

**Citar como:**

García C, Astocondor L, Hinostrza N, Gordillo-Leo V, Krapp F. Rol de los actores clave para el proceso óptimo de hemocultivo: desde el médico hasta el laboratorio de microbiología. *Rev Méd Hered.* 2026; 37(1): 68-78. DOI: 10.20453/rmh.v37i1.6431

**Recibido:** 16/04/25  
**Aceptado:** 25/09/25

**Conflictos de intereses:**

Los salarios de LA y NH son cubiertos por el Proyecto Colaborativo FA5 del Instituto de Medicina Tropical Amberses/ Instituto de Medicina Tropical Alexander von Humboldt

**Contribución de autoría:**

**CG:** conceptualización, investigación, redacción de borrador, revisión y edición. **LA, NH, FKL:** conceptualización, investigación, redacción de borrador. **VG:** redacción de borrador, revisión y edición.

**Correspondencia:**

Dra. Coralith García,  
✉ [coralith.garcia@upch.pe](mailto:coralith.garcia@upch.pe)








Artículo de acceso abierto, distribuido bajo los términos de la Licencia Creative Commons Atribución 4.0 Internacional.

© Los autores  
© Revista Médica Herediana

# Rol de los actores clave para el proceso óptimo de hemocultivo: desde el médico hasta el laboratorio de microbiología

## Role of Key Actors in Blood Culture: From the Physician to the Microbiology Laboratory

Coralith García<sup>1,a,2</sup> , Lizeth Astocondor<sup>1,b</sup> , Noemi Hinostrza<sup>1,c</sup> , Valeria Gordillo-Leo<sup>1,d</sup> , Fiorella Krapp<sup>1,e</sup> 

<sup>1</sup> Instituto de Medicina Tropical Alexander von Humboldt, Universidad Peruana Cayetano Heredia. Lima, Perú.

<sup>2</sup> Hospital Nacional Cayetano Heredia, Ministerio de Salud. Lima, Perú.

<sup>a</sup> Ph. D. en Ciencias Biomédicas y médico especialista en enfermedades infecciosas y tropicales.

<sup>b</sup> Tecnólogo médico.

<sup>c</sup> Biólogo.

<sup>d</sup> Médico cirujano.

<sup>e</sup> Ph. D. en Ciencias Biomédicas y médico especialista en infectología.

### RESUMEN

El hemocultivo es una herramienta fundamental para el diagnóstico de las infecciones del torrente sanguíneo. En este artículo se evalúan los aspectos del proceso de hemocultivos haciendo énfasis en el rol crítico que cumplen los trabajadores de la salud involucrados, incluyendo: el médico, quien debe conocer cuáles son las indicaciones; el flebotomista —que en los hospitales puede ser desempeñado por diferentes grupos incluyendo técnicos, médicos o enfermeras—, quien deben realizar el proceso utilizando una técnica aséptica; y el personal del laboratorio de microbiología, que debe seguir los procesos adecuados para obtener el resultado microbiológico. Adicionalmente, se revisa el rol del laboratorio de microbiología para evaluar y monitorear los indicadores de calidad de los hemocultivos, como son el volumen de sangre por botella, el porcentaje de positividad y el porcentaje de contaminantes, con el objetivo de optimizar el uso de esta herramienta diagnóstica.

**PALABRAS CLAVE:** cultivo de sangre; indicadores de calidad de atención en salud; sepsis.

## SUMMARY

Blood culture is an essential tool for diagnosing bloodstream infections. In this article, aspects of the blood culture process are evaluated with emphasis on the critical roles of the physician (indications), the phlebotomist -which in hospitals may be performed by different groups including technicians, doctors, or nurses- (aseptic technique), and the laboratory staff (quality indicators, such as volume and contamination rates) in optimizing diagnostic results. Additionally, the role of the microbiology laboratory in assessing and monitoring blood culture quality indicators, such as blood volume per bottle, positivity rate, and contaminant rate, is reviewed to optimize the use of this diagnostic tool.

**KEYWORDS:** blood culture; indicators for healthcare quality attention; sepsis.

## INTRODUCCIÓN

El resultado positivo de un hemocultivo permite confirmar la infección del torrente sanguíneo (ITS). Además, con base en los resultados procesados en un periodo de tiempo se pueden elaborar reportes (conocidos en el Perú como mapas microbiológicos) que describen los microorganismos más frecuentes y la resistencia antimicrobiana (RAM) <sup>(1)</sup>. Con este reporte, las instituciones pueden desarrollar guías clínicas que permiten a los médicos seleccionar la terapia empírica más adecuada ante la sospecha de ITS.

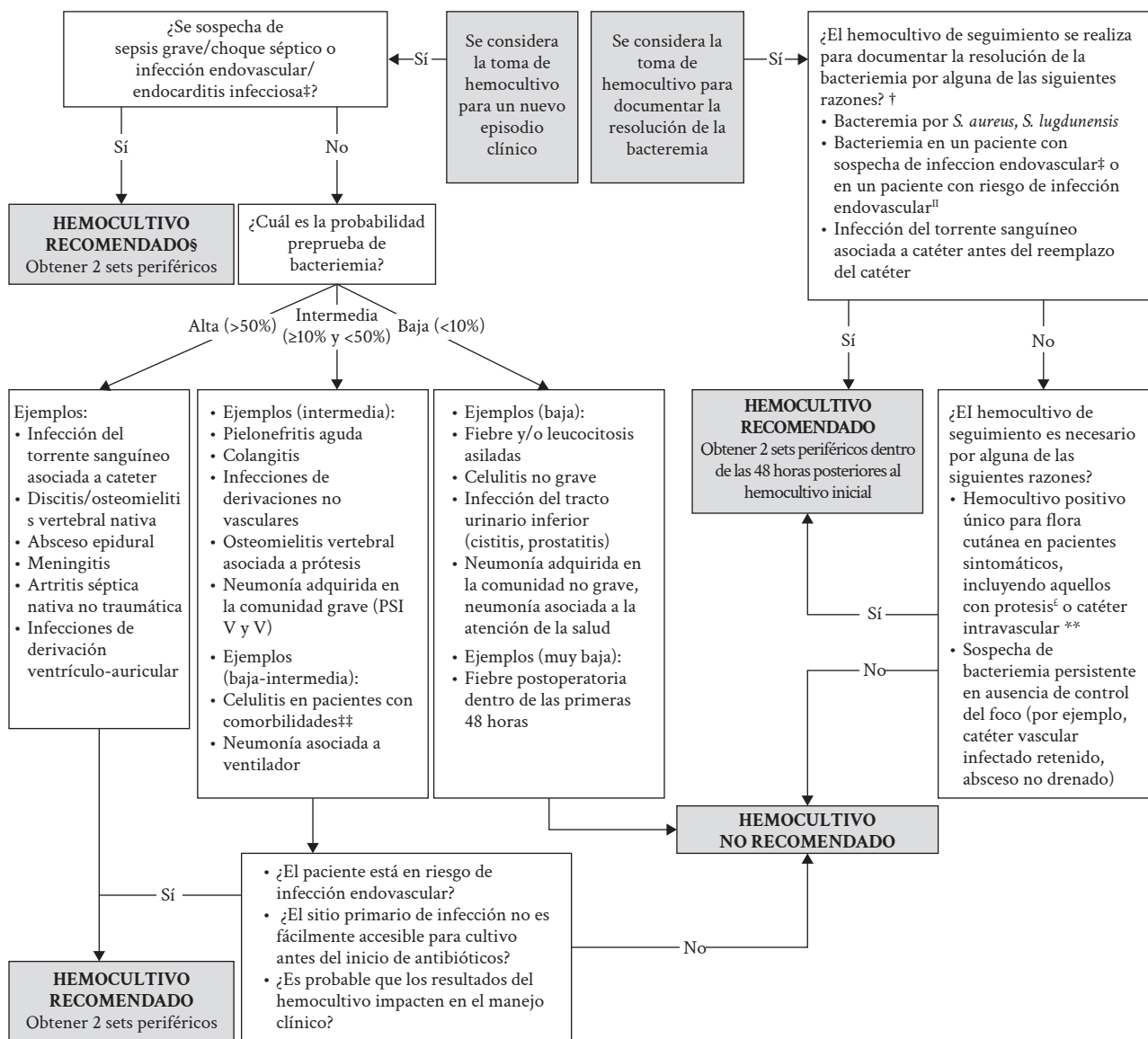
La RAM es un problema global que afecta de manera desproporcionada a países que tienen menos recursos, los cuales suelen presentar mayores niveles de resistencia a las diferentes familias de antimicrobianos <sup>(2)</sup>. El Perú, desde hace más de una década, presenta los niveles de resistencia más altos a cefalosporinas y fluoroquinolonas en enterobacterias en comparación con otros países de la región. <sup>(3)</sup>

La vigilancia de la RAM es crucial para conocer los niveles y mecanismos de resistencia. El Sistema de Vigilancia del Uso y la Resistencia Antimicrobiana Global (GLASS por sus siglas en inglés) es el primer esfuerzo global para que los países participen en la vigilancia de la RAM de manera estandarizada e incluye al Perú desde el reporte del año 2021 <sup>(4)</sup>. Conforme a los lineamientos del GLASS, un elemento fundamental para la vigilancia es la información obtenida de los hemocultivos (o

cultivos de sangre). Dicho proceso abarca desde la solicitud del médico hasta la toma de muestra de sangre, el traslado, la recepción y el procesamiento. Por tanto, los esfuerzos que se realicen para mejorar la calidad del proceso de los hemocultivos afectarán de manera directa y positiva en la obtención de mejores resultados en la vigilancia de la RAM. Por ello, el objetivo de este artículo fue: revisar los aspectos clave según el rol de cada uno de los actores involucrados en el procesamiento de hemocultivos (médicos, flebotomistas y personal del laboratorio de microbiología) y revisar los indicadores de calidad en los laboratorios de microbiología hospitalarios evaluados en el Perú.

## ROL DEL MÉDICO

El médico debe solicitar los hemocultivos de manera oportuna. Tienen indicación para este procedimiento los pacientes con infecciones como *shock* séptico y endocarditis infecciosa. Además, se ha identificado que ciertas infecciones bacterianas localizadas en pacientes no neutropénicos tienen un alto riesgo de bacteriemia (probabilidad pretest de bacteriemia > 50 %), como en el caso de meningitis o artritis séptica; mientras que otras infecciones, como las de la vía biliar, tienen un riesgo moderado (probabilidad pretest < 50 % - > 10 %). La toma de hemocultivos se recomienda en estos grupos de alto y mediano riesgo (figura 1) <sup>(5)</sup>. Asimismo, los hemocultivos también están indicados en pacientes con neutropenia febril y en enfermedades bacterianas endémicas como la fiebre tifoidea. <sup>(6)</sup>



**Figura 1.** Algoritmo de recomendaciones para hemocultivos bacterianos en pacientes no neutropénicos. Este algoritmo no sustituye el juicio clínico. <sup>†</sup>Los hemocultivos positivos para especies de *Candida* requieren un hemocultivo de seguimiento de manera rutinaria. <sup>\*</sup>Tromboflebitis séptica, trombos endovasculares infectados, infecciones asociadas al desfibrilador cardioversor implantable (DCI) o marcapasos, así como infecciones de catéteres intravasculares e injertos vasculares. <sup>§</sup>Se recomienda obtener más de 2 sets de hemocultivos en casos de sospecha de endocarditis. <sup>¶</sup>Pacientes con riesgo de infección endovascular: portadores de DCI/marcapasos, injerto vascular, válvulas y material protésicos utilizados para la reparación de válvulas cardíacas, antecedentes de endocarditis infecciosa, valvulopatía en receptores de trasplante cardíaco, cardiopatía congénita no reparada, cardiopatía congénita reparada con cortocircuito residual o regurgitación valvular, o dentro de los primeros 6 meses posteriores a la reparación. <sup>‡</sup>Antes de solicitar hemocultivos, evalúe la historia clínica del paciente y realice un examen físico para identificar focos infecciosos y no infecciosos asociados al episodio febril aislado, y revise el beneficio potencial del hemocultivo. <sup>‡</sup>Prótesis: prótesis articulares o intravasculares. <sup>\*\*</sup>No se recomienda realizar hemocultivos de seguimiento adicionales de rutina en pacientes inmunocompetentes con un único hemocultivo positivo para flora cutánea (por ejemplo, estafilococos coagulasa negativos), a menos que se sospeche bacteriemia o haya una prótesis presente. <sup>††</sup>Celulitis en pacientes con comorbilidades: personas inmunocomprometidas o con riesgo de mal pronóstico debido a secuelas por una bacteriemia por *Staphylococcus aureus* no diagnosticada. PSI: índice de gravedad de neumonía. *S. aureus*: *Staphylococcus aureus*. *S. lugdunensis*: *Staphylococcus lugdunensis*.

(Adaptado y traducido de Fabre V, Sharara SL, Salinas AB, et al. <sup>(5)</sup>)

En un estudio que evaluó las oportunidades perdidas de hemocultivos en diez hospitales de Lima, se encontró que el 70 % de los pacientes con indicación no contaba con una muestra tomada. Esta frecuencia varió según los servicios, siendo más frecuente en Cirugía (90 %) y menos frecuente en Cuidados Intensivos (33 %) <sup>(7)</sup>. Por ello, se resalta la importancia de que los médicos se entrenen para reconocer en qué situaciones clínicas debe sospecharse una bacteriemia. No obstante, tampoco es deseable que el uso se incremente de manera indiscriminada, más aún en el contexto de los hospitales con menos recursos del Perú, donde suele haber desabastecimiento de botellas; además, el uso inadecuado de hemocultivos puede generar el uso innecesario de antibióticos. <sup>(5)</sup>

Tradicionalmente, se recomendaba realizar la toma de muestra durante el pico febril. Sin embargo, esta recomendación ha quedado obsoleta, ya que generaba demoras innecesarias y, en algunos casos, oportunidades perdidas para la realización de hemocultivos. El momento oportuno debe ser antes del inicio de antibióticos. La posibilidad de obtener un hemocultivo positivo disminuirá a medida que pasen las horas posteriores al inicio de los antibióticos. <sup>(8)</sup>

En el Perú, el médico también es quien define el número de *sets* de hemocultivos. En el caso de sepsis, se debe solicitar al menos dos *sets*, y cada uno debe contar con al menos dos botellas <sup>(9)</sup>. En el caso de endocarditis, se deberían considerar al menos tres *sets* <sup>(9)</sup>. Esto es clave, ya que el volumen total de sangre cultivada es el factor preanalítico más importante para obtener un resultado positivo <sup>(10)</sup>. Sin embargo, el 72 % de los hemocultivos tomados en hospitales públicos del Perú fueron botellas solitarias; es decir, una única botella en lugar de los 2-3 *sets* recomendados <sup>(7)</sup>. Esto puede resultar en una baja posibilidad de detección de ITS debido a una mayor frecuencia de falsos negativos.

## ROL DEL FLEBOTOMISTA

En los hospitales del Perú, diferentes trabajadores de la salud asumen el rol de flebotomistas, incluyendo a los técnicos, los tecnólogos, los biólogos, las enfermeras, los alumnos de medicina o los médicos. Dicha diversidad convierte el entrenamiento en la toma de muestra en un reto mayor. El flebotomista debe cumplir con dos aspectos importantes: tomar las muestras de sangre garantizando una técnica aséptica, y asegurar que las botellas inoculadas se transporten al laboratorio. A continuación, detallamos aspectos importantes en estos procesos.

## Técnica aséptica y antisépticos

Una adecuada técnica aséptica reduce la contaminación de los hemocultivos, ya que disminuye la probabilidad de introducir las bacterias de la piel en el frasco de hemocultivo <sup>(11)</sup>. Los antisépticos de uso clínico más usados son la tintura de yodo, la yodopovidona, el gluconato de clorhexidina y las soluciones alcohólicas, como el alcohol isopropílico o el etanol al 70 %. El tiempo de acción de estos antisépticos es variable; por ejemplo, para la yodopovidona es de 90 segundos, mientras que, para la tintura de yodo, el gluconato de clorhexidina y las soluciones alcohólicas es de aproximadamente 30 segundos. La elección del mejor antiséptico cutáneo sigue en debate. <sup>(12)</sup>

Se reconoce que los antisépticos con base en alcohol secan más rápido en comparación con los antisépticos acuosos; sin embargo, su efecto es de corta duración, por lo que se recomienda usarlos en combinación con otro antiséptico con mayor efecto residual, como la clorhexidina <sup>(13)</sup>. Diversos estudios mencionan la superioridad de la clorhexidina alcohólica frente a los antisépticos acuosos, como el yodo povidona <sup>(14)</sup>, y su eficacia equivalente frente a la tintura de yodo <sup>(15)</sup>. En la literatura existe cierta evidencia que favorece el uso del alcohol <sup>(16)</sup>, aunque otros autores sugieren que la mayoría de los antisépticos dan buenos resultados cuando son usados adecuadamente respetando sus respectivos tiempos de acción. <sup>(13)</sup>

Por lo tanto, para la asepsia de la piel, más importante que la elección del antiséptico es realizar una técnica adecuada, respetando el tiempo de acción. Se puede realizar el proceso en un solo paso o en dos pasos consecutivos; no existe evidencia que pruebe mayor efectividad de uno sobre otro. No obstante, los expertos sugieren que se realice en dos pasos: el primer paso consiste en la limpieza vigorosa de la piel con un antiséptico con base en alcohol que se debe repetir hasta que la gasa (limpia o estéril) utilizada se encuentre visiblemente limpia. Esto prepara la piel para el siguiente paso, que puede efectuarse con el mismo antiséptico o con otro. <sup>(9,13)</sup>

El etanol al 70% es un antiséptico económico disponible en los hospitales del Perú que puede ser utilizado para la asepsia de la piel en la toma de hemocultivos, teniendo en consideración dos aspectos importantes: el tiempo de acción de 30 segundos a un minuto y la implementación de la asepsia en dos pasos.

En relación con los guantes, en un ensayo clínico aleatorizado se encontró que no hubo diferencias significativas en las tasas de contaminación cuando se compararon los guantes estériles con los no estériles<sup>(17)</sup>. Si los hospitales no cuentan con guantes estériles de libre disposición, se pueden utilizar guantes no estériles de primer uso.

### **Zona de punción**

El mejor lugar de venopunción es una vena del antebrazo; para ello, se debe seleccionar una vena sana cuya localización se base en el tacto del rebote y no solo en la inspección visual. No se debería realizar la venopunción en el brazo que está recibiendo terapia intravenosa, así como también debe evitarse extraer sangre arterial o venosa de los miembros inferiores<sup>(18)</sup>. Estas prácticas aumentan el riesgo de contaminación de los cultivos o pueden generar daño en el paciente<sup>(19)</sup>.

Por otro lado, las muestras obtenidas por venopunción presentan menores porcentajes de contaminación en comparación con aquellas obtenidas por catéteres venosos<sup>(20)</sup>. Por lo tanto, no se debe reemplazar la venopunción por muestras a través del catéter.

### **Volumen de muestra**

Cuanto mayor sea el volumen analizado, mayor será la posibilidad de detectar el crecimiento de las bacterias. En adultos, se recomienda extraer dos *sets* de hemocultivos. Cada uno, que se obtiene de una venopunción, debe contar con al menos 20 ml de sangre, los cuales se inocularán en dos botellas (10 ml en cada una)<sup>(21)</sup>. En caso de que se obtenga un menor volumen en la venopunción, la primera botella se debe llenar con 10 ml y el restante debe llenarse en la segunda botella. En el caso de los neonatos, infantes y niños, el volumen de sangre colectado no debe ser mayor al 1 % del total del volumen de sangre del paciente y solo se utiliza una botella<sup>(22)</sup>. Además, es importante seguir las indicaciones del volumen de sangre que indica el fabricante de las botellas.

Según el CLSI, un *set* de hemocultivo está compuesto por una botella aeróbica y una botella anaeróbica<sup>(9)</sup>; sin embargo, en los hospitales del Perú no hay disponibilidad de botellas para anaerobios<sup>(7)</sup>. Ante esta situación, la botella anaeróbica puede ser reemplazada por una segunda botella para aerobios, tal como se propone que se realice en los hospitales del Perú<sup>(13, 23)</sup>. Por último, es importante resaltar que las botellas de hemocultivos deben ser las primeras en ser llenadas en caso la muestra sea tomada también para otros exámenes complementarios. Asimismo, la muestra de sangre de la jeringa debe colocarse directamente en la botella; no se debe colocar la sangre en otro tubo y después traspasarse a la botella.

Después de finalizado el primer *set*, se debe proceder a la toma de la segunda muestra para el segundo *set*. No es necesario establecer un intervalo de tiempo entre la toma del primero y el segundo<sup>(13)</sup>. No obstante, es importante que el segundo *set* sea tomado de un área de venopunción diferente.<sup>(9)</sup>

### **Etiquetado**

Después de tomar la muestra, se deben rotular las botellas con el nombre y apellido del paciente, la fecha y hora de colección, las iniciales del flebotomista y otros datos relevantes, tales como la zona de venopunción. Se debe tener cuidado en no cubrir las zonas importantes en la botella, como el código de barras o la escala de medición del volumen.<sup>(9)</sup>

### **Tiempo de transporte**

Las botellas de hemocultivos deben ser transportadas lo antes posible al laboratorio de microbiología para la incubación; dicho lapso no debe exceder las dos horas.<sup>(9)</sup>

Sobre la base de las consideraciones descritas previamente, en la tabla 1 proponemos el procedimiento para la toma de muestras de hemocultivo mediante venopunción en adultos.

**Tabla 1.** Procedimiento de toma de muestra de hemocultivos para pacientes adultos por venopunción para un set de hemocultivos.

Set de hemocultivos<sup>1</sup>: Dos botellas aérobicas de hemocultivos colectadas de la misma venopunción.

**Materiales:**

1. Solicitud de toma de muestra donde figuren los datos del paciente
2. Torniquete
3. Guantes no estériles de primer uso
4. Esparadrapo
5. Lapicero y marcador
6. Contenedor rígido de descarte de material punzocortante
7. Alcohol 70 %
8. Gel a base de alcohol para la limpieza de manos
9. Gasa limpia o estéril
10. Algodón
11. Temporizador o reloj
12. 1 jeringa de 20 ml con aguja de 21G
13. 2 botellas de hemocultivo aeróbico
14. Recipiente limpio para el transporte de materiales

**Procedimiento:**

1. Verificar los datos del paciente e informar al paciente acerca del procedimiento.
2. Verificar que las botellas de hemocultivo no estén vencidas ni dañadas.
3. En cada botella, indicar con un marcador el volumen que se va a extraer: 10 ml.
4. Rotular las botellas como "1" y "2".
5. Limpiarse las manos con alcohol gel o agua y jabón antes de tocar al paciente.
6. Colocar el torniquete 10 cm arriba de la zona de venopunción.
7. Palpar el antebrazo para identificar la vena y aflojar el torniquete una vez que se haya localizado la vena.
8. Limpiar vigorosamente, con movimientos circulares desde el centro hacia afuera, la piel de la zona de venopunción con la gasa con alcohol de 70 % hasta que la gasa esté visiblemente limpia. Dejar secar de 30 segundos a 1 minuto.
9. Retirar la tapa externa de las botellas y desinfectar las tapas internas de goma con alcohol de 70 %. Dejar secar por 30 segundos a 1 minuto.
10. Realizar la antisepsia del sitio de venopunción con una gasa con alcohol de 70 %. Dejar secar de 30 segundos a 1 minuto.
11. Colocarse los guantes. Después no volver a tocar la zona de venopunción durante el resto del procedimiento.
12. Conectar la aguja con la jeringa y ajustar nuevamente el torniquete.
13. Remover el cobertor que cubre la aguja y posicionar el bisel hacia arriba, y perforar la vena.
14. Aflojar el torniquete cuando la sangre comience a fluir en la jeringa.
15. Colectar 20 ml de volumen de sangre<sup>2</sup>.
16. Colocar un algodón por encima de la zona de venopunción y retirar la aguja.
17. Tan pronto retira la aguja, presionar el algodón ubicado en la zona de punción y solicitar al paciente que continúe con la presión<sup>3</sup>.

**Tabla 1.** (Continuación).

18. Seleccionar la botella 1 y perforar con la aguja la tapa de goma e inocular 10 ml de sangre. Recuerde mantener la botella en posición vertical para asegurar que sea llenada adecuadamente.
19. Repetir el último paso para la botella 2.
20. Descartar la jeringa con la aguja en el contenedor para material punzocortante. No remueva la aguja de la jeringa.
21. Limpiar residuos de sangre que hayan quedado en la tapa de goma con un algodón con alcohol de 70 %.
22. Inmediatamente después mezclar suavemente el contenido de las botellas por inversión.
23. Sujetar el algodón de la zona de venopunción con esparadrapo.
24. Una vez terminado el procedimiento, retirarse los guantes y limpiarse las manos con alcohol gel o agua y jabón.
25. Rotular la botella del hemocultivo con nombre del paciente, fecha y hora de extracción y la zona de venopunción. Retirar una de las etiquetas del código de barra de las botellas y pegarlo en la solicitud de toma de muestra (opcional, depende de las indicaciones de cada hospital)
26. Transportar las botellas de hemocultivos, a temperatura ambiente, junto a la solicitud. El tiempo entre la toma de la muestra y la incubación de la botella de hemocultivo no debe exceder las 2 horas.

<sup>1</sup>Según el CLSI, un *set* de hemocultivos está compuesto por 1 botella aeróbica y 1 botella anaeróbica; sin embargo, aquí se está considerando un *set* como 2 botellas aeróbicas debido a la disponibilidad en los hospitales. <sup>2</sup>Si se colecta menos de 20 ml de sangre, se deberá llenar la botella 1 con el volumen de 10 ml, y la botella 2 con el volumen restante. <sup>3</sup>Si el paciente no puede realizar la presión, puede tener listo el esparadrapo unido al algodón para sujetarlo tan pronto retire la aguja. En pacientes que no pueden colaborar con el procedimiento, se sugiere contar con la asistencia de un ayudante para optimizar el proceso de toma de muestra. Importante: Si se solicitaron exámenes adicionales, la colección de muestra para los hemocultivos debe ser la primera en realizarse. Asimismo, no se debe transferir a la botella de hemocultivo la muestra de sangre procedente de otras pruebas (tubos hematológicos, bioquímicos, inmunológicos, etc.).

## ROL DEL PERSONAL DEL LABORATORIO DE MICROBIOLOGÍA

El laboratorio de microbiología tiene un rol clave en el proceso de los hemocultivos, algunos de los cuales vamos a detallar a continuación. Sin embargo, además del proceso microbiológico mismo, el laboratorio tiene otros tres roles igualmente importantes: proveer instrucciones claras para realizar la toma de muestra y el transporte de las botellas de hemocultivo, informar los resultados al personal médico de forma adecuada y oportuna, y monitorizar periódicamente los indicadores de calidad de los hemocultivos.

### Incubación de los hemocultivos

Las botellas de hemocultivos inoculadas deben iniciar la incubación en el menor tiempo posible. El CLSI recomienda no exceder las dos horas; no obstante, otras recomendaciones menos estrictas indican no exceder las cuatro horas <sup>(24)</sup>. Si en situaciones excepcionales el tiempo entre la toma de muestra y la incubación de la botella excede las doce horas, se recomienda que antes de incubar la botella se realice una inspección visual en búsqueda de crecimiento <sup>(25)</sup>. Si hay evidencia de crecimiento, se debe realizar una tinción de Gram y un subcultivo antes de la incubación <sup>(25)</sup>. Por otro lado, Ling, et al. <sup>(26)</sup>, recomiendan realizar el subcultivo independientemente de la evidencia de crecimiento.

Cuando se utilizan equipos automatizados, no se deben preincubar las botellas, ya que este procedimiento podría alterar el mecanismo de detección que se utiliza en estos equipos y aumentar la emisión de resultados falsos negativos <sup>(13)</sup>. En cambio, si se usan sistemas manuales de procesamiento de hemocultivos, la preincubación a 35 °C podría acelerar la recuperación del patógeno <sup>(25)</sup>. Antes de ser incubadas, las botellas deben permanecer en oscuridad y a temperatura ambiente; en ninguna circunstancia deben ser refrigeradas ni congeladas.

El tiempo estándar de incubación en equipos automatizados es de cinco días. Este tiempo funciona bien para la mayoría de los microorganismos, ya que entre el 93 y 98% pueden ser detectados durante los primeros cuatro días de incubación <sup>(27-29)</sup>, incluso en casos de endocarditis infecciosa. Según Fihman V et al., no se recomienda la extensión del periodo de incubación para el diagnóstico de endocarditis infecciosa, a menos que el paciente tenga factores de riesgo para una infección por *Cutibacterium acnes*. <sup>(30)</sup>

Asimismo, las bacterias del grupo HACEK (*Haemophilus*, *Actinobacillus*, *Cardiobacterium*, *Eikenella*, y *Kingella*) también son detectadas en el tiempo estándar de cinco días, por lo que no sería necesaria la extensión del periodo de incubación. <sup>(30, 31)</sup>

## Verificación del volumen óptimo

La evaluación del volumen de sangre colectado se puede realizar a través de una inspección visual utilizando la escala de medición que se encuentra en la botella y que permite ver si el volumen es óptimo o subóptimo. No obstante, existe una manera más precisa que consiste en calcular el volumen a través de los pesos de las botellas antes de la inoculación (sin muestra) y después de esta (con muestra). Luego, se calcula la diferencia restando el peso de la botella con muestra menos el peso de la botella sin muestra; posteriormente, se divide este resultado por un factor de corrección de 1,06 g/ml (densidad de la sangre)<sup>(32)</sup>. En el caso de botellas comerciales, no es necesario pesar cada botella antes de la inoculación; para el cálculo del volumen podría usarse el promedio de peso de un grupo de botellas (por ejemplo, el 5 % del total de botellas estimadas para procesarse en el periodo de tiempo en el que se evaluará el volumen de sangre).<sup>(7)</sup>

Un estudio realizado en el Perú evaluó el volumen de sangre en 665 botellas de hemocultivo para adultos provenientes de ocho hospitales, y encontró que solo el 8,9 % de ellas cumplían con el volumen recomendado de 8-12 ml<sup>(7)</sup>. Se concluyó que en estos hospitales el volumen fue subóptimo, lo que trae consigo una menor posibilidad de resultados positivos. Por ello, es importante que el monitoreo del volumen de sangre se realice por servicio o por flebotomista<sup>(9)</sup>, con el propósito de proporcionar una retroalimentación sobre el proceso.

## Reporte de resultados de la tinción de Gram

La tinción de Gram solo debe realizarse en hemocultivos positivos, cuyo crecimiento puede haberse detectado por inspección visual o por equipos automatizados. En estos últimos, se recomienda ejecutar la tinción durante la primera hora de haber dado positivo en el equipo. Se ha descrito que el reporte de la tinción de Gram durante las 24 horas del día, los 7 días de la semana, se asocia a mejores resultados en el manejo de los pacientes.<sup>(33, 34)</sup>

El reporte debe incluir la respuesta a la tinción (positivo, negativo o variable), la morfología del microorganismo (coco, cocobacilos, bacilos, levaduras, etc.) y el tipo de arreglo (pares, cadena, en racimo, etc.). Una botella positiva debe estar acompañada del reporte de la tinción de Gram, el cual no puede ser reemplazado por pruebas de diagnóstico rápido.<sup>(9)</sup>

## Contaminantes y porcentaje de contaminación

Un contaminante es un microorganismo que se recupera del hemocultivo, pero que no es el real causante de la infección (falso positivo). Entre las bacterias grampositivas, los microorganismos contaminantes más frecuentemente son los *Staphylococcus coagulasa* negativos (ScoN), *Cutibacterium acnes*, *Corynebacterium* spp., *Micrococcus* spp. y *Bacillus* spp. Por su parte, entre los gramnegativos, pueden considerarse *Stenotrophomonas maltophilia*, y especies de *Pseudomonas* diferentes a *P. aeruginosa*.<sup>(13, 35)</sup>

Estos microorganismos son considerados contaminantes a menos que se recuperen en más de un set de hemocultivos; por ello, la recomendación de recolectar muestras en al menos dos sets de hemocultivos. Asimismo, para diferenciar un contaminante de un verdadero positivo y evaluar su significancia, es importante contar con la información clínica del paciente. La existencia de un segundo set es crucial para poder comparar con el resultado del primer set.

Cuando se identifica un contaminante, es importante realizar un reporte escrito y una comunicación directa. De esta forma, se evitará que un paciente con un resultado falso positivo reciba tratamiento antibiótico innecesario. El indicador de calidad que mide este evento es el porcentaje de contaminación y se recomienda que sea menor al 3 %<sup>(9)</sup>. En un estudio realizado en Perú, solo uno de cada tres hospitales evaluados cumplió con este criterio. Aunque la mediana del porcentaje de contaminación fue de 4,2 %, el rango fue de 0 a 15,1 %, lo que indica una alta heterogeneidad en este indicador en los hospitales del país.<sup>(7)</sup>

Para calcular el porcentaje de contaminación, se considera el número de sets de hemocultivos en el caso de pacientes adultos. Si una botella (en pacientes pediátricos) o un set (en adultos) no se puede definir como contaminante o verdadero positivo, debe excluirse del cálculo. El CDC<sup>(36)</sup> recomienda que se calcule y reporte el porcentaje de contaminación de forma mensual. La fórmula considera, en el numerador, el número de sets de hemocultivos contaminados, dividido entre el total de sets elegibles; finalmente, el resultado se multiplica por 100 para expresarlo en porcentaje.<sup>(36)</sup>

## Porcentaje de positividad

El valor recomendado del porcentaje de positividad en hemocultivos se encuentra entre el 6 y 12 %<sup>(24)</sup>. El

cálculo del porcentaje de positividad, para un periodo de tiempo determinado (por ejemplo, 1, 3 o 6 meses), se realiza considerando en el numerador el número de *sets* de hemocultivos positivos dividido entre el número total de *sets* elegibles. El resultado se multiplica por 100 para expresarlo en porcentaje.<sup>(37)</sup>

En el estudio realizado en el Perú, se reportó que solo 6 de 15 hospitales evaluados cumplían con el valor recomendado, con una mediana de 4,9 % y un rango de 1 a 8,1 %<sup>(7)</sup>. Uno de los factores clave que afecta el porcentaje de positividad es el volumen de sangre inoculado en las botellas. En un estudio realizado en Taiwán, donde se evaluó la relación entre el volumen de sangre por botella y el porcentaje de positividad, se encontró que cuando el volumen fue menor a 3 ml, el porcentaje de positividad fue del 5,5 %; mientras que si tenía de 8 a 10 ml, el porcentaje fue de 18,1 %<sup>(38)</sup>. En hospitales del Perú, el 90,8 % de las botellas de hemocultivos para pacientes adultos evaluados tuvieron un volumen insuficiente de muestra (< 8 ml)<sup>(7)</sup>. Por consiguiente, es probable que el bajo porcentaje de positividad encontrado en los hospitales peruanos en este estudio esté relacionado con el volumen de sangre subóptimo que se obtiene para el procesamiento de los hemocultivos.<sup>(7)</sup>

### Reporte de resultados: parcial y final

El resultado del hemocultivo, ya sea positivo o negativo, es crítico para el manejo y el pronóstico del paciente. Antes de reportarlo, este debe ser verificado y validado; además, la terminología utilizada en el reporte debe ser estandarizada, evitando cualquier tipo de abreviatura<sup>(9)</sup>. Se realiza un reporte parcial mientras la prueba está en proceso y un reporte final cuando ha finalizado. Respecto al reporte parcial de un hemocultivo positivo, este debe incluir los resultados de la tinción de Gram y, si lo hubiera, el resultado de la prueba molecular rápida. Este resultado debe entregarse al médico tanto de forma escrita como verbal.<sup>(9)</sup>

En el reporte final, para hemocultivos positivos, se debe incluir el resultado de la tinción de Gram, la identificación y la susceptibilidad del microorganismo. En hemocultivos negativos, se debe indicar en el reporte el tiempo total de incubación; esto es especialmente relevante en el caso de que no se usen equipos automatizados. Si el microorganismo detectado es un contaminante, no se debe reportar el antibiograma<sup>(39)</sup>. En cualquiera de estos casos, es importante incluir información adicional que pudiera afectar el resultado final, como el volumen de sangre

insuficiente, el tiempo de transporte prolongado, etc.

Si el procesamiento del hemocultivo fue cancelado, se debe indicar en el reporte final la razón por la que no fue procesada la muestra. Se pueden rechazar las muestras en los casos en que tengan un etiquetado incorrecto o que no estén etiquetadas, en caso de botellas rotas, dañadas, o con fugas, y en muestras coaguladas.<sup>(9)</sup>

### CONCLUSIONES

Los hemocultivos son los exámenes de laboratorio más importantes en un paciente con sospecha de ITS. En este artículo, se han revisado múltiples factores que influyen en los resultados de los hemocultivos, así como los actores involucrados en el proceso: los médicos, el personal encargado de la toma de muestras —que puede pertenecer a varios grupos de trabajadores de salud— y, finalmente, el personal del laboratorio de microbiología, responsable del procesamiento de los cultivos. Es importante educar a cada uno de estos tres actores involucrados y, asimismo, mantener la evaluación periódica de los indicadores de calidad con el fin de optimizar el uso de esta herramienta diagnóstica y el beneficio de sus resultados.

### REFERENCIAS BIBLIOGRÁFICAS

1. Yagui M, Silva J, Mayta M, et al. Mapa microbiológico hospitalario: herramienta para monitorear la resistencia a los antimicrobianos. 2022 [citado 05 de diciembre de 2024]; 126-126. Disponible en: <https://cdn.www.gob.pe/uploads/document/file/5509467/4908652-mapa-microbiologico.pdf?v=1701458784>
2. Sulis G, Sayood S, Gandra S. Antimicrobial resistance in low- and middle-income countries: current status and future directions. *Expert Rev Anti Infect Ther.* 2022;20(2):147-60. doi:10.1080/14787210.2021.1951705
3. Gales AC, Castanheira M, Jones RN, Sader HS. Antimicrobial resistance among Gram-negative bacilli isolated from Latin America: results from SENTRY Antimicrobial Surveillance Program (Latin America, 2008-2010). *Diagn Microbiol Infect Dis.* 2012;73(4):354-60. doi:10.1016/j.diagmicrobio.2012.04.007
4. World Health Organization. Global Antimicrobial Resistance and Use Surveillance System (GLASS) Report [Internet]. 2021 [citado el 4 de diciembre de 2024]. Disponible en: <https://www.who.int/publications/i/item/9789240027336>
5. Fabre V, Sharara SL, Salinas AB, et al. Does this patient need blood cultures? A scoping

- review of indications for blood cultures in adult nonneutropenic inpatients. *Clin Infect Dis*. 2020;71(5):1339-47. doi:10.1093/cid/ciaa039
6. Antillon M, Saad NJ, Baker S, et al. The relationship between blood sample volume and diagnostic sensitivity of blood culture for typhoid and paratyphoid fever: a systematic review and meta-analysis. *J Infect Dis*. 2018;218:S255-67. doi:10.1093/infdis/jiy471
  7. Krapp F, Rondon C, Amaro C, et al. Underutilization and quality gaps in blood culture processing in public hospitals of Peru. *Am J Trop Med Hyg*. 2021;106(2):432-40. doi: 10.4269/ajtmh.21-0770
  8. Cheng MP, Stenstrom R, Paquette K, et al. Blood culture results before and after antimicrobial administration in patients with severe manifestations of sepsis: a diagnostic study. *Ann Intern Med*. 2019;171(8):547-54. doi:10.7326/M19-1696
  9. Clinical and Laboratory Standards Institute. Principles and procedures for blood cultures. CLSI guideline M47. 2.<sup>a</sup> ed. 2022.
  10. Lee A, Mirrett S, Reller LB, et al. Detection of bloodstream infections in adults: how many blood cultures are needed? *J Clin Microbiol*. 2007;45(11):3546-8. doi: 10.1128/JCM.01555-07
  11. Palavecino EL, Campodónico VL, She RC. Laboratory approaches to determining blood culture contamination rates: an ASM Laboratory Practices Subcommittee report. *J Clin Microbiol*. 2024;62(2):e0102823. doi:10.1128/jcm.01028-23
  12. Sautter RL, Parrott JS, Nachamkin I, et al. American Society for Microbiology evidence-based laboratory medicine practice guidelines to reduce blood culture contamination rates: a systematic review and meta-analysis. *Clin Microbiol Rev*. 2024;37(4):e0008724. doi:10.1128/cmr.00087-24
  13. Ombelet S, Barbé B, Affolabi D, et al. Best practices of blood cultures in low- and middle-income countries. *Front Med (Lausanne)*. 2019;6:131. doi:10.3389/fmed.2019.00131
  14. Caldeira D, David C, Sampaio C. Skin antiseptics in venous puncture-site disinfection for prevention of blood culture contamination: systematic review with meta-analysis. *J Hosp Infect*. 2011;77(3):223-32. doi:10.1016/j.jhin.2010.10.015
  15. Story-Roller E, Weinstein MP. Chlorhexidine versus tincture of iodine for reduction of blood culture contamination rates: a prospective randomized crossover study. *J Clin Microbiol*. 2016;54(12):3007-9. doi:10.1128/JCM.01457-16
  16. Ramirez P, Gordón M. Antisepsia en la extracción de hemocultivos. Tasa de contaminación de hemocultivos. *Med Intensiva*. 2019;43:31-4. doi:10.1016/j.medin.2018.08.007
  17. Frota OP, Silva RM, Ruiz JS, et al. Impact of sterile gloves on blood-culture contamination rates: a randomized clinical trial. *Am J Infect Control*. 2022;50(1):49-53. doi:10.1016/j.ajic.2021.08.030
  18. Srikanth KK, Lotfollahzadeh S. Phlebotomy [Internet]. StatPearls; 2025, enero. Disponible en: <https://www.ncbi.nlm.nih.gov/books/NBK574569/>
  19. Ota K, Oba K, Fukui K, et al. Sites of blood collection and topical antiseptics associated with contaminated cultures: prospective observational study. *Sci Rep*. 2021;11(1):6211. doi:10.1038/s41598-021-85614-7
  20. Snyder SR, Favoretto AM, Baetz RA, et al. Effectiveness of practices to reduce blood culture contamination: a Laboratory Medicine Best Practices systematic review and meta-analysis. *Clin Biochem*. 2012;45(13-14):999-1011. doi:10.1016/j.clinbiochem.2012.06.007
  21. Azem RM, Ransom EM. Blood culture optimization: practical tips. *Clin Microbiol Newsl*. 2022;44(17):151-60. doi:10.1016/j.clinmicnews.2022.08.005
  22. Huber S, Hetzer B, Crazzolara R, et al. The correct blood volume for paediatric blood cultures: a conundrum? *Clin Microbiol Infect*. 2020;26(2):168-73. doi:10.1016/j.cmi.2019.10.006
  23. Papavarnavas NS, Brink AJ, Dlamini S, et al. Practice update to optimize the performance and interpretation of blood cultures: 2022. *S Afr Med J*. 2022;112(6):397-402. doi:10.7196/SAMJ.2022.v112i6.16537
  24. Leber AL. Clinical microbiology procedures handbook. Washington, DC, USA: ASM Press; 2016.
  25. Heroes AS. Delayed incubation of blood culture bottles-recommendations for preincubation temperature and time [Internet]. Institute of Tropical Medicine Antwerp. 2023. Disponible en: <https://webshare.zenya.work/308myyz7034vz048/Document.aspx?websharedocumentid=0860eb0a-5b9d-4c72-8bd9-dc22b7f4a2c2>
  26. Ling CL, Roberts T, Soeng S, et al. Impact of delays to incubation and storage temperature on blood culture results: a multi-centre study. *BMC Infect Dis*. 2021;21(173). doi:10.1186/s12879-021-05872-8

27. Ransom EM, Alipour Z, Wallace MA, et al. Evaluation of optimal blood culture incubation time to maximize clinically relevant results from a contemporary blood culture instrument and media system. *J Clin Microbiol.* 2021;59(3):e02459-20. doi:10.1128/JCM.02459-20
28. Ulrich PS, Bastian IN, Chen DJ. Clinical significance of BD Bactec FX blood culture incubation beyond 96 hours (4 days). *J Clin Microbiol.* 2022;60(7):e0054922. doi:10.1128/jcm.00549-22
29. Hashimoto T, Yahiro T, Khan S, et al. Validity of reducing blood culture incubation time for the BD BACTEC FX blood culture system considering microbiological and clinical aspects. *J Infect Chemother.* 2024;31(1):102522. doi:10.1016/j.jiac.2024.09.011
30. Fihman V, Faury H, Moussafeur A, et al. Blood cultures for the diagnosis of infective endocarditis: what is the benefit of prolonged incubation? *J Clin Med.* 2021;10(24):5824. doi:10.3390/jcm10245824
31. Petti CA, Bhally HS, Weinstein MP, et al. Utility of extended blood culture incubation for isolation of *Haemophilus*, *Actinobacillus*, *Cardiobacterium*, *Eikenella*, and *Kingella* organisms: a retrospective multicenter evaluation. *J Clin Microbiol.* 2006;44(1):257-9. doi:10.1128/JCM.44.1.257-259.2006
32. Van Ingen J, Hilt N, Bosboom R. Education of phlebotomy teams improves blood volume in blood culture bottles. *J Clin Microbiol.* 2013;51(3):1020-1. doi:10.1128/JCM.03068-12
33. Gehring T, Kim H, Hoerauf A, et al. A prospective study on the effect of time-shifted telephone reporting of blood culture microscopy. *Eur J Clin Microbiol Infect Dis.* 2019;38(5):973-5. doi:10.1007/s10096-019-03544-9
34. Barenfanger J, Graham DR, Kolluri L, et al. Decreased mortality associated with prompt Gram staining of blood cultures. *Am J Clin Pathol.* 2008;130(6):870-6. doi:10.1309/AJCPVMDQU2ZJDPBL
35. Doern GV., Carroll KC, Diekema DJ, et al. A comprehensive update on the problem of blood culture contamination and a discussion of methods for addressing the problem. *Clin Microbiol Rev.* 2020;33(1):e00009. doi:10.1128/CMR.00009-19
36. Centers for Disease Control and Prevention. Primary measure: blood culture contamination rate [Internet]. Laboratory Quality. 2024 [citado 18 de diciembre de 2024]. Disponible en: <https://www.cdc.gov/lab-quality/php/prevent-adult-blood-culture-contamination/primary-measure.html#toc>
37. So MK, Chung HS, Kim CJ, et al. Effects of blood volume monitoring on the rate of positive blood cultures from the Emergency Room. *Annals Clin Microbiol.* 2016;19(3):70-5. doi:10.5145/ACM.2016.19.3.70
38. Lin P-C, Chang C-L, Chung Y-H, et al. Revisiting factors associated with blood culture positivity: Critical factors after the introduction of automated continuous monitoring blood culture systems. *Medicine (Baltimore).* 2022;101(30):e29693. doi:10.1097/MD.00000000000029693
39. Centers for Disease Control and Prevention. Selective reporting of antimicrobial susceptibility testing results: a primer for antibiotic stewardship programs [Internet]. 2020 [citado 18 de diciembre 2024]. Disponible en: <https://www.cdc.gov/antibiotic-use/pdfs/Selective-Reporting-508.pdf>