

**UNIVERSIDAD NACIONAL DE SAN CRISTÓBAL
DE HUAMANGA**

FACULTAD DE CIENCIAS BIOLÓGICAS

ESCUELA PROFESIONAL DE BIOLOGÍA



TESIS:

**Perfil de resistencia antimicrobiana de bacterias
patógenas aisladas de superficies de UCI. Hospital
Regional de Ayacucho, 2024.**

Para optar el título profesional de:
BIÓLOGA, ESPECIALIDAD: MICROBIOLOGÍA

PRESENTADO POR:

Bach. Rutmery CANALES VARGAS

ASESOR:

Dr. Víctor Luis CÁRDENAS LÓPEZ

AYACUCHO - PERÚ

2026

Con gratitud a mis padres y
hermanos, a quienes siempre
llevo en mi corazón.

AGRADECIMIENTO

A la Universidad Nacional de San Cristóbal de Huamanga, mi *Alma Mater*, formadora de profesionales íntegros y comprometidos con el servicio a la sociedad.

A la plana docente de la Facultad de Ciencias Biológicas de la Universidad Nacional de San Cristóbal de Huamanga, por los conocimientos y la orientación brindados a lo largo de mi formación académica; y en especial a los docentes del Área Académica de Microbiología, por su dedicación y entrega.

A mis co-asesores, Blga. Marleni Gutiérrez Salcedo y Blga. Jeanette Castilla Torres, analistas de laboratorio en el Área de Microbiología del Servicio de Patología Clínica del Hospital Regional de Ayacucho, por su apoyo y valiosa orientación en el desarrollo de este trabajo de investigación.

De manera especial, al Blgo. Dr. Víctor Luis Cárdenas López, asesor de este trabajo, por su invaluable apoyo, dedicación y guía permanente a lo largo del proceso de ejecución y redacción del presente trabajo de investigación.

ÍNDICE GENERAL

	Pág.
DEDICATORIA	iii
AGRADECIMIENTO	v
ÍNDICE GENERAL	vii
ÍNDICE DE TABLAS	viii
ÍNDICE DE FIGURAS	ix
ÍNDICE DE ANEXOS	x
RESUMEN	xi
I. INTRODUCCIÓN	13
II. MARCO TEÓRICO	15
2.1. Antecedentes	15
2.2. Marco conceptual	20
2.2.1. Bacterias patógenas	20
2.2.4. Resistencia antimicrobiana	22
2.2.5. Infecciones Asociadas a la Atención de la Salud (IAAS)	23
2.2.7. Superficies hospitalarias	24
2.2.8. Cultivo bacteriano	25
2.2.9. Tinción de gram	25
2.2.10. Equipo BD Phoenix M50	25
III. MATERIALES Y MÉTODOS	29
3.1. Lugar de estudio	29
3.2. Población y muestra	29
3.3. PROCEDIMIENTO	30
IV. RESULTADOS	35
V. DISCUSIÓN	46
VI. CONCLUSIONES	51
VII. RECOMENDACIONES	52
REFERENCIAS BIBLIOGRÁFICAS	53
ANEXOS	59

ÍNDICE DE TABLAS

	Pág.
Tabla 1. Superficies y especies bacterianas aisladas en la UCI-I. Hospital Regional de Ayacucho, 2024.	36
Tabla 2. Superficies y especies bacterianas aisladas en la UCI-II. Hospital Regional de Ayacucho, 2024.	37
Tabla 3. Antibiógrama de las bacterias Gram-negativas aisladas de las superficies de UCI-I. Hospital Regional de Ayacucho, 2024.	41
Tabla 4. Antibiógrama de las bacterias Gram-negativas aisladas de las superficies de UCI-II. Hospital Regional de Ayacucho, 2024.	42
Tabla 5. Antibiógrama de las bacterias Gram-positivas aisladas de las superficies de UCI-II. Hospital Regional de Ayacucho, 2024.	43
Tabla 6. Frecuencia del perfil de resistencia de bacterias Gram-negativas (n=35) aisladas de las superficies de UCI-I y UCI-II. Hospital Regional de Ayacucho, 2024.	44
Tabla 7. Perfil de resistencia de bacterias Gram-positivas (n=3) aisladas de las superficies de UCI-II. Hospital Regional de Ayacucho, 2024.	44

ÍNDICE DE FIGURAS

	Pág.
Figura 1. Principios de identificación del equipo BD Phoenix M50.	27
Figura 2. Frecuencia de las especies bacterianas aisladas de las superficies de la UCI-I.	38
Figura 3. Frecuencia de las especies bacterianas aisladas de las superficies de la UCI-II.	39
Figura 4. Frecuencia de las especies bacterianas aisladas de las superficies de la UCI-I y UCI-II.	40

ÍNDICE DE ANEXOS

	Pág.
Anexo 1. Matriz de operacionalización de variables.	60
Anexo 2. Matriz de consistencia.	61
Anexo 3. Aprobación del proyecto de tesis, por el Comité de Ética e Investigación del Hospital Regional de Ayacucho.	62
Anexo 4. Autorización para la ejecución del proyecto de tesis, por el Comité de Ética e Investigación del Hospital Regional de Ayacucho.	63
Anexo 5. Esterilización de materiales.	64
Anexo 6. Preparación de medios de cultivo.	64
Anexo 7. Lista y codificación de las superficies de UCI-I que fueron muestreadas.	65
Anexo 8. Lista y codificación de las superficies de UCI-II que fueron muestreadas.	66
Anexo 9. Ingreso a la Unidad de Cuidados Intensivos (UCI) con el equipo de protección personal (EPP).	67
Anexo 10. Toma de muestra mediante hisopado de superficie.	67
Anexo 11. Incubación de las placas Petri desechables en cámara de anaerobiosis.	68
Anexo 12. Repique de las colonias para obtener colonias puras.	68
Anexo 13. Llenado del inóculo preparado a los paneles del equipo BD Phoenix M50.	68
Anexo 14. Inserción del panel en el equipo BD Phoenix M50.	69
Anexo 15. Elaboración del cepario con las especies aisladas en el trabajo de investigación.	69

RESUMEN

El presente trabajo de investigación tuvo como objetivo determinar el perfil de resistencia antimicrobiana de las bacterias patógenas aisladas de superficies de la Unidad de Cuidados Intensivos (UCI) del Hospital Regional de Ayacucho, 2024. Para ello se realizó un estudio básico, descriptivo de corte transversal. Se muestrearon 50 superficies en UCI-I y 71 superficies en UCI-II. La metodología que se empleó en la toma de muestra fue mediante hisopados de superficies de mayor contacto con los pacientes y con el personal de salud. El aislamiento bacteriano se realizó sembrando en medios selectivos y diferenciales como agar Sangre, agar Chocolate, agar McConkey, agar Manitol Salado y agar S-S. Para la identificación y antibiograma se hizo uso del equipo automatizado BD Phoenix M50. Se identificaron 38 cepas bacterianas de las cuales, 7 (18.4%) fueron *Pseudomonas putida*, 6 (15.8%) *Escherichia coli*, 6 (15.8%) *Acinetobacter lwoffii*, 5 (13.2%) *Klebsiella pneumoniae*, 5 (13.2%) *Acinetobacter baumannii/calcoaceticus complex*, 4 (10.5%) *Acinetobacter baumannii*, 3 (7.9%) *Enterococcus faecalis* y 2 (5.3%) *Klebsiella oxytoca*. Respecto al perfil de resistencia, las bacterias Gramnegativas como *E.coli* fueron BLEE positivo; *A. lwoffii*, *A. baumannii* y *A. baumannii/calcoaceticus complex* presentaron multi-resistencia frente a SAM, CAZ, FEP, IMP, MEM, GM, CIP, TZP, SXT, LVX y AK. Por otro lado, *E. faecalis* presentó sensibilidad a todos los antibióticos testeados.

Palabras clave: Perfil de resistencia antimicrobiana, bacterias patógenas, superficies, IAAS.

I. INTRODUCCIÓN

La resistencia antimicrobiana se ha consolidado como una de las principales amenazas para la salud pública mundial, impulsada por la proliferación de bacterias capaces de desarrollar resistencia frente a diversos antibióticos. En el ámbito hospitalario, esta problemática adquiere mayor relevancia, ya que favorece la aparición de Infecciones Asociadas a la Atención de la Salud (IAAS), especialmente en áreas críticas como las Unidades de Cuidados Intensivos (UCI). En estos servicios, los pacientes se encuentran en condiciones de mayor vulnerabilidad debido a su estado clínico, el uso frecuente de procedimientos invasivos y la administración constante de antibióticos, lo que facilita la propagación de microorganismos resistentes (Quispe, 2021)

Por otro lado, las superficies hospitalarias pueden actuar como reservorios de patógenos nosocomiales debido a su capacidad de permanecer viables durante períodos prolongados. Su persistencia, junto con las dificultades para su eliminación y la falta de estándares uniformes de limpieza, favorece el riesgo de transmisión de infecciones en los entornos de atención sanitaria (López, 2014). Investigaciones realizadas en el país han evidenciado la presencia de bacterias clínicamente relevantes en superficies hospitalarias; por ejemplo, Castro (2023) en Huancayo identificó enterobacterias con resistencia a antibióticos de uso común, mientras que Oliva et al. (2017) en Lima reportaron cepas con resistencia a antibióticos de mayor espectro, evidenciando la

circulación de microorganismos con distintos niveles de resistencia en el ambiente hospitalario.

Sin embargo, en la región de Ayacucho no se han documentado investigaciones similares en superficies de unidades críticas, lo que representa una importante brecha de información epidemiológica. Por ello, el monitoreo microbiológico de superficies resulta fundamental para identificar la presencia de microorganismos potencialmente patógenos y conocer su perfil de resistencia antimicrobiana.

En este contexto, la presente investigación se orienta a determinar el perfil de resistencia antimicrobiana de las bacterias patógenas aisladas de superficies de UCI del Hospital Regional de Ayacucho, con el fin de generar evidencia local que contribuya al sistema de vigilancia en Salud Pública de las IAAS, fortalecer las estrategias de control de infecciones, mejorar las prácticas de limpieza y desinfección, y optimizar el uso de antimicrobianos en los establecimientos de salud.

Los objetivos que se formularon para el presente trabajo de investigación fueron:

Objetivo General

Determinar el perfil de resistencia antimicrobiana de las bacterias patógenas aisladas de superficies de UCI. Hospital Regional de Ayacucho, 2024.

Objetivos Específicos

- Determinar la frecuencia de las bacterias patógenas aisladas de superficies de UCI. Hospital Regional de Ayacucho, 2024.
- Determinar el perfil de resistencia antimicrobiana de las bacterias patógenas Gram positivas aisladas de superficies de UCI. Hospital Regional de Ayacucho, 2024.
- Determinar el perfil de resistencia antimicrobiana de las bacterias patógenas Gram negativas aisladas de superficies de UCI. Hospital Regional de Ayacucho, 2024.

II. MARCO TEÓRICO

2.1. Antecedentes

Antecedentes internacionales

Kindu et al. (2023), realizaron la investigación titulada “Bacterias gramnegativas críticas, resistentes a múltiples fármacos y productoras de carbapenemasas, aisladas del entorno de la unidad de cuidados intensivos en la región de Amhara, Etiopía”. Donde de un total de 162 aislamientos. *K. pneumoniae* (48,8%) fue el aislamiento más común, seguido de las especies de *Acinetobacter* (31,5%), *E. coli* (11,7%) y *P. aeruginosa* (8,0%). Se detectaron aislamientos multirresistentes y productores de carbapenemasas en gran parte de las superficies del entorno hospitalario, especialmente en los juegos de cuna y las incubadoras. El productor principal de carbapenemasas y multirresistente más común fue *K. pneumoniae*, con tasas del 89,9% y 85,7%, respectivamente.

Kuczewski et al. (2022), en la investigación titulada “Transmisión cruzada bacteriana entre superficies inanimadas y pacientes en unidades de cuidados intensivos, realizado en dos UCI del Hospital Edouard Herriot (Lyon, Francia)”, obtuvieron 137 muestras (positivas 90,7% de las muestras cercanas a los pacientes y 87,9% lejanas). De dichas muestras, se aislaron 223 bacterias, principalmente: *Enterococcus faecalis* (15,7%), *Pantoea agglomerans* (8,1%), *Enterobacter cloacae/ asburiae* (6,3%), *Bacillus*

cereus y otros *Bacillus* spp. 6,3%), *Enterococcus faecium* (5,8%), *Stenotrophomonas maltophilia* (5,4%) y *Acinetobacter baumannii* (4,9%). A lo largo del estudio incluyeron 142 pacientes, de los cuales en catorce casos se encontraron las mismas especies bacterianas tanto en el ambiente como en las muestras de los pacientes; concluyendo así que existe un alto nivel de contaminación bacteriana en las superficies de las habitaciones de la UCI.

Correa et al. (2021), en la investigación sobre “Bacterias resistentes aisladas de superficies inanimadas en un hospital público”, recolectaron 40 muestras microbiológicas de superficies de la Clínica Médica (20 muestras) y de la Unidad de Cuidados Intensivos de Adultos (20 muestras) de un Hospital de Mato Grosso, Brasil. El método empleado para la toma de muestra fue el hisopado de superficies y para el aislamiento realizaron la siembra en medios de cultivos. Para la identificación microbiana y la sensibilidad antibacteriana utilizaron el equipo VITEK-2. Al final, aislaron 32 microorganismos de las 22 muestras contaminadas: 14 (43,8%) *Staphylococcus coagulasa* negativo, 7 (21,9%) *Acinetobacter baumannii* y 3 (9,4%) *Enterobacter aerogenes*. En el caso de *Staphylococcus coagulasa* negativos, 11 mostraron resistencia múltiple a los antimicrobianos y 3 de la especie *Acinetobacter baumannii* fueron multiresistentes.

Cisneros et al. (2019) llevaron a cabo en México un estudio sobre microorganismos aislados en la Unidad de Cuidados Intensivos Neonatales (UCIN) del Hospital Militar de Especialidades de la Mujer y Neonatología. En dicha investigación se efectuaron muestreos microbiológicos de forma mensual en superficies inertes como lavaderos, incubadoras, ventiladores y puntos de suministro de oxígeno, los cuales fueron cultivados en distintos medios de agar para su desarrollo, y la identificación se realizó mediante pruebas bioquímicas. Los resultados mostraron una frecuencia de bacterias Gram positivas de 41.66% en el primer muestreo, aumentando a 75.6% en el segundo, 69.23% en el tercero y 74.35% en el cuarto, con mayor predominio en las incubadoras. En el caso de las bacterias Gram negativas, se registraron valores de 41.66% en el primer muestreo, seguidos de 17.07%, 17.3% y 12.82% en los siguientes, observándose principalmente en los lavaderos. La presencia de hongos se mantuvo por debajo del 16.68%. Entre los microorganismos Gram positivos más comunes destacaron *S. epidermidis* (48.73%) y *S. saprophyticus* (10.75%); dentro de los Gram negativos se

identificaron *Acinetobacter baumannii* (10.12%), *Klebsiella* sp. (2.53%) y *Pseudomonas* sp. (1.26%); mientras que entre los hongos aislados se reportó *Candida* sp. (9.49%). Finalmente, los autores concluyeron que las bacterias Gram positivas predominan en las incubadoras, siendo *S. epidermidis* la especie más frecuente.

Tajeddin et al. (2016), en el estudio que realizaron para determinar la tasa de contaminación de las superficies ambientales y de las manos de los trabajadores de la salud de UCI en el hospital de Teherán, Irán, concluyeron que las bacterias más frecuentes en las manos y en las muestras ambientales fueron: *Acinetobacter baumannii* (1,4% y 16,5%, respectivamente), *Staphylococcus aureus* (5,9% y 8,1%), *S. epidermidis* (20,9% y 18,7%) y *Enterococcus* spp. (1% y 1,3%). Se detectaron *A. baumannii* resistente a imipenem (94% y 54,5%), *S. aureus* resistente a meticilina (MRSA, 59,6% y 67,3%) y Enterococos resistentes a vancomicina (VRE, 0% y 25%). Las máscaras de oxígeno, los ventiladores y la ropa de cama de los pacientes fueron los lugares más contaminados. En el caso del personal, los más contaminados fueron los auxiliares de enfermería.

El Hariri et al. (2016). En el estudio titulado como “Recuperación de bacterias resistentes de colchones de pacientes bajo precauciones de contacto”. Obtuvieron muestras de la superficie de los colchones, extendieron en placas de detección y recuento de microorganismos y cultivaron a 37°C durante 48 horas. Realizaron la identificación y el antibiograma de los microorganismos utilizando el sistema de automatización Vitek 2 (bioMérieux SA). Evaluaron 51 colchones, de los cuales 26 presentaron bacterias resistentes en la superficie. Las especies predominantes fueron *Acinetobacter baumannii* (69,2%), *Klebsiella pneumoniae* (11,5%) y *Pseudomonas aeruginosa* (11,5%). La mediana del periodo de hospitalización fue de 41 días; la ocupación de las camas por pacientes sometidos a medidas de aislamiento por contacto, así como el momento en que el paciente fue identificado como portador de bacterias resistentes, se presentó a los 18 días. Estos resultados evidencian la importancia de evitar la posible diseminación de microorganismos mediante los colchones hospitalarios.

Antecedentes nacionales

Castro (2023) llevó a cabo una investigación acerca del perfil de sensibilidad a antibióticos en bacterias aisladas de ambientes y superficies en un policlínico privado de la ciudad de Huancayo durante el año 2022. Se recolectaron 32 muestras ambientales y 128 muestras provenientes de cuatro tipos de superficies seleccionadas en los servicios de Laboratorio Clínico, Densitometría, Radiología y Terapia Física, mediante un muestreo no probabilístico por conveniencia. Se empleó la técnica de sedimentación en placas y el método de hisopado; para evaluar la sensibilidad antimicrobiana se utilizó el método de difusión en disco de Kirby-Bauer. Como hallazgos, se identificaron 16 aislamientos de *Staphylococcus aureus*, 7 de *Streptococcus* spp. y 4 de *Escherichia coli*, principalmente en los servicios de Radiología y Terapia Física. En relación con el perfil de susceptibilidad, *S. aureus* mostró sensibilidad a gentamicina (15,8%), *E. coli* a cloranfenicol (20%) y *Streptococcus* spp. a sulfametoxazol-trimetoprim, tetraciclina y ciprofloxacino (15,4%). Se observó resistencia intermedia de *S. aureus* frente a penicilina (15,6%), de *E. coli* ante imipenem (25,0%) y de *Streptococcus* spp. frente a eritromicina (26,3%). Asimismo, se registró resistencia antibiótica de *S. aureus* a amoxicilina/ácido clavulánico (13,8%), de *E. coli* a sulfametoxazol-trimetoprim, ampicilina y ácido nalidíxico (22,2%), y de *Streptococcus* spp. a ampicilina y ceftriaxona (16,7%).

Leveau et al. (2019) desarrollaron un estudio bacteriológico de superficies inertes y evaluación de sensibilidad a antibióticos en el Servicio de Cirugía General del Hospital Regional de Ica. Las muestras fueron obtenidas mediante hisopos impregnados en caldo cerebro-corazón y posteriormente cultivadas en agar sangre al 5%, agar MacConkey y agar manitol salado, complementando el análisis con pruebas bioquímicas de catalasa y oxidasa. Se logró el aislamiento de *Staphylococcus* coagulasa negativo en lavaderos, carros de medicación, mesas de comedor y carros de curación del área de Cirugía B. Así mismo, se identificó *Bacillus* sp. en paredes y mesas de comedor del servicio de Cirugía General, *Staphylococcus aureus* en carros de medicación y de curación, y *Pseudomonas* sp. en mesas de comedor. En cuanto a la resistencia antimicrobiana, *S. aureus* presentó resistencia frente a oxaciclina, sulfametoxazol-trimetoprim, penicilina, eritromicina, clindamicina, levofloxacino y tetraciclina. Por su parte, *Pseudomonas* sp. mostró resistencia a ampicilina, ampicilina/sulbactam y cefalotina.

Oliva et al. (2017) realizaron un estudio sobre bacterias patógenas aisladas de estetoscopios utilizados por médicos en un hospital de nivel III en Lima, Perú. Determinaron que todas las cepas de *Staphylococcus* spp. coagulasa negativa fueron sensibles en su totalidad (100%) a eritromicina, dalfopristina, ciprofloxacino, nitrofurantoína, linezolid y vancomicina; sin embargo, tres aislamientos presentaron resistencia a penicilina, oxacilina y cefoxitina (2,8%). En el caso de *Staphylococcus aureus*, se evidenció sensibilidad completa a gentamicina, amikacina, nitrofurantoína y linezolid (100%), mientras que una cepa mostró resistencia a cefoxitina y vancomicina (20%). También se aislaron dos cepas de *Acinetobacter* spp., las cuales fueron sensibles a imipenem, meropenem y colistina (100%). Por otro lado, de cuatro cepas de *Pseudomonas aeruginosa*, dos presentaron resistencia a cefepime, imipenem y meropenem (50%). Asimismo, *Escherichia coli* evidenció resistencia a imipenem y meropenem. Los autores concluyeron la presencia de cepas de *Staphylococcus* coagulasa negativa y *Staphylococcus aureus* con resistencia a meticilina y vancomicina, *Pseudomonas aeruginosa* con resistencia a carbapenémicos y enterobacterias resistentes a cefalosporinas.

Díaz et al. (2017) llevaron a cabo una investigación sobre la sensibilidad antimicrobiana de la microbiota ambiental en las Unidades de Cuidados Intensivos de un hospital peruano, incluyendo las UCI de Neonatología, Pediatría y Trasplantes (renal, hepático y general). Se recolectaron 80 muestras de superficies inertes mediante hisopado húmedo. El antibiograma de los aislamientos se realizó mediante el método de difusión en disco de Kirby-Bauer, utilizando diversos antimicrobianos de uso clínico como amikacina, gentamicina, ciprofloxacino, ampicilina, ceftazidima, cotrimoxazol, cefepime, imipenem, piperacilina/tazobactam, oxacilina, eritromicina, vancomicina y clindamicina. Como resultado, se identificaron 61 cepas bacterianas, predominando *Staphylococcus epidermidis* (46,0%), seguido de *Alcaligenes* sp. (21,3%), *Pseudomonas aeruginosa* (16,4%), *Acinetobacter* sp. (13,1%), *Staphylococcus aureus* (1,6%) y *Staphylococcus haemolyticus* (1,6%). Se observó que *Acinetobacter* y *Pseudomonas aeruginosa* presentaron alta sensibilidad a los antibióticos evaluados, mientras que *Alcaligenes* sp. y *Staphylococcus epidermidis* mostraron mayor nivel de resistencia antimicrobiana. Finalmente, se recomendó reforzar las medidas de asepsia y el monitoreo continuo en las UCI.

Antecedentes regionales y locales

No se han identificado investigaciones similares relacionadas con el perfil de resistencia de bacterias patógenas aisladas de superficies hospitalarias. No obstante, Rivera (2021) desarrolló una tesis titulada “Aeromicología en los ambientes de Neonatología, sala de partos y quirófano del Hospital Regional de Ayacucho ‘Miguel Ángel Mariscal Llerena’ nivel II-2, 2019”. En dicho estudio se determinaron como géneros predominantes en las tres áreas evaluadas a *Aspergillus*, *Penicillium* y *Fusarium*. Los resultados evidenciaron que, en el área de Neonatología, específicamente en la unidad de cuidados intermedios y la unidad de cuidados intensivos II, se registraron 625,6 UFC/m³ y 672,2 UFC/m³ de esporas fúngicas, respectivamente. En la sala de partos se obtuvo un valor de 733 UFC/m³, mientras que en el área de quirófano, las salas dos, cinco y cuatro presentaron 578,4 UFC/m³, 679,6 UFC/m³ y 515,6 UFC/m³, respectivamente. Todos los ambientes evaluados se clasificaron dentro de un nivel de riesgo de permisibilidad medio, debido a que los valores se encontraron en el rango de 500 a 999 UFC/m³.

2.2. Marco conceptual

2.2.1. Bacterias patógenas

Las bacterias patógenas son microorganismos capaces de causar enfermedades en humanos, animales o plantas al invadir y multiplicarse en el hospedero, produciendo toxinas o desencadenando una respuesta inmune dañina.

- **Patógenos estrictos:** microorganismos que se encuentran siempre relacionados con la aparición de enfermedad en el ser humano. Entre los principales patógenos estrictos y las patologías que ocasionan se incluyen *Mycobacterium tuberculosis* (tuberculosis), *Neisseria gonorrhoeae* (gonorrea), *Francisella tularensis* (tularemia), el género *Plasmodium* (paludismo) y el virus de la rabia (rabia) (Murray et al., 2014)
- **Patógenos oportunistas:** microorganismos que forman parte de la microbiota habitual del individuo, como *Staphylococcus aureus*, *Escherichia coli* y *Candida albicans*. En condiciones normales no generan enfermedad; sin embargo, pueden

causar infecciones cuando ingresan a sitios estériles o no protegidos, como el torrente sanguíneo o los tejidos. Asimismo, en pacientes con el sistema inmunológico comprometido, la susceptibilidad a infecciones por estos microorganismos aumenta considerablemente (Murray et al., 2014).

2.2.2. Bacterias Gram positivas

Las bacterias Gram positivas constituyen un grupo bacteriano caracterizado por poseer una pared celular gruesa rica en peptidoglicano, lo que les permite retener el colorante cristal violeta durante la tinción de Gram, adquiriendo una coloración púrpura o azul al observarse al microscopio óptico. Estas bacterias pueden presentarse en forma de cocos o bacilos. Algunas especies son patógenas, mientras que otras forman parte de la microbiota normal en determinadas zonas del cuerpo, como la piel, sin producir enfermedad (Bush, 2023). Entre los principales agentes etiológicos se encuentran:

- *Staphylococcus aureus*, produce infecciones en la piel, tejidos blandos, bacteriemias, endocarditis, neumonías. *S. aureus* resistente a meticilina (MRSA) es considerado como uno de los agentes etiológicos de infecciones hospitalarias.
- *Streptococcus pneumoniae* está asociado a enfermedades respiratorias como neumonía, sinusitis, otitis media, meningitis y bacteriemias.
- *Enterococcus faecalis* y *Enterococcus faecium*, causan infecciones urinarias, bacteriemias, y endocarditis, siendo reconocidos por su creciente resistencia a antibióticos, incluyendo la vancomicina.
- *Clostridium difficile*, que provoca colitis pseudomembranosa asociada al uso prolongado de antibióticos, especialmente en pacientes hospitalizados (Brooks et al., 2010).

2.2.3. Bacterias Gram negativas

Las bacterias Gram negativas se caracterizan por presentar una pared celular compuesta por una fina capa de peptidoglicano y una membrana externa que contiene lipopolisacáridos. Esta configuración estructural provoca que, durante la tinción de Gram, adquieran una coloración rosada, además de conferirles una mayor capacidad de resistencia frente a antibióticos y agentes desinfectantes. Este grupo bacteriano puede estar implicado en diversas infecciones de carácter grave, como gastroenteritis,

neumonía, peritonitis, infecciones del tracto urinario, bacteriemias, infecciones de heridas quirúrgicas y meningitis (Bush, 2024). Entre los principales representantes se incluyen:

- *Escherichia coli*, algunas cepas son patógenas y pueden causar infecciones urinarias, bacteriemia y sepsis, especialmente las multirresistentes. muchas cepas producen β -lactamasas de espectro extendido (BLEE).
- *Klebsiella pneumoniae*, frecuente en neumonías, infecciones urinarias y bacteriemia.
- *Pseudomonas aeruginosa*, patógeno oportunista que causa infecciones respiratorias, urinarias y de heridas; altamente resistente a múltiples antibióticos.
- *Acinetobacter baumannii*, muy común en UCI, causa neumonía asociada a ventilación mecánica, bacteriemia e infecciones de heridas; resistente a muchos antibióticos.
- *Enterobacter cloacae*, asociada a bacteriemia, infecciones urinarias y respiratorias; puede producir resistencia a carbapenémicos.
- *Proteus mirabilis*, causa infecciones urinarias complicadas y, ocasionalmente, bacteriemia; puede producir ureasa que facilita formación de cálculos.

2.2.4. Resistencia antimicrobiana

La resistencia antimicrobiana se entiende como la habilidad de un microorganismo para soportar la acción de los antibióticos. Esta puede ser una propiedad propia del microorganismo o desarrollarse de manera adquirida durante el curso de la infección (Giono et al., 2020).

La resistencia hace que los antibióticos y otros antimicrobianos pierdan eficacia, lo que complica o imposibilita el tratamiento de las infecciones. Prolonga las estancias hospitalarias y requieren una atención más cara e intensiva (OMS, 2021).

Lista de la OMS (2024), de patógenos prioritarios resistentes a los antibióticos:

Prioridad crítica:

- *Acinetobacter baumannii* resistente a los carbapenémicos
- Enterobacterias resistentes a las cefalosporinas de tercera generación
- Enterobacterias resistentes a los carbapenémicos
- *Mycobacterium tuberculosis* resistente a la rifampicina

Prioridad alta:

- *Salmonella typhi* resistente a las fluoroquinolonas
- *Shigella spp.* resistente a las fluoroquinolonas
- *Enterococcus faecium* resistente a la vancomicina
- *Pseudomonas aeruginosa* resistente a los carbapenémicos
- *Salmonella* no tifoideas resistentes a las fluoroquinolonas
- *Neisseria gonorrhoeae* resistente a las cefalosporinas de tercera generación y/o a las fluoroquinolonas
- *Staphylococcus aureus* resistente a la meticilina

Prioridad media:

- Estreptococos del grupo A resistentes a los macrólidos
- Estreptococos del grupo B resistentes a los macrólidos
- *Streptococcus pneumoniae* resistente a los macrólidos
- *Haemophilus influenzae* resistente a la ampicilina

2.2.5. Infecciones Asociadas a la Atención de la Salud (IAAS)

Se trata de una condición local o sistémica que surge como consecuencia de una respuesta adversa ante la presencia de un agente infeccioso o sus toxinas, desarrollada en un paciente dentro del contexto de la atención sanitaria, ya sea hospitalaria o ambulatoria, y que no se encontraba presente al momento del ingreso. Además, se incluyen dentro de esta definición las infecciones de origen laboral adquiridas por el personal de salud (Quispe, 2021).

Las Infecciones Asociadas a la Atención de la Salud (IAAS) generan prolongación de la estancia hospitalaria, incremento de la resistencia a los antimicrobianos, costos adicionales tanto para los pacientes como para el sistema sanitario y, en los casos más graves, pueden provocar la muerte (Quispe, 2021).

Principales agentes etiológicos

Las bacterias son quienes adquieren mayor importancia clínica (Pérez et al., 2010):

- Bacilos Gram negativos: *Pseudomonas aeruginosa*, Enterobacterias (*Shigella*, *Salmonella*, *Klebsiella*, *Enterobacter*, *Escherichia coli*).

- Bacilos Gram positivos: *Clostridium perfringens*, *Clostridium botulinum*, *Clostridium tetani*.
- Cocos Gram positivos: *Streptococcus B hemolítico*, *Streptococcus pneumoniae*, *Staphylococcus aureus* y *Enterococcus*.

Por otro lado, tenemos:

- Hongos: *Candida albicans* y *Candida glabrata*.
- Virus: Virus de la influenza (A y B), Coronavirus (incluido SARS-CoV-2), Adenovirus y otros.

Factores asociados a IAAS

Las Infecciones Asociadas a la Atención de la Salud (IAAS) se encuentran determinadas por tres componentes principales: el agente etiológico, el huésped y el ambiente. En relación con el huésped, su susceptibilidad depende del estado inmunológico, el estado nutricional, el nivel de estrés, la edad, el sexo, el tiempo de hospitalización y la patología subyacente que motivó su ingreso. Por su parte, el agente infeccioso se relaciona con factores como la patogenicidad y la virulencia (Pérez et al., 2010).

Asimismo, el entorno hospitalario funciona como un reservorio y posible fuente de infección para los pacientes hospitalizados. En este contexto, existen múltiples áreas de exposición que tienen contacto directo o indirecto con el paciente, como el aire, el agua empleada en su atención —la cual también interactúa con el personal de salud y los equipos médicos—, los alimentos, las superficies, los instrumentos que entran en contacto con piel y mucosas, así como las soluciones estériles administradas por vía inyectable (López, 2014).

2.2.7. Superficies hospitalarias

Las superficies hospitalarias son todas aquellas áreas y objetos físicos que se encuentran en un entorno hospitalario y que pueden entrar en contacto con pacientes, personal médico, visitantes o equipo médico. La contaminación de las superficies inertes cercanas a los pacientes es un aspecto controvertido en el control de las infecciones nosocomiales. Se destacan varios factores clave: la capacidad de los patógenos para

sobrevivir en superficies inanimadas, la dificultad para eliminarlos y la falta de estándares de limpieza.

Los patógenos nosocomiales pueden sobrevivir en superficies secas desde horas hasta meses, dependiendo de factores como la humedad, temperatura y métodos de limpieza utilizados (López, 2014).

2.2.8. Cultivo bacteriano

Un cultivo bacteriano es una técnica fundamental en microbiología que consiste en inocular microorganismos en un medio de cultivo bajo condiciones asépticas para poder identificarlas, estudiarlas o utilizarlas en investigación y diagnóstico. Todas las bacterias requieren ciertos nutrientes esenciales para su crecimiento, incluyendo una fuente de energía, carbono, nitrógeno, sales, oligoelementos y agua. (Bou et al., 2011).

2.2.9. Tinción de Gram

La tinción de Gram es un método rápido y sencillo que permite diferenciar dos grandes grupos bacterianos según las características de su pared celular. Las bacterias Gram positivas adquieren una coloración morada debido a que el colorante se fija en una capa gruesa de peptidoglicano, la cual actúa como una estructura reticular que rodea la célula. En cambio, las bacterias Gram negativas presentan una capa más delgada de peptidoglicano, que no es capaz de retener el cristal violeta, por lo que se tiñen de color rojo al aplicar la safranina como colorante de contraste (Murray et al., 2014).

2.2.10. Equipo BD Phoenix M50

El sistema automatizado de microbiología BD Phoenix M50 ha sido desarrollado para la identificación rápida (ID) y la realización de pruebas de sensibilidad antimicrobiana (AST, *Antimicrobial Susceptibility Testing*) en bacterias de relevancia clínica. Este equipo permite obtener resultados en menor tiempo para la mayoría de microorganismos bacterianos y también está orientado a la identificación acelerada de levaduras y organismos similares a levaduras (Becton, Dickinson and Company, 2017).

El panel BD Phoenix M50 está compuesto por 51 pozos destinados al área de identificación (ID) y 85 pozos para el área de antibiograma (AST). En el módulo de ID, 48 pozos contienen sustratos bioquímicos liofilizados, mientras que 3 están destinados

a controles de fluorescencia. Por otro lado, el módulo de AST incluye hasta 84 pozos con antibióticos liofilizados y un pozo utilizado como control de crecimiento.

Para cada análisis, se prepara una suspensión bacteriana ajustada a una turbidez de 0.5 en la escala de McFarland, utilizando medios específicos tanto para ID como para AST. Posteriormente, esta suspensión se inocula en el panel, el cual se introduce en el equipo automatizado, donde se realizan lecturas cada 20 minutos durante un periodo aproximado de 16 horas, en caso sea necesario (Becton, Dickinson and Company, 2017).

- **Principios para la Identificación**

Gran parte de las pruebas incluidas en los paneles de identificación (ID) del sistema BD Phoenix corresponden a adaptaciones de los métodos tradicionales. Estas abarcan ensayos de fermentación, oxidación, degradación e hidrólisis de distintos sustratos. Adicionalmente, el sistema BD Phoenix incorpora sustratos cromogénicos y fluorogénicos, así como fuentes de carbono específicas que permiten la identificación de microorganismos, los cuales son detectados mediante diversos sistemas indicadores.

NOMBRE DE SUSTRATO	CÓDIGO	PRINCIPIO
BETA-ALOSA	R BALL	La utilización de carbohidratos produce un descenso de pH y un cambio en el indicador (rojo fenol).
N-ACETIL-GALACTOSAMINA	R_NGA	
N-ACETIL-GLUCOSAMINA	R_NGU	
SORBITOL	R_DSBT	
SACAROSA	R_DSUC	
ACIDO GALACTURÓNICO	R_GRA	
MALTULOSA	R_MTU	
L-RAMNOSA	R_LRHA	
BETA-GENTIOBIOSA	R_BGEN	
DEXTROSA	R_DEX	
D-GALACTOSA	R_DGAL	
D-FRUCTOSA	R_DFRU	
D-ÁCIDO GLUCÓNICO	R_DGUA	
D-MELIBIOSA	R_DMLB	
L-ARABINOSA	R_LARA	
METIL-B-GLUCÓSIDO	R_MBGU	
ORNITINA	S_ORN	La utilización de la ornitina produce un aumento del pH y un cambio en el indicador fluorescente.
UREA	S_URE	La hidrólisis de la urea y el consiguiente cambio de la concentración de amoníaco producen un aumento del pH y un cambio en el indicador fluorescente.
ESCULINA	T_ESC	La hidrólisis de la esculina produce un precipitado negro en presencia de iones férricos.

Figura 1. Principios para la identificación del equipo BD Phoenix M50.

(Becton, Dickinson and Company, 2017)

La formación de ácido se evidencia mediante la modificación del indicador rojo de fenol cuando un aislado bacteriano es capaz de metabolizar carbohidratos como fuente de sustrato. Los sustratos cromogénicos generan una coloración amarilla como resultado de la acción enzimática sobre compuestos derivados del p-nitrofenilo o p-nitroanilida. Por otro lado, la hidrólisis de sustratos fluorogénicos ocasiona la liberación de un compuesto fluorescente derivado de la cumarina.

Asimismo, los microorganismos que emplean una fuente específica de carbono provocan la reducción del indicador basado en resazurina. De igual manera, se incluyen otras pruebas destinadas a determinar la capacidad microbiana para hidrolizar, degradar, reducir o utilizar distintos tipos de sustratos.

- **Principios para el Antibiógrama**

El ensayo de susceptibilidad antimicrobiana (AST) del sistema BD Phoenix M50 se fundamenta en el método de microdilución en caldo. Este sistema utiliza un indicador de óxido-reducción que permite detectar el crecimiento bacteriano en presencia de agentes antibióticos. Para ello, se realizan lecturas continuas de las variaciones del indicador, así como de la turbidez del cultivo, con el fin de evaluar la proliferación microbiana.

Cada panel de AST del BD Phoenix M50 contiene distintos antimicrobianos en diversas concentraciones. La identificación del microorganismo facilita la interpretación de los valores de concentración mínima inhibitoria (CMI) correspondientes a cada antibiótico (Becton, Dickinson and Company, 2017).

- **Interpretación de resultados**

Los resultados obtenidos se interpretan utilizando algoritmos que comparan los datos con estándares establecidos, como los del Clinical and Laboratory Standards Institute (CLSI), para determinar la resistencia o susceptibilidad de los microorganismos a los antibióticos.

El BD Phoenix M50 cuenta con un ordenador "Todo en uno" que integra un teclado en la pantalla táctil con el que podrá introducir datos directamente en los campos. Así mismo, el equipo cuenta con un sistema de conexión con la computadora, donde se podrán visualizar los resultados obtenidos. (Becton, Dickinson and Company, 2017)

III. MATERIALES Y MÉTODOS

3.1. Lugar de estudio

El trabajo de investigación se llevó a cabo en el área de Microbiología del Laboratorio de Patología Clínica del Hospital Regional de Ayacucho “Miguel Ángel Mariscal Llerena”; Ubicado en el distrito de Andrés Avelino Cáceres Dorregaray, provincia de Huamanga, departamento de Ayacucho; que se encuentra a una latitud de 13°9'46" S, longitud de 74°12'50" O y a una altitud media de 2775 m s.n.m. (Distrito.pe. 2026)

3.2. Población y muestra

La población objeto de estudio comprendió todas las superficies presentes en la UCI-I y UCI-II durante el mes de diciembre de 2024. Se recolectaron un total de 121 muestras en total, 50 muestras de UCI-I y 71 muestras de UCI-II. Las superficies se seleccionaron mediante un método de muestreo no probabilístico por conveniencia (Hernández, et al., 2010, p.401), considerando criterios como:

Criterios de inclusión

- Las superficies inanimadas que estén en contacto frecuente con los pacientes y el personal de salud en las áreas de UCI-I y UCI-II.
- Superficies que no hayan sido desinfectadas el día de la toma de muestra.

Criterios de exclusión

- Las superficies inanimadas que no estén en contacto frecuente con los pacientes y el personal de salud en las áreas de UCI-I y UCI-II.
- Superficies que hayan sido desinfectadas el día de la toma de muestra.
- Superficies de otras áreas que no sean UCI-I ni UCI-II.

3.3. PROCEDIMIENTO

3.3.1. Coordinación institucional

- Se solicitó la autorización del comité de ética de la Universidad Nacional de San Cristóbal de Huamanga y de la Unidad de Docencia e Investigación del Hospital Regional de Ayacucho. Anexo 3 y 4.
- Se coordinó con el Área de Microbiología del Laboratorio de Patología Clínica del Hospital Regional de Ayacucho y con el jefe inmediato del área de UCI para la ejecución del trabajo de investigación.

3.3.2. Esterilización y desinfección de materiales

- Se colocaron los hisopos dentro de un frasco de vidrio con tapa rosca y se esterilizaron en el autoclave.
- Se esterilizaron los tubos con tapa rosca. Anexo 5.
- Se desinfectó la caja de tecnopor donde se trasladaron los materiales al área de muestreo con alcohol al 70%.

3.3.4. Preparación de medios de cultivo

Siguiendo las indicaciones del inserto de cada medio de cultivo, se prepararon en placas Petri desechables con división de 2: agar McConkey, agar Manitol Salado, agar Sangre, agar Chocolate y agar S-S. El caldo BHI (Brain-Heart-Infusion) se preparó en tubos con tapa rosca. Anexo 6.

3.3.5. Control de esterilidad

Después de haber preparado los medios de cultivo, estos se llevaron a la estufa a 37°C por 24 horas para observar si hubiese crecimiento de alguna colonia contaminante. En los casos que sí hubo se desechó la placa con medio de cultivo preparado.

3.3.6. Identificación de las superficies en UCI-I y UCI-II

Previamente a la toma de muestra, se ingresó a UCI-I y UCI-II para identificar las superficies a muestrear, considerando los criterios de inclusión y exclusión, y se asignó un código a cada superficie. Anexo 7 y 8.

3.3.7. Toma de muestra

Se tomó en cuenta los Procedimientos en Microbiología Clínica para el Control Microbiológico Ambiental, de la Sociedad Española de Enfermedades Infecciosas y Microbiología Clínica (SEIMC), elaborado por Barrios et al., 2012; y la Guía Técnica para el análisis microbiológico de superficies en contacto con alimentos y bebidas del MINSA (MINSA. 2007).

- Se trasladó los materiales a usarse en la toma de muestra en la caja de tecnopor desinfectada.
- Se ingresó a cada área de UCI (UCI I y UCI II) con equipos de protección personal (mandilón, gorro, guantes, mascarilla). Anexo 9.
- Se rotuló cada tubo con un código asignado a cada superficie.
- Se destapó el tubo y se humedeció el hisopo en el caldo BHI.
- Se retiró el exceso del caldo presionando el hisopo varias veces contra los bordes internos del tubo.
- Se pasó el hisopo humedecido 4 veces (cada una en dirección opuesta a la anterior) por el área seleccionada de la superficie, con un ángulo de 30°. Anexo 10.
- Se devolvió el hisopo al tubo con caldo BHI.
- Se cortó la parte del hisopo que estaba en contacto con los dedos y se tapó la boca del tubo.
- Se colocaron los tubos en la gradilla dentro de la caja de tecnopor y se trasladó al Laboratorio de Microbiología.

3.3.8. Aislamiento bacteriano.

- La muestra suspendida en caldo BHI se incubó a 35 ± 2 °C durante 18-24 horas.
- Pasado el tiempo, se tomó una asada del inóculo y se sembró por estrías en las placas (rotuladas con el código de la muestra) con medios de cultivo preparados previamente.
- Se incubaron las placas con agar McConkey, agar Manitol Salado y agar S-S a 35 ± 2 °C durante 24 horas. Las placas con agar Sangre y Chocolate se incubaron a 35 ± 2 °C en una cámara de anaerobiosis con 5% de CO₂. Anexo 11.
- Pasado el tiempo de incubación se realizó el análisis de las características macroscópicas.
- En caso del crecimiento de colonias mixtas, se repicó las colonias en los mismos medios selectivos y diferenciales, para así poder obtener colonias puras. Anexo 12.
- Se realizó la coloración Gram de las colonias que crecieron en agar Sangre y agar Chocolate.

3.3.9. Coloración Gram

Se siguió el Procedimiento Operativo Estandarizado de la Dirección de Redes Integradas de Salud Lima Este, elaborado por Pinares, 2018.

- Se colocó una pequeña gota de SSF en una lámina portaobjetos.
- Se tomó una asada de la colonia aislada y se esparció sobre la lámina. Se dejó secar a temperatura ambiente.
- Se cubrió con cristal violeta por 1 minuto y se lavó con agua de grifo.
- Se cubrió con lugol para Gram (que actúa como mordiente) por 1 minuto y se lavó.
- Se colocó alcohol-acetona (agente decolorante que elimina el cristal violeta de las bacterias Gram negativas, pero no de las Gram positivas) por 10 segundos y se lavó.
- Se cubrió con safranina (colorante de contraste que tiñe de rosado a las bacterias Gram negativas) por 1 minuto y se lavó.
- Se dejó secar a temperatura ambiente.
- Se observó en el microscopio con aceite de inmersión con el objetivo de 100x.

3.3.10. Identificación y Antibiograma

Se hizo uso del equipo BD Phoenix M50 y el manual de uso según Becton, Dickinson and Company, 2017.

En una cámara de flujo laminar se realizó el siguiente procedimiento:

- Se tomó una asada de la colonia aislada en los medios de cultivo y se suspendió en el Caldo para identificación (Caldo ID).
- Se homogenizó la suspensión preparada con un Vortex por 10 segundos.
- Se ajustó la suspensión a una turbidez de 0.5 de la escala de McFarland, utilizando un densitómetro.
- Se tomó 25 µL de la suspensión con una micropipeta y se colocó en el Caldo para antibiograma (Caldo AST). Se homogenizó.
- Se agregó una gota del indicador para AST y se homogenizó.
- Se eligió el panel específico del equipo BD Phoenix M50 que corresponde a bacterias Gram negativas.
- Se llenó la sección para ID en el panel BD Phoenix M50 con el inóculo preparado en Caldo ID y en la otra sección con Caldo AST. Anexo 13.
- Una vez llenadas las celdas del panel con la suspensión bacteriana, este se selló adecuadamente para evitar contaminación y pérdida de muestra.
- Se colocó el código de la muestra en la pantalla del equipo y se escaneó el panel con el lector de código de barras que tiene el equipo.
- Se insertó el panel en el equipo BD Phoenix. Anexo 14.
- Se dejó entre 10 a 12 horas para que el equipo pueda procesar la muestra mediante los principios que emplea para identificar y realizar el antibiograma.
- Se observaron los resultados de identificación y antibiograma en la base de datos de la computadora del laboratorio, ya que está conectada al equipo mediante una interfaz.

3.3.11. Elaboración del cepario

Una vez identificadas las colonias bacterianas aisladas, se elaboró un cepario en crioviales con agar Trypticase Soya Agar (TSA) en pico de flauta y se conservó a 4°C y 8°C realizando subcultivos semanales (Sacsquispe et al. 2002). Anexo 16.

3.4. Recolección de datos

Se recolectó los datos en un cuaderno de apuntes y luego se pasaron a las tablas elaboradas en Excel.

3.5. Análisis de datos

Para el análisis de los datos se empleó la estadística descriptiva (frecuencias y porcentajes) y se presentaron en tablas de datos.

IV. RESULTADOS

Tabla 1. Superficies y especies bacterianas aisladas en la UCI-I. Hospital Regional de Ayacucho, 2024.

Superficies (n=19)	Código	Especie bacteriana aislada
Pulsoxímetro (n = 1)	PLX - 1 (1)	<i>Acinetobacter baumannii/ calcoaceticus complex</i>
	PLX - 1 (2)	<i>Escherichia coli</i> BLEE
Velador (n = 3)	VEL - 4	<i>Escherichia coli</i> BLEE
	VEL - 1	<i>Klebsiella oxytoca</i>
	VEL - 6	<i>Pseudomonas putida</i>
Colchón (n = 4)	CO - 5	<i>Escherichia coli</i> BLEE
	CO - 1	<i>Acinetobacter lwoffii</i>
	CO - 3	<i>Pseudomonas putida</i>
	CO - 4	<i>Pseudomonas putida</i>
Barandales de cama (n = 5)	BC - 3	<i>Pseudomonas putida</i>
	BC - 2	<i>Klebsiella oxytoca</i>
	BC - 4 (1)	<i>Klebsiella pneumoniae</i>
	BC - 4 (2)	<i>Acinetobacter baumannii</i>
	BC - 1	<i>Acinetobacter lwoffii</i>
	BC - 6	<i>Acinetobacter lwoffii</i>
Escritorio personal (n = 1)	ESC - 2 (1)	<i>Pseudomonas putida</i>
	ESC - 2 (2)	<i>Klebsiella pneumoniae</i>
Mouse de computadora (n = 1)	MO	<i>Klebsiella pneumoniae</i>
Ventilador mecánico (n = 1)	VM - 1	<i>Acinetobacter lwoffii</i>
Coche de paro (n = 1)	CP	<i>Acinetobacter lwoffii</i>
Bomba de infusión (n = 1)	BI - 6	<i>Pseudomonas putida</i>
Mesa de curación (n = 1)	MC	<i>Pseudomonas putida</i>

*De acuerdo a la codificación realizada (Anexo 7), los valores dentro del paréntesis () representan a las cepas aisladas de una superficie; es decir, que de una superficie se aisló cepa (1) y cepa (2).

Tabla 2. Superficies y especies bacterianas aisladas en la UCI-II. Hospital Regional de Ayacucho, 2024.

Superficies (n=16)	Código	Especie bacteriana aislada
Pulsoxímetro (n=3)	PLX - 6	<i>Enterococcus faecalis</i>
	PLX - 4	<i>Klebsiella pneumoniae</i>
	PLX - 3	<i>Acinetobacter baumannii/</i> <i>calcoaceticus complex</i>
Velador (n=2)	VEL - 6	<i>Klebsiella pneumoniae</i>
	VEL - 3	<i>Acinetobacter baumannii/</i> <i>calcoaceticus complex</i>
Colchón (n=2)	CO - 2	<i>Escherichia coli</i>
	CO - 4	<i>Acinetobacter baumannii/</i> <i>calcoaceticus complex</i>
Barandales de cama (n=1)	BC - 4	<i>Acinetobacter baumannii</i>
Escritorio personal (n=1)	ESC - 4	<i>Acinetobacter lwoffii</i>
Monitor de signos vitales (n=1)	M - 4	<i>Escherichia coli</i>
Ventilador mecánico (n=1)	VM - 3	<i>Acinetobacter baumannii/</i> <i>calcoaceticus complex</i>
Bomba de infusión (n=1)	BI - 3	<i>Enterococcus faecalis</i>
Bomba de alimentación (n=1)	BA - 4	<i>Acinetobacter baumannii</i>
Brasalete (n=1)	BR - 4	<i>Acinetobacter baumannii</i>
Tablero de historial clínico (n=1)	TAB - 1	<i>Escherichia coli</i>
Estetoscopio (n=1)	EST - 3	<i>Enterococcus faecalis</i>

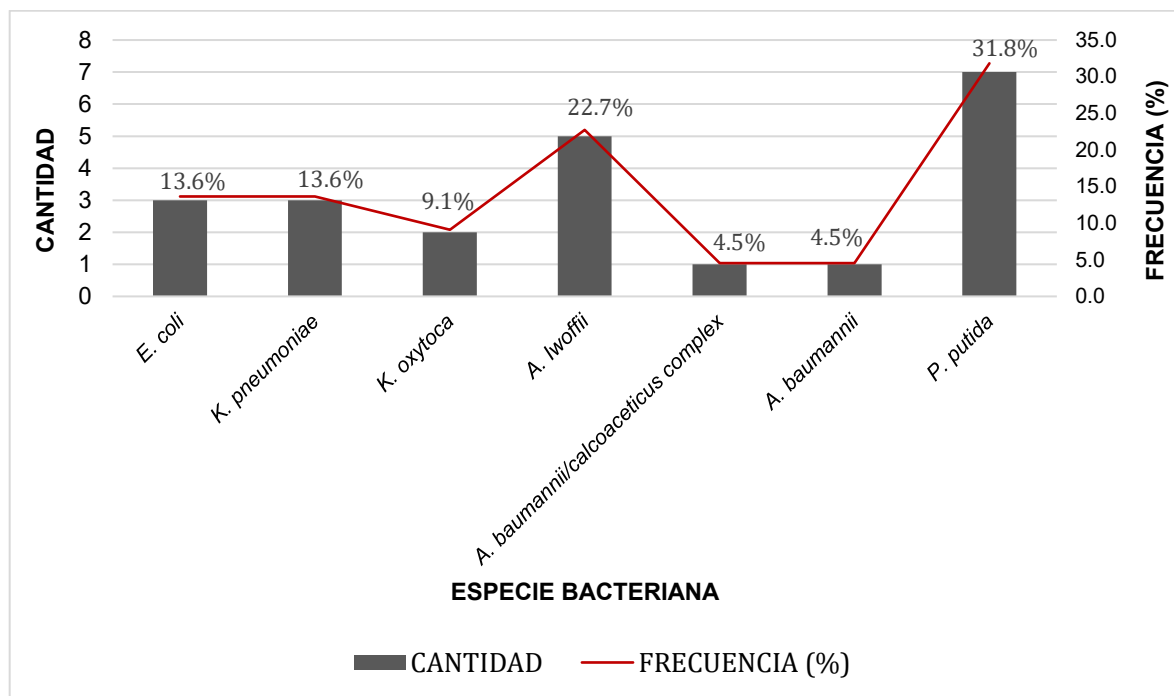


Figura 2. Frecuencia de las especies bacterianas aisladas de las superficies de la UCI- I. Hospital Regional de Ayacucho, 2024.

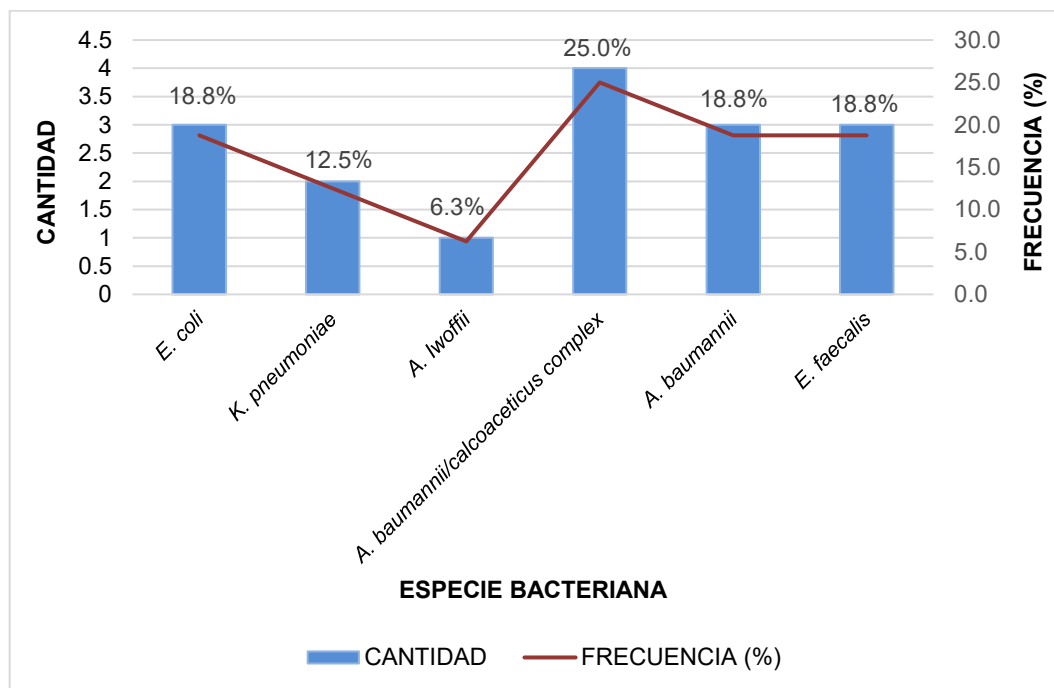


Figura 3. Frecuencia de las especies bacterianas aisladas de las superficies de la UCI-II. Hospital Regional de Ayacucho, 2024.

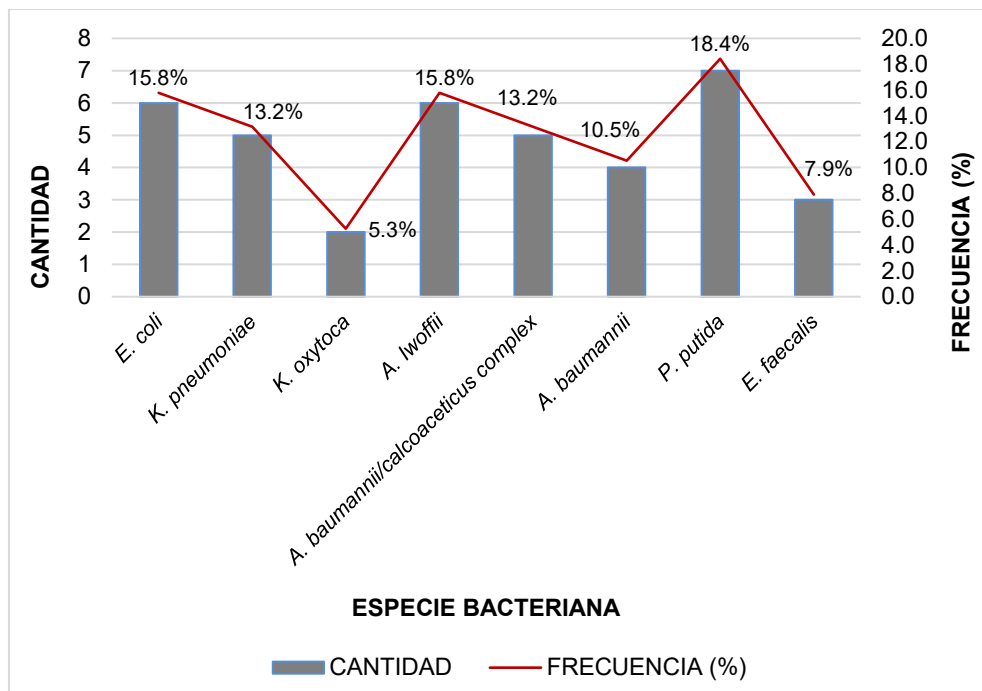


Figura 4. Frecuencia de las especies bacterianas aisladas en total de las superficies de la UCI-I y UCI-II. Hospital Regional de Ayacucho, 2024.

Tabla 3. Antibiograma de las bacterias Gram-negativas aisladas de las superficies de UCI-I. Hospital Regional de Ayacucho, 2024.

CÓDIGO	ESPECIE	AM	SAM	FOX	CAZ	CRO	FEP	IMP	MEM	ETP	GM	CIP	TGC	TZP	SXT	LVX	AK
PLX - 1 (2)	<i>Escherichia coli</i> BLEE	R	S	R	R	R	R	S	S	S	S	R	S	R	R	-	-
VEL - 4	<i>Escherichia coli</i> BLEE	R	S	R	R	R	R	S	S	S	S	R	S	S	I	-	-
CO - 5	<i>Escherichia coli</i> BLEE	R	S	R	R	R	R	S	S	S	S	R	S	S	S	-	-
VEL - 1	<i>Klebsiella oxytoca</i>	R	S	S	S	S	S	S	S	S	S	R	S	S	R	-	-
BC - 2	<i>Klebsiella oxytoca</i>	R	S	S	S	S	S	S	S	S	S	R	S	S	R	-	-
ESC - 2 (2)	<i>Klebsiella pneumoniae</i>	R	S	S	S	S	S	S	S	S	S	S	S	S	S	-	-
BC - 4 (1)	<i>Klebsiella pneumoniae</i>	R	S	S	S	S	S	S	S	S	S	I	S	S	S	-	-
MO	<i>Klebsiella pneumoniae</i>	R	S	S	S	S	S	S	S	S	S	S	S	S	S	-	-
VM - 1	<i>Acinetobacter lwoffii</i>	-	R	-	R	-	R	R	R	-	R	R	-	R	R	R	R
CO - 1	<i>Acinetobacter lwoffii</i>	-	R	-	R	-	R	R	R	-	R	R	-	R	R	R	R
BC - 1	<i>Acinetobacter lwoffii</i>	-	I	-	R	-	R	R	R	-	R	R	-	R	R	R	R
BC - 6	<i>Acinetobacter lwoffii</i>	-	I	-	R	-	R	R	R	-	R	R	-	R	R	R	R
CP	<i>Acinetobacter lwoffii</i>	-	R	-	R	-	R	R	R	-	R	R	-	R	R	R	R
BC - 4 (2)	<i>Acinetobacter baumannii</i>	-	R	-	R	-	R	R	R	-	R	R	-	R	R	R	R
PLX - 1 (1)	<i>Acinetobacter baumannii/calcoaceticus</i> complex	-	R	-	R	-	R	R	R	-	R	R	-	R	R	R	R
ESC - 2 (1)	<i>Pseudomonas putida</i>	-	-	-	S	S	S	S	S	-	S	S	-	S	S	S	S
CO - 3	<i>Pseudomonas putida</i>	-	-	-	S	S	S	S	S	-	S	S	-	S	S	S	S
BC - 3	<i>Pseudomonas putida</i>	-	-	-	S	S	S	S	S	-	S	S	-	S	S	S	S
CO - 4	<i>Pseudomonas putida</i>	-	-	-	S	S	S	S	S	-	S	S	-	S	S	S	S
BI - 6	<i>Pseudomonas putida</i>	-	-	-	S	S	S	S	S	-	S	S	-	S	S	S	S
VEL - 6	<i>Pseudomonas putida</i>	-	-	-	S	S	S	S	S	-	S	S	-	S	S	S	S
MC	<i>Pseudomonas putida</i>	-	-	-	S	S	S	S	S	-	S	S	-	S	S	S	S

DONDE:

Perfil de Resistencia: S = Sensible, I = Intermedio, R = Resistente.

Antibióticos testeados: AM = Ampicilina, SAM = Ampicilina / Sulbactam, FOX = Cefoxitina, CAZ = Ceftazidima, CRO = Ceftriaxona, FEP = Cefepime, IMP = Imipenem, MEM = Meropenem, ETP = Ertapenem, GM = Gentamicina, CIP = Ciprofloxacino, TGC = Tigeciclina, TZP = Piperacilina/Tazobactam, SXT = Trimetropin/Sulfametoaxol, LVX = Levofloxacino y AK = Amikacina.

Tabla 4. Antibiógrama de las bacterias Gram-negativas aisladas de las superficies de UCI-II. Hospital Regional de Ayacucho, 2024.

CÓDIGO	ESPECIE	AM	SAM	FOX	CAZ	CRO	FEP	IMP	MEM	ETP	GM	CIP	TGC	TZP	SXT	LVX	AK
CO - 2	<i>Escherichia coli</i>	R	S	S	S	S	S	S	S	S	S	S	S	S	S	-	-
TAB - 1	<i>Escherichia coli</i>	I	S	R	I	S	S	S	S	S	S	R	S	S	R	-	-
M - 4	<i>Escherichia coli</i>	R	S	I	S	S	S	S	S	S	S	S	S	S	S	-	-
PLX - 4	<i>Klebsiella pneumoniae</i>	R	S	S	S	S	S	S	S	S	S	S	S	S	S	-	-
VEL - 6	<i>Klebsiella pneumoniae</i>	R	S	S	S	S	S	S	S	S	S	S	S	S	S	-	-
PLX - 3	<i>Acinetobacter baumannii/calcoaceticus complex</i>	-	I	-	R	R	R	R	R	-	R	R	-	R	R	R	R
VEL - 3	<i>Acinetobacter baumannii/calcoaceticus complex</i>	-	S	-	S	S	S	S	S	-	S	S	-	S	S	S	S
VM - 3	<i>Acinetobacter baumannii/calcoaceticus complex</i>	-	R	-	R		R	R	R	-	R	R	-	R	R	R	R
CO - 4	<i>Acinetobacter baumannii/calcoaceticus complex</i>	-	S	-	S	S	S	S	S	-	S	S	-	S	S	S	S
BA - 4	<i>Acinetobacter baumannii</i>	-	S	-	S	S	S	S	S	-	S	S	-	S	S	S	S
BR - 4	<i>Acinetobacter baumannii</i>	-	I	-	R		R	R	R	-	R	R	-	R	R	R	R
BC - 4	<i>Acinetobacter baumannii</i>	-	I	-	R		R	R	R	-	R	R	-	R	R	R	R
ESC - 4	<i>Acinetobacter lwoffii</i>	-	S	-	S	S	S	S	S	-	S	S	-	S	S	S	S

Tabla 5. Antibiograma de las bacterias Gram-positivas aisladas de las superficies de UCI-II. Hospital Regional de Ayacucho, 2024.

CÓDIGO	M.O	AM	P	NF	VA	TEC	GM- 20ug	E	CIP	NOR	C	DAP	LZD	MI	TGC
EST - 3	<i>Enterococcus faecalis</i>	S	S	S	S	S	S	S	S	S	S	S	S	S	S
BI- 3	<i>Enterococcus faecalis</i>	S	S	S	S	S	S	S	S	S	S	S	S	R	S
PLX - 6	<i>Enterococcus faecalis</i>	S	S	S	S	S	S	S	S	S	S	S	S	S	S

Tabla 6. Frecuencia del perfil de resistencia de bacterias Gram-negativas (n=35) aisladas de las superficies de UCI-I y UCI-II. Hospital Regional de Ayacucho, 2024.

	AM		SAM		FOX		CAZ		CRO		FEP		IMP		MEM		ETP		GM		CIP		TGC		TZP		SXT		LVX		AK	
ESPECIE	f	%	f	%	f	%	f	%	f	%	f	%	f	%	f	%	f	%	f	%	f	%	f	%	f	%	f	%	f	%	f	%
<i>E. coli</i> (n=6)	6	100	0	0	5	83.3	4	66.7	3	50	3	50	0	0	0	0	0	0	0	0	3	50	0	0	1	16.7	3	50	-	-	-	-
<i>K. oxytoca</i> (n=2)	2	100	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	2	100	0	0	0	0	1	50	-	-	-	-	
<i>K. pneumoniae</i> (n=5)	5	100	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	1	20	0	0	0	0	0	0	-	-	-	-	
<i>A. baumannii</i> (n=4)	-	-	3	75	-	-	3	75	-	-	3	75	3	75	3	75	-	-	3	75	3	75	-	-	3	75	3	75	3	75	3	75
<i>A. lwoffii</i> (n=6)	-	-	5	83.3	-	-	5	83.3	-	-	5	83.3	5	83.3	5	83.3	-	-	5	83.3	5	83.3	-	-	5	83.3	5	83.3	5	83.3	5	83.3
<i>A. baumannii/calcoaceticus</i> complex (n=5)	-	-	3	60	-	-	3	60	-	-	3	60	3	60	3	60	-	-	3	60	3	60	-	-	3	60	3	60	3	60	3	60
<i>P. putida</i> (n=7)	-	-	-	-	-	-	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	-	-	0	0	0	0	-	-	0	0	0	0	0	0	0	0

Tabla 7. Perfil de resistencia de bacterias Gram-positivas (n=3) aisladas de las superficies de UCI-I y UCI-II. Ayacucho, 2024.

	AM		P		NF		VA		TEC		GM-20ug		E		CIP		NOR		C		DAP		LZD		MI		TGC	
	f	%	f	%	f	%	f	%	f	%	f	%	f	%	f	%	f	%	f	%	f	%	f	%	f	%	f	%
<i>Enterococcus faecalis</i> (n=3)	0	0.0	0	0.0	0	0.0	0	0.0	0	0.0	0	0.0	0	0.0	0	0.0	0	0.0	0	0.0	0	0.0	0	0.0	0	0.0	0	0.0

V. DISCUSIÓN

En la tabla 1 se muestran las bacterias que se aislaron de las superficies de la UCI-I. Del pulsoxímetro de la cama 1 se aislaron 2 cepas: *E. coli* BLEE y *A. baumannii/calcoaceticus complex*. Del velador de la cama 4 se aisló *E.coli* BLEE, de la cama 1 se aisló *K. oxytoca* y de la cama 6 se aisló *P. putida*. Del colchón de la cama 5 se aisló *E. coli* BLEE, de la cama 1 se aisló *A. lwoffii* y de la cama 3 y 4 se aisló *P. putida*. De los barandales de la cama 3 se aisló *P. putida*, de la cama 2 se aisló *K. oxytoca*, de la cama 4 (BC-4) se aislaron 2 cepas: *K. pneumoniae* y *A. baumannii*, de las camas 1 y 6 se aisló *A. lwoffii*. Del escritorio personal de la cama 2 se aislaron 2 cepas: *P. putida* y *K. pneumoniae*. Del mouse de computadora se aisló *K. pneumoniae*, del ventilador mecánico de la cama 1 y del coche de paro se aisló *A. lwoffii*, de la bomba de infusión de la cama 6 y de la mesa de curación se aisló *P. putida*.

Por otro lado, en la tabla 2 se muestran las bacterias que se aislaron de las superficies de la UCI-II. Del estetoscopio de la cama 3, de la bomba de infusión de la cama 3 y del pulsoxímetro de la cama 6 se aisló *E. faecalis*. Del pulsoxímetro de la cama 4 se aisló *K. pneumoniae* y de la cama 3 se aisló *A. baumannii/calcoaceticus complex*. Del colchón de la cama 2 se aisló *E. coli* y de la cama 4 se aisló *A. baumannii/calcoaceticus complex*. Del tablero de historial clínico de la cama 1 y del monitor de signos vitales de la cama 4 se aisló *E. coli*. Del velador de la cama 6 se aisló *K. pneumoniae* y de la cama 3

Abaumannii/calcoaceticus complex. Del ventilador mecánico de la cama 3 se aisló *A. baumannii/calcoaceticus complex*. En el caso de la cama 4, de la bomba de alimentación, del brazalete y de los barandales de cama se aisló *A. baumannii*; y del escritorio personal se aisló *A. lwoffii*.

Adams et al. (2017) señalan que la carga microbiana presente en las superficies cercanas a los pacientes en las unidades de cuidados intensivos está estrechamente relacionada con la frecuencia de contacto manual por parte del personal de salud y los visitantes. De manera similar, Suleyman et al. (2018) indican que la transmisión de microorganismos ocurre principalmente a través de las manos del personal sanitario, más que por el contacto directo con las superficies contaminadas. En concordancia con estos hallazgos, en ambas UCI evaluadas las superficies con mayor aislamiento bacteriano fueron aquellas sometidas a un contacto más frecuente, como los barandales de cama, veladores, pulsoxímetros, colchones y ventiladores mecánicos. Por ello, la detección de bacterias patógenas en diversas superficies del hospital sugiere que la contaminación ambiental y su posible transmisión están asociadas tanto a la elevada frecuencia de contacto como a la transferencia indirecta mediada por el personal de salud.

En la figura 3 se muestra que, de todo el estudio realizado en la Unidad de Cuidados Intensivos (UCI-I y UCI-II), se logró aislar y determinar la frecuencia de 38 cepas bacterianas, que representan el 100% de las cepas aisladas. Se determinó que las bacterias con mayor predominio en la UCI fueron *P. putida* (18,4%), seguida de *E. coli* (15,8%) y *A. lwoffii* (15,8%), *A. baumannii/calcoaceticus complex* (13,2%), *K. pneumoniae* (13,2%), *A. baumannii* (10,5%), *E. faecalis* (7,9%) y *K. oxytoca* (5,3%). Estos hallazgos muestran una alta presencia de bacilos gramnegativos no fermentadores y Enterobacterias, lo cual es consistente con el perfil microbiológico típico de las UCI, en los que los pacientes están sometidos a una mayor exposición a procedimientos invasivos, al empleo prolongado de antibióticos de amplio espectro y a estancias hospitalarias extendidas. Este estudio difiere parcialmente de lo reportado por Kindu et al. (2023) en Etiopía, quienes encontraron mayor frecuencia de *K. pneumoniae* (48,8%), seguida de *Acinetobacter spp.* (31,5%), *E. coli* (11,7%) y *P. aeruginosa* (8,0%). Estas diferencias podrían atribuirse a variaciones geográficas, políticas locales de uso

de antimicrobianos, características de la población hospitalaria y medidas de control de infecciones implementadas en cada institución.

En cuanto al perfil de resistencia antimicrobiana plasmado en la tabla 3, en el presente estudio se identificaron 6 cepas (100%) de *E. coli*, de los cuales el 50% fueron productoras de Betalactamasas de Espectro Extendido (BLEE), caracterizadas por su resistencia a cefalosporinas de tercera generación. La presencia de *E. coli* BLEE es de particular relevancia clínica, ya que este microorganismo es ampliamente reconocido como agente causal de infecciones severas en el ámbito intrahospitalario y extrahospitalario (Moniruzzaman et al., 2023). En Huancayo, Castro (2023) reportó *E. coli* con resistencia a antibióticos convencionales, pero sin BLEE, lo que sugiere una menor circulación intrahospitalaria de mecanismos de resistencia más complejos. En Lima, Oliva et al. (2017) describieron cepas resistentes a carbapenémicos, reflejando un escenario de mayor exposición a antibióticos y multirresistencia. En este marco, el hallazgo de *E. coli* BLEE en Ayacucho indica una situación donde ya existe la selección de bacterias con genes de resistencia, probablemente asociada al uso de antibióticos de amplio espectro, la circulación intrahospitalaria de cepas y limitaciones en el control de infecciones.

En caso de *K. oxytoca*, las 2 cepas (100%) presentaron resistencia a Ampicilina, lo cual es un tipo de resistencia intrínseca según el CLSI; así también, los 2 (100%) presentaron resistencia a Ciprofloxacino y 1 (50%) a Trimetoprim/Sulfametoxazol. Las 5 cepas (100%) de *K. pneumoniae* presentaron resistencia intrínseca a Ampicilina y 1(20%) presentó resistencia a Ciprofloxacino. Aunque este perfil sugiere niveles moderados de resistencia adquirida en comparación con otros patógenos de la UCI, la detección de resistencia a fluoroquinolonas resulta clínicamente relevante debido al uso frecuente de estos antibióticos en el tratamiento de infecciones por enterobacterias. En contraste, Kindu et al. (2023) reportaron que *K. pneumoniae* fue el aislamiento predominante (48,8%) en el entorno de UCI en Etiopía, con altas tasas de multirresistencia (85,7%) y producción de carbapenemasas (89,9%), lo que evidencia un escenario de mayor presión antimicrobiana y diseminación de mecanismos de resistencia de alto impacto. Las diferencias entre ambos estudios podrían atribuirse al tipo de superficie analizada,

al tamaño muestral y a variaciones en las políticas locales de uso de antibióticos y control de infecciones.

De las 4 cepas (100%) de *A. baumannii*, 3 (75%) presentaron resistencia a Ampicilina/Sulbactam, Ceftazidima, Cefepime, Imipenem, Meropenem, Gentamicina, Ciprofloxacino, Piperacilina/Tazobactam, Trimetoprim/Sulfametoxazol, Levofloxacino y a Amikacina. Así mismo, 5 cepas (83.3%) de *A. lwoffii* y 3 cepas (60%) de *A. baumannii/calcoaceticus complex* presentaron resistencia a los mismos antibióticos que *A. baumannii*. Este perfil de resistencia es concordante con lo reportado por Correa et al. (2021) en Irán, quienes describieron cepas de *Acinetobacter baumannii* con perfiles de multirresistencia. En contraste, Díaz et al. (2017), en Lima-Perú, informaron sensibilidad a los antibióticos evaluados en cepas de *Acinetobacter* sp.; sin embargo, su estudio se realizó en UCI neonatal y pediátrica, mientras que el presente trabajo corresponde a UCI de adultos, donde el uso intensivo de antibióticos de amplio espectro, las estancias hospitalarias prolongadas y la mayor carga de comorbilidades favorecen la selección y diseminación de cepas multirresistentes.

La presencia de *Acinetobacter spp.* en superficies hospitalarias se explica porque algunas cepas pueden sobrevivir durante semanas en ambientes de extrema sequedad, característica frecuente en las unidades de cuidados intensivos. De este modo, el microorganismo puede aislarse en materiales hospitalarios como equipos de ventilación mecánica, catéteres y diversos instrumentos médicos (Instituto Nacional Materno Perinatal, 2018). La Organización Mundial de la Salud (OMS) clasificó a *A. baumannii* resistente a carbapenémicos (CRAB) entre los patógenos prioritarios críticos en la “Lista mundial de prioridades de bacterias resistentes a los antibióticos para orientar la investigación, el descubrimiento y el desarrollo de nuevos antibióticos” (OMS, 2017).

Por último, *Pseudomonas putida* no presentó resistencia a los antibióticos evaluados, lo cual podría explicarse por su menor exposición a antibióticos de amplio espectro y por su reconocida menor virulencia y capacidad de adquisición de mecanismos de resistencia en comparación con otros bacilos no fermentadores clínicamente más problemáticos.

En la Tabla 7 se puede observar que las 3 cepas (100%) aisladas de *Enterococcus faecalis*, fueron sensibles a los antibióticos testados (AM, P, NF, VA, TEC, GM, E, CIP, NOR, C, DAP, LZD, MI y TGC), lo que indica la ausencia de fenotipos resistentes en esta muestra. Por su parte, Kuczewski et al. (2022) identificaron *E. faecalis* como una de las bacterias más frecuentes en superficies de UCI y evidenciaron un alto nivel de contaminación ambiental con potencial de transmisión cruzada; sin embargo, dicho estudio se centró en la identificación bacteriana y no evaluó el perfil de susceptibilidad antimicrobiana.

La presencia de bacterias patógenas en superficies de unidades de cuidados intensivos (UCI) es un fenómeno ampliamente documentado tanto en Perú como en otros países. Diversos estudios han reportado la frecuente contaminación de superficies hospitalarias con bacterias como *E. coli*, *K. pneumoniae*, *Acinetobacter baumannii*, *Pseudomonas spp.* y *Enterococcus faecalis*, coincidiendo con los hallazgos en el Hospital Regional de Ayacucho. Investigaciones realizadas en hospitales brasileños evidenciaron la presencia generalizada de biopelículas en superficies de alto contacto de UCI, donde se detectaron patógenos del grupo ESKAPE (*Enterococcus faecium*, *Staphylococcus aureus*, *Klebsiella pneumoniae*, *Acinetobacter baumannii*, *Pseudomonas aeruginosa* y especies de *Enterobacter*) y organismos multirresistentes incorporados a dichas estructuras. La formación de biopelículas permite la supervivencia prolongada de bacterias viables y dificulta su eliminación mediante desinfección convencional, favoreciendo así la persistencia ambiental y el riesgo de transmisión nosocomial en unidades críticas (Costa, et al., 2019).

La presencia de *E. coli* BLEE y *Acinetobacter baumannii/calcoaceticus complex* en equipos como el pulsoxímetro y el colchón es especialmente preocupante, ya que estos dispositivos están en contacto directo con los pacientes y pueden facilitar la transmisión de infecciones asociadas a la atención en salud. Aunque los estudios en Perú sobre resistencia bacteriana en superficies de UCI son limitados, los hallazgos del Hospital Regional de Ayacucho son consistentes con los informes de otros países, tanto en la diversidad bacteriana como en los perfiles de resistencia observados. Esto resalta la importancia de reforzar las medidas de limpieza y desinfección, así como la higiene de manos del personal de salud para prevenir la diseminación de patógenos.

VI. CONCLUSIONES

- Se identificaron 38 cepas bacterianas aisladas de las superficies muestreadas de las dos Unidades de Cuidados Intensivos. Las superficies donde se aislaron fueron pulsoxímetros, brasaletes, veladores, colchones, barandales de camas, escritorios, monitores de signos vitales, ventiladores mecánicos, bomba de infusión, bomba de alimentación, mesa de curación, estetoscopios, tableros de historial clínico y mouse de computadora. De las 38 cepas bacterianas, que representan el 100% de cepas aisladas, 7 (18.4%) fueron *Pseudomonas putida*, 6 (15.8%) *Escherichia coli*, 6 (15.8%) *Acinetobacter lwoffii*, 5 (13.2%) *Klebsiella pneumoniae*, 5 (13.2%) *Acinetobacter baumannii/calcoaceticus complex*, 4 (10.5%) *Acinetobacter baumannii*, 3 (7.9%) *Enterococcus faecalis* y 2 (5.3%) *Klebsiella oxytoca*.
- Respecto al perfil de resistencia, de las 38 cepas aisladas, las bacterias Gramnegativas como *Escherichia coli* fueron BLEE positivo; *Acinetobacter lwoffii*, *Acinetobacter baumannii* y *Acinetobacter baumannii/calcoaceticus complex* presentaron multi-resistencia frente a frente a SAM, CAZ, FEP, IMP, MEM, GM, CIP, TZP, SXT, LVX y AK. Mientras que *Klebsiella pneumoniae*, *Klebsiella oxytoca* y *Pseudomonas putida*, presentaron sensibilidad a todos los antibióticos testeados.
- En caso de las bacterias Grampositivas, *Enterococcus faecalis*, presentó sensibilidad a todos los antibióticos testeados.

VII. RECOMENDACIONES

- Se sugiere que, en investigaciones futuras derivadas del presente estudio, se realice la comparación con muestras provenientes de otras áreas del hospital, con el objetivo de conocer y ampliar los hallazgos obtenidos.
- Se recomienda correlacionar los hallazgos microbiológicos en superficies con las infecciones asociadas a la atención en salud (IAAS) registradas en los pacientes, con el fin de evaluar el impacto real de la contaminación ambiental en la morbilidad hospitalaria.
- Sería valioso diseñar estudios experimentales que comparan diferentes protocolos de limpieza, desinfección y uso de desinfectantes (incluyendo agentes antimicrobianos innovadores), con el propósito de evaluar su eficacia en la disminución de la carga bacteriana y la remoción de biopelículas en superficies críticas.
- Se recomienda establecer programas permanentes de vigilancia microbiológica ambiental en las unidades de cuidados intensivos (UCI) y demás áreas críticas del hospital, con el fin de detectar de manera temprana la presencia de bacterias multirresistentes, monitorear su circulación en el entorno hospitalario e implementar oportunamente medidas de prevención y control que reduzcan el riesgo de transmisión y de infecciones asociadas a la atención de salud.

REFERENCIAS BIBLIOGRÁFICAS

- Ababneh, Q., Abulaila, S., & Jaradat, Z. (2022). Isolation of extensively drug resistant *Acinetobacter baumannii* from environmental surfaces inside intensive care units. *American Journal of Infection Control*, 50(2), 159-165. <https://doi.org/10.1016/j.ajic.2021.09.001>
- Adams, C. E., Smith, J., Watson, V., Robertson, C., & Dancer, S. J. (2017). *Examining the association between surface bioburden and frequently touched sites in intensive care*. *Journal of Hospital Infection*, 95(1), 76–80. <https://doi.org/10.1016/j.jhin.2016.11.002>
- Barrios, J. L., Delgado, A., & Ezpeleta, C. (2012). *Procedimientos en Microbiología Clínica*. 42.Control microbiológico ambiental-SEIMC. <https://seimc.org/contenidos/documentoscientificos/procedimientosmicrobiologia/seimc-procedimientomicrobiologia42.pdf>
- Becton, Dickinson and Company. (2017). *BD Phoenix™* Manual del usuario del sistema de microbiología automatizado. Recuperado el 09 de septiembre de: <https://es.scribd.com/document/633412634/500008940-ESPANOL-Manual-users-rev2-PHOENIX-M-50>
- Bou, G., Fernández-Olmos, A., García, C., Sáez-Nieto, J. A., & Valdezate, S. (2011). Métodos de identificación bacteriana en el laboratorio de microbiología. *Enfermedades Infecciosas y Microbiología Clínica*, 29(8), 601-608. <https://doi.org/10.1016/j.eimc.2011.03.012>
- Bush, L. (2023) Introducción a las bacterias grampositivas—Infecciones. Manual MSD versión para público general. Recuperado 3 de septiembre de 2024, de <https://www.msdmanuals.com/es-pe/hogar/infecciones/infecciones-bacterianas-bacterias-grampositivas/introducción-a-las-bacterias-grampositivas>
- Brooks, G. F., Carroll, K. C., Butel, J. S., Morse, S. A., Mietzner, T. A. (2010). *Jawetz, Melnick & Adelberg's Medical Microbiology* (25th ed.). McGraw-Hill
- Castro Medrano, M. C. (2023). Perfil de susceptibilidad antibiótica en bacterias aisladas de ambientes y superficies en un Policlínico Particular de Huancayo, 2022.

- Cisneros, S., Romero, D., Cacho, I., & Vargas, R. (2019). Microorganismos aislados en la Unidad de Cuidados Intensivos Neonatales (UCIN) del Hospital Militar de Especialidades de la Mujer y Neonatología. *Revista de Sanidad Militar*, 73(5-6), Article 5-6. <https://doi.org/10.56443/rsm.v73i5>
- Costa, D. M., Johani, K., Melo, D. S., Lopes, L. K. O., Lopes Lima, L. K., Tipple, A. F. V., & Hu, H. (2019). Biofilm contamination of high-touched surfaces in intensive care units: Epidemiology and potential impacts. *Letters in Applied Microbiology*, 68(4), 269–276. <https://doi.org/10.1111/lam.13117>
- Corsini, G. (2016). *Las bacterias: ¿Por qué me enferman?* Editorial de la Universidad Nacional Mayor de San Marcos. Recuperado de <https://docs.bvsalud.org/biblioref/2018/10/915988/gino-corsini-las-bacterias-por-que-me-enferman.pdf>
- Correa, E. R., Machado, A. P., Bortolini, J., Miraveti, J. de C., Corrêa, L. V. A., & Valim, M. D. (2021). Bactérias resistentes isoladas de superfícies inanimadas em um Hospital público. *Cogitare Enfermagem*, 26. <https://doi.org/10.5380/ce.v26i0.74774>
- Cruz, G. N., Bastiani, D. C. de, Christoff, A., Silva, C. V., Araújo, L. S. R. de, Tomazini, B., Piastrelli, F. T., Tavares, L. D., Cavalcanti, A. B., Oliveira, L. F. V. de, Arns, B., & Pereira, A. J. (2024). 16S rRNA amplicon sequencing and antimicrobial resistance profile of intensive care units environment in 41 Brazilian hospitals. *Frontiers in Public Health*, 12. <https://doi.org/10.3389/fpubh.2024.1378413>
- Díaz, J., Rojas, J., Ibarra, J., & Tárraga, D. (2017). Sensibilidad antimicrobiana de la microbiota ambiental de las unidades de cuidados intensivos de un hospital peruano. *Revista Peruana de Medicina Experimental y Salud Publica*, 34(1), 93-97. <https://doi.org/10.17843/rpmesp.2017.341.2709>
- Distrito.pe. (2026). El distrito de Andres Avelino Caceres Dorregaray. Recuperado de: <https://www.distrito.pe/distrito-andres-avelino-caceres-dorregaray.html>
- D'Souza, A. W., Potter, R. F., Wallace, M., Shupe, A., Patel, S., Sun, X., Gul, D., Kwon, J. H., Andleeb, S., Burnham, C.-A. D., & Dantas, G. (2019). Spatiotemporal

- dynamics of multidrug resistant bacteria on intensive care unit surfaces. *Nature Communications*, 10(1), 4569. <https://doi.org/10.1038/s41467-019-12563-1>
- El Hariri, R., Dos Santos, S. G., & Oliveira, A. C. (2016). Recovery of resistant bacteria from mattresses of patients under contact precautions. *American Journal of Infection Control*, 44(4), 465-469. <https://doi.org/10.1016/j.ajic.2015.10.027>
- Eljamay, S., Bojazyah, A. M., Elzouki, E. M., & Ibrahim, N. A. (2023). Antimicrobial Resistant Bacteria Isolated from Intensive Care Units. *Indonesian Journal of Innovation and Applied Sciences (IJIAS)*. <https://doi.org/10.47540/ijias.v3i1.681>
- Giono Cerezo, S., Santos Preciado, J. I., Rayo Morfín-Otero, M. del, Torres López, F. J., Alcántar Curiel, M. D., Giono-Cerezo, S., Santos-Preciado, J. I., Rayo Morfín-Otero, M. del, Torres-López, F. J., & Alcántar-Curiel, M. D. (2020). Resistencia antimicrobiana. Importancia y esfuerzos por contenerla. *Gaceta médica de México*, 156(2), 172-180. <https://doi.org/10.24875/gmm.20005624>
- Hernandes, C., Nascente, A., Martino, M., Menezes, F., Reis, A. A. D., Raduan, T. P. L., Cruz, G. N., Viessi, R. G., Christoff, A., Oliveira, L. F. V. de, Marques, A. D. S. P., Bastiani, D., Braga, B. S., Silva, V., & Sereia, A. F. R. (2020). One year cross-sectional study in adult and neonatal intensive care units reveals the bacterial and antimicrobial resistance genes profiles in patients and hospital surfaces. *PLoS ONE*, 15. <https://doi.org/10.1371/journal.pone.0234127>
- Hernández, R. et al. (2010). *Metodología de la investigación* (5.^a ed.). McGraw-Hill. p. 401.
- Introducción a las bacterias grampositivas—Infecciones*. (s. f.). Manual MSD versión para público general. Recuperado 3 de septiembre de 2024, de <https://www.msdmanuals.com/es-pe/hogar/infecciones/infecciones-bacterianas-bacterias-grampositivas/introducción-a-las-bacterias-grampositivas>
- Kindu, M., Moges, F., Ashagrie, D., Tigabu, Z., & Gelaw, B. (2023). Multidrug-resistant and carbapenemase-producing critical gram-negative bacteria isolated from the intensive care unit environment in Amhara region, Ethiopia. *PloS One*, 18(11), e0295286. <https://doi.org/10.1371/journal.pone.0295286>
- Kılınç, M. (2025). Antibiotic Resistance and Mortality in ICU Patients: A Retrospective Analysis of First Culture Growth Results. *Antibiotics*, 14. <https://doi.org/10.3390/antibiotics14030290>

- Kuczewski, et al. (2022). Bacterial Cross-Transmission between Inanimate Surfaces and Patients in Intensive Care Units under Real-World Conditions: A Repeated Cross-Sectional Study. *International journal of environmental research and public health*, 19(15). <https://doi.org/10.3390/ijerph19159401>
- López, L. (2014). Papel del ambiente hospitalario y los equipamientos en la transmisión de las infecciones nosocomiales. *Enfermedades Infecciosas y Microbiología Clínica*, 32(7), 459-464. <https://doi.org/10.1016/j.eimc.2013.10.004>
- Leveau, H., Leveau, O., & Aguado, A. (2019). Análisis bacteriológico de superficies inertes y sensibilidad antibiótica en el servicio de cirugía general del Hospital Regional de Ica. *Revista Médica Panacea*, 8(2), Article 2. <https://doi.org/10.35563/rmp.v8i2.5>
- López, L. (2014). Papel del ambiente hospitalario y los equipamientos en la transmisión de las infecciones nosocomiales. *Enfermedades Infecciosas y Microbiología Clínica*, 32(7), 459-464. <https://doi.org/10.1016/j.eimc.2013.10.004>
- MINSA (2007). *GUÍA TÉCNICA PARA EL ANÁLISIS MICROBIOLÓGICO DE SUPERFICIES EN CONTACTO CON ALIMENTOS Y BEBIDAS.pdf*. https://www.sanipes.gob.pe/normativas/8_RM_461_2007_SUPERFICIES.pdf
- Moniruzzaman, M., Hussain, M. T., Ali, S., Hossain, M., Hossain, M. S., Ul Alam, M. A., et al. (2023). Multidrug-resistant *Escherichia coli* isolated from patients and surrounding hospital environments in Bangladesh: A molecular approach for the determination of pathogenicity and resistance. *Heliyon*, 9(11), e22109. <https://doi.org/10.1016/j.heliyon.2023.e22109>
- Murray, et al. (2013). *Microbiología médica* (7ma ed.). Elsevier. pp. 6, 109.
- Oliva, J., Oliva, J., & Garcia, M. (2017). Bacterias patógenas multidrogoresistentes aisladas en estetoscopios de médicos en un hospital de nivel III. *Revista Medica Herediana*, 28(4), 242-246. <https://doi.org/10.20453/rmh.v28i4.3224>
- OMS. (2017). *La OMS publica la lista de las bacterias para las que se necesitan urgentemente nuevos antibióticos*. <https://www.who.int/es/news/item/27-02-2017-who-publishes-list-of-bacteria-for-which-new-antibiotics-are-urgently-needed>
- OMS. (2021). *Resistencia a los antimicrobianos*. <https://www.who.int/es/news-room/fact-sheets/detail/antimicrobial-resistance>

- OMS. (2024). *La OMS pone al día la lista de bacterias farmacorresistentes más peligrosas para la salud humana*. <https://www.who.int/es/news/item/17-05-2024-who-updates-list-of-drug-resistant-bacteria-most-threatening-to-human-health>
- Pérez, L. H. P., Zurita, I. M., Pérez, N., Patiño, N., & Calvimonte, O. R. (2010). Infecciones Intrahospitalarias: Agentes, Manejo Actual y Prevención. *Revista Científica Medicina*, 13(2), 90-94. http://www.scielo.org.bo/scielo.php?script=sci_abstract&pid=S1817-74332010000200009&lng=es&nrm=iso&tlng=es
- Picollo, M., Ferraro, D. K., Pérez, G., Reijtman, V., Gomez, S., Garcia, M. E., et al. (2023). Bacteriemia por *Pseudomonas putida* en niños: serie de casos. *Enfermedades Infecciosas y Microbiología Clínica*, 41(4), 221–224. <https://doi.org/10.1016/j.eimc.2021.08.006>
- Pinares, C. (2018). Manual de Procedimientos Operativos Estandarizados del Laboratorio de Microbiología Clínica. Dirección de Redes Integradas de Salud Lima Este. MINSA. https://www.dirislimaeste.gob.pe/Virtual/Transparencia/Planeamiento_Organizacion/MAPRO/MAPRO-Laboratorio-microbiologiaClinica-compressed.pdf
- Quispe Pardo, Z. E. (2021). Norma Técnica de Salud para la Vigilancia de las Infecciones Asociadas a la Atención de la Salud (NTS N° 163-MINSA/2020/CDC) (1.ª ed.). Ministerio de Salud, Centro Nacional de Epidemiología, Prevención y Control de Enfermedades. Recuperado 27 de agosto de 2024, de https://www.dge.gob.pe/portalnuevo/wp-content/uploads/2024/05/NTS_N163_IAAS_MINSA-2020-CDC.pdf
- Rivera, M. L. (2021). *Aeromicrobiología en los ambientes de neonatología, sala de partos y quirófano en el Hospital Regional de Ayacucho "Miguel Ángel Mariscal nivel II-2 2019*. <http://repositorio.unsch.edu.pe/handle/UNSCH/4479>
- Sacsaquispe et al. (2002). Manual de procedimientos para la prueba de sensibilidad antimicrobiana por el método de Disco Difusión. Lima: Ministerio de Salud, Instituto Nacional de Salud, 2002. https://bvs.ins.gob.pe/insprint/SALUD_PUBLICA/NOR_TEC/30.pdf

- Suleyman G, Alangaden G, Bardossy AC. (2018) The Role of Environmental Contamination in the Transmission of Nosocomial Pathogens and Healthcare-Associated Infections. *Curr Infect Dis Rep.* 2018 Apr 27;20(6):12. doi: 10.1007/s11908-018-0620-2. PMID: 29704133.
- Tajeddin, E., Rashidan, M., Razaghi, M., Javadi, S. S. S., Sherafat, S. J., Alebouyeh, M., Sarbazi, M. R., Mansouri, N., & Zali, M. R. (2016). The role of the intensive care unit environment and health-care workers in the transmission of bacteria associated with hospital acquired infections. *Journal of Infection and Public Health*, 9(1), 13-23. <https://doi.org/10.1016/j.jiph.2015.05.010>
- Yang, N., Yan, K., Liu, R., Luo, L., Zeng, H., Huang, H., Cheng, C., Zhou, R., & Long, S. (2024). Distribution of Pathogenic Bacteria and Drug Resistance in ICU of a Newly Built Hospital. *Infection and Drug Resistance*, 17, 4945-4954. <https://doi.org/10.2147/IDR.S478614>

ANEXOS

Anexo 1. Matriz de operacionalización de variables

TÍTULO: Perfil de resistencia antimicrobiana de bacterias patógenas aisladas de superficies de UCI. Hospital Regional de Ayacucho, 2024.

VARIABLES	DEFINICIÓN CONCEPTUAL	DEFINICIÓN OPERACIONAL	DIMENSIONES	INDICADORES	ESCALA	INSTRUMENTO
Bacterias patógenas aisladas de superficies de UCI.	Microorganismo que causa daño al hospedero a través de distintos factores de virulencia. (Corsini, 2016). Colonizan superficies animadas e inanimadas.	Bacterias patógenas Gram positivas y Gram negativas aisladas de las superficies de UCI.	Tipo de bacteria	Bacterias Gram positivas Bacterias Gram negativas	Nominal	Ficha de recolección de datos
			Cantidad	Frecuencia (%)	Ordinal	
Perfil de resistencia antimicrobiana	Capacidad de un microorganismo para resistir los efectos de los antibióticos. (Giono et al., 2020)	Respuesta bacteriana frente los antibióticos.	Respuesta bacteriana	S= Sensible I = Intermedio R= Resistente	Ordinal	

Anexo 2: Matriz de consistencia

MATRIZ DE CONSISTENCIA					
PROBLEMA	OBJETIVOS	HIPÓTESIS	VARIABLES	MARCO TEÓRICO	METODOLOGÍA
Problema General	Objetivo general	Hipótesis general	Variable 1	Antecedentes	Tipo de investigación: Descriptivo de corte transversal
¿Cuál será perfil de resistencia antimicrobiana de bacterias patógenas aisladas de superficies de UCI. Hospital Regional de Ayacucho, 2024?	Determinar el perfil de resistencia antimicrobiana de las bacterias patógenas aisladas de superficies de UCI. Hospital Regional de Ayacucho, 2024.	Se encontrará un perfil de resistencia antimicrobiana alto en las bacterias patógenas aisladas de las superficies de UCI del Hospital Regional de Ayacucho, 2024.	Bacterias patógenas aisladas de superficies de UCI.	- Internacionales - Nacionales - Regionales y locales	Unidad de análisis: Bacterias patógenas aisladas de superficies de UCI.
Problema específico	Objetivos específicos	Hipótesis específica	Indicadores	Marco conceptual	Muestreo: No probabilístico por conveniencia
¿Cuáles serán las bacterias patógenas más frecuentes aisladas de superficies de UCI. Hospital Regional de Ayacucho, 2024?	Determinar la frecuencia de las bacterias patógenas aisladas de superficies de UCI. Hospital Regional de Ayacucho, 2024.	Las bacterias patógenas más frecuentes aisladas de las superficies de UCI del Hospital Regional de Ayacucho en 2024 serán <i>Staphylococcus aureus</i> , <i>Escherichia coli</i> , <i>Klebsiella pneumoniae</i> , <i>Pseudomonas aeruginosa</i> y <i>Enterococcus spp.</i>	- Bacterias Gram positivas - Bacterias Gram negativas - Frecuencia (%)	- Bacterias patógenas - Resistencia antimicrobiana - Infecciones Asociadas a la Atención de la Salud (IAAS) - Factores asociados a IAAS - Superficies - Cultivo bacteriano - Tinción Gram - Equipo DB Phoenix M50	TÉCNICAS E INSTRUMENTOS DE RECOLECCIÓN DE DATOS
¿Cuál será perfil de resistencia antimicrobiana de las bacterias patógenas Gram positivas aisladas de superficies de UCI. Hospital Regional de Ayacucho, 2024?	Determinar el perfil de resistencia antimicrobiana de las bacterias patógenas Gram positivas aisladas de superficies de UCI. Hospital Regional de Ayacucho, 2024.	Las bacterias Gram positivas aisladas de las superficies de la UCI como <i>S. aureus</i> presentarán resistencia a Meticilina (MRSA) y <i>Enterococcus spp.</i> presentará resistencia a Vancomicina (VRE) y otros antibióticos.	Variable 2 Perfil de resistencia antimicrobiana		Toma de muestra: hisopar con hisopos estériles embebidos con caldo nutritivo a un área de 100 cm ² de la superficie seleccionada.
¿Cuál será perfil de resistencia antimicrobiana de las bacterias patógenas Gram negativas aisladas de superficies de UCI. Hospital Regional de Ayacucho, 2024?	Determinar el perfil de resistencia antimicrobiana de las bacterias patógenas Gram negativas aisladas de superficies de UCI. Hospital Regional de Ayacucho, 2024.	Las bacterias Gram negativas aisladas de las superficies de la UCI presentarán resistencia a los carbapenémicos, cefalosporinas, fluoroquinolonas y aminoglucósidos.	Indicadores - Sensible (S) - Intermedio (I) - Resistente (R)		Aislamiento bacteriano: se sembrará en medios selectivos y diferenciales como agar Manitol Salado, agar McConkey y agar Sangre.
					Identificación y perfil de resistencia antimicrobiana: Se determinará mediante los principios que emplea el equipo BD Phoenix M50.
					Análisis de datos: se empleará la estadística descriptiva (frecuencias, porcentajes). Se usará el programa de Excel.

Anexo 3. Aprobación del proyecto de tesis, por el Comité de Ética e Investigación del Hospital Regional de Ayacucho.



"AÑO DEL BICENTENARIO, DE LA CONSOLIDACIÓN DE NUESTRA INDEPENDENCIA, Y DE LA CONMEMORACIÓN DE LAS HEROICAS BATALLAS DE JUNÍN Y AYACUCHO"

CONSTANCIA DE APROBACIÓN

Código del protocolo: 045-2024-CEI

Título del protocolo: PERFIL DE RESISTENCIA ANTIMICROBIANA DE BACTERIAS PATÓGENAS AISLADAS DE SUPERFICIES DE UCI, HOSPITAL REGIONAL DE AYACUCHO, 2024.

Investigador principal: Rutmery Canales Vargas

Por medio de la presente se hace constar que el Comité de Ética en Investigación del Hospital Regional "Miguel Ángel Mariscal Llerena" de Ayacucho ha recibido el protocolo de investigación y los documentos de soporte correspondientes. Así mismo, luego de una revisión a detalle, se ha determinado que el protocolo de investigación ha sido **APROBADO** bajo la categoría de **REVISIÓN EXPEDITA**.

Se le solicita informar al Comité de Ética en Investigación del Hospital Regional "Miguel Ángel Mariscal Llerena" de Ayacucho (CEI) sobre cualquier enmienda en el protocolo posterior a este dictamen. Así mismo, sírvase hacernos llegar los informes de avance de la investigación en forma semestral. Cabe precisar que este Comité se reserva el derecho de supervisar de manera inopinada el progreso de la investigación en cualquier momento (según el cronograma planteado) y bajo cualquier modalidad.

Finalmente, recordar que el período de vigencia de esta aprobación será de 06 meses a partir de la fecha de emisión de esta constancia.

Sin otro en particular, nos despedimos de Ud.

Ayacucho, 18 de diciembre del 2024.


CEI Comité de Ética en Investigación
Hospital Regional de Ayacucho
"Miguel Ángel Mariscal Llerena"
Dr. Víctor A. Palomino Vargas
Secretario Técnico

C.c.
Interesado (a)
Archivo

Anexo 4. Autorización para la ejecución del proyecto de tesis, por el Comité de Ética e Investigación del Hospital Regional de Ayacucho.



"AÑO DE LA RECUPERACIÓN Y CONSOLIDACIÓN DE LA ECONOMÍA PERUANA"

Ayacucho 03 de enero del 2025

CARTA N° 001- 2025- HRA "MAMLL" A-DE/UDIC

Señor

M.C. Mario Octavio Perez Velarde

Jefe del Departamento De Emergencia Y Cuidados Críticos

CIUDAD.

ASUNTO: AUTORIZA EJECUCIÓN DE INVESTIGACIÓN.

Es grato dirigirme a usted para saludarlo cordialmente y a la vez comunicar que la Unidad de Docencia e Investigación del Hospital Regional "Miguel Ángel Mariscal Llerena" de Ayacucho, **AUTORIZA** la realización de la Investigación titulada: "*PERFIL DE RESISTENCIA ANTIMICROBIANA DE BACTERIAS PATÓGENAS AISLADAS DE SUPERFICIES DE UCI, HOSPITAL REGIONAL DE AYACUCHO, 2025*" a desarrollarse por Rutmery Canales Vargas, estudiante de la Escuela Profesional de Biología de la Universidad Nacional de San Cristóbal de Huamanga (Correo electrónico: rutmery.canales.02@unsch.edu.pe, Celular: 924030606).

Unidad de analisis	CIE – 10 de interés	Fecha de interés	Población / Muestra
Bacterias patógenas presentes en superficies de UCI	-	2025	Bacterias patógenas presentes en superficies de UCI

La presenta autorización tiene una vigencia de 03 meses a partir de la fecha, para lo cual la responsable del estudio deberá COORDINAR con su jefatura las facilidades del caso.

Atentamente


Dra. Gloriana Montaña Moscoso
CMP. 023 71 RNE. 011 035
D.E.E.

C.c.
Archivo

Anexo 5. Esterilización de materiales.



Anexo 6. Preparación de medios de cultivo.



Anexo 7. Lista y codificación de las superficies de UCI-I.

Nº	SUPERFICIES	ABREV.	CÓDIGO					
			CAMA 1	CAMA 2	CAMA 3	CAMA 4	CAMA 5	CAMA 6
1	Ventilador mecánico	VM	VM - 1				VM - 5	
2	Bomba de infusión	BI	BI - 1	BI - 2		BI - 4	BI - 5	BI - 6
3	Bomba de alimentación	BA	BA - 1				BA - 5	
4	Monitor de signos vitales	M	M - 1	M - 2	M - 3	M - 4	M - 5	M - 6
5	Pulsoxímetro	PLX	PLX - 1				PLX - 5	PLX - 6
6	Brasalete	BR					BR - 5	BR - 6
7	Colchón	CO	CO - 1	CO - 2	CO - 3	CO - 4	CO - 5	CO - 6
8	Barandales de la cama	BC	BC - 1	BC - 2	BC - 3	BC - 4	BC - 5	BC - 6
9	Velador	VEL	VEL - 1	VEL - 2	VEL - 3	VEL - 4	VEL - 5	VEL - 6
10	Tablero de asistencia	TAB	TAB - 1				TAB - 5	TAB - 6
11	Escritorio personal	ESC	ESC - 1	ESC - 2	ESC - 3	ESC - 4	ESC - 5	ESC - 6
12	Estetoscopio	EST	EST - 1	EST - 2	EST - 3	EST - 4	EST - 5	EST - 6
13	Coche de medicación	CM						
14	Mesa de curación	MC						
15	Coche de paro	CP						
16	Estante de medicamentos	EM						
17	Computadora	COM						
18	Mouse de computadora	MO						
19	Teclado de computadora	TE						
20	Teléfono	TEL						
21	Puerta de UCI	PU						

Anexo 8. Lista y codificación de las superficies de UCI-II.

Nº	SUPERFICIES	ABREV.	CÓDIGO					
			CAMA 1	CAMA 2	CAMA 3	CAMA 4	CAMA 5	CAMA 6
1	Ventilador mecánico	VM	VM - 1		VM - 3	VM - 4		VM - 6
2	Bomba de infusión	BI	BI - 1	BI - 2	BI - 3	BI - 4	BI - 5	BI - 6
3	Bomba de alimentación	BA			BA - 3	BA - 4		BA - 6
4	Monitor de signos vitales	M	M - 1	M - 2	M - 3	M - 4	M - 5	M - 6
5	Pulsoxímetro	PLX	PLX - 1	PLX - 2	PLX - 3	PLX - 4	PLX - 5	PLX - 6
6	Brasalete	BR	BR - 1	BR - 2	BR - 3	BR - 4	BR - 5	BR - 6
7	Colchón	CO	CO - 1	CO - 2	CO - 3	CO - 4	CO - 5	CO - 6
8	Barandales de la cama	BC	BC - 1	BC - 2	BC - 3	BC - 4	BC - 5	BC - 6
9	Velador	VEL	VEL - 1	VEL - 2	VEL - 3	VEL - 4	VEL - 5	VEL - 6
10	Tablero de asistencia	TAB	TAB - 1	TAB - 2	TAB - 3	TAB - 4	TAB - 5	TAB - 6
11	Escritorio personal	ESC	ESC - 1	ESC - 2	ESC - 3	ESC - 4	ESC - 5	ESC - 6
12	Estetoscopio	EST	EST - 1	EST - 2	EST - 3	EST - 4	EST - 5	EST - 6
13	Coche de medicación	CM						
14	Mesa de curación	MC						
15	Coche de paro	CP						
16	Estante de medicamentos	EM						
17	Computadora	COM						
18	Mouse de computadora	MO						
19	Teclado de computadora	TE						
20	Teléfono	TEL						
21	Puerta de UCI	PU						

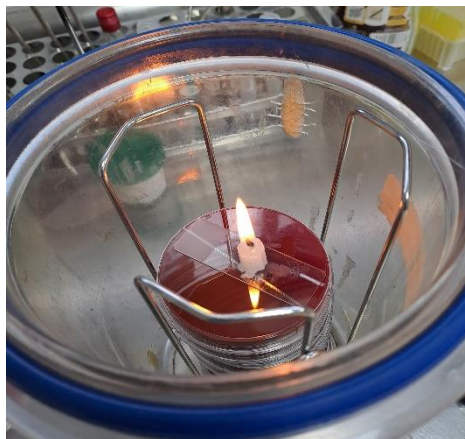
Anexo 9. Ingreso a la Unidad de Cuidados Intensivos (UCI) con el equipo de protección personal (EPP).



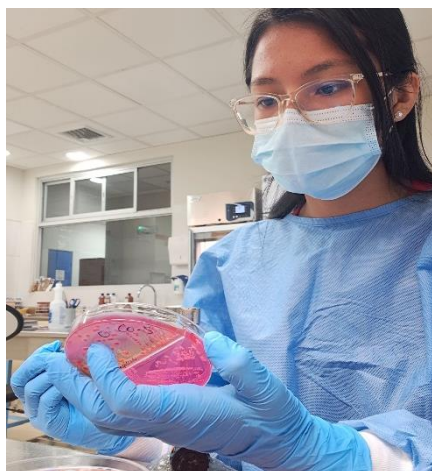
Anexo 10. Toma de muestra mediante hisopado de superficie.



nexo 11. Incubación de las placas Petri desechables en cámara de anaerobiosis.



Anexo 12. Repique de las colonias para obtener colonias puras.



Anexo 13. Llenado del inóculo preparado a los paneles del equipo BD Phoenix M50.



Anexo 14. Inserción del panel en el equipo BD Phoenix M50.



Anexo 15. Elaboración del cepario con las especies aisladas en el trabajo de investigación.



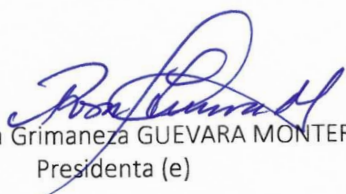


ACTA DE SUSTENTACIÓN DE TESIS
Bach. Rutmery CANALES VARGAS
RESOLUCIÓN DECANAL N° 078-2026-UNSCH-FCB-D

En la ciudad de Ayacucho, siendo las cuatro de la tarde del día viernes cinco de junio del año dos mil veintiséis; se reunieron los miembros del Jurado Evaluador en el Auditorio de la Facultad de Ciencias Biológicas de la Universidad Nacional de San Cristóbal de Huamanga, participando como presidenta encargada la Dra. Rosa Grimaneza GUEVARA MONTERO, con Memorando N° 097-2026-UNSCH-FCB, de fecha cuatro de junio de 2026; a su vez (Miembro-Jurado), el Dr. José ALARCÓN GUERRERO (Miembro-jurado), el Dr. Víctor Luis CÁRDENAS LÓPEZ (Miembro-Asesor) y actuando como secretario docente el Mg. Luis Uriel MOSCOSO GARCIA; para presenciar la sustentación de tesis titulada: Perfil de resistencia antimicrobiana de bacterias patógenas aisladas de superficies de UCI. Hospital Regional de Ayacucho, 2024., presentado por la Bach. Rutmery CANALES VARGAS; la presidenta (e) luego de verificar la documentación presentada, indicó al secretario docente dar lectura a la documentación generada que refrenda el presente acto académico, luego de ello dispuso el inicio del acto de sustentación, indicando a la sustentante que dispone de cuarenta y cinco minutos para exponer su trabajo de investigación tal como establece en el Reglamento de Grados y Títulos de la Escuela Profesional de Biología de la Universidad Nacional de San Cristóbal de Huamanga. Culminada la exposición, el presidente invitó a cada uno de los Miembros del Jurado a participar con sus observaciones, sugerencias y preguntas a la sustentante. Culminada esta etapa, el presidente invitó a la sustentante y al público asistente a abandonar momentáneamente el Auditorio de la Facultad de Ciencias Biológicas de la Universidad Nacional de San Cristóbal de Huamanga para que los miembros del jurado evaluador puedan realizar las deliberaciones y calificaciones correspondientes; cuyos resultados son los que se consignan a continuación:

Miembros del Jurado Evaluador	Exposición	Respuesta/preguntas	Promedio
Dra. Rosa Grimaneza GUEVARA MONTERO	17	16	17
Dr. José ALARCÓN GUERRERO	17	17	17
Dr. Víctor Luis CÁRDENAS LÓPEZ	18	16	17
PROMEDIO			17

La sustentante alcanzó el promedio de diecisiete (17) aprobatorio. Acto seguido, la presidenta (e) invito el ingreso de la sustentante y el público asistente, al Auditorio de la Facultad de Ciencias Biológicas de la Universidad Nacional de San Cristóbal de Huamanga dando a conocer los resultados e indicando que de este modo se da por finalizado el presente acto académico, siendo las seis y treinta de la noche del mismo día; firmando al pie del presente en señal de conformidad.


Dra. Rosa Grimaneza GUEVARA MONTERO
Presidenta (e)


Dr. José ALARCÓN GUERRERO
Miembro-Jurado


Dr. Víctor Luis CÁRDENAS LÓPEZ
Miembro-Asesor


Mg. Luis Uriel MOSCOSO GARCIA
Secretario Docente



FACULTAD DE CIENCIAS BIOLÓGICAS
ESCUELA PROFESIONAL DE BIOLOGÍA

DECANATURA-ESCUELA PROFESIONAL DE BIOLOGÍA

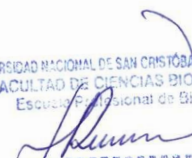
CONSTANCIA DE ORIGINALIDAD DE TRABAJO DE TESIS

Nº 33-2026-FCB-D

Yo, SERAPIO ROMERO GAVILÁN, Director de la Escuela Profesional de Biología de la Facultad de Ciencias Biológicas de la Universidad Nacional de San Cristóbal de Huamanga; autoridad encargada de verificar la tesis titulada: **Perfil de resistencia antimicrobiana de bacterias patógenas aisladas de superficies de UCI. Hospital Regional de Ayacucho, 2024.**, por RUTMERY CANALES VARGAS; he constatado por medio del uso de la herramienta TURNITIN, procesado CON DEPÓSITO, una similitud de 10%, grado de coincidencia, menor a lo que determina la ausencia de plagio definido por el Reglamento de Originalidad de Trabajos de Investigación de la UNSCH, aprobado con Resolución del Consejo Universitario N° 039-2021-UNSCH-CU.

En consecuencia, la tesis cumple con las normas para el uso de citas y referencias establecidas por la Universidad Nacional de San Cristóbal de Huamanga. Se acompaña el INFORME FINAL DE TURNITIN correspondiente.

Ayacucho, 13 de julio de 2026.


UNIVERSIDAD NACIONAL DE SAN CRISTÓBAL DE HUAMANGA
FACULTAD DE CIENCIAS BIOLÓGICAS
Escuela Profesional de Biología


Dr. Serapio Romero Gavilán
DIRECTOR

Perfil de resistencia antimicrobiana de bacterias patógenas aisladas de superficies de UCI. Hospital Regional de Ayacucho, 2024.

por RUTMERY CANALES VARGAS

Fecha de entrega: 13-jul-2026 02:24p. m. (UTC-0500)

Identificador de la entrega: 2997587224

Nombre del archivo: 1D-CANALES_VARGAS-RUTMERY-pregrado-2026_TURNITIN_pdf.pdf (711.33K)

Total de palabras: 9438

Total de caracteres: 50589

Perfil de resistencia antimicrobiana de bacterias patógenas aisladas de superficies de UCI. Hospital Regional de Ayacucho, 2024.

INFORME DE ORIGINALIDAD

10%

INDICE DE SIMILITUD

10%

FUENTES DE INTERNET

3%

PUBLICACIONES

6%

TRABAJOS DEL ESTUDIANTE

FUENTES PRIMARIAS

1 repositorio.upla.edu.pe

Fuente de Internet

2 queretaro.quadratin.com.mx

Fuente de Internet

3 Submitted to Universidad Nacional Pedro Ruiz Gallo

Trabajo del estudiante

4 Submitted to Universidad Nacional de San Cristóbal de Huamanga

Trabajo del estudiante

5 repositorioinstitucional.buap.mx

Fuente de Internet

6 www.grafiati.com

Fuente de Internet

7 revistasanidadmilitar.org

Fuente de Internet

8 repositorio.continental.edu.pe

Fuente de Internet

9 worldwidescience.org

Fuente de Internet

10 um.com.co

Fuente de Internet

11 repositorio.unfv.edu.pe

Fuente de Internet

12 doaj.org

Fuente de Internet

13 repositorio.unsch.edu.pe

Fuente de Internet

14 Submitted to Pontificia Universidad Catolica del Ecuador - PUCE

Trabajo del estudiante

www.ncbi.nlm.nih.gov

15

Fuente de Internet

16

www.facm.ucl.ac.be

Fuente de Internet

Exclur citas

Activo

Exclur coincidencias

< 30 words

Exclur bibliografia

Activo