxacina	0	0,0	0	0,0
Trimetoprim/Sulfametoxazol	3	50,0	1	11.1

Interpretación. La tabla 4 presenta el perfil de resistencia antimicrobiana de los aislamientos de bacterias Gram negativas obtenidos en quirófanos. En *Escherichia coli*, de los seis aislamientos evaluados, los mayores porcentajes de resistencia correspondieron a ampicilina y trimetoprim/sulfametoxazol, ambos con un 50,0 % (n = 3). Por su parte, en *Klebsiella spp*., de los nueve aislamientos analizados, predominó la resistencia a ampicilina, con un 44,4 % (n = 4), seguida de amoxicilina/ácido clavulánico, con un 22,2 % (n = 2), y trimetoprim/sulfametoxazol, con un 11,1 % (n = 1). En cuanto a los demás antimicrobianos, no se registró resistencia a amikacina ni ciprofloxacina en ninguna de las dos especies, mientras que *E. coli* tampoco presentó resistencia a amoxicilina/ácido clavulánico. En conjunto, estos resultados evidencian diferencias en los perfiles de resistencia de los microorganismos evaluados, destacándose la resistencia a ampicilina en ambas especies y una mayor proporción de resistencia a trimetoprim/sulfametoxazol en *E. coli* en comparación con *Klebsiella spp.*

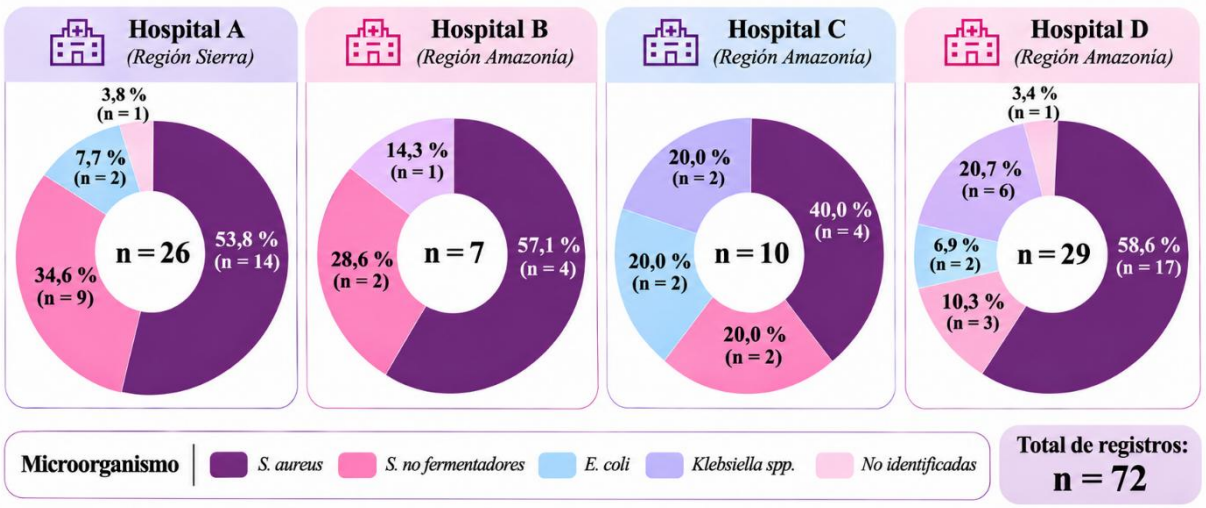
Figura 5. Comparación de los perfiles de resistencia antimicrobiana de los microorganismos aislados en superficies y equipos de quirófanos. Medicina. 2025.



Nota: — = antibiótico no evaluado. Los valores corresponden al porcentaje de aislamientos resistentes.

Interpretación. La figura 5 representa mediante un mapa de calor los porcentajes de resistencia antimicrobiana de los cuatro grupos bacterianos identificados en superficies y equipos de quirófanos. Se evidencia que los mayores porcentajes de resistencia correspondieron a penicilina, con un 97,4 % en *Staphylococcus aureus* y un 87,5 % en *Staphylococcus no fermentadores*. En las bacterias Gram negativas, *Escherichia coli* presentó una resistencia del 50 % frente a ampicilina y trimetoprim/sulfametoxazol, mientras que *Klebsiella spp*. registró su mayor resistencia frente a ampicilina, con un 44,4 %, seguida de amoxicilina/ácido clavulánico, con un 22,2 %. Por otra parte, se identificaron porcentajes de resistencia más bajos frente a linezolid en los aislamientos de *Staphylococcus aureus* (5,1 %) y *Staphylococcus no fermentadores* (6,3 %), sin registrarse resistencia a vancomicina en ninguno de estos grupos. Asimismo, los aislamientos de *E. coli* y *Klebsiella spp*. no presentaron resistencia a amikacina ni ciprofloxacina. En conjunto, estos resultados reflejan diferencias en los perfiles de resistencia entre los microorganismos evaluados, destacándose los mayores porcentajes frente a penicilina en las bacterias Gram positivas y frente a ampicilina en las Gram negativas.

Figura 6. Distribución de los microorganismos aislados según el hospital y la región geográfica de procedencia. Medicina. 2025.



Interpretación. La figura 6 expone la distribución de los microorganismos aislados en quirófanos de cuatro hospitales pertenecientes a las regiones Sierra y Amazonía del Ecuador. De los 72 registros microbiológicos analizados, el hospital D, ubicado en la región Amazónica, concentró la mayor cantidad, con 29 registros, de los cuales predominó *Staphylococcus aureus*, con un 58,6 % (n = 17), seguido de *Klebsiella spp.*, con un 20,7 % (n = 6). Por su parte, el hospital A, perteneciente a la región Sierra, registró 26 aislamientos, principalmente de *S. aureus*, con un 53,8 % (n = 14), y *Staphylococcus no fermentadores*, con un 34,6 % (n = 9). En el hospital C se contabilizaron 10 aislamientos, con predominio de *S. aureus* (40,0 %; n = 4), mientras que los demás microorganismos identificados presentaron una distribución uniforme del 20,0 % (n = 2) cada uno. Finalmente, el hospital B presentó la menor cantidad de registros (n = 7), de los cuales el 57,1 % (n = 4) correspondió a *S. aureus* y el 28,6 % (n = 2) a *Staphylococcus no fermentadores.* Adicionalmente, en los hospitales B y D se registró una muestra no identificada en cada uno, equivalente al 14,3 % y 3,4 % de sus respectivos totales. En conjunto, estos resultados evidencian el predominio de *S. aureus* en los cuatro establecimientos hospitalarios, así como variaciones en la distribución de las demás especies bacterianas, lo que resalta la importancia de mantener medidas de bioseguridad y vigilancia microbiológica en los entornos quirúrgicos evaluados.

DISCUSIÓN

En el presente estudio se identificó que la mayoría de los microorganismos aislados en quirófanos correspondieron a bacterias Gram positivas, destacándose *Staphylococcus aureus* como el patógeno más prevalente. Estos hallazgos son concordantes con lo reportado por Kanamori et al. (2020), quienes evidenciaron que el entorno perioperatorio puede contaminarse de manera significativa con bacterias aerobias y cepas meticilino-resistentes de *Staphylococcus aureus* (MRSA) tras procedimientos quirúrgicos, incluso en pacientes sometidos a precauciones de contacto. Asimismo, señalaron que, a pesar de las prácticas estándar de limpieza y desinfección, ciertos microorganismos persisten en superficies, identificándose los pisos como uno de los principales reservorios, lo cual incrementa el riesgo de transmisión de patógenos asociados a la atención sanitaria. Estos hallazgos subrayan la necesidad de fortalecer las estrategias de higiene y desinfección en quirófanos, con el objetivo de minimizar el riesgo de infecciones del sitio operatorio y limitar la propagación de cepas multirresistentes (11).

Por otra parte, los bacilos Gram negativos estuvieron presentes en menor proporción, destacándose especies como *Klebsiella spp.* y *Escherichia coli*. Este hallazgo es consistente con lo reportado por Constantinides et al. (2020), quienes identificaron a *E. coli* y *Klebsiella spp*. como colonizadores persistentes en entornos hospitalarios, donde constituyen reservorios ambientales relevantes tanto de cepas sensibles como multirresistentes, facilitando así su mantenimiento y diseminación, y aumentando el riesgo de infecciones asociadas a la atención sanitaria (40). Complementariamente, Ta et al. (2020) describieron a estos mismos microorganismos como colonizadores habituales de lavamanos quirúrgicos en áreas críticas, destacando su capacidad para formar biopelículas en superficies húmedas, lo que favorece su persistencia y dificulta su erradicación incluso frente a flujos laminares de agua (41). Asimismo, se ha documentado la participación de cepas productoras de carbapenemasa, como *Klebsiella spp*. y *E. coli*, en brotes nosocomiales, subrayando su relevancia clínica y epidemiológica. En conjunto, estos hallazgos enfatizan la necesidad de establecer e implementar protocolos rigurosos de limpieza, desinfección y vigilancia microbiológica ambiental, con el objetivo de

mitigar los riesgos de transmisión cruzada y fortalecer la seguridad del paciente en los entornos hospitalarios.

Respecto al perfil de sensibilidad de las bacterias Gram positivas, se identificaron altos niveles de resistencia a antibióticos betalactámicos como la penicilina, acompañada de resistencia variable a otros antibióticos, principalmente cefoxitina, claritromicina y ciprofloxacina, lo cual coincide con lo descrito por Kakoullis et al. (2021), quienes señalan que *Staphylococcus aureus* ha adquirido múltiples mecanismos de resistencia, que no solo limitan la efectividad de penicilinas y cefalosporinas, sino también de macrólidos, clindamicina y tetraciclinas (42). Por otra parte, en la presente investigación se observó una elevada sensibilidad frente a vancomicina y linezolid, lo que constituye un hallazgo importante debido a que estos antibióticos son utilizados en el tratamiento de infecciones causadas por bacterias resistentes. Sin embargo, AbdAlhafiz et al. (2023) identificaron resistencia a vancomicina en el 18,49 % y a linezolid en el 5,48 % de los aislamientos clínicos de *Staphylococcus aureus* resistente a meticilina evaluados, lo que demuestra que la eficacia de estos antimicrobianos también puede verse comprometida (43). Estas diferencias resaltan la importancia de mantener una vigilancia continua de los perfiles de susceptibilidad bacteriana y promover el uso racional de antibióticos, con el propósito de identificar oportunamente la aparición de resistencia y contribuir a conservar su eficacia.

En relación con el perfil de susceptibilidad de las bacterias Gram negativas, *Escherichia coli* y *Klebsiella spp*. presentaron una mayor resistencia frente a ampicilina, mientras que amikacina conservó una elevada actividad antimicrobiana frente a ambos microorganismos. Estos hallazgos coinciden parcialmente con lo reportado por Kasanga et al. (2024) quienes analizaron aislamientos de *E. coli* procedentes de muestras clínicas y ambientales en Zambia, identificando una elevada resistencia a ampicilina y una sensibilidad completa frente a amikacina; los autores destacaron la importancia de estos patrones de susceptibilidad debido a la creciente circulación de bacterias resistentes en los entornos hospitalarios, lo que refuerza la necesidad de mantener programas de vigilancia microbiológica y uso racional de antimicrobianos (44).

Por otra parte, la resistencia observada frente a ampicilina en *Klebsiella spp*. puede relacionarse con los mecanismos de resistencia intrínseca descritos en determinadas especies de este género. En este sentido, Tsang et al. (2024) señalaron que *Klebsiella pneumoniae* presenta resistencia intrínseca a ampicilina debido a la producción de betalactamasas cromosómicas de tipo SHV, capaces de hidrolizar el antibiótico e impedir su actividad (45). Asimismo, un estudio publicado en *Nature Communications* en 2024 identificó resistencia a ampicilina en todos los aislamientos de *K. pneumoniae* evaluados, mientras que amikacina mantuvo una elevada actividad antimicrobiana (46), resultados que concuerdan parcialmente con los obtenidos en la presente investigación. No obstante, debido a que los aislamientos de este estudio fueron identificados a nivel de género mediante pruebas bioquímicas, no es posible confirmar la presencia de estos mecanismos de resistencia ni atribuirlos a una especie específica, estos hallazgos resaltan la importancia de complementar la identificación microbiológica con una adecuada interpretación de las pruebas de susceptibilidad para comprender el comportamiento de las bacterias Gram negativas en el entorno hospitalario.

Finalmente, la identificación de microorganismos potencialmente patógenos y con diferentes perfiles de resistencia antimicrobiana en las superficies y equipos de los quirófanos resalta la importancia de fortalecer las medidas de prevención y control de la contaminación bacteriana en estos espacios, en este contexto, resulta fundamental reforzar los protocolos de limpieza y desinfección de superficies y equipos, promover la capacitación continua del personal de salud en el cumplimiento de las medidas de bioseguridad y mantener una adecuada vigilancia microbiológica ambiental, estas acciones pueden contribuir a reducir la contaminación bacteriana y favorecer condiciones más seguras en el entorno quirúrgico.

CONCLUSIONES Y RECOMENDACIONES

Conclusiones

El análisis fenotípico realizado permitió reflejar un predominio de bacterias Gram positivas en los quirófanos, siendo *Staphylococcus aureus* el principal microorganismo aislado, este hallazgo resalta su importancia como agente colonizador en áreas críticas y su potencial implicación en infecciones relacionadas con la atención sanitaria. Por otro lado, las bacterias Gram negativas, estuvieron presentes en menor proporción, destacándose *Klebsiella spp*. y *Escherichia coli,* lo que confirma su papel como colonizadores ambientales persistentes en áreas quirúrgicas.

El análisis del perfil de susceptibilidad antimicrobiana permitió identificar patrones de resistencia diferenciados entre los microorganismos aislados en los quirófanos. En las bacterias Gram positivas, se evidenció una marcada resistencia a penicilina, acompañada de resistencia variable frente a cefoxitina, claritromicina y ciprofloxacina, mientras que vancomicina y linezolid conservaron una elevada actividad antimicrobiana. Por su parte, las bacterias Gram negativas presentaron una mayor resistencia frente a ampicilina, en contraste con la alta sensibilidad observada frente a amikacina. En conjunto, estos resultados demuestran la presencia de resistencia antimicrobiana en los aislamientos estudiados, con diferencias según el microorganismo y el antibiótico evaluado, lo que resalta la necesidad de fortalecer la vigilancia microbiológica y el monitoreo de los perfiles de susceptibilidad como parte de las estrategias de prevención y control de infecciones en el entorno quirúrgico. Cabe señalar que los puntos de corte establecidos por el CLSI se utilizaron como referencia para la interpretación fenotípica de la susceptibilidad antimicrobiana de bacterias aisladas de superficies hospitalarias, por lo que los resultados no representan una evaluación de la respuesta terapéutica.

El desarrollo del programa educativo permitió abordar la importancia del uso racional de antibióticos y reforzar las medidas de bioseguridad en el personal de salud, mediante una charla de concientización apoyada en una infografía informativa. Esta intervención estuvo orientada a promover prácticas responsables en el uso de antimicrobianos y destacar la importancia de la higiene adecuada de manos como medida fundamental para

prevenir la transmisión de microorganismos en el entorno hospitalario, de esta manera, se contribuyó a la sensibilización del personal sobre su papel en la prevención de la resistencia antimicrobiana y el control de la propagación bacteriana en las áreas quirúrgicas.

Recomendaciones

Se recomienda fortalecer los programas de limpieza y desinfección en quirófanos, priorizando estrategias específicas orientadas al control de bacterias Gram positivas, como *Staphylococcus aureus*, y Gram negativas, con el propósito de reducir su presencia, prevenir su persistencia en el entorno hospitalario y disminuir el riesgo de infecciones asociadas a la atención sanitaria.

Se recomienda actualizar y reforzar las políticas institucionales sobre el uso de antibióticos, promoviendo el empleo racional de betalactámicos, macrólidos y quinolonas, y reservando antibióticos de última línea, como vancomicina y linezolid, exclusivamente para casos necesarios y respaldados por pruebas de sensibilidad.

Desarrollar e implementar programas educativos permanentes dirigidos al personal de salud, orientados a fomentar buenas prácticas de bioseguridad, garantizar el cumplimiento de protocolos y promover el uso prudente de antimicrobianos, con el fin de fortalecer la prevención de infecciones y el control de resistencias.

Realizar estudios futuros que profundicen en la caracterización molecular de las cepas aisladas, especialmente aquellas resistentes a múltiples fármacos, para comprender los mecanismos de resistencia implicados y diseñar estrategias terapéuticas y preventivas más efectivas.

REFERENCIAS BIBLIOGRÁFICAS

1. Dhingra S, Rahman NAA, Peile E, Rahman M, Sartelli M, Hassali MA, et al. Microbial Resistance Movements: An Overview of Global Public Health Threats Posed by Antimicrobial Resistance, and How Best to Counter. Front Public Health. 2020;8:535668. doi:10.3389/fpubh.2020.535668 PubMed PMID: 33251170; PubMed Central PMCID: PMC7672122.

2. Schrader SM, Vaubourgeix J, Nathan C. Biology of antimicrobial resistance and approaches to combat it. Sci Transl Med. 24 de junio de 2020;12(549):eaaz6992. doi:10.1126/scitranslmed.aaz6992 PubMed PMID: 32581135; PubMed Central PMCID: PMC8177555.

3. Nadeem SF, Gohar UF, Tahir SF, Mukhtar H, Pornpukdeewattana S, Nukthamna P, et al. Antimicrobial resistance: more than 70 years of war between humans and bacteria. Crit Rev Microbiol. septiembre de 2020;46(5):578-99. doi:10.1080/1040841X.2020.1813687 PubMed PMID: 32954887.

4. Antimicrobial Resistance Collaborators. Global burden of bacterial antimicrobial resistance in 2019: a systematic analysis. Lancet Lond Engl. 12 de febrero de 2022;399(10325):629-55. doi:10.1016/S0140-6736(21)02724-0 PubMed PMID: 35065702; PubMed Central PMCID: PMC8841637.

5. Ciapponi A, Bardach A, Sandoval MM, Palermo MC, Navarro E, Espinal C, et al. Systematic Review and Meta-analysis of Deaths Attributable to Antimicrobial Resistance, Latin America. Emerg Infect Dis. noviembre de 2023;29(11):2335-44. doi:10.3201/eid2911.230753 PubMed PMID: 37877573; PubMed Central PMCID: PMC10617342.

6. Sandoval MM, Ruvinsky S, Palermo MC, Alconada T, Brizuela ME, Wierzbicki ER, et al. Antimicrobial resistance of Streptococcus pneumoniae from invasive pneumococcal diseases in Latin American countries: a systematic review and meta-analysis. Front Public Health. 2024;12:1337276. doi:10.3389/fpubh.2024.1337276 PubMed PMID: 38317800; PubMed Central PMCID: PMC10839967.

7. Zurita J, Sevillano G, Paz Y Miño A, Zurita-Salinas C, Peñaherrera V, Echeverría M, et al. Mutations associated with Helicobacter pylori antimicrobial resistance in the Ecuadorian population. J Appl Microbiol. abril de 2022;132(4):2694-704. doi:10.1111/jam.15396 PubMed PMID: 34856035.

8. Tubón J, Barragán-Fonseca G, Lalaleo L, Calero-Cáceres W. Data on antibiograms and resistance genes of Enterobacterales isolated from ready-to-eat street food of Ambato, Ecuador. F1000Research. 2022;11:669. doi:10.12688/f1000research.117116.1 PubMed PMID: 35844814; PubMed Central PMCID: PMC9257263.

9. Instituto Nacional de Investigación en Salud Pública (INSPI). Reporte de datos de resistencia a los antimicrobianos en Ecuador 2014–2018 [Informe técnico] [Internet]. Quito, Ecuador: Ministerio de Salud Pública del Ecuador; 2019. Disponible en: https://www.salud.gob.ec/wp-content/uploads/2019/08/gaceta_ram2018.pdf

10. Huemer M, Mairpady Shambat S, Brugger SD, Zinkernagel AS. Antibiotic resistance and persistence-Implications for human health and treatment perspectives. EMBO Rep. 3 de diciembre de 2020;21(12):e51034. doi:10.15252/embr.202051034 PubMed PMID: 33400359; PubMed Central PMCID: PMC7726816.

11. Kanamori H, Rutala WA, Gergen MF, Weber DJ. Perioperative Bacterial Contamination From Patients on Contact Precaution in Operating Room Environment. Open Forum Infect Dis. 27 de octubre de 2020;7(11):ofaa508. doi:10.1093/ofid/ofaa508 PubMed PMID: 33244480; PubMed Central PMCID: PMC7679064.

12. Waldo H. Belloso. Historia de los antibióticos. Revista del Hospital Italiano de Buenos Aires [Internet]. 2009 [citado 20 de noviembre de 2024];29(2). Disponible en: https://www1.hospitalitaliano.org.ar/educacion/revista/index.php?contenido=ver_articulo.php&id_articulo=7482&id_rev=6&datorev=Diciembre+2009+volumen+29+N%26uacute%3Bmero+2

13. Sánchez Contreras M de los Á, González Flores T, Ayora Talavera T, Evangelista Martínez Z, Pacheco López NA. ¿Qué son los microbios? Cienc Rev Acad Mex Cienc. 2017;68(2):10-7.

14. Murray PR, Rosenthal K, Pfaller MA. Microbiología médica. Elsevier Health Sciences; 2017. 973 p.

15. Gobernado M, López-Hontangas JL. Identificación bacteriana. Enfermedades Infecc Microbiol Clínica. 12 de mayo de 2003;21:54-60.

16. Paredes Salido F, Roca Fernández J josé. Acción de los antibióticos: perspectiva de la medicación antimicrobiana. Offarm Farm Soc. 2004;23(3 (MAR)):116-24.

17. Seija V, Vignoli R. Principales grupos de antibióticos. En: Temas de bacteriología y virología médica. 3.ª ed. Montevideo: FACULTAD DE MEDICINA. INSTITUTO DE HIGIENE : OFICINA DEL LIBRO-FEFMUR; 2008. p. 631-47.

18. Alós JI. Resistencia bacteriana a los antibióticos: una crisis global. Enfermedades Infecc Microbiol Clínica. 1 de diciembre de 2015;33(10):692-9. doi:10.1016/j.eimc.2014.10.004

19. Acosta RG, Vargas CM. Mecanismos de resistencia bacteriana. Diagnostico. 2018;57(2):2. doi:10.33734/diagnostico.v57i2.82

20. Bou G, Fernández-Olmos A, García C, Sáez-Nieto JA, Valdezate S. Métodos de identificación bacteriana en el laboratorio de microbiología. Enfermedades Infecc Microbiol Clínica. 1 de octubre de 2011;29(8):601-8. doi:10.1016/j.eimc.2011.03.012

21. Rodríguez PA, Arenas R. Hans Christian Gram y su tinción. Dermatol Cosmética Médica Quirúrgica. 2 de julio de 2018;16(2):166-7.

22. Gómez G. Revisión bibliográfica OPTIMIZACIÓN DE MEDIOS DE CULTIVOS PARA MICROORGANISMOS, UNA VALIOSA ESTRATEGIA PARA LA PRODUCCIÓN DE BIOPREPARADOS DE INTERÉS AGRÍCOLA. Cultiv Trop. 2006;27(3):3.

23. Maria Teresa La Cruz. Medios de Cultivos: Usos, Tipos y Medios más Comunes - Somos Advance [Internet]. 2022 [citado 20 de noviembre de 2024]. Disponible en: https://somosadvance.com/expertise/medios-de-cultivos-usos-tipos-y-medios-mas-comunes/

24. MDM Científica. Conoce más sobre el medio de cultivo llamado Agar Mueller Hinton – MDM Científica [Internet]. 2019 [citado 20 de noviembre de 2024]. Disponible en: https://mdmcientifica.com/agar-mueller-hinton/

25. Elianeth Romero, Ketty Pérez Melendres, Luis Ángel Tamara Polo. Informe 8 MICROBIOLOGIA - PRUEBAS BIOQUÍMICAS [Internet]. [citado 20 de noviembre de 2024]. Disponible en: https://www.academia.edu/40049004/Informe_8_MICROBIOLOGIA_PRUEBAS_BIOQU%C3%8DMICAS

26. Diz Mellado OM, NPunto. TÉCNICAS DE BIOLOGÍA MOLECULAR EN EL DIAGNÓSTICO DE ENFERMEDADES INFECCIOSAS. Téc Biol Mol EN EL DIAGNÓSTICO ENFERMEDADES Infecc. 15 de septiembre de 2020;100(100):1-100.

27. March-Rosselló GA. Métodos rápidos para la detección de la resistencia bacteriana a antibióticos. Enfermedades Infecc Microbiol Clínica. 1 de marzo de 2017;35(3):182-8. doi:10.1016/j.eimc.2016.12.005

28. American Society For Microbiology. Kirby-Bauer Disk Diffusion Susceptibility Test Protocol | ASM.org [Internet]. 2009 [citado 23 de noviembre de 2024]. Disponible en: https://asm.org/protocols/kirby-bauer-disk-diffusion-susceptibility-test-pro

29. L. Robino, V. García, J. Bado, N. Cordeiro, V. Seija, R. Taroco, et al. Métodos de estudio de la sensibilidad antibiótica. En: Temas de Bacteriología y Virología Médica. 3.ª ed. Montevideo: FACULTAD DE MEDICINA. INSTITUTO DE HIGIENE : OFICINA DEL LIBRO-FEFMUR; 2008. p. 663-71.

30. Antochevis LC, Wilhelm CM, Arns B, Sganzerla D, Sudbrack LO, Nogueira TCRL, et al. World Health Organization priority antimicrobial resistance in Enterobacterales, Acinetobacter baumannii, Pseudomonas aeruginosa, Staphylococcus aureus and Enterococcus faecium healthcare-associated bloodstream infections in Brazil (ASCENSION): a prospective, multicentre, observational study. Lancet Reg Health Am. marzo de 2025;43:101004. doi:10.1016/j.lana.2025.101004 PubMed PMID: 39957800; PubMed Central PMCID: PMC11830303.

31. Pinos HSC, Cedillo NJR, Cárdenas KEP, Tejedor JGO. Caracterización bacteriológica en las áreas de cirugía y quirófano del Hospital Homero Castanier Crespo, Azogues – Ecuador. Anatomía Digit. 30 de mayo de 2023;6(2):112-27. doi:10.33262/anatomiadigital.v6i2.2562

32. Macedo CE, Ferreira AM, Barcelos L da S, Alvim ALS, Carneiro LM, Martins SR, et al. Contamination of equipment and surfaces in the operating room anesthesia workspace: a cross-sectional study. São Paulo Med J. 142(4):e2023177. doi:10.1590/1516-3180.2023.0177.R1.291123 PubMed PMID: 38422242; PubMed Central PMCID: PMC10885631.

33. Vargas JM, Moreno Mochi MP, López CG, Alarcón JA, Acosta N, Soria K, et al. Impacto de un programa de vigilancia activa y medidas de control de infecciones sobre la incidencia de bacilos gram negativos resistentes a carbapenems en una unidad de cuidados intensivos. Rev Argent Microbiol. 1 de abril de 2022;54(2):134-42. doi:10.1016/j.ram.2021.03.003

34. Cantón R, Huarte R, Morata L, Trillo-Mata JL, Muñoz R, González J, et al. Determining the burden of infectious diseases caused by carbapenem-resistant gram-negative bacteria in Spain. Enfermedades Infecc Microbiol Clin Engl Ed. abril de 2021;39(4):179-83. doi:10.1016/j.eimc.2020.04.009 PubMed PMID: 32576392.

35. Larrosa N, Giménez M, Ballestero-Téllez M, Hernández S, Almendral A, Horcajada JP, et al. Comprehensive surveillance of antimicrobial susceptibility across adult and pediatric populations in Catalonia: Insights from community, hospital, and long-term care facility settings. Enfermedades Infecc Microbiol Clin Engl Ed. mayo de 2025;43 Suppl 1:S80-9. doi:10.1016/j.eimce.2024.12.012 PubMed PMID: 40188004.

36. Echaniz-Avilés G, Núñez-García LÁ, Rodríguez-Noriega E, Velázquez-Acosta C, López-Jácome LE, López-Gutiérrez E, et al. Genomic characteristics and molecular epidemiology of MRSA from medical centers in Mexico: Results from the Invifar network. PLOS ONE. 27 de enero de 2025;20(1):e0317284. doi:10.1371/journal.pone.0317284

37. de Moura VOL, de Oliveira TFC, Rodrigues EJP, Bridi V, Ferreira SRR, Cardoso LPV, et al. Resistance profile and biofilm production of microorganisms isolated in operating rooms. Rev Bras Enferm. 79:e20250189. doi:10.1590/0034-7167-2025-0189 PubMed PMID: 42820555; PubMed Central PMCID: PMC13623299.

38. Islahi S, Singh S, Singh S, Garg P, Gupta S. Commencement and Monitoring: Microbiological Surveillance in Operation Theaters at a Tertiary Care Center in North India. Cureus. 16(4):e58690. doi:10.7759/cureus.58690 PubMed PMID: 38774178; PubMed Central PMCID: PMC11108090.

39. Ruiz-Ramos J, Ramírez P. Antimicrobial stewardship programs in the Intensive Care Unit in patients with infections caused by multidrug-resistant Gram-negative bacilli. Med Intensiva. febrero de 2023;47(2):99-107. doi:10.1016/j.medine.2022.09.004 PubMed PMID: 36319534.

40. Constantinides B, Chau KK, Quan TP, Rodger G, Andersson MI, Jeffery K, et al. Genomic surveillance of Escherichia coli and Klebsiella spp. in hospital sink drains and patients. Microb Genomics. 18 de junio de 2020;6(7):mgen000391. doi:10.1099/mgen.0.000391 PubMed PMID: 32553019; PubMed Central PMCID: PMC7478627.

41. Ta C, Wong G, Cole W, Medvedev G. Scrub sink contamination and transmission to operating room personnel. New Microbes New Infect. 1 de septiembre de 2020;37:100754. doi:10.1016/j.nmni.2020.100754 PubMed PMID: 32995014; PubMed Central PMCID: PMC7502367.

42. Kakoullis L, Papachristodoulou E, Chra P, Panos G. Mechanisms of Antibiotic Resistance in Important Gram-Positive and Gram-Negative Pathogens and Novel Antibiotic Solutions. Antibiotics. abril de 2021;10(4):4. doi:10.3390/antibiotics10040415

43. AbdAlhafiz AI, Elleboudy NS, Aboshanab KM, Aboulwafa MM, Hassouna NA. Phenotypic and genotypic characterization of linezolid resistance and the effect of antibiotic combinations on methicillin-resistant Staphylococcus aureus clinical isolates. Ann Clin Microbiol Antimicrob. 3 de abril de 2023;22:23. doi:10.1186/s12941-023-00574-2 PubMed PMID: 37013561; PubMed Central PMCID: PMC10069030.

44. Kasanga M, Shempela DM, Daka V, Mwikisa MJ, Sikalima J, Chanda D, et al. Antimicrobial resistance profiles of *Escherichia coli* isolated from clinical and environmental samples: findings and implications. JAC-Antimicrob Resist. 5 de marzo de 2024;6(2):dlae061. doi:10.1093/jacamr/dlae061

45. Tsang KK, Lam MMC, Wick RR, Wyres KL, Bachman M, Baker S, et al. Diversity, functional classification and genotyping of SHV β-lactamases in Klebsiella pneumoniae. Microb Genomics. 21 de octubre de 2024;10(10):001294. doi:10.1099/mgen.0.001294 PubMed PMID: 39432416; PubMed Central PMCID: PMC11493186.

46. Ikhimiukor OO, Zac Soligno NI, Akintayo IJ, Marcovici MM, Souza SSR, Workman A, et al. Clonal background and routes of plasmid transmission underlie antimicrobial

resistance features of bloodstream Klebsiella pneumoniae. Nat Commun. 14 de agosto de 2024;15(1):6969. doi:10.1038/s41467-024-51374-x

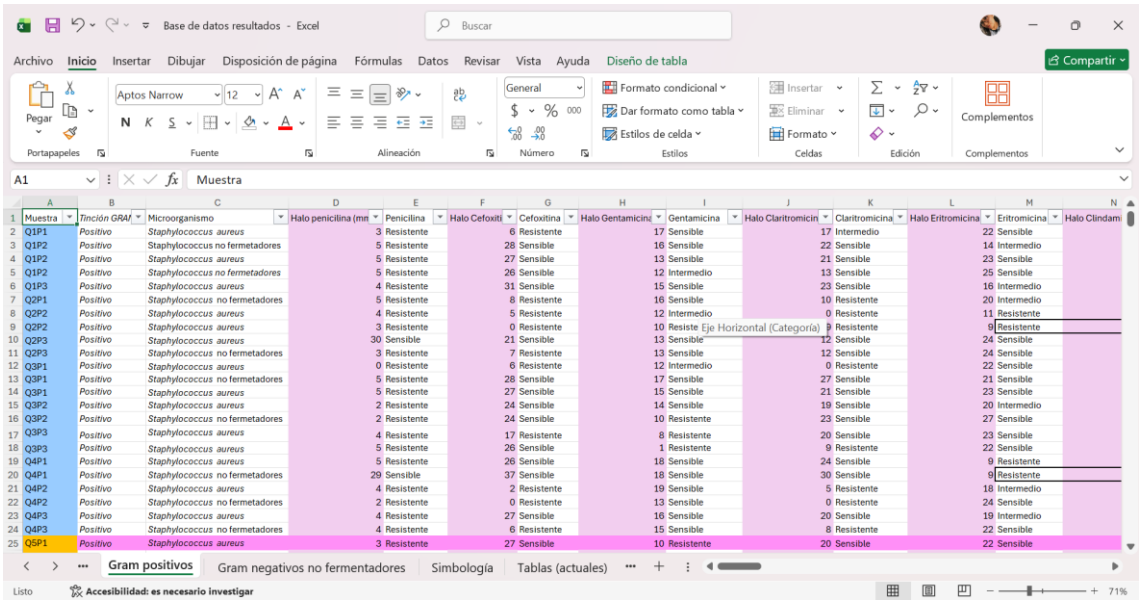
ANEXOS

Anexo 1. Definición y Operacionalización de variables

Dimensión	Variable	Escala Variable	Definición operacional	Instrumento
Características fenotípicas	Tinción de la pared celular	• Gram positivas • Gram negativas	La tinción de Gram permite distinguir entre bacterias Gram positivas y Gram negativas. • **Bacterias Gram positivas:** tienen una pared celular gruesa y se tiñen de color púrpura. • **Bacterias Gram negativas:** tienen una pared celular más delgada y se tiñen de color rosa o rojo.	Base de datos
	Forma celular	• Cocos • Bacilos	Los cocos y bacilos son tipos de bacterias que se pueden identificar mediante la tinción de Gram. • **Cocos:** bacterias de forma esférica, pueden encontrarse aislados, en pares, en cadenas o agrupados de manera irregular. • **Bacilos:** bacterias de forma alargada, suelen agruparse en cadenas o filas paralelas.	Base de datos
	Caracterización bioquímica	• Positivo • Negativo	Determinación de características metabólicas de los microorganismos mediante pruebas bioquímicas generales, como la fermentación de carbohidratos, producción de enzimas (catalasa, oxidasa, ureasa) y capacidad de utilización de distintos sustratos.	Base de datos
	Crecimiento fenotípico en el agar	• Sí • No	Capacidad de la bacteria de crecer en un medio de cultivo específico. • **Sí:** formación de colonias visibles tras la incubación. • **No:** no se observan colonias tras la incubación.	Base de datos
	Fermentación de lactosa	• Fermentadoras • No fermentadoras	Las bacterias que fermentan lactosa producen ácido, lo que cambia el color del medio. Las que no fermentan lactosa no producen ácido ni alteran los colores. Agar EMB (Eosina Azul de Metileno) • **Fermentadoras:** Colonias púrpuras (Klebsiella pneumoniae) o con brillo verde metálico (E. Coli). • **No fermentadoras:** Colonias incoloras (Salmonella, Shigella).	Base de datos

	Fermentación de manitol	• Fermentadoras • No fermentadoras	Agar Manitol Salado • **Fermentadoras:** Las bacterias que fermentan manitol producen ácido, disminuyen el pH y cambian el color del indicador a amarillo (Staphylococcus aureus). • **No fermentadoras:** Las bacterias que no fermentan manitol no generan ácido, manteniendo el medio rojo o rosado (Staphylococcus epidermidis).	Base de datos
Resistencia antimicrobiana	Resistencia a antibióticos	• Sensible • Intermedio • Resistente	Categorización de la respuesta bacteriana frente a antibióticos (sensible, intermedio, resistente), según los diámetros de inhibición determinados por el Clinical and Laboratory Standards Institute (CLSI).	Base de datos

Anexo 2. Matriz de identificación fenotípica y resultados de sensibilidad antimicrobiana de los microorganismos aislados



Muestra	Tinción GRAM	Microorganismo	Halo penicilina (mm)	Penicilina	Halo Cefoxitina	Cefoxitina	Halo Gentamicina	Gentamicina	Halo Claritromicina	Claritromicina	Halo Eritromicina	Eritromicina	Halo Clindamicina
Q1P1	Positivo	Staphylococcus aureus	3	Resistente	6	Resistente	17	Sensible	17	Intermedio	22	Sensible	
Q1P2	Positivo	Staphylococcus no fermetadores	5	Resistente	28	Sensible	16	Sensible	22	Sensible	14	Intermedio	
Q1P2	Positivo	Staphylococcus aureus	5	Resistente	27	Sensible	13	Sensible	21	Sensible	23	Sensible	
Q1P2	Positivo	Staphylococcus no fermetadores	5	Resistente	26	Sensible	12	Intermedio	13	Sensible	25	Sensible	
Q1P3	Positivo	Staphylococcus aureus	4	Resistente	31	Sensible	15	Sensible	23	Sensible	16	Intermedio	
Q2P1	Positivo	Staphylococcus no fermetadores	5	Resistente	8	Resistente	16	Sensible	10	Resistente	20	Intermedio	
Q2P2	Positivo	Staphylococcus aureus	4	Resistente	5	Resistente	12	Intermedio	0	Resistente	11	Resistente	
Q2P2	Positivo	Staphylococcus aureus	3	Resistente	0	Resistente	10	Resiste	Eje Horizontal (Categoría)	9	Resistente	9	Resistente
Q2P3	Positivo	Staphylococcus aureus	30	Sensible	21	Sensible	13	Sensible	12	Sensible	24	Sensible	
Q2P3	Positivo	Staphylococcus no fermetadores	3	Resistente	7	Resistente	13	Sensible	12	Sensible	24	Sensible	
Q3P1	Positivo	Staphylococcus aureus	0	Resistente	6	Resistente	12	Intermedio	0	Resistente	22	Sensible	
Q3P1	Positivo	Staphylococcus no fermetadores	5	Resistente	28	Sensible	17	Sensible	27	Sensible	21	Sensible	
Q3P1	Positivo	Staphylococcus aureus	5	Resistente	27	Sensible	15	Sensible	21	Sensible	23	Sensible	
Q3P2	Positivo	Staphylococcus aureus	2	Resistente	24	Sensible	14	Sensible	19	Sensible	20	Intermedio	
Q3P2	Positivo	Staphylococcus no fermetadores	2	Resistente	24	Sensible	10	Resistente	23	Sensible	27	Sensible	
Q3P3	Positivo	Staphylococcus aureus	4	Resistente	17	Resistente	8	Resistente	20	Sensible	23	Sensible	
Q3P3	Positivo	Staphylococcus aureus	5	Resistente	26	Sensible	1	Resistente	9	Resistente	22	Sensible	
Q4P1	Positivo	Staphylococcus aureus	5	Resistente	26	Sensible	18	Sensible	24	Sensible	9	Resistente	
Q4P1	Positivo	Staphylococcus no fermetadores	29	Sensible	37	Sensible	18	Sensible	30	Sensible	9	Resistente	
Q4P2	Positivo	Staphylococcus aureus	4	Resistente	2	Resistente	19	Sensible	5	Resistente	18	Intermedio	
Q4P2	Positivo	Staphylococcus no fermetadores	2	Resistente	0	Resistente	13	Sensible	0	Resistente	24	Sensible	
Q4P3	Positivo	Staphylococcus aureus	4	Resistente	27	Sensible	16	Sensible	20	Sensible	19	Intermedio	
Q4P3	Positivo	Staphylococcus no fermetadores	4	Resistente	6	Resistente	15	Sensible	8	Resistente	22	Sensible	
Q5P1	Positivo	Staphylococcus aureus	3	Resistente	27	Sensible	10	Resistente	20	Sensible	22	Sensible	

Figura 7. Vista parcial de la base de datos utilizada para el registro de los microorganismos identificados, los diámetros de los halos de inhibición y su interpretación de sensibilidad antimicrobiana según los criterios del CLSI.

Anexo 3. Registro fotográfico de los procedimientos de laboratorio

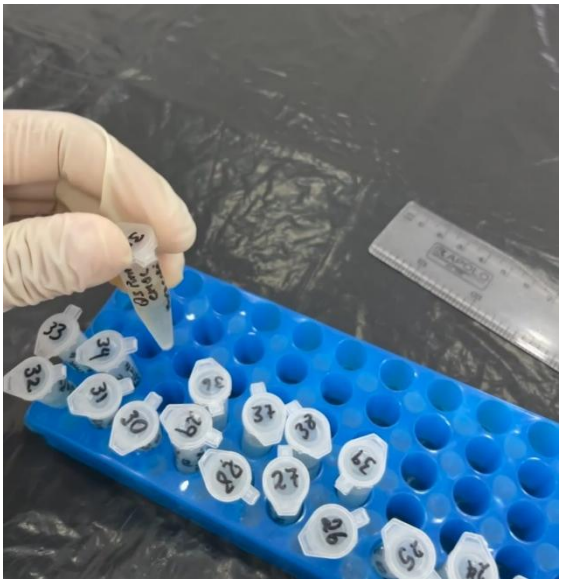


Figura 8. Aislamientos bacterianos almacenados para su posterior procesamiento microbiológico.



Figura 9. Cultivo inicial en agar nutriente



Figura 10. Siembra en medios de cultivo selectivos y diferenciales



Figura 11. Preparación del antibiograma mediante el método de difusión en disco

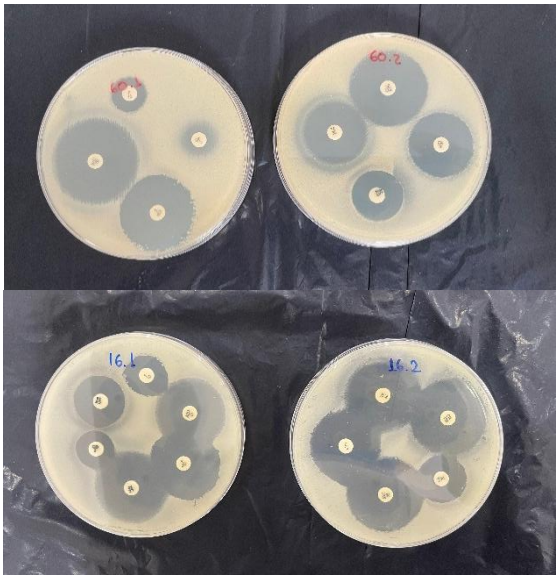


Figura 12. Antibiograma de un aislamiento bacteriano mediante el método de difusión en disco



Figura 13. Medición de los halos de inhibición

Anexo 4. Evidencia fotográfica y material educativo de las actividades de promoción del uso racional de antibióticos



Figura 14. Charla educativa sobre el uso racional de antibióticos y las medidas de bioseguridad

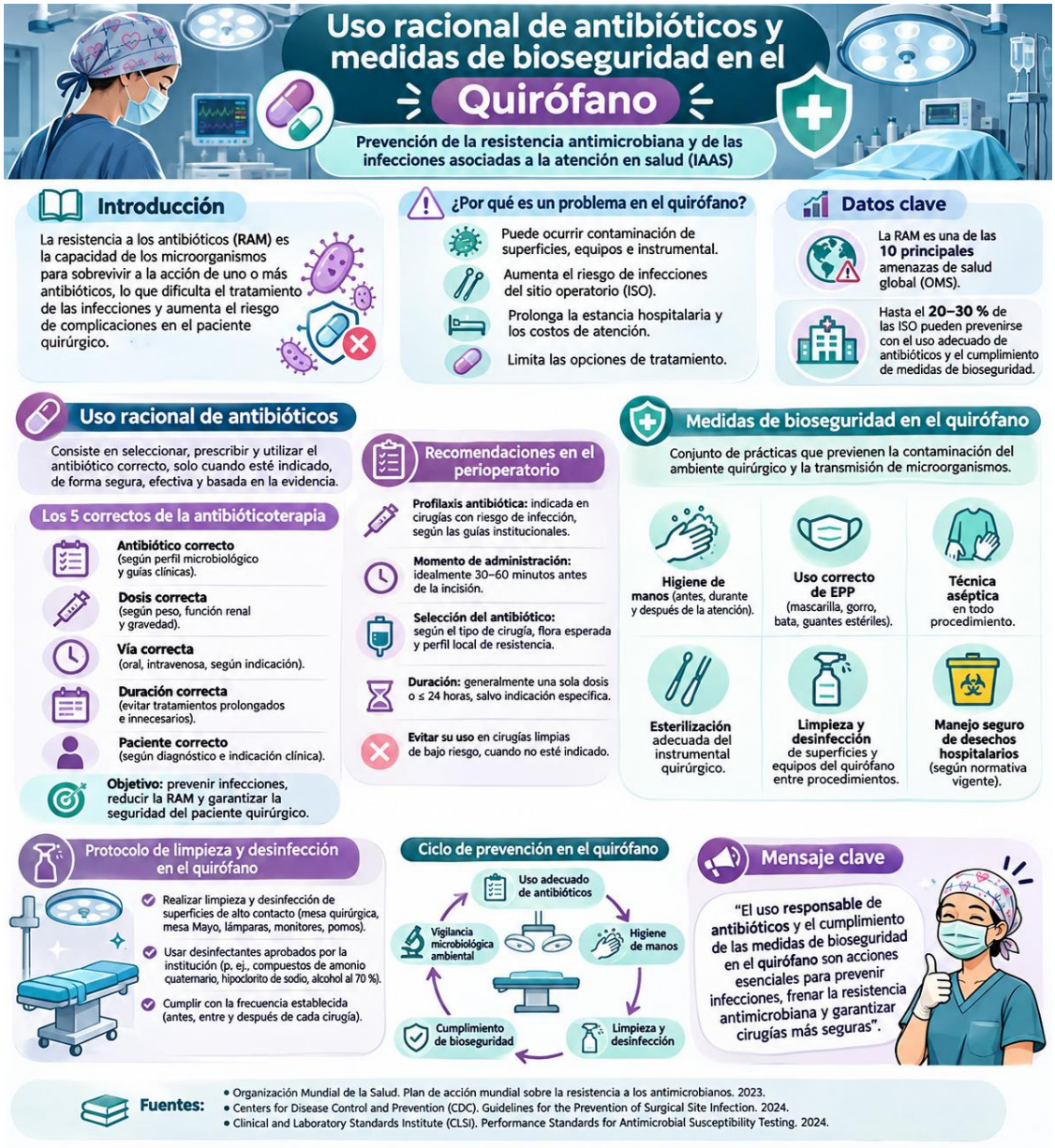


Figura 15. Infografía educativa sobre el uso racional de antibióticos y las medidas de bioseguridad para la prevención de la resistencia antimicrobiana en quirófanos.