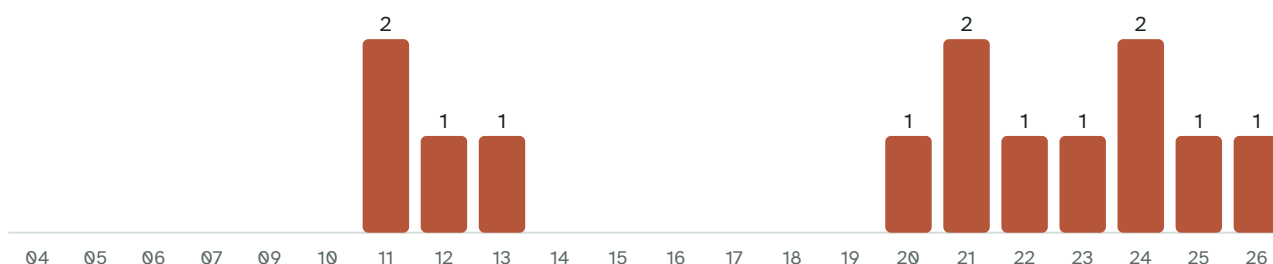


Recogida de muestras

Recoger una muestra es la primera fase del análisis: un tubo mal elegido, un antiséptico que no se deja secar o una orina tomada de la bolsa dan un resultado falso aunque el laboratorio trabaje bien. En el EIR han caído 20 preguntas de este tema, casi todas de técnica concreta: el orden de llenado de los tubos, el antiséptico y los tiempos de los hemocultivos, la prueba de Allen antes de la gasometría, la orina en el paciente sondado y la toma de muestras de una úlcera. El bloque con más preguntas son los hemocultivos (cinco); el único concepto repetido en dos exámenes es la prueba de Allen. Cuando una fuente vigente no coincide con la respuesta oficial de una pregunta, se explican los dos criterios.

Apuntes para el EIR · versión 2026-09-27 · **sin revisión enfermera**. Todas las preguntas son reales, de exámenes EIR, con su año y su número; ninguna está escrita por IA. Las respuestas están en el solucionario, al final.

Cómo cae en el EIR



13 preguntas de este tema en 22 exámenes (2004-2026, ordinarias, clasificación segura).

Lo más repetido

- Test de Allen: circulación colateral cubital antes de punción radial (2 exámenes)

Índice

Resumen para repasar	3
Puntos clave	6
1. Principios generales: identificación, etiquetado, conservación y transporte	7
2. Sangre venosa: técnica, tubos y orden de llenado	8
3. Sangre capilar y control del INR	12
4. Hemocultivos	14
5. Gasometría arterial: prueba de Allen, compresión y complicaciones	19
6. Orina: urocultivo, paciente sondado, orina de 24 horas y niños	22
7. Heridas y úlceras	26
8. Muestras forenses (alcohol en sangre) y líquido cefalorraquídeo	29
Todas las preguntas del tema (15)	31
Preguntas que también podrían ser de este tema (5)	36
Solucionario	38
Fuentes	39

Resumen para repasar

1. Principios generales: identificación, etiquetado, conservación y transporte

- Tres grandes errores de la toma: **hemólisis, contaminación y etiquetado inexacto** ^{F1}.
- Causas de hemólisis: tubo poco lleno (anticoagulante:sangre > 1:9), **agitar con fuerza, no dejar secar** el antiséptico ^{F1}.
- Identificar: pedir al paciente su **nombre completo** y cotejarlo con el volante; etiqueta con nombre, historia, fecha de nacimiento, **fecha y hora** ^{F1}.
- Transporte en **bolsa estanca** con el volante fuera; tubos con aditivo **invertidos** suavemente ^{F1}.
- **Temperatura ambiente**: hemocultivo y LCR; **nevera 2-8 °C**: orina; **hielo**: gasometría; **refrigerado**: alcohol forense ^{F26,F24,F13,F12,F20}.

2. Sangre venosa: técnica, tubos y orden de llenado

- Torniquete a **4-5 traveses de dedo**; se retira **antes de sacar la aguja** y, según algunas guías, antes de **2 minutos** ^{F1}.
- Alcohol al **70 %**, **30 s** y **30 s** de secado; mejor que povidona, que eleva falsamente **K, P y úrico** ^{F1}.
- Ángulo $\leq 30^\circ$; no volver a tocar la zona desinfectada ^{F1}.
- **ISO 6710** (UNE-EN ISO 6710:2018): **azul claro = citrato** (coagulación), **malva = EDTA** (hemograma); en el pliego de Defensa, verde = heparina y rojo/amarillo = suero ^{F2,F3}.
- Citrato en proporción **1:9**: el tubo de coagulación se **llena hasta la marca** ^{F3,F1}.
- Orden (OMS): **hemocultivo** → **sin aditivo** → **citrato** → **suero** → **heparina** → **EDTA** → **ACD** → **fluoruro/oxalato** ^{F1}.

3. Sangre capilar y control del INR

- **Talón** (plantar medial o lateral) hasta **~6 meses** o 3-10 kg; **dedo** después ^{F1}.
- Dedos **medio y anular**, en el **lateral de la yema**; ni pulgar, ni índice, ni meñique ^{F1}.
- Profundidad $\leq 2,4$ mm (1,5 mm en el dedo de 6 meses a 8 años); se limpia la **primera gota**; no exprimir; orden capilar **inverso** al venoso ^{F1}.
- INR: extremo **distal y lateral, evitando la yema**, **3.º o 4.º dedo** ^{F4}.
- INR: agua tibia y jabón, **sin alcohol**; gota en **< 15 s** ^{F4}; desechar o no la primera gota no cambió el INR en un estudio ^{F5}.

4. Hemocultivos

- **Antes del antibiótico; no hace falta pico febril** (la SEIMC: coincidiendo con los **escalofríos**) ^{F6,F8}.
- Mínimo **2 sets** (aerobio + anaerobio) de **puntos distintos**; **10-15 ml** por frasco en adultos, **1-2 ml** en niños ^{F6}.
- **> 2 meses**: clorhexidina **2 % alcohólica**, **30 s** frotando, secar **≥ 3 min** (2025) o **3-5 min** (2020) ^{F6,F7}.
- **< 2 meses**: clorhexidina **2 % acuosa**, 3-5 min; la OMS 2010 no usaba clorhexidina a esa edad ^{F6,F1}.
- **Guantes estériles**; mascarilla **no rutinaria** para la guía enfermera, sí para la SEIMC ^{F6,F8}.
- **No desechar** la sangre del CVC; **no cambiar la aguja**; con vacío, primero el **aerobio** ^{F6}.
- Temperatura ambiente, **nunca nevera** ni estufa; ideal **< 2 h**; tope clásico **18 h** ^{F8,F9}.
- TDP: **mismo volumen**, extracción simultánea, **todas las luces**, catéter positivo **≥ 120 min** antes ^{F8,F10,F11}.

5. Gasometría arterial: prueba de Allen, compresión y complicaciones

- Radial en el túnel carpiano, después humeral y femoral; **45°** en la radial; lectura en **< 15 min** o en hielo ^{F12}.
- **Allen**: comprime radial y cubital, libera la **cubital**; si la mano recupera el color, hay **circulación colateral** ^{F12}.
- OMS: recoloración en **5-15 s** (Allen modificado «positivo» = normal); si no, **no se pincha esa radial** ^{F1}.
- Compresión: **5 min radial, 10 femoral y humeral, 15 con anticoagulación** (capítulo de enfermería); **2-3 min** en el de procedimiento ^{F12}.
- Neuropatía por compresión (hematoma): **parestesia, debilidad muscular, alodinia**; la **rigidez muscular** es signo de **isquemia** ^{F12}.

6. Orina: urocultivo, paciente sondado, orina de 24 horas y niños

- **Micción media**: la muestra más frecuente; se desecha el primer chorro; **contenedor estéril**; óptima la primera orina de la mañana ^{F13}.
- Mujer: **separar los labios**; varón: **retraer el prepucio**; transporte en **< 2 h** o nevera 2-8 °C hasta 24 h ^{F13}.
- Sonda **≥ 2 semanas**: **cambiar la sonda** y cultivar de la **nueva** ^{F13,F14}.
- Si no se puede cambiar: pinzar, desinfectar y **puncionar con jeringa estéril** (5-10 ml); **nunca de la bolsa** ni desconectando ^{F13}.
- Orina de 24 h: se desecha la primera micción del día 1 y se **incluye la del día 2**; en frío ^{F16}.
- Niños: **punción suprapúbica** de referencia; sondaje no descarta la contaminación; **bolsa**, alto riesgo; continentes, **chorro medio** ^{F17}.

7. Heridas y úlceras

- Cultivar solo con **signos de infección** y antes del antibiótico: toda lesión abierta está colonizada ^{F18}.
- **Punción-aspiración** por piel **periulceral** (alcohol 70° + antiséptico, 45°, 1-5 ml, vial de anaerobios): método recomendado ^{F18}; nevera solo si se demora, según la SEIMC ^{F27}.
- **Biopsia**: patrón oro, reservada a especializada; **hisopo**, en último caso ^{F18,F27}. El **IWII 2022** prefiere biopsia y, si no, **hisopo de Levine** ^{F29}.
- Hisopo: lavar con **suero fisiológico**, retirar tópicos, **rechazar el pus**, **Levine** (1 cm² del interior, **sin bordes**) ^{F18,F19,F27}.

8. Muestras forenses (alcohol en sangre) y líquido cefalorraquídeo

- INTCF (Orden JUS/1291/2010): **2 tubos de 5 ml, fluoruro sódico + oxalato potásico, llenos al máximo** para evitar la cámara de aire ^{F20}.
- Piel **sin alcohol ni antisépticos volátiles**; sin tubos de gel; envío **refrigerado** ^{F20}.
- LCR: al menos **3 ml** en tubos estériles; **sin refrigerar** para cultivo; tubos **numerados** ^{F24,F25}.
- Tras la punción lumbar: protocolos antiguos, **prono** 2 h; Cochrane: **ni la postura ni el reposo** previenen la cefalea ^{F22,F21}.

Puntos clave

- 1 Los tres grandes errores de la toma de muestras son **hemólisis, contaminación y etiquetado inexacto** ^{F1}.
- 2 Orden de llenado (OMS): **hemocultivo** → **citrato (azul claro)** → **suero (rojo)** → **heparina (verde)** → **EDTA (morado)** → **fluoruro (gris)** ^{F1}.
- 3 Tapón **azul claro** = **citrato trisódico** (coagulación, proporción **1:9**, llenado completo); **malva** = **EDTA** (hemograma) ^{F2,F3,F1}.
- 4 INR capilar: **extremo distal y lateral** del dedo, **evitando la yema**, en el **3.º o 4.º dedo**, sin alcohol ^{F4}.
- 5 Hemocultivos: antes del antibiótico, **sin esperar al pico febril, no desechar** la sangre del CVC, guantes estériles y sin mascarilla rutinaria (guía enfermera) ^{F6}.
- 6 Antisepsia para hemocultivos: **clorhexidina 2 % alcohólica**, 30 s, secar **al menos 3 min** (3-5 en 2020); en **menores de 2 meses, 2 % acuosa**, 3-5 min ^{F6,F7}.
- 7 Hemocultivos a **temperatura ambiente**, nunca en nevera; objetivo **< 2 h**, tope clásico **18 h** ^{F8,F9}.
- 8 Tiempo diferencial de positividad: **mismo volumen**, todas las luces, positivo el catéter **≥ 2 h** antes ^{F8,F10,F11}.
- 9 La **prueba de Allen** comprueba la **circulación colateral** (cubital) de la mano antes de puncionar la radial ^{F12,F1}.
- 10 Compresión tras gasometría (SEPAR, cuidados): **5 min radial, 10 min femoral y humeral, 15 min** con anticoagulación ^{F12}.
- 11 Sonda permanente de **≥ 2 semanas**: se **cambia la sonda** y la orina se toma de la nueva; **nunca de la bolsa** ^{F13,F14}.
- 12 Orina de 24 h: se **desecha** la primera micción del día 1 y se **incluye la del día 2**: vejiga vacía al empezar y al terminar ^{F16}.
- 13 Úlceras: el método recomendado es la **punción-aspiración** por piel periulceral; hisopo con **Levine** (sin bordes) tras lavar con **suero fisiológico** ^{F18,F27}.
- 14 Alcoholemia forense: **2 tubos de 5 ml, fluoruro sódico + oxalato potásico**, sin cámara de aire, **sin antisépticos volátiles** ^{F20}.

1. Principios generales: identificación, etiquetado, conservación y transporte

La OMS resume en tres los problemas que nacen de una mala toma de muestras: **hemólisis, contaminación y etiquetado inexacto** ^{F1}. Entre las causas de hemólisis cita llenar poco un tubo, de modo que la proporción de anticoagulante y sangre supere **1:9**, **agitar el tubo con demasiada fuerza** y **no dejar secar el alcohol** o el desinfectante ^{F1}.

Identificación. Antes de extraer, la enfermera se presenta y **pide al paciente que diga su nombre completo**; después comprueba que el volante del laboratorio corresponde a ese paciente ^{F1}. La etiqueta lleva, como mínimo, lo que pida el laboratorio: habitualmente **nombre y apellidos, número de historia, fecha de nacimiento y fecha y hora de la extracción**; se revisan etiquetas y volantes antes de enviar las muestras ^{F1}.

Transporte. La OMS pide empaquetar las muestras en una **bolsa de plástico estanca** con un compartimento exterior para el volante, para no contaminarlo, y llevar los tubos en una gradilla o soporte acolchado para que no se rompan ^{F1}. Los tubos con aditivo se **invierten suavemente** el número de veces que indique el laboratorio: una mezcla insuficiente con el aditivo falsea los resultados ^{F1}.

Temperatura hasta el laboratorio (SEIMC). El procedimiento general de la SEIMC indica que se conservan a **temperatura ambiente** las muestras de **hemocultivos, LCR**, exudados y líquidos biológicos ^{F26}. La orina, en cambio, se **refrigera entre 2 y 8 °C** si no puede procesarse enseguida ^{F13}. Cada muestra tiene su regla, y en los apartados siguientes se detallan.

Muestra	Si no se procesa enseguida
Hemocultivo	Temperatura ambiente; nunca en nevera ^{F8}
LCR para cultivo	Temperatura ambiente o 35 °C; nunca refrigerado antes del cultivo ^{F24}
Orina para cultivo	Nevera, 2-8 °C , hasta unas 24 horas ^{F13}
Gasometría arterial	Hielo ; lectura antes de 15 minutos ^{F12}
Aspirado de úlcera (vial de anaerobios)	GNEAUPP: entre 2 y 25 °C, no en nevera ^{F18} ; SEIMC 2022: si se demora, nevera 2-8 °C hasta 24 h ^{F27}
Alcohol en sangre (INTCF)	Envío refrigerado ^{F20}

Lo que no va a la nevera

Hemocultivo y LCR para cultivo: **nunca** a la nevera. **Orina** y **alcohol** forense sí se refrigeran; la **gasometría**, en hielo.

2. Sangre venosa: técnica, tubos y orden de llenado

Venopunción (OMS 2010). El torniquete se coloca **4-5 traveses de dedo** por encima del punto de punción ^{F1}. Fuera de los hemocultivos, la piel se limpia con **alcohol al 70 % durante 30 segundos** y se deja **secar por completo (30 segundos)**; se prefiere el alcohol a la **povidona yodada**, porque la sangre contaminada con povidona puede elevar falsamente el **potasio, el fósforo o el ácido úrico** ^{F1}. **No se vuelve a tocar** la zona desinfectada; si se toca, se repite la desinfección ^{F1}.

- **Ángulo:** se entra en la vena con decisión a **30 grados o menos** ^{F1}.
- **Fijación:** se sujeta el brazo y se tensa la vena con el pulgar **por debajo** del punto de punción ^{F1}.
- **Torniquete:** se retira **antes de sacar la aguja**; algunas guías lo retiran en cuanto fluye la sangre y **siempre antes de que lleve 2 minutos** colocado ^{F1}.
- **Inversión:** los tubos con aditivo se invierten el número de veces que fije el laboratorio ^{F1}.

Tubos y colores. El código de colores de los tubos de sangre venosa lo regula la norma **ISO 6710** ^{F3}. Su versión vigente es la **ISO 6710:2017** (segunda edición, confirmada en 2023) ^{F28}, que en España se aplica como **UNE-EN ISO 6710:2018** ^{F2}. Un pliego técnico del Ministerio de Defensa (Hospital Central de la Defensa) pide que la etiqueta lleve el código de esa norma y que el color siga sus criterios, **salvo algunos tubos que, para diferenciar su uso, se piden en otro color** ^{F2}. Su tabla de tubos, que mezcla colores de la norma y usos del propio hospital, es esta ^{F2}:

Uso	Color del tapón	Aditivo
Hemograma	Malva (lila)	EDTA-K2 ^{F2}
Coagulación	Azul claro	Citrato sódico 0,109 M ^{F2}
Pruebas cruzadas (uso del hospital; la OMS las asigna al tubo rojo y al EDTA ^{F1})	Verde	Heparina de litio ^{F2}
Bioquímica	Rojo	Gel separador y activador del coágulo ^{F2}
Serología	Amarillo	Gel separador y activador del coágulo ^{F2}

La guía del laboratorio de hematología del Hospital Universitario San Cecilio (SAS) coincide: el tubo de **EDTA K3** lleva tapón **malva** y el de **citrato**, tapón **celeste**. El citrato se usa como **citrato trisódico** en solución acuosa, en proporción **1:9** (una parte de citrato por nueve) ^{F3}. Por eso el tubo de coagulación **debe llenarse hasta la marca**: la OMS lo anota en su tabla («requires full draw») ^{F1}.

★ Tapón azul claro = citrato = coagulación

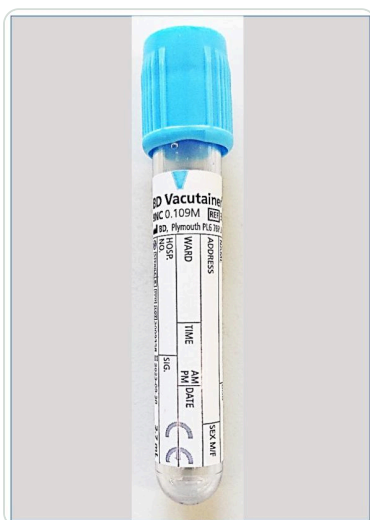
El tubo de **tapón azul claro** (celeste) contiene **citrato trisódico** y es el de las pruebas de **coagulación** ^{F2,F3}. **Malva** = EDTA (hemograma) ^{F2,F3}; **verde** = heparina; en el pliego de Defensa, **rojo** o **amarillo** = suero con activador del coágulo ^{F2}. El citrato va en proporción **1:9**: si el tubo se llena poco, sobra anticoagulante ^{F3,F1}.

EIR 2026 · 9

P1 · respuesta en el solucionario

Según establece la Norma ISO 6710:2018, el tubo de la Imagen 9 contiene: Citrato trisódico

Según establece la Norma ISO 6710:2018, el tubo de la Imagen 9 contiene:



1. Ácido etilendiaminetetraacético EDTA K3E.
2. Citrato trisódico.
3. Heparina de litio.
4. Heparina de sodio.

Orden de llenado. Los tubos se llenan en un orden fijo para que **los aditivos no pasen de un tubo a otro** ^{F1}. La OMS reproduce el orden simplificado del consenso estadounidense NCCLS de 2003 y advierte que los colores pueden variar, por lo que hay que confirmarlos con el laboratorio local ^{F1}. Su tabla 2.3, completa ^{F1}:

Orden	Tubo (color habitual) ^{F1}	Aditivo	Uso
1	Frasco de hemocultivo (tubos de rayas amarillas y negras)	Caldo de cultivo	Microbiología: aerobios, anaerobios, hongos
2	Tubo sin aditivo	—	—
3	Coagulación (azul claro)	Citrato sódico	Pruebas de coagulación (tiempo de protrombina); llenado completo

Orden	Tubo (color habitual) ^{F1}	Aditivo	Uso
4	Activador del coágulo (rojo)	Activador del coágulo	Bioquímica, inmunología y serología, banco de sangre (pruebas cruzadas)
5	Tubo separador de suero (rojo-gris atigrado o dorado)	Ninguno (gel en el fondo que separa el suero)	Bioquímica, inmunología y serología
6	Heparina sódica (verde oscuro)	Heparina sódica o de litio	Litemia con heparina sódica; amonio con cualquiera de las dos
7	PST (verde claro)	Heparina de litio y gel separador	Bioquímica
8	EDTA (morado)	EDTA	Hematología y banco de sangre (pruebas cruzadas); llenado completo
9	Tubo amarillo pálido	Ácido-citrato-dextrosa (ACD)	Tipaje HLA, pruebas de paternidad, estudios de ADN
10	Oxalato/fluoruro (gris claro)	Fluoruro sódico y oxalato potásico	Glucosa (el antiglicolítico la conserva hasta cinco días); llenado completo

Si la única prueba es una coagulación rutinaria, basta un tubo azul claro; si se teme contaminarla con líquido tisular o tromboplastina, puede extraerse antes un **tubo sin aditivo** ^{F1}. La guía española de hemocultivos sugiere lo mismo: **siempre se extrae primero la muestra de hemocultivos** ^{F6}.

Cultivo, Citrato, Coágulo, Heparina, EDTA, Fluoruro

Hemocultivo → **citrato** (coagulación) → **suero** (bioquímica) → **heparina** → **EDTA** (hemograma) → **fluoruro** (glucosa).

Teniendo en cuenta las directrices de la OMS sobre extracción de sangre mediante venopunción, indique cuál...:
Hemocultivos, coagulación, bioquímica, hemograma

Teniendo en cuenta las directrices de la OMS sobre extracción de sangre mediante venopunción, indique cuál de los siguientes representa el orden correcto de llenado de muestras:

1. Hemocultivos, coagulación, bioquímica, hemograma.
2. Hemograma, bioquímica, coagulación, serología, hemocultivos.
3. Coagulación, hemograma, bioquímica, tubo sin aditivos.
4. Hemograma, coagulación, bioquímica, serología.

3. Sangre capilar y control del INR

Dónde se pincha (OMS). En el adulto, el **dedo** es la zona preferida; los **laterales del talón** se usan solo en **pediatría y neonatos** ^{F1}. La OMS elige según edad y peso ^{F1}:

	Talón ^{F1}	Dedo ^{F1}
Edad	Desde el nacimiento hasta unos 6 meses	Más de 6 meses
Peso	Aproximadamente 3-10 kg	Más de 10 kg
Dónde va la lanceta	Superficie plantar medial o lateral	En el lateral de la yema del dedo, perpendicular a las líneas de la huella
Dedo recomendado	—	Medio y anular ; se evitan el pulgar y el índice (callosidades) y el meñique (tejido fino)

- **Profundidad:** no más de **2,4 mm** en el dedo del adulto y en el talón; en el dedo de un niño de 6 meses a 8 años, **1,5 mm**; la parte **posterior del talón** se evita por el riesgo de tocar hueso ^{F1}.
- **Primera gota:** se limpia, porque puede ir contaminada con **líquido tisular** o restos de piel ^{F1}.
- **No exprimir** con fuerza: diluye la muestra con líquido tisular y favorece la hemólisis ^{F1}.
- **Orden capilar:** primero **hematología**, luego bioquímica y banco de sangre, para que no se agreguen las plaquetas; es el **inverso** del de la venopunción ^{F1}.
- En pediatría y neonatos **no se usa povidona yodada** para la punción capilar: se usa alcohol ^{F1}.

Control del INR con coagulómetro portátil (anticoagulantes antivitamina K). El procedimiento del Instituto Nacional de Gestión Sanitaria (INGESA, 2019) indica que la zona de punción debe ser el **extremo más distal y lateral de un dedo de la mano, evitando las yemas**, preferentemente en el **3.º o 4.º dedo** ^{F4}. El paciente se lava las manos con **agua tibia y jabón** y se las seca; el agua tibia mejora el riego si tiene las manos frías ^{F4}. **No se usa alcohol**, porque puede alterar el INR; si se usa, hay que dejarlo secar bien ^{F4}. La gota se recoge **antes de 15 segundos** desde la punción: si no, ya ha empezado la coagulación y el resultado sale falseado ^{F4}.

La guía del laboratorio de hematología del Hospital San Cecilio da la misma zona para el control del tratamiento anticoagulante: el **lateral de los dedos de la mano** ^{F3}. Sobre la **primera gota** en el coagulómetro portátil, el banco de preguntas Preevid (Servicio Murciano de Salud, 2016) no halló estudios con el aparato consultado; un estudio con **otro coagulómetro portátil** no encontró diferencias entre desecharla o no, y dos guías de autocontrol no piden desecharla ^{F5}.



INR capilar: distal, lateral, 3.º o 4.º dedo

Extremo distal y lateral del dedo, **evitando la yema**, preferentemente en el **3.º o 4.º dedo** (medio y anular) ^{F4,F1}. Manos lavadas con **agua tibia y jabón, sin alcohol**, y gota recogida **antes de 15 segundos** ^{F4}.

En cuanto a la técnica del control del INR con sangre capilar en pacientes que toman anticoagulantes...: La zona de punción debe ser en el extremo más distal y lateral de un dedo de la mano,...

En cuanto a la técnica del control del INR con sangre capilar en pacientes que toman anticoagulantes orales antagonistas de la vitamina K, ¿cuál es la zona de punción correcta?:

1. La zona de punción debe ser en el extremo más proximal y lateral de un dedo de la mano, evitando las yemas, preferentemente en el 3° o 4° dedo.
2. La zona de punción debe ser en el extremo más proximal y lateral de un dedo de la mano, evitando las yemas, preferentemente en el 2° o 3° dedo.
3. La zona de punción debe ser en el extremo más distal y lateral de un dedo de la mano, evitando las yemas, preferentemente en el 2° o 3° dedo.
4. La zona de punción debe ser en el extremo más distal y lateral de un dedo de la mano, evitando las yemas, preferentemente en el 3° o 4° dedo.

4. Hemocultivos

La referencia enfermera española es la **Guía de Práctica Clínica Enfermera sobre Hemocultivos** del **Instituto Español de Investigación Enfermera** (Consejo General de Enfermería). La primera edición es de **2020** y la **actualización vigente, de 2025** ^{F6,F7}. El documento técnico de la SEIMC es el procedimiento **n.º 62 (2017)** ^{F8}.

Cuándo. Los hemocultivos se extraen **antes de iniciar el antibiótico**, ante sospecha de sepsis y otras infecciones de origen desconocido ^{F6}. La guía de 2025 lo dice como recomendación fuerte: **no es preciso que el paciente presente pico febril** coincidiendo con la extracción (en 2020 era una sugerencia) ^{F6,F7}. La SEIMC da el porqué: el momento de más bacterias en sangre es el que **precede a la fiebre**, y aconseja extraer **coincidiendo con los escalofríos** ^{F8}. Si ya se ha dado antibiótico, en pediatría se extrae **justo antes de la siguiente dosis** ^{F6}; la SEIMC lo aplica a todos, cuando el antibiótico está **en su concentración valle** ^{F8}.

Cuántos y cuánto. Como mínimo **dos sets**, cada uno con un frasco **aerobio** y otro **anaerobio**; en pediatría, **un solo frasco pediátrico** ^{F6}. En el adulto, **10-15 ml por frasco**; en el niño, **1-2 ml**, ajustados al peso y la edad ^{F6}. Cada pareja se extrae de **puntos anatómicos distintos** y, si el paciente está grave, pueden extraerse con muy poco intervalo o incluso a la vez ^{F6}.

Guantes, mascarilla y antisepsia. La guía de 2025 recomienda **guantes estériles** en la extracción, porque reducen la contaminación, y **no volver a palpar** la zona tras la antisepsia; si hay que hacerlo, antes se pone un guante estéril nuevo ^{F6}. **Sugiere no usar mascarilla quirúrgica de forma rutinaria** (recomendación débil) ^{F6}. Para la piel, en los **mayores de 2 meses: clorhexidina al 2 % alcohólica** (isopropanol al 70 %), aplicada por **fricción** en un área de **2-3 x 2-3 cm** ^{F6}. En monodosis, se **frota durante 30 segundos** y se deja secar ^{F6,F7}.

Antisepsia de la piel	Guía IE 2020 ^{F7}	Guía IE 2025 (vigente) ^{F6}
Mayores de 2 meses	Clorhexidina 2 % alcohólica , 30 s frotando, secar al menos 3-5 minutos	Clorhexidina 2 % alcohólica , 30 s frotando, secar al menos 3 minutos
Menores de 2 meses	Clorhexidina 2 % acuosa , secar 3-5 minutos ; en menores de 32 semanas o de menos de 48 h de vida, podría usarse al 1 % acuosa	Igual: 2 % acuosa , 3-5 minutos ; al 1 % acuosa en menores de 32 semanas o de menos de 48 h, con suave o mínima fricción. En monodosis, 1-2 % acuosa , secado de unos 5 minutos

EIR2024-179: «3-5 minutos» es la cifra de la guía de 2020

La pregunta cita la guía del Instituto Español de Investigación Enfermera, y su respuesta oficial reproduce la recomendación de **2020**: clorhexidina **2 % alcohólica**, frotando **30 segundos** y dejando secar **al menos 3-5 minutos** ^{F7}. La actualización de **2025** mantiene los 30 segundos y pasa a «**al menos 3 minutos**» ^{F6}. Para la **piel**, ninguna de las dos da **15 segundos** de fricción ni «**al menos 2 minutos**» de secado ^{F6,F7}; los 15 segundos de la guía de 2020 son para desinfectar el **tapón del frasco** ^{F7}.

Según la Guía de Práctica Clínica Enfermera sobre Hemocultivos del Instituto Español de Investigación...: Uso de clorhexidina 2% alcohólica, frotando durante 30 segundos la zona indicada y...

Según la Guía de Práctica Clínica Enfermera sobre Hemocultivos del Instituto Español de Investigación Enfermera, ¿Cuál es el mejor método de aplicación del antiséptico para desinfección de la piel previo a la extracción de hemocultivos?:

1. Uso de clorhexidina 2% alcohólica, frotando durante 30 segundos la zona indicada y dejando secar al menos 3-5 minutos.
2. Uso de clorhexidina 2% alcohólica, frotando durante 30 segundos la zona indicada y dejando secar al menos 2 minutos.
3. Uso de clorhexidina 2% alcohólica, frotando durante 15 segundos la zona indicada y dejando secar al menos 3-5 minutos.
4. Uso de clorhexidina 2% alcohólica por fricción en un área de 2-3 x 2-3 cm durante 15 segundos la zona indicada y dejando secar al menos 3-5 minutos.

En el neonato. La guía española recomienda en los **menores de 2 meses clorhexidina al 2 % acuosa**, sin alcohol, dejándola secar **3-5 minutos** ^{F6,F7}. La SEIMC explica el motivo: por debajo de esa edad la piel **no está queratinizada**, y se prefiere la **solución acuosa** a la alcohólica ^{F8}. Las soluciones alcohólicas están contraindicadas en los menores de 2 meses ^{F6}.

EIR2023-101: la OMS de 2010 no usaba clorhexidina en menores de 2 meses

La respuesta oficial de **EIR2023-101** (recién nacido de 48 horas) es **clorhexidina acuosa al 2 %, dejando secar 3-5 minutos**. Es la recomendación de la guía enfermera española para los menores de 2 meses, en 2020 y en 2025 ^{F7,F6}. La SEIMC coincide en preferir la solución acuosa ^{F8}. La alternativa al **1 % acuosa** es para los de **menos de 48 horas** de vida o menos de 32 semanas, y con el mismo tiempo de secado, no 2 minutos ^{F6}. La **OMS (2010)**, en su capítulo de extracción pediátrica, dice lo contrario: **no usar clorhexidina en niños menores de 2 meses** ^{F1}. La respuesta oficial sigue la guía española vigente y no se corrige.

Se va a realizar la extracción de una muestra para hemocultivos a un niño de 48 horas de vida. ¿Qué...: 4. Clorhexidina acuosa al 2%, dejando secar 3-5 minutos

Se va a realizar la extracción de una muestra para hemocultivos a un niño de 48 horas de vida. ¿Qué antiséptico es el recomendado para la desinfección de la piel?

1. Clorhexidina alcohólica al 0.5%, dejando secar 2 minutos.
2. Clorhexidina acuosa al 1%, dejando secar 2 minutos.
3. 3. Clorhexidina alcohólica al 0,12%, dejando secar 3-5 minutos.
4. 4. Clorhexidina acuosa al 2%, dejando secar 3-5 minutos.

Extracción por catéter. Los hemocultivos se toman por **venopunción en ese momento, en dos lugares separados**, mejor que de un catéter central; puede aprovecharse un catéter central ya puesto (si tiene varias luces, una no usada) siempre que se extraiga **otra serie por venopunción periférica** en otro punto ^{F6}. La guía recomienda **no desechar la sangre extraída del catéter venoso central** antes de inocularla en el frasco (recomendación fuerte) y sugiere lo mismo con una vía periférica recién insertada ^{F6}. Sugiere no usar catéteres periféricos ya insertados, salvo en el momento de la inserción ^{F6}.

- **Aguja: no se cambia** entre la venopunción y la inoculación; el cambio reduce un poco la contaminación, pero aumenta el riesgo de pinchazo. Se recomienda extraer con **sistemas de vacío** ^{F6}.
- **Tapón del frasco:** se retira la tapa de plástico y se desinfecta con **alcohol al 70 % o clorhexidina alcohólica de al menos el 1 %**, dejando secar ^{F6}.
- **Orden de inoculación (guía IE 2025):** con **sistema de vacío**, primero el **aerobio**, para no pasar el aire del dispositivo al anaerobio; con **aguja y jeringa**, primero el **anaerobio**; si hay poca sangre, primero el **aerobio** ^{F6}. La SEIMC 2017 dice «siempre» primero el anaerobio ^{F8}.
- **Tras inocular:** agitar o mezclar **suavemente, invirtiendo** los frascos ^{F6}. No se pone algodón ni otro material no estéril sobre la aguja al sacarla ^{F6}.

La mascarilla, según la SEIMC. El procedimiento de la SEIMC de 2017 va en otra dirección que la guía enfermera: califica de imprescindibles los **guantes, preferentemente estériles**, y considera **útil la mascarilla desechable** durante la extracción; su procedimiento normalizado empieza por «utilizar **mascarilla y guantes**» ^{F8}.

EIR2024-118: mascarilla sí o no

La respuesta oficial de **EIR2024-118** es que se recomienda **no desechar la sangre extraída de un catéter venoso central** antes de inocular el frasco. Es literalmente la recomendación fuerte de la guía enfermera ^{F6}. La misma guía **sugiere no usar mascarilla** de forma rutinaria y **no exige el pico febril** ^{F6}. La **SEIMC (2017)**, en cambio, incluye la **mascarilla** en su técnica de extracción, así que con ella la opción de la mascarilla también sería defendible ^{F8}. La opción de la **clorhexidina acuosa al 2 % frotando 10 segundos** no coincide con ninguna fuente: en el adulto la guía pide clorhexidina **alcohólica** y **30 segundos** ^{F6}. El propio apartado de implicaciones para la práctica de la guía de 2025 habla de usar «**guantes estériles y mascarilla**, entre otros» ^{F6}. La respuesta oficial sigue la guía enfermera y no se corrige.

EIR 2024 · 118

P5 · respuesta en el solucionario

En relación a la extracción de hemocultivos, es cierto que: Se recomienda no desechar la sangre extraída de un catéter venoso central previo a la...

En relación a la extracción de hemocultivos, es cierto que:

1. Se recomienda el uso de mascarilla durante la extracción.
2. Se recomienda el uso de clorhexidina acuosa 2%, frotando 10 segundos y dejando secar.
3. Se recomienda no desechar la sangre extraída de un catéter venoso central previo a la inoculación en el frasco de hemocultivo.
4. Se recomienda sacar los hemocultivos coincidiendo con el pico febril del paciente.

Transporte. Los hemocultivos se envían enseguida al laboratorio **a temperatura ambiente; nunca en nevera**, que retrasa el crecimiento y puede afectar a la viabilidad de los microorganismos, ni en estufa ^{F8}. Las guías del CLSI, recogidas por la SEIMC, piden introducir los frascos en el incubador **en menos de 2 horas** desde la extracción ^{F8}. El límite superior viene del procedimiento de la SEIMC de 2003, hoy sustituido por el de 2017: el tiempo máximo a temperatura ambiente antes de entrar en el sistema automático **no está definido con exactitud, pero nunca debe superar las 18 horas**; si se habían incubado a 35-37 °C, deben entrar **antes de 12 horas** ^{F9}. La guía enfermera de 2020 lo resumía así: **mejor antes de 2 horas y sin superar las 18 horas** ^{F7}.

EIR2022-145: 18 horas es el tope, no el objetivo

La cifra de **18 horas** como máximo a temperatura ambiente es de la SEIMC de 2003 y de la guía enfermera de 2020 ^{F9,F7}; la guía de 2025 la sigue reproduciendo en su texto ^{F6}. Su **recomendación** de 2025 ya no da un número: pide incubar **con el mínimo retraso** y, si el retraso de **12 horas o más** es inevitable, transportar a una temperatura que **no pase de 25 °C** ^{F6}. El objetivo práctico es **menos de 2 horas** (CLSI, recogido por la SEIMC) ^{F8}.

EIR 2022 · 145

P7 · respuesta en el solucionario

El tiempo que pueden permanecer a temperatura ambiente los frascos de hemocultivos antes de ser...: 18 horas

El tiempo que pueden permanecer a temperatura ambiente los frascos de hemocultivos antes de ser introducidos en el sistema de incubación no debe superar en ningún caso:

1. 2 horas.
2. 6 horas.
3. 12 horas.
4. 18 horas.

Bacteriemia relacionada con catéter: tiempo diferencial de positividad (TDP). Sirve para diagnosticar la infección **sin retirar el catéter** ^{F11,F8}. Se extraen a la vez hemocultivos de **sangre periférica y de cada luz del catéter**; si el foco es el catéter, el inóculo es mayor y crece antes ^{F8}. La **IDSA (2009)** define la bacteriemia relacionada con catéter cuando el hemocultivo del catéter crece **al menos 2 horas antes** que el periférico ^{F11}. La guía **SEIMC-SEMICYUC (2018)** habla de **≥ 120 minutos**, con el mismo microorganismo, y lo califica de «muy sugestivo»; da una sensibilidad del 72-96 % y una especificidad del 90-95 %, menor en catéteres de larga duración ^{F10}.

- **Mismo volumen:** la SEIMC exige inocular en cada frasco **estrictamente la misma cantidad de sangre**, hacer todas las tomas a la vez e incubar inmediatamente ^{F8}. La guía enfermera: para que el TDP sea válido, los volúmenes de ambas extracciones **deben ser iguales** ^{F6}.
- **Todas las luces:** en catéteres de varias luces, la SEIMC-SEMICYUC recomienda muestras de **todas las luces** (A-II), porque omitir alguna deja sin detectar muchos episodios ^{F10}. La IDSA, cuando no se puede obtener muestra periférica, pide al menos dos muestras por luces distintas y deja sin aclarar si deben ser todas ^{F11}.
- **Rotular** cada frasco con su origen (periférico, catéter) e **incubarlos a la vez** en el sistema automático ^{F10,F11}.
- Las muestras del catéter se extraen **retirando el bioconector**, que estará colonizado ^{F6}.



TDP: igual volumen, todas las luces, 2 horas

Mismo **volumen** en todos los frascos, extracción **simultánea** de periferia y de **todas las luces**, e incubación a la vez; positivo el catéter $\geq$ **2 horas (120 minutos)** antes que la periférica **F8,F10,F11**. El punto de corte es **120 minutos**, no 60 **F10**.

EIR 2021 · 130

P8 · respuesta en el solucionario

Cuál de las siguientes afirmaciones es correcta, con relación a la diferencia en tiempo de crecimiento...: Requiere que el volumen de sangre extraído en ambos hemocultivos sea igual

¿Cuál de las siguientes afirmaciones es correcta, con relación a la diferencia en tiempo de crecimiento entre hemocultivos simultáneamente tomados por el catéter y de una vena periférica (tiempo diferencial de positividad entre los hemocultivos)?:

1. No se considera un método diagnóstico preciso para el diagnóstico de Bacteriemia Relacionada con el Catéter (BRC).
2. Requiere que el volumen de sangre extraído en ambos hemocultivos sea igual.
3. El tiempo que establece diferencia de crecimiento significativa entre las muestras pareadas es de 60 minutos.
4. Permite no tener que extraer sangre de todas las luces del catéter, con tomar muestra de la luz distal del catéter es suficiente.

5. Gasometría arterial: prueba de Allen, compresión y complicaciones

La referencia española es el **Manual SEPAR de Procedimientos n.º 36, «Gasometría arterial»** ^{F12}. La arteria de elección es la **radial a nivel del túnel carpiano**; después, la **humeral** en la fosa antecubital, y en último lugar la **femoral** en la ingle ^{F12}. Se punciona a **45° respecto a la muñeca** en la radial y a **90°** en humeral o femoral, con la muñeca en **hiperextensión** ^{F12}. La muestra se analiza enseguida o se pone en **hielo**; entre la extracción y la lectura **no deben pasar más de 15 minutos** ^{F12}.

Prueba de Allen. Antes de puncionar la radial, SEPAR recomienda **verificar la viabilidad de la circulación colateral** ^{F12}. Se comprimen a la vez las **arterias radial y cubital** hasta que aparece **palidez** en los dedos; se **libera la cubital** y, **si los dedos recuperan el color, hay permeabilidad de la arteria y de los arcos palmares**; la operación se repite liberando la radial y comprimiendo la cubital ^{F12}. En la versión de la OMS (**prueba de Allen modificada**), la mano debe colorearse en **5-15 segundos** al liberar la cubital; si no, la circulación cubital es inadecuada y **no se debe puncionar la radial** de esa mano ^{F1}. Es decir: la prueba comprueba si la **arteria cubital** basta para irrigar la mano si se ocluye la radial, que es la **circulación colateral de la mano** ^{F1,F12}.

Allen «positiva»: depende de quién lo diga

SEPAR pone la «prueba de Allen positiva» entre las **contraindicaciones** de la punción: la usa como resultado patológico ^{F12}. La OMS llama **positiva** a la prueba **normal** (la mano se colorea en 5-15 s) y **negativa** a la que contraindica la punción ^{F1}. Hay que razonar con el hecho: **si la mano no recupera el color al liberar la cubital, no se pincha esa radial** ^{F1,F12}.

★ Para qué sirve la prueba de Allen

Comprueba la **circulación colateral de la mano**: que la **arteria cubital** y los arcos palmares irrigan la mano si la radial se ocluye ^{F12,F1}. SEPAR encabeza el paso como «comprobar el pulso de la arteria (prueba de Allen)», pero lo que describe y valora es la **recoloración de la mano** al liberar la cubital ^{F12}.

EIR 2013 · 69

P12 · respuesta en el solucionario

Test de Allen: circulación colateral cubital antes de punción radial

Previo a la realización de una punción en la arteria radial para la obtención de una muestra sanguínea y posterior análisis gasométrico, es recomendable realizar el Test de Allen. ¿Qué objetivo específico cumple la realización del mismo?:

1. Comprobar el llenado de la arteria radial.
2. Valorar los reflejos motores.
3. Comprobar si hay un buen pulso en la arteria cubital.
4. Comprobar la correcta circulación colateral de la mano.
5. Valorar el tono muscular de los miembros superiores.

Test de Allen: circulación colateral cubital antes de punción radial

¿Qué técnica realizaremos para comprobar si el flujo de sangre a través de la arteria cubital es suficiente para irrigar la mano en caso de oclusión de la arteria radial?:

1. Toma de pulso radial.
2. Toma de pulso cubital.
3. Prueba de Allen.
4. Toma de Tensión Arterial.

Contraindicaciones (SEPAR): prueba de Allen positiva; enfermedad vascular periférica o infección de la extremidad elegida (se busca otra); la coagulopatía o las dosis altas de anticoagulantes son contraindicación **relativa** ^{F12}.

Compresión tras la punción. El capítulo de cuidados de enfermería del Manual SEPAR 36 indica **compresión firme** sobre el punto de punción durante **cinco minutos en arteria radial, diez minutos en femoral y humeral y quince minutos** si hay anticoagulación con heparina sódica o dicumarínicos, o alteración hematológica de la coagulación ^{F12}. Después se deja una gasa estéril fijada con esparadrapo, **sin rodear toda la extremidad** para no hacer efecto torniquete ^{F12}.

EIR2020-019: el mismo manual da dos tiempos de compresión

En el capítulo de procedimiento, el Manual SEPAR 36 dice **mantener la presión 2-3 minutos** y, con anticoagulantes, hasta que no se observe sangrado, **unos 5 minutos** ^{F12}. La OMS comprueba si ha dejado de sangrar **a los 2-3 minutos** y admite **5 minutos o más** en hipertensos, en trastornos de la coagulación o con anticoagulantes ^{F1}. La cifra **por arteria** (5 radial, **10 femoral y humeral**, 15 con anticoagulación) está en el capítulo de **cuidados de enfermería** del mismo manual ^{F12}. La respuesta oficial de **EIR2020-019** es **diez minutos en arteria femoral y humeral**, la cifra del capítulo de enfermería. Con la del capítulo de procedimiento, «tres minutos en arteria radial» también encajaría ^{F12}. Si preguntan por el tiempo **según la arteria**, vale el capítulo de enfermería. La respuesta oficial no se corrige.

Según la Sociedad Española de Neumología y Cirugía Torácica (SEPAR), ¿Cuánto tiempo debemos realizar...: Diez minutos en arteria femoral y humeral

Según la Sociedad Española de Neumología y Cirugía Torácica (SEPAR), ¿Cuánto tiempo debemos realizar compresión firme sobre el punto de punción tras una gasometría arterial en un paciente sin alteraciones hematológicas ni tratamiento con anticoagulantes?:

1. Tres minutos en arteria radial.
2. Siete minutos en arteria radial.
3. Diez minutos en arteria femoral y humeral.
4. Quince minutos en arteria femoral y humeral.

Complicaciones (SEPAR): hematoma o sangrado por compresión insuficiente; **reacción vasovagal** (ante el mareo, tumbarse y elevar las piernas); **isquemia distal** por espasmo arterial (muy raro) o por trombosis tras un traumatismo arterial excesivo; **hiperventilación**; **neuropatía por compresión**; y **reacción alérgica al anestésico local** ^{F12}.

La **neuropatía por compresión** es el daño de un nervio periférico por compresión; en la gasometría, la causa es un **hematoma** ^{F12}. Sus síntomas van desde el **entumecimiento u hormigueo** hasta sensaciones punzantes (**parestesia**) o **debilidad muscular**. Algunas zonas se vuelven anormalmente sensibles y duele un estímulo que normalmente no causa dolor (**alodinia**) ^{F12}. El primer paso del tratamiento es tratar la causa: la **compresión por el hematoma** ^{F12}.

La **rigidez muscular** no figura entre los síntomas de la neuropatía por compresión. SEPAR la incluye en otra complicación: entre los signos de la **obstrucción arterial aguda** (isquemia), junto al dolor, la palidez, la frialdad, la parestesia o anestesia, la parálisis, la cianosis, las flictenas y la gangrena ^{F12}.

Complicación (SEPAR)	Síntomas y signos ^{F12}
Neuropatía por compresión (hematoma)	Entumecimiento, hormigueo, parestesia , debilidad muscular , alodinia
Isquemia distal (obstrucción arterial aguda)	Dolor, disminución de la temperatura, palidez, parestesia o anestesia, parálisis, cianosis, flictenas, rigidez muscular , gangrena

EIR 2022 · 109

P17 · respuesta en el solucionario

Según el Manual SEPAR de Procedimientos, indique la opción INCORRECTA sobre los signos y síntomas de la...:
Rigidez muscular

Según el Manual SEPAR de Procedimientos, indique la opción INCORRECTA sobre los signos y síntomas de la neuropatía por compresión tras la realización de una gasometría arterial:

1. Parestesia.
2. Debilidad muscular.
3. Alodinia.
4. Rigidez muscular.

6. Orina: urocultivo, paciente sondado, orina de 24 horas y niños

Urocultivo por micción media. Para la SEIMC (procedimiento 14b, 2019), la **orina de micción media** (micción espontánea) es la **muestra más frecuentemente obtenida** para el diagnóstico microbiológico ^{F13}. La **primera parte de la micción**, la más contaminada, **se desecha**, y se recoge la **micción media en un contenedor estéril** de boca ancha ^{F13}. La **primera orina de la mañana** tiene más bacterias y es el **momento óptimo**, aunque no es imprescindible ^{F13}.

- **Mujer:** lo fundamental es que la orina **no toque los genitales externos**, manteniendo **separados los labios mayores** durante la micción. El lavado exhaustivo previo se ha recomendado tradicionalmente, pero su necesidad se discute; algunas guías lo siguen recomendando ^{F13}.
- **Varón:** suele bastar con **retraer el prepucio** ^{F13}.
- **Sondaje para tomar la muestra:** solo cuando **no es posible la micción media** (inmovilizados, obesos, alteraciones neurológicas, niños sin control de esfínteres) ^{F13}.
- **Transporte:** lo antes posible; **tras 2 horas a temperatura ambiente** las bacterias se multiplican y el resultado puede ser erróneo. Si se retrasa, **nevera a 2-8 °C**, que conserva la muestra **unas 24 horas** ^{F13}.

Salvo la **punción suprapúbica**, **ninguna técnica** de recogida excluye del todo la contaminación con bacterias de la uretra distal ^{F13}.

EIR 2011 · 50

P15 · respuesta en el solucionario

La obtención de orina para cultivo en pacientes hospitalizados se obtiene normalmente a través de una...: Mitad de chorro

La obtención de orina para cultivo en pacientes hospitalizados se obtiene normalmente a través de una muestra de:

1. Mitad de chorro.
2. Sondaje vesical a permanencia.
3. Recolector externo de orina.
4. Bolsa de diuresis.
5. Ninguna de las anteriores es correcta.

Paciente con sonda permanente. La SEIMC es clara: **por norma general**, en el paciente con sonda permanente y sospecha de infección urinaria, **la orina se recoge tras el cambio de sonda** ^{F13}. Las sondas colocadas **2 semanas o más** están contaminadas con bacterias de la **biopelícula**, que dan más bacterias y recuentos más altos que la orina de la sonda nueva ^{F13}. La IDSA (2009, publicada en 2010) lo dice igual: si la sonda lleva **más de 2 semanas** y sigue indicada, **se reemplaza**, y el cultivo se obtiene **de la sonda recién colocada** antes de empezar el antibiótico (A-II) ^{F14}. En el sondaje de larga duración, ese es el **método preferido** ^{F14}.

Si el recambio **no puede hacerse de inmediato**, la SEIMC indica **pinzar la sonda** para obtener orina recién emitida y **desinfectar** con alcohol o clorhexidina la superficie de la sonda que se va a puncionar. Después se **punciona con aguja y jeringa estériles** y se aspiran **5-10 mL**, que se pasan a un contenedor estéril ^{F13}. Si la sonda tiene **dispositivo para muestras**, se pinza, se abre el dispositivo para eliminar la orina acumulada y, a los **40-60 minutos**, se despinza y se obtiene la muestra ^{F13}. Los CDC piden aspirar del **puerto de muestreo sin**

aguja con jeringa o adaptador estéril, tras limpiarlo con desinfectante; de la bolsa solo se toman grandes volúmenes para análisis especiales, **nunca para cultivo** ^{F15}.

- **Nunca** se toma orina de la **bolsa colectora** ^{F13,F14}.
- **No se desconecta** la sonda de la bolsa para recoger la muestra: abrir el sistema aumenta el riesgo de infección ^{F13}.
- La **punta de la sonda** no es una muestra válida y no se procesa ^{F13}.

EIR2020-082: sonda de 8 años, se cambia la sonda

Con una sonda permanente **desde hace 8 años**, la muestra se toma **tras cambiar la sonda**, de la **sonda nueva** ^{F13,F14}. Puncionar el dispositivo de la sonda vieja es la alternativa de la SEIMC **solo cuando el recambio no puede hacerse de inmediato** ^{F13}. Pinzar y **desconectar la bolsa**, o conectar otra bolsa, abre el sistema cerrado, y la SEIMC lo prohíbe ^{F13}.

EIR 2020 · 82

P10 · respuesta en el solucionario

A.T.C., de 72 años, es portador de sonda vesical permanente desde hace 8 años y acude a la consulta su...: El catéter debe ser reemplazado y la muestra de orina se obtendrá del catéter recién...

A.T.C., de 72 años, es portador de sonda vesical permanente desde hace 8 años y acude a la consulta su enfermera en el Centro de Salud para recogida de muestra de orina. ¿Cuál sería la intervención correcta?:

1. La recogida de orina se realiza por punción aspiración a través del dispositivo específico en la sonda, con aguja y jeringa estériles después de limpiar el punto de la toma.
2. Se pinzará el catéter, pasados 20 minutos se desconectará de la bolsa colectora sobre campo estéril y se despinzará, recogiendo la muestra directamente en un recipiente estéril.
3. El catéter debe ser reemplazado y la muestra de orina se obtendrá del catéter recién colocado.
4. Se pinzará el catéter y, sobre campo estéril, se conectará una bolsa colectora con válvula de vaciado. Pasados 20 minutos, se despinzará el catéter y se abrirá la válvula de vaciado recogiendo la muestra directamente en un recipiente estéril.

Orina de 24 horas (por ejemplo, para el aclaramiento de creatinina, que además necesita una muestra de sangre) ^{F16}. MedlinePlus lo explica así: el **día 1**, al levantarse, se orina **en el inodoro** (esa orina **no se recoge**); después se recoge **toda la orina de las 24 horas siguientes** en un recipiente especial; el **día 2**, al levantarse, se orina **en el recipiente** (esa sí se incluye) ^{F16}. El recipiente se tapa y se guarda **en la nevera o en un lugar frío** durante la recogida, y se rotula con el nombre, la fecha y la hora de terminación ^{F16}.



Orina de 24 horas: vejiga vacía al empezar y al terminar

Se empieza **vaciando la vejiga** y desechando esa orina; se termina **vaciando la vejiga** a la misma hora del día siguiente e **incluyendo** esa orina ^{F16}. Así se recoge exactamente lo producido en 24 horas. La primera orina de la mañana del primer día **no entra** ^{F16}.

El señor López debe recoger orina para aclaramiento de creatinina. ¿Cuál de las siguientes instrucciones...: La vejiga debe estar vacía al comenzar la recogida y al terminarla

El señor López debe recoger orina para aclaramiento de creatinina. ¿Cuál de las siguientes instrucciones es correcta?:

1. Lavar el meato urinario antes de cada micción.
2. Usar un recipiente estéril para recoger la orina.
3. La vejiga debe estar vacía al comenzar la recogida y al terminarla.
4. El comienzo de la recogida incluye la primera orina de la mañana.
5. La muestra de orina debe ser de la mitad de la micción.

Niños (GPC del SNS sobre infección urinaria pediátrica, 2011; la propia guía avisa de que está pendiente de actualización). Los dos métodos más usados son la **orina a chorro** en los niños que controlan la micción y la **bolsa adhesiva perineal** en los que no ^{F17}. Cada técnica tiene su valor ^{F17}:

Técnica	Qué dice la GPC ^{F17}
Punción suprapúbica	Técnica de recogida de referencia , pero invasiva, molesta y dependiente de la habilidad del personal y del volumen de orina; con ecografía, más efectiva
Cateterismo vesical	Invasivo, más fácil que la punción; no permite descartar completamente la contaminación
Chorro miccional medio limpio	Recomendado en los niños que controlan la micción
Bolsa perineal	Alto riesgo de contaminación frente al cateterismo o el chorro miccional; si el análisis sale alterado, se confirma con una muestra por técnica que minimice la contaminación

La SEIMC coincide: la bolsa se coloca tras **lavar la zona perineal y genital**, se cambia si no hay micción **en una hora**, y un cultivo positivo de bolsa (valor predictivo positivo de solo el 15 %) debe **confirmarse por sondaje o punción suprapúbica** ^{F13}.

Indique la opción INCORRECTA en relación a los métodos de recogida de orina empleados en el diagnóstico de...: La recogida de orina mediante bolsas perineales tiene bajo riesgo de contaminación en...

Indique la opción INCORRECTA en relación a los métodos de recogida de orina empleados en el diagnóstico de una Infección del Tracto Urinario en edad pediátrica:

1. El cateterismo vesical es una prueba invasiva que no permite descartar completamente el riesgo de contaminación.
2. La punciónsuprapúbica está considerada la técnica de recogida de orina de referencia.
3. La recogida de orina mediante bolsas perineales tiene bajo riesgo de contaminación en comparación con la obtenida mediante el chorro miccional.
4. En población pediátrica que controla la micción, se recomienda la recogida de orina limpia en mitad de chorro miccional.

7. Heridas y úlceras

Cuándo se cultiva. El documento técnico del GNEAUPP (n.º IV, 2018) recomienda tomar la muestra **antes de empezar el antibiótico empírico** y **solo de las lesiones con signos clásicos de infección**, porque **todas las lesiones abiertas están colonizadas** ^{F18}. Hay tres métodos: **hisopo** (torunda), **punción-aspiración** y **biopsia** ^{F18}.

Método	Valor (GNEAUPP y SEIMC)
Punción-aspiración	El mejor método por su sencillez para úlceras, abscesos y heridas superficiales, sobre todo para buscar anaerobios ; se recomienda frente al hisopo (evidencia alta) ^{F18} . Para la SEIMC (heridas crónicas, 2022), muy recomendable por su sencillez y porque evita contaminaciones ^{F27}
Biopsia	El «patrón oro», pero cruenta y, por coste y riesgo-beneficio, reservada a casos aislados y a atención especializada ^{F18} ; la SEIMC también la llama estándar de oro, invasiva y difícil en atención primaria ^{F27}
Hisopo	No es la toma ideal : puede recoger solo contaminantes de superficie; se usa cuando no se puede por los otros métodos ^{F18,F27}

Técnica de la punción-aspiración (GNEAUPP). Se punciona **a través de la piel íntegra periulceral**, eligiendo el lado de la lesión con **más tejido de granulación** y sin necrosis ni esfacelos ^{F18}. Se limpia la zona con **alcohol de 70°** y después se aplica un antiséptico (**povidona yodada al 10 %**, esperar **3 minutos**; **clorhexidina al 2 %**, **30 segundos**) ^{F18}. Se aspira con una inclinación de unos **45°**, con un volumen óptimo de **1-5 ml**; en procesos no supurativos se completa con **0,5-1 ml de suero fisiológico** ^{F18}. La muestra se inocula en un **vial de transporte para anaerobios**, protegido de la luz, **entre 2 y 25 °C y sin nevera** ^{F18}.

Lo que prefiere el consenso internacional. El documento de consenso del International Wound Infection Institute (IWII, actualización de 2022, traducido por el GNEAUPP) enumera cuatro tipos de muestra: **biopsia de tejido o legrado**, **aspiración de líquido de la herida** (es decir, extracción de pus), desbridamiento de tejido viable de la base y **hisopado** ^{F29}. Para el IWII, **la biopsia de tejido es el método preferido**, pero es cara, daña más el tejido y requiere un experto, por lo que no se hace en la mayoría de entornos ^{F29}. Cuando no es posible, recomienda el **hisopado con técnica de Levine**, tras limpiar la herida con un producto inerte ^{F29}. La aspiración con jeringa la menciona solo **si hay pus** ^{F29}.

EIR2023-140: punción-aspiración, biopsia o hisopo de Levine

La respuesta oficial de **EIR2023-140** es la **punción-aspiración**: es el método que el GNEAUPP (2018) considera **el mejor** para úlceras y que recomienda **frente al hisopo** (evidencia alta) ^{F18}. La SEIMC (2022) llama a la **biopsia** estándar de oro y a la **punción-aspiración** «**muy recomendable**» ^{F27}. El consenso internacional del **IWII (2022)** prefiere otra cosa: la **biopsia de tejido** y, si no es posible, el **hisopado con técnica de Levine**; la aspiración solo la cita para extraer pus ^{F29}. El **frotis con hisopo** sin más no es la opción recomendada por ninguna de las tres fuentes ^{F18,F27,F29}. Con las fuentes españolas de enfermería, la respuesta es la punción-aspiración; la respuesta oficial no se corrige.

La metodología recomendada para la obtención de la muestra microbiana en una úlcera de extremidad inferior es:
Punción-aspiración

La metodología recomendada para la obtención de la muestra microbiana en una úlcera de extremidad inferior es:

1. Frotis mediante hisopo.
2. Punción-aspiración.
3. Microscopía molecular.
4. Biopsia.

Técnica con hisopo (GNEAUPP). Se retira el apósito y, si hace falta, se **desbrida**. Se **aclara meticulosamente la herida con suero fisiológico estéril** antes de tomar la muestra ^{F18}. Se **rechaza el pus** para el cultivo, **no se frota con fuerza** para no hacer sangrar y se usan dos hisopos con medio de transporte ^{F18}. La **técnica de Levine** consiste en **rotar el hisopo sobre un área de 1 cm²** con presión suficiente para extraer líquido del interior del tejido ^{F18}. La herida debe estar **previamente limpia y desbridada** (evidencia alta) ^{F18}. El material incluye **guantes, preferiblemente estériles** ^{F18}.

La **SEIMC** coincide. En heridas abiertas se elimina el material necrótico y el tejido desvitalizado y se **lava a chorro con suero salino estéril**; se toma **tejido viable infectado, no restos superficiales** ^{F27}. Su procedimiento de piel y tejidos blandos pide además **eliminar antes los antimicrobianos tópicos** ^{F19}. En la **técnica de Levine** de la SEIMC (2022), el hisopo se gira con presión sobre **1 cm² de la zona con signos de infección, excluyendo los bordes y la piel perilesional**, y se **rechaza el pus**, el material necrótico y el tejido desvitalizado ^{F27}. Si la herida está muy seca, se humedece la torunda con suero ^{F27}. Las muestras se entregan **en menos de 2 horas**; si no se procesan en ese plazo, la SEIMC aconseja **refrigerarlas (2-8 °C)** ^{F27}.

Aspirado de úlcera: ¿nevera o no?

El GNEAUPP (2018) pide mantener el vial del aspirado **entre 2 y 25 °C, sin nevera** ^{F18}. La SEIMC (2022) recomienda entregarlo **en menos de 2 horas** y, **si se demora, refrigerarlo a 2-8 °C un máximo de 24 horas** ^{F27}. Coinciden en lo esencial: **llevarlo cuanto antes** al laboratorio.

EIR2011-055: limpiar con suero, y la muestra del interior, no de los bordes

La respuesta oficial de **EIR2011-055** es **limpiar la herida con solución salina antes de tomar la muestra**, el paso en el que coinciden el GNEAUPP y la SEIMC ^{F18,F27}. No se toma de la zona con más exudado, porque se **rechaza el pus**; los antibióticos tópicos **se retiran** antes ^{F18,F19}. Los guantes se prefieren **estériles** ^{F18}. Y la técnica de Levine muestrea **1 cm² del interior de la herida, excluyendo los bordes** ^{F27}.

Debe realizar un cultivo de una herida. ¿Cuál de los siguientes apartados es correcto: Limpiar la herida con solución salina antes de tomar la muestra

Debe realizar un cultivo de una herida. ¿Cuál de los siguientes apartados es correcto?:

1. Ponerse guantes limpios.
2. Limpiar la herida con solución salina antes de tomar la muestra.
3. Tomar la muestra de la zona con más acumulación de drenaje.
4. Aplicar pomada antibiótica de amplio espectro dos horas antes de la toma de muestra.
5. Recoger la muestra del lecho y bordes de la herida.

8. Muestras forenses (alcohol en sangre) y líquido cefalorraquídeo

Alcohol en sangre para el Instituto Nacional de Toxicología y Ciencias Forenses (INTCF). Las normas están en la **Orden JUS/1291/2010**, de 13 de mayo, vigente ^{F20}. En sujetos vivos, para el análisis toxicológico se extrae **sangre venosa periférica en dos tubos de 5 ml, al menos uno con fluoruro sódico como conservante y oxalato potásico como anticoagulante, llenando los tubos al máximo** para evitar, en lo posible, la **cámara de aire** ^{F20}.

- **Desinfección:** para el alcohol etílico en vivos, la extracción se hace con **jeringa desechable y sin alcohol ni desinfectantes con fracciones volátiles** en la piel ^{F20}.
- **Conservante:** a la sangre se añade, preferentemente, **fluoruro sódico** (salvo que haya que medir flúor o sodio) ^{F20}.
- **Tubos prohibidos:** los de **gel activador de la coagulación**, porque pueden contener **tolueno**; las muestras toxicológicas **no se conservan en formol** ^{F20}.
- **Frascos** sin restos de agua, para evitar la hemólisis ^{F20}.
- **Envío refrigerado**, con cada muestra **empaquetada por separado** ^{F20}.
- **Etiqueta:** contenido, nombre, juzgado, número del procedimiento y fecha, u otro sistema de identificación inequívoco ^{F20}.



Alcoholemia forense: dos tubos, fluoruro, sin cámara de aire, sin alcohol

2 tubos de 5 ml, al menos uno con **fluoruro sódico + oxalato potásico, llenos al máximo** para evitar la cámara de aire, piel desinfectada **sin antisépticos volátiles**, envío **refrigerado** (no en estufa) ^{F20}.

EIR 2025 · 204

P2 · respuesta en el solucionario

Indique la respuesta correcta en relación a la extracción, preparación y envío de muestras objeto de...: Se extraerán 2 tubos de 5 ml en el que al menos uno lleve fluoruro sódico como...

Indique la respuesta correcta en relación a la extracción, preparación y envío de muestras objeto de análisis por el Instituto Nacional de Toxicología y Ciencias Forenses para la detección de alcohol en sangre:

1. Para desinfectar la piel se utilizarán antisépticos volátiles.
2. Se extraerán 2 tubos de 5 ml en el que al menos uno lleve fluoruro sódico como conservante y oxalato potásico como anticoagulante, llenando todo lo posible el tubo para evitar la cámara de aire.
3. La conservación de la muestra se realizará en estufa.
4. El paciente ha de permanecer una hora en ayunas previamente.

Líquido cefalorraquídeo (LCR). La SEIMC (procedimiento 36a, 2026) recomienda recoger **al menos 3 ml en tubos estériles**: uno para el análisis citoquímico, otro para microbiología (cultivo y Gram) y otro para pruebas moleculares; además, **hemocultivos** antes del antibiótico ^{F24}. El LCR se lleva **inmediatamente** al laboratorio, **sin refrigerar**; si hay retraso, a temperatura ambiente o en estufa a **35 °C**, pero **nunca en nevera** antes del cultivo, porque el frío reduce la viabilidad del meningococo o de *Haemophilus* ^{F24}. La Sociedad Española de Urgencias de Pediatría pide un **mínimo de 3 tubos numerados** por orden de recogida y **no destinar el primero al cultivo** bacteriano, por el riesgo de contaminación ^{F25}.

Posición después de la punción lumbar. El protocolo de enfermería del Complejo Hospitalario Universitario de Albacete indicaba que el paciente permaneciera en **decúbito prono** durante al menos **dos horas**, sobre un plano horizontal estricto, y luego **8-10 horas en decúbito supino** ^{F22}. Ese protocolo preveía su revisión en **2009** ^{F22}. El manual de procedimientos del Hospital Virgen del Rocío (SAS) indica **decúbito supino** al menos **2 horas** para evitar la cefalea ^{F23}.

La revisión **Cochrane (2016)** sobre postura y líquidos para prevenir la **cefalea pospunción dural** no encontró que el **reposo en cama rutinario** sea beneficioso ^{F21}. Al comparar **supino y prono** no hubo diferencias en la incidencia de cefalea pospunción, aunque esa comparación se apoya en **un solo ensayo** (119 participantes) ^{F21}. Recoge que se ha creído que posturas como el **decúbito prono**, con o sin la cabeza más baja, ayudarían a prevenirla ^{F21}. La SEUP concluye que **no hay razones para imponer reposo en cama** tras una punción lumbar ^{F25}.

EIR2017-235: decúbito prono tras la punción lumbar

La respuesta oficial de **EIR2017-235** es el **decúbito prono**. Es lo que indicaban protocolos de enfermería como el de Albacete: **prono al menos dos horas** y después supino ^{F22}. La evidencia actual no lo sostiene: la revisión Cochrane de 2016 **no encuentra diferencias entre prono y supino** ni beneficio del reposo en cama ^{F21}. Otros protocolos públicos indican **supino** ^{F23}, y la SEUP no ve motivo para imponer reposo ^{F25}. La respuesta oficial no se corrige.

EIR 2017 · 235

P11 · respuesta en el solucionario

Cuál es la postura recomendada en un paciente al que se le acaba de practicar una punción lumbar: Decúbito prono

¿Cuál es la postura recomendada en un paciente al que se le acaba de practicar una punción lumbar?:

1. Decúbito lateral izquierdo con piernas flexionadas.
2. Decúbito lateral derecho con piernas flexionadas.
3. Decúbito prono.
4. Posición de Fowler.

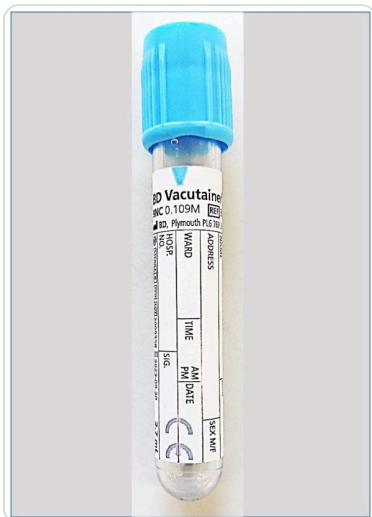
Todas las preguntas del tema (15)

De la más reciente a la más antigua. Las respuestas, en el solucionario.

EIR 2026 · 9

P1 · respuesta en el solucionario

Según establece la Norma ISO 6710:2018, el tubo de la Imagen 9 contiene:



1. Ácido etilendiaminotetraacético EDTA K3E.
2. Citrato trisódico.
3. Heparina de litio.
4. Heparina de sodio.

EIR 2025 · 204

P2 · respuesta en el solucionario

Indique la respuesta correcta en relación a la extracción, preparación y envío de muestras objeto de análisis por el Instituto Nacional de Toxicología y Ciencias Forenses para la detección de alcohol en sangre:

1. Para desinfectar la piel se utilizarán antisépticos volátiles.
2. Se extraerán 2 tubos de 5 ml en el que al menos uno lleve fluoruro sódico como conservante y oxalato potásico como anticoagulante, llenando todo lo posible el tubo para evitar la cámara de aire.
3. La conservación de la muestra se realizará en estufa.
4. El paciente ha de permanecer una hora en ayunas previamente.

EIR 2025 · 155

P3 · respuesta en el solucionario

Teniendo en cuenta las directrices de la OMS sobre extracción de sangre mediante venopunción, indique cuál de los siguientes representa el orden correcto de llenado de muestras:

1. Hemocultivos, coagulación, bioquímica, hemograma.
2. Hemograma, bioquímica, coagulación, serología, hemocultivos.
3. Coagulación, hemograma, bioquímica, tubo sin aditivos.
4. Hemograma, coagulación, bioquímica, serología.

Según la Guía de Práctica Clínica Enfermera sobre Hemocultivos del Instituto Español de Investigación Enfermera, ¿Cuál es el mejor método de aplicación del antiséptico para desinfección de la piel previo a la extracción de hemocultivos?:

1. Uso de clorhexidina 2% alcohólica, frotando durante 30 segundos la zona indicada y dejando secar al menos 3-5 minutos.
2. Uso de clorhexidina 2% alcohólica, frotando durante 30 segundos la zona indicada y dejando secar al menos 2 minutos.
3. Uso de clorhexidina 2% alcohólica, frotando durante 15 segundos la zona indicada y dejando secar al menos 3-5 minutos.
4. Uso de clorhexidina 2% alcohólica por fricción en un área de 2-3 x 2-3 cm durante 15 segundos la zona indicada y dejando secar al menos 3-5 minutos.

En relación a la extracción de hemocultivos, es cierto que:

1. Se recomienda el uso de mascarilla durante la extracción.
2. Se recomienda el uso de clorhexidina acuosa 2%, frotando 10 segundos y dejando secar.
3. Se recomienda no desechar la sangre extraída de un catéter venoso central previo a la inoculación en el frasco de hemocultivo.
4. Se recomienda sacar los hemocultivos coincidiendo con el pico febril del paciente.

Se va a realizar la extracción de una muestra para hemocultivos a un niño de 48 horas de vida. ¿Qué antiséptico es el recomendado para la desinfección de la piel?

1. Clorhexidina alcohólica al 0.5%, dejando secar 2 minutos.
2. Clorhexidina acuosa al 1%, dejando secar 2 minutos.
3. Clorhexidina alcohólica al 0,12%, dejando secar 3-5 minutos.
4. Clorhexidina acuosa al 2%, dejando secar 3-5 minutos.

El tiempo que pueden permanecer a temperatura ambiente los frascos de hemocultivos antes de ser introducidos en el sistema de incubación no debe superar en ningún caso:

1. 2 horas.
2. 6 horas.
3. 12 horas.
4. 18 horas.

¿Cuál de las siguientes afirmaciones es correcta, con relación a la diferencia en tiempo de crecimiento entre hemocultivos simultáneamente tomados por el catéter y de una vena periférica (tiempo diferencial de positividad entre los hemocultivos)?:

1. No se considera un método diagnóstico preciso para el diagnóstico de Bacteriemia Relacionada con el Catéter (BRC).
2. Requiere que el volumen de sangre extraído en ambos hemocultivos sea igual.
3. El tiempo que establece diferencia de crecimiento significativa entre las muestras pareadas es de 60 minutos.
4. Permite no tener que extraer sangre de todas las luces del catéter, con tomar muestra de la luz distal del catéter es suficiente.

En cuanto a la técnica del control del INR con sangre capilar en pacientes que toman anticoagulantes orales antagonistas de la vitamina K, ¿cuál es la zona de punción correcta?:

1. La zona de punción debe ser en el extremo más proximal y lateral de un dedo de la mano, evitando las yemas, preferentemente en el 3° o 4° dedo.
2. La zona de punción debe ser en el extremo más proximal y lateral de un dedo de la mano, evitando las yemas, preferentemente en el 2° o 3° dedo.
3. La zona de punción debe ser en el extremo más distal y lateral de un dedo de la mano, evitando las yemas, preferentemente en el 2° o 3° dedo.
4. La zona de punción debe ser en el extremo más distal y lateral de un dedo de la mano, evitando las yemas, preferentemente en el 3° o 4° dedo.

A.T.C., de 72 años, es portador de sonda vesical permanente desde hace 8 años y acude a la consulta su enfermera en el Centro de Salud para recogida de muestra de orina. ¿Cuál sería la intervención correcta?:

1. La recogida de orina se realiza por punción aspiración a través del dispositivo específico en la sonda, con aguja y jeringa estériles después de limpiar el punto de la toma.
2. Se pinzará el catéter, pasados 20 minutos se desconectará de la bolsa colectora sobre campo estéril y se despinzará, recogiendo la muestra directamente en un recipiente estéril.
3. El catéter debe ser reemplazado y la muestra de orina se obtendrá del catéter recién colocado.
4. Se pinzará el catéter y, sobre campo estéril, se conectará una bolsa colectora con válvula de vaciado. Pasados 20 minutos, se despinzará el catéter y se abrirá la válvula de vaciado recogiendo la muestra directamente en un recipiente estéril.

¿Cuál es la postura recomendada en un paciente al que se le acaba de practicar una punción lumbar?:

1. Decúbito lateral izquierdo con piernas flexionadas.
2. Decúbito lateral derecho con piernas flexionadas.
3. Decúbito prono.
4. Posición de Fowler.

Previo a la realización de una punción en la arteria radial para la obtención de una muestra sanguínea y posterior análisis gasométrico, es recomendable realizar el Test de Allen. ¿Qué objetivo específico cumple la realización del mismo?:

1. Comprobar el llenado de la arteria radial.
2. Valorar los reflejos motores.
3. Comprobar si hay un buen pulso en la arteria cubital.
4. Comprobar la correcta circulación colateral de la mano.
5. Valorar el tono muscular de los miembros superiores.

El señor López debe recoger orina para aclaramiento de creatinina. ¿Cuál de las siguientes instrucciones es correcta?:

1. Lavar el meato urinario antes de cada micción.
2. Usar un recipiente estéril para recoger la orina.
3. La vejiga debe estar vacía al comenzar la recogida y al terminarla.
4. El comienzo de la recogida incluye la primera orina de la mañana.
5. La muestra de orina debe ser de la mitad de la micción.

Debe realizar un cultivo de una herida. ¿Cuál de los siguientes apartados es correcto?:

1. Ponerse guantes limpios.
2. Limpiar la herida con solución salina antes de tomar la muestra.
3. Tomar la muestra de la zona con más acumulación de drenaje.
4. Aplicar pomada antibiótica de amplio espectro dos horas antes de la toma de muestra.
5. Recoger la muestra del lecho y bordes de la herida.

La obtención de orina para cultivo en pacientes hospitalizados se obtiene normalmente a través de una muestra de:

1. Mitad de chorro.
2. Sondaje vesical a permanencia.
3. Recolector externo de orina.
4. Bolsa de diuresis.
5. Ninguna de las anteriores es correcta.

Preguntas que también podrían ser de este tema (5)

La clasificación automática dudó entre este tema y otro.

EIR 2023 · 140

P16 · respuesta en el solucionario

La metodología recomendada para la obtención de la muestra microbiana en una úlcera de extremidad inferior es:

1. Frotis mediante hisopo.
2. Punción-aspiración.
3. Microscopía molecular.
4. Biopsia.

EIR 2022 · 109

P17 · respuesta en el solucionario

Según el Manual SEPAR de Procedimientos, indique la opción INCORRECTA sobre los signos y síntomas de la neuropatía por compresión tras la realización de una gasometría arterial:

1. Parestesia.
2. Debilidad muscular.
3. Alodinia.
4. Rigidez muscular.

EIR 2020 · 19

P18 · respuesta en el solucionario

Según la Sociedad Española de Neumología y Cirugía Torácica (SEPAR), ¿Cuánto tiempo debemos realizar compresión firme sobre el punto de punción tras una gasometría arterial en un paciente sin alteraciones hematológicas ni tratamiento con anticoagulantes?:

1. Tres minutos en arteria radial.
2. Siete minutos en arteria radial.
3. Diez minutos en arteria femoral y humeral.
4. Quince minutos en arteria femoral y humeral.

Indique la opción INCORRECTA en relación a los métodos de recogida de orina empleados en el diagnóstico de una Infección del Tracto Urinario en edad pediátrica:

1. El cateterismo vesical es una prueba invasiva que no permite descartar completamente el riesgo de contaminación.
2. La punciónsuprapúbica está considerada la técnica de recogida de orina de referencia.
3. La recogida de orina mediante bolsas perineales tiene bajo riesgo de contaminación en comparación con la obtenida mediante el chorro miccional.
4. En población pediátrica que controla la micción, se recomienda la recogida de orina limpia en mitad de chorro miccional.

¿Qué técnica realizaremos para comprobar si el flujo de sangre a través de la arteria cubital es suficiente para irrigar la mano en caso de oclusión de la arteria radial?:

1. Toma de pulso radial.
2. Toma de pulso cubital.
3. Prueba de Allen.
4. Toma de Tensión Arterial.

Solucionario

Nº	Pregunta	Respuesta oficial	Notas
P1	EIR 2026 · 9	2	
P2	EIR 2025 · 204	2	
P3	EIR 2025 · 155	1	
P4	EIR 2024 · 179	1	
P5	EIR 2024 · 118	3	
P6	EIR 2023 · 101	4	hoja del archivo oficial
P7	EIR 2022 · 145	4	
P8	EIR 2021 · 130	2	
P9	EIR 2021 · 87	4	
P10	EIR 2020 · 82	3	
P11	EIR 2017 · 235	3	
P12	EIR 2013 · 69	4	reconstruida por un tercero
P13	EIR 2012 · 30	3	reconstruida por un tercero
P14	EIR 2011 · 55	2	
P15	EIR 2011 · 50	1	
P16	EIR 2023 · 140	2	hoja del archivo oficial
P17	EIR 2022 · 109	4	
P18	EIR 2020 · 19	3	
P19	EIR 2019 · 89	3	hoja del archivo oficial
P20	EIR 2016 · 136	3	hoja del archivo oficial

Fuentes

- **F1** Organización Mundial de la Salud. WHO guidelines on drawing blood: best practices in phlebotomy. Ginebra: OMS; 2010. ISBN 978 92 4 159922 1. Cap. 1-2 (p. 3, 13-17 y tabla 2.3), cap. 5 (p. 31-33), cap. 6 (p. 37), cap. 7 (p. 41-43) y anexo I (p. 85). · <https://iris.who.int/handle/10665/44294> · consultada 2026-09-27
- **F2** Ministerio de Defensa, Hospital Central de la Defensa «Gómez Ulla». Pliego de prescripciones técnicas para la contratación de suministro de tubos de extracción y recipientes para la recogida de muestras (tabla 1 y condiciones b y g, que remiten a la Norma UNE-EN ISO 6710:2018). Plataforma de Contratación del Sector Público, sin fecha visible. · https://contrataciondelestado.es/wps/wcm/connect/PLACE_es/Site/area/docAccCmpnt?DocumentIdParam=04a79488-95b6-49f0-a379-0e98fcf4a922&cmpntname=GetDocumentsById&srv=cmpnt · consultada 2026-09-27
- **F3** Hospital Universitario San Cecilio (Granada, Servicio Andaluz de Salud), Servicio de Hematología y Hemoterapia. Guía del Laboratorio. Edición 01/11 (2011), p. 10-15. · https://www.husc.es/archivos/cms/hematologia/archivos/publico/guias/guia_del_lshh.pdf · consultada 2026-09-27
- **F4** Ruiz Vaca AM, Mohamed Aomar M. Control del INR en pacientes que toman anticoagulantes orales AVK. Madrid: Instituto Nacional de Gestión Sanitaria (INGESA); 2019. NIPO 736-19-009-6, p. 6-9. · https://ingesa.sanidad.gob.es/dam/jcr:2861249d-7f13-4be8-aa54-9a4f2d2cb1ba/Control_INR.pdf · consultada 2026-09-27
- **F5** Servicio Murciano de Salud, Preevid. ¿Es preciso desechar la primera gota de sangre capilar para realizar control INR con coagulómetro portátil (microINR)? 2016. Texto leído en la copia de la Wayback Machine de esta URL (05/12/2022), porque la web oficial bloquea la lectura automática. · <https://www.murciasalud.es/preevid/20962> · consultada 2026-09-27
- **F6** Grupo de trabajo de la Actualización de la Guía de Práctica Clínica Enfermera sobre Hemocultivos. Guía de Práctica Clínica Enfermera sobre Hemocultivos. Actualización 2025. Madrid: Instituto Español de Investigación Enfermera (Consejo General de Enfermería); 2025. ISBN 978-84-09-70027-1. Recomendaciones (p. 23-33) y texto de la evidencia (p. 93, 118, 122 y 143). Catálogo de GPC del SNS (GuíaSalud). · https://portal.guiasalud.es/wp-content/uploads/2025/11/gpc_651_hemocultivos_ieie_compl.pdf · consultada 2026-09-27
- **F7** Grupo de trabajo de la Guía de Práctica Clínica Enfermera sobre Hemocultivos. Guía de Práctica Clínica Enfermera sobre Hemocultivos. Instituto Español de Investigación Enfermera; 2020. GPC Enfermera n.º 2020/01. ISBN 978-84-09-19113-0. Recomendaciones 7, 8, 18 y 30 (p. 26-32). Edición sustituida por la de 2025. Catálogo de GPC del SNS (GuíaSalud). · https://portal.guiasalud.es/wp-content/uploads/2021/01/gpc_601_hemocultivos_compl.pdf · consultada 2026-09-27
- **F8** Rodríguez Díaz JC (coord.), Guna Serrano R, Larrosa Escartín N, Marín Arriaza M. Diagnóstico microbiológico de la bacteriemia y la fungemia: hemocultivos y métodos moleculares. Procedimientos en Microbiología Clínica n.º 62. SEIMC; 2017. ISBN 978-84-697-8208-8, p. 13-16 y 42-43. · <https://seimc.org/wp-content/uploads/2025/06/seimc-procedimientomicrobiologia62.pdf> · consultada 2026-09-27
- **F9** Loza Fernández de Bobadilla E (coord.), Planes Reig A, Rodríguez Creixems M. Hemocultivos. Procedimientos en Microbiología Clínica n.º 3a. SEIMC; 2003. ISBN 84-609-2289-8, p. 4-5. Sustituido por el procedimiento n.º 62 (2017). · <https://seimc.org/wp-content/uploads/2025/06/seimc-procedimientomicrobiologia3a.pdf> · consultada 2026-09-27

- **F10** Chaves F, Garnacho-Montero J, del Pozo JL, et al. Diagnosis and treatment of catheter-related bloodstream infection: Clinical guidelines of the Spanish Society of Infectious Diseases and Clinical Microbiology (SEIMC) and the Spanish Society of Intensive and Critical Care Medicine and Coronary Units (SEMICYUC). Med Intensiva. 2018;42(1):5-36 (versión inglesa, DOI 10.1016/j.medine.2017.09.001). · <https://www.medintensiva.org/en-diagnosis-treatment-catheter-related-bloodstream-infection-articulo-S2173572718300134> · consultada 2026-09-27
- **F11** Mermel LA, Allon M, Bouza E, et al. Clinical Practice Guidelines for the Diagnosis and Management of Intravascular Catheter-Related Infection: 2009 Update by the Infectious Diseases Society of America. Clin Infect Dis. 2009;49(1):1-45 (recomendaciones 13-20; texto leído en el manuscrito de autor de PMC4039170). · <https://doi.org/10.1086/599376> · consultada 2026-09-27
- **F12** Gimeno Peribáñez M, Cabestre García R (coords.); Alquézar Fernández M, Burgos Rincón F, Peinador Aguilar R, Perpiñá Tordera M, et al. Gasometría arterial. Manual SEPAR de Procedimientos n.º 36. Respira-Fundación Española del Pulmón-SEPAR; © 2017 (la web de SEPAR lo fecha en 2018). ISBN 978-84-947771-4-1. PDF enlazado en la entrada «36. Gasometría arterial» de la página oficial de manuales de SEPAR; p. 11-18 (procedimiento) y 23-26 (cuidados de enfermería y complicaciones). · <https://www.separ.es/historico-manuales-separ> · consultada 2026-09-27
- **F13** Zboromyrska Y (coord.), de Cueto López M, Alonso-Tarrés C, Sánchez-Hellín V. Diagnóstico microbiológico de las infecciones del tracto urinario. Procedimientos en Microbiología Clínica n.º 14b. SEIMC; 2019. ISBN 978-84-09-18161-2, p. 19-23. · <https://seimc.org/wp-content/uploads/2025/06/seimc-procedimiento14b.pdf> · consultada 2026-09-27
- **F14** Hooton TM, Bradley SF, Cardenas DD, et al. Diagnosis, Prevention, and Treatment of Catheter-Associated Urinary Tract Infection in Adults: 2009 International Clinical Practice Guidelines from the Infectious Diseases Society of America. Clin Infect Dis. 2010;50(5):625-63 (recomendaciones 45, 46 y 46.i, y apartado «The collection of urine specimens»; la IDSA la marca hoy como archivada). Texto leído en la copia de la Wayback Machine de esta URL (14/11/2019), porque la web oficial bloquea la lectura automática. · <https://academic.oup.com/cid/article/50/5/625/324341> · consultada 2026-09-27
- **F15** CDC/HICPAC (Gould CV, Umscheid CA, Agarwal RK, Kuntz G, Pegues DA). Guideline for Prevention of Catheter-Associated Urinary Tract Infections 2009 (actualizada el 6/6/2019), p. 15, «Specimen Collection». · <https://www.cdc.gov/infection-control/media/pdfs/Guideline-CAUTI-H.pdf> · consultada 2026-09-27
- **F16** MedlinePlus en español (Biblioteca Nacional de Medicina de EE. UU.). Volumen urinario en 24 horas (revisión 13/07/2025) y Examen de depuración de la creatinina (revisión 01/07/2025). · <https://medlineplus.gov/spanish/ency/article/003425.htm> · consultada 2026-09-27
- **F17** Grupo de trabajo de la GPC sobre Infección del Tracto Urinario en la Población Pediátrica. Guía de Práctica Clínica sobre Infección del Tracto Urinario en la Población Pediátrica (versión resumida). Plan de Calidad para el SNS, Instituto Aragonés de Ciencias de la Salud; 2011, p. 29-33. Marcada como pendiente de actualización (más de 5 años desde su publicación). · https://portal.guiasalud.es/wp-content/uploads/2018/12/GPC_483_ITU_poblacion_pediatria_ICS_resum.pdf · consultada 2026-09-27
- **F18** Verdú Soriano J, López-Casanova P, Sánchez Romero I, Segovia Gómez T. Toma de muestras para el laboratorio de microbiología. Procedimientos y recomendaciones. Serie Documentos Técnicos GNEAUPP n.º IV, 2.ª ed. Logroño: GNEAUPP; 2018. ISBN 978-84-09-06690-2, p. 10-21. · <https://gneaupp.info/wp-content/uploads/2018/11/GNEAUPP.DT04.Toma-Muestras.pdf> · consultada 2026-09-27
- **F19** Burillo A (coord.), Moreno A, Salas C. Diagnóstico microbiológico de las infecciones de piel y tejidos blandos. Procedimientos en Microbiología Clínica n.º 22. SEIMC; 2006. ISBN 84-611-3539-3, p. 8-9 y PNT-

IPT-04. · <https://seimc.org/wp-content/uploads/2025/06/seimc-procedimientomicrobiologia22.pdf> · consultada 2026-09-27

- **F20** Orden JUS/1291/2010, de 13 de mayo, por la que se aprueban las normas para la preparación y remisión de muestras objeto de análisis por el Instituto Nacional de Toxicología y Ciencias Forenses. BOE núm. 122, de 19/05/2010 (texto consolidado; arts. 6, 12 y 14). · <https://www.boe.es/buscar/act.php?id=BOE-A-2010-8030> · consultada 2026-09-27
- **F21** Arevalo-Rodriguez I, Ciapponi A, Roqué i Figuls M, Muñoz L, Bonfill Cosp X. Posture and fluids for preventing post-dural puncture headache. Cochrane Database Syst Rev. 2016;CD009199.pub3 (texto completo leído en PMC6682345). · <https://doi.org/10.1002/14651858.CD009199.pub3> · consultada 2026-09-27
- **F22** Complejo Hospitalario Universitario de Albacete (SESCAM), Área de Enfermería, Servicio de Neurología (Corominas C, Ferrer E, Gómez M, Gascón P, Ruiz MV). Protocolo de Enfermería para la punción lumbar. Sin fecha de edición; prevé su revisión en 2009. · https://www.chospab.es/enfermeria/protocolos/neurologia/puncion_lumbar.htm · consultada 2026-09-27
- **F23** Hospital Universitario Virgen del Rocío (Servicio Andaluz de Salud). Manual clínico. Procedimientos generales de enfermería: Punción lumbar. · <https://manualclinico.hospitaluvroci.es/procedimientos-generales-de-enfermeria/tecnicas-realizadas-al-paciente/puncion-lumbar-2/> · consultada 2026-09-27
- **F24** Marcos MA, Ponce M, Rua M, Muñoz-Almagro C. Diagnóstico microbiológico de la meningoencefalitis. Procedimientos en Microbiología Clínica n.º 36a. SEIMC; 2026. ISBN 978-84-09-83869-1, p. 8 y PNT. · <https://seimc.org/wp-content/uploads/2026/04/seimc-procedimiento36a.pdf> · consultada 2026-09-27
- **F25** Sociedad Española de Urgencias de Pediatría (SEUP). Rodríguez Collazo B; revisado por Guerrero Márquez G, Martínez Serrano A. Procedimiento punción lumbar. Protocolos de enfermería (bibliografía hasta 2021), p. 4-6. · https://seup.org/pdf_public/Prort_Enferm/07_Puncion_lumbar.pdf · consultada 2026-09-27
- **F27** Martín-Saco G, Galán-Sánchez F, Mormeneo-Bayo S, Candel FJ, García-Lechuz JM (coord.). Diagnóstico microbiológico de las infecciones de heridas crónicas. Procedimientos en Microbiología Clínica n.º 75. SEIMC; 2022. ISBN 978-84-09-39122-6, p. 9, 16-22. · <https://seimc.org/wp-content/uploads/2025/06/seimc-procedimiento75.pdf> · consultada 2026-09-27
- **F28** International Organization for Standardization. ISO 6710:2017 Single-use containers for human venous blood specimen collection. 2.ª edición, julio de 2017; revisada y confirmada en 2023. Texto leído en la copia de la Wayback Machine de esta URL (22/06/2024), porque la web oficial bloquea la lectura automática. · <https://www.iso.org/standard/69659.html> · consultada 2026-09-27
- **F29** International Wound Infection Institute (IWII). La infección de heridas en la práctica clínica. Principios de las mejores prácticas. Actualización del documento de consenso internacional 2022. Londres: Wounds International; 2022 (versión española difundida por el GNEAUPP), p. 14-16. · <https://gneaupp.info/wp-content/uploads/2022/08/iwii-cd-2022-es-web.pdf> · consultada 2026-09-27
- **F26** García-Lechuz Moya JM, González López JJ, Orta Mira N, Sánchez Romero MI. Recogida, transporte y procesamiento general de las muestras en el Laboratorio de Microbiología. Procedimientos en Microbiología Clínica n.º 1b. SEIMC; 2017, p. 14. · <https://seimc.org/wp-content/uploads/2025/06/seimc-procedimientomicrobiologia1b.pdf> · consultada 2026-09-27

Pendiente de verificar

- Colores de la ISO 6710:2017 distintos del azul claro (citrato) y el malva (EDTA): rojo, amarillo, verde y gris no tienen una fuente válida que los atribuya a la norma. Códigos de letras (p. ej., «9NC» para el citrato trisódico 9:1, K2E/K3E, LH/NH, FX, Z): la norma es de pago (iso.org y une.org bloquean la lectura) y solo los reproducen

fabricantes y copias de terceros. El tema da los colores con el pliego del Ministerio de Defensa que remite a la UNE-EN ISO 6710:2018; el color gris del fluoruro/oxalato solo lo da la OMS (consenso NCCLS), no una fuente que cite la ISO.

- Etiquetar los tubos «en presencia del paciente»: la OMS pide identificar al paciente y revisar etiquetas, pero no se ha encontrado esa frase literal.
- Lavado con «agua y jabón» antes del urocultivo y «recipiente no estéril» para la orina de 24 horas: no figuran en la SEIMC 14b ni en MedlinePlus.
- EIR2011-050 («mitad de chorro» en hospitalizados): la SEIMC 14b dice que la micción media es la muestra más frecuente en general, sin referirse expresamente a los hospitalizados.
- Tiempo máximo de 18 horas para los hemocultivos: ninguna recomendación vigente lo fija; procede de la SEIMC de 2003 y la guía IE 2025 solo lo recoge en el texto de la evidencia.