



**FACULTAD DE CIENCIAS DE LA SALUD
ESCUELA DE TECNOLOGÍA MÉDICA**

**RECOPIACIÓN DE INFORMACIÓN ACERCA DE REQUISITOS Y
PROCEDIMIENTOS DE TOMA DE MUESTRA DE SANGRE VENOSA**

**MEMORIA PARA OPTAR AL GRADO
DE LICENCIADO EN TECNOLOGÍA MÉDICA**

**AUTORA: LISSETTE VALENZUELA FLORES
PROFESORA GUÍA: TM Mg. Cs CARLA TORO OPAZO**

TALCA-CHILE

2021

CONSTANCIA

La Dirección del Sistema de Bibliotecas a través de su unidad de procesos técnicos certifica que el autor del siguiente trabajo de titulación ha firmado su autorización para la reproducción en forma total o parcial e ilimitada del mismo.



Talca, 2022

Dedicatoria

A mis abuelas, que tuve que enfrentar la pérdida de ambas en el transcurso de la carrera, pero se han vuelto en mis angelitos que me cuidan cada día. A mis padres, por su apoyo incondicional y por todo el esfuerzo que se ha significado para ellos, tanto financiera como emocionalmente. A mi hermana, por ser mi ejemplo a seguir y siempre tener una palabra de aliento para mí. Finalmente, a mi pareja Cristian por estar conmigo en todo momento, incluso en los más difíciles.

Agradecimientos

A todos los profesores de la Escuela de Tecnología Médica que han aportado en mi aprendizaje a lo largo de la carrera, en especial a la TM Mg. Cs Carla Toro Opazo, por guiarme en este proceso tan importante de la etapa universitaria.

ÍNDICE DE CONTENIDOS

| | |
|---|-----------|
| INTRODUCCIÓN | 8 |
| OBJETIVOS | 10 |
| 1.Objetivo general | 10 |
| 2.Objetivos específicos | 10 |
| METODOLOGÍA DE BÚSQUEDA Y ORGANIZACIÓN DE LA INFORMACIÓN | 11 |
| MARCO TEÓRICO | 12 |
| 1. ERRORES EN FASE PRE ANALÍTICA | 12 |
| 2. CRITERIOS DE RECHAZO | 16 |
| 3. REQUISITOS DE EXÁMENES | 21 |
| 4. PROCEDIMIENTO ESTÁNDAR DE TOMA DE MUESTRA DE SANGRE | 27 |
| 4.1 Solicitud de examen | 28 |
| 4.2 Sistema de ingreso y etiquetado de muestras | 31 |
| 4.3 Procedimiento de toma de muestra de sangre | 35 |
| 4.4 Sistemas para extracción de sangre | 46 |
| 4.4.1 Sistema extracción al vacío | 46 |
| 4.4.2 Sistema de extracción con jeringa | 47 |
| 5. CONTENEDORES DE EXTRACCIÓN DE SANGRE | 49 |
| 6. ORDEN DE LLENADO DE TUBOS | 53 |
| 7. CONSERVACIÓN Y TRANSPORTE DE MUESTRAS | 57 |
| 8. EFECTOS ADVERSOS ASOCIADOS A LAS PRÁCTICAS DE FLEBOTOMÍA | 61 |
| CONCLUSIÓN | 65 |
| BIBLIOGRAFÍA | 67 |

ÍNDICE DE TABLAS

| | |
|---|-----------|
| Tabla 1. Criterios de rechazo de muestras relacionados con la fase pre analítica. | 16 |
| Tabla 2. Orden de contenedores de toma de muestra de sangre y exámenes asociados. | 50 |

ÍNDICE DE FIGURAS

| | |
|---|-------------------------------|
| Figura 1. Principales fuentes de error según autores | 14 |
| Figura 2. Requisitos para exámenes de laboratorio | 22 |
| Figura 3. Solicitud de examen. | 29 |
| Figura 4. Etiquetado de tubos con etiqueta de código de barra | 33 |
| Figura 5. Procedimiento de flebotomía según OMS. | 37 |
| Figura 6. Variaciones más frecuentes de las venas del antebrazo. | 39 |
| Figura 7. Dispositivo de transiluminación AccuVein AV400. | 42 |
| Figura 8. Extracción de sangre venosa mediante sistema de extracción al vacío. | 46 |
| Figura 9. Extracción de sangre venosa mediante sistema de extracción con jeringa. | 47 |
| Figura 10. Pasos a seguir para evitar la formación de un hematoma según el manual de la CLSI. | ¡Error! Marcador no definido. |
| Figura 11. Orden de llenado de tubos para toma de muestra de sangre con sistema de extracción al vacío. | 53 |

El trabajo de laboratorio requiere de tres fases para realizar el procedimiento a cabalidad: fase pre analítica, analítica y post analítica. De estas tres fases mencionadas, la primera corresponde a la etapa a la cual se le atribuye el mayor porcentaje de errores cometidos, representando el 70% aproximadamente del total de errores que ocurren en el laboratorio clínico, debido principalmente a la mayor intervención humana que se necesita en dicha fase para llevar a cabo todo el procedimiento requerido.

A partir de esta fase, existen distintos procesos que se requieren realizar correctamente con la finalidad de aportar muestras de sangre óptimas al profesional del laboratorio clínico para su posterior análisis, y en consecuencia obtener resultados certeros sobre el estado de salud de los pacientes. Dichos procesos pueden variar brevemente entre los protocolos de distintos recintos hospitalarios de Chile. Con esta revisión bibliográfica se buscó describir los principales errores y causas de rechazo asociados a la fase pre analítica para la toma de muestra de sangre, así como también abordar los principales aspectos del procedimiento de toma de muestra sanguínea tradicionales y/o actuales según la evidencia científica existente en la literatura como: sistemas de extracción, posibles efectos adversos asociados a la práctica de flebotomía, contenedores de extracción de sangre, orden de llenado de tubos y transporte de muestras sanguíneas.

Dado lo anterior, se puede destacar que este procedimiento se mantiene sin muchos avances en la mayoría de sus aspectos, encontrando el mayor avance en los dispositivos de transiluminación que facilitan la localización del sitio de punción. Sin embargo, las generalidades del procedimiento de toma de muestra sanguínea no presentan grandes modificaciones ni mejoras con el transcurso de los años.

Palabras claves: fase pre analítica, errores pre analíticos, flebotomía, toma de muestra, transporte de muestra.

INTRODUCCIÓN

En el trabajo de laboratorio para el análisis completo de un examen, se requieren de tres fases principales: fase pre analítica, analítica y post analítica. Cada una de estas fases son fundamentales para entregar un correcto resultado, en la fase pre analítica están contenidos los requisitos, procedimientos y transporte de la muestra. Dentro de la fase analítica, está el procesar y analizar fluidos biológicos. Finalmente, la fase post analítica consiste en la entrega de resultados, los cuales deben ser confiables, por lo que se requiere cumplir de manera rigurosa con las fases mencionadas.

La fase analítica ha disminuido su porcentaje de error a medida que transcurre el tiempo, ya que con los años se ha instaurado mejoramiento en el control de calidad de las técnicas utilizadas y además se ha logrado una mayor automatización de los equipos, logrando con esto que la fuente de error en dicha etapa se haya reducido. En cambio, la fase pre analítica contiene un porcentaje de error más alto en relación con los procedimientos asociados a laboratorio, ya que es la que contiene mayor intervención humana, ya sea de profesionales o usuarios.

Mediante una muestra de sangre, se pueden obtener resultados de distintos parámetros biológicos del paciente (bioquímicos, hematológicos, inmunológicos, etc) y así obtener un diagnóstico o monitoreo de una patología adecuado. Para ello, es imprescindible la fase preanalítica y por ende todos los procesos que se relacionan con la toma de muestra, los requisitos según el examen, el procedimiento correcto y el transporte en las condiciones óptimas, permitiendo así obtener resultados verídicos sobre la salud de los pacientes. Esto es de suma importancia, ya que hay que considerar que a través de los exámenes se evalúa el estado de salud de las personas, y cualquier error puede llevar a un diagnóstico equívoco y como consecuencia un daño en la salud del paciente.

Estos errores traen algunas consecuencias como una muestra que no puede ser analizada debido a factores que en su gran mayoría dependen del funcionario a cargo o del paciente, lo cual implicará solicitar nuevamente al paciente que asista al recinto de salud y realizar una venopunción, o en otros casos pueden ocurrir eventos de mayor impacto en el paciente como administrar tratamientos equívocos debido a una mala realización del procedimiento, afectando así la seguridad de la persona. Es por esto por lo que es importante, que, en cada recinto, ya sea en salud pública o privada, cumplan con procedimientos estandarizados y con respaldo científico, que permitan disminuir la posibilidad de errores, ya que estos pueden ser evitables por el personal de trabajo y profesionales de la salud para prevenir posibles daños y mejorar la calidad de esta fase.

OBJETIVOS

1.Objetivo general

- 1.1 Recopilar evidencias de que la correcta ejecución de la fase pre analítica de una extracción de sangre contribuye a una mejor calidad en los resultados de los exámenes de laboratorio.

2.Objetivos específicos

- 2.1 Identificar las principales causas de rechazo de la toma de muestra de sangre y cómo éstas interfieren en los resultados.
- 2.2 Describir procedimientos y requisitos para una correcta toma de muestra de sangre descritos en manuales de procedimientos.
- 2.3 Asociar la correcta relación que existe entre las diferentes muestras sanguíneas y los procedimientos de extracción de sangre.

METODOLOGÍA DE BÚSQUEDA Y ORGANIZACIÓN DE LA INFORMACIÓN

Para realizar esta revisión bibliográfica, se consultaron como fuentes de búsqueda 8 manuales clínicos de recintos de salud de distintas regiones de Chile, además de la utilización de guías a nivel mundial tales como “Procedures for the Collection of Diagnostic Blood Specimen by Venipuncture” (CSLI) y “Best practices in phlebotomy” (OMS). Se revisaron artículos científicos que fundamenten distintos criterios de la toma de muestra de sangre, para ello se realizó una búsqueda en bases de datos como Pubmed, sciELO, ELSEVIER, Scencedirect y revistas digitales relacionadas con procesos pre analíticos y la importancia de la calidad de la fase pre analítica, utilizando las palabras claves: fase pre analítica, errores pre analíticos, flebotomía/phlebotomy, toma de muestra, exámenes de sangre, transporte de muestra.

Debido a la escasez de artículos encontrados, se han revisado artículos nacionales e internacionales, por lo tanto, se han revisado estudios tanto en idioma español como inglés. Además, se ha utilizado un rango de fecha, siendo el artículo más antiguo del año 2000 y el más reciente del año 2021.

Finalmente, se encontraron 87 publicaciones, de las cuales 16 fueron descartadas por dificultad de acceder al texto completo en forma gratuita, y un estudio fue descartado por la antigüedad que presentaba, ya que su publicación fue en el año 1998.

MARCO TEÓRICO

1. ERRORES EN FASE PRE ANALÍTICA

El trabajo de laboratorio es un proceso muy complejo, ya que la calidad en los exámenes clínicos está mayormente centrada en el análisis de una muestra, dejando de lado otras etapas del proceso que se desarrolla en el laboratorio (1). Este proceso se divide tradicionalmente en tres etapas: pre analítica, analítica y post analítica, pero diversos autores han definido dos etapas adicionales, etapa pre- pre analítica que corresponde a todo el proceso contenido desde la orden de examen hasta la recepción de la muestra en el laboratorio clínico, y la etapa post-post analítica relacionada con la interpretación de resultados (2, 3).

La fase pre analítica corresponde a todo el proceso involucrado antes del análisis de una muestra, lo cual incluye la solicitud de exámenes, requisitos que debe cumplir el paciente para realizarse dicho examen y la correcta identificación de este, además de incluir la toma de muestra como tal, conservación de las muestras y el transporte de estas, el cual debe ser realizado bajo ciertas normas e instrucciones acordes al examen realizado, contempla hasta antes de que se ejecute el examen, es decir, antes del comienzo de la fase analítica (4-6).

Dentro del procedimiento de laboratorio, la fase que contiene el mayor porcentaje de error es la fase pre analítica, seguida de la fase post analítica y en última instancia la fase analítica, debido a que esta última presenta mayor automatización, mejoramiento en control de calidad y menor intervención humana en su proceso (6, 7), lo que se contradice con la fase pre analítica, cuyos procesos requieren siempre de intervención humana.

Algunos estudios mencionan que del total de los errores que pueden ser cometidos en el laboratorio, se identifica que entre el 40 y el 70 % se atribuyen a la fase pre analítica (7-9). Sin embargo, todos concuerdan con que es esta fase en donde se cometen el mayor porcentaje

de errores, los cuales en su mayoría pueden ser prevenibles para otorgar una mejor calidad en los resultados de los exámenes, y repercuten directamente en la salud del paciente (5).

Quiroz C. en el año 2010 (6) realizó un estudio descriptivo para determinar la frecuencia y tipos de errores pre analíticos encontrados en un hospital en el área de bioquímica y hematología, el cual fue evaluado en un periodo de un mes. Este estudio fue realizado en el laboratorio de un Hospital en Cali, Colombia, para lo cual se registraron todas las muestras que fueron rechazadas para su procesamiento en el laboratorio por llegar en condiciones inadecuadas, ya sea que la muestra presenta coágulos, que se encuentre hemolizada, con volumen inadecuado, recipiente inadecuado, entre otros. Posteriormente, se procedió a determinar la frecuencia de estos errores de los distintos servicios del hospital, obteniendo que, de un total de 20.268 muestras recibidas en las secciones de bioquímica y hematología, 818 fueron consideradas como errores pre analíticos, lo cual corresponde a un promedio de 27 muestras rechazadas por día. Además, obtuvieron que las causas más comunes de rechazo se encontraban distribuidas entre muestras coaguladas (41,9%), muestras hemolizadas (25,2%), y volumen inadecuado de muestra (23,1%).

En un estudio realizado por Gil P. y colaboradores (2016) (10) para evaluar los errores pre analíticos ingresados en un laboratorio clínico de Argentina, se analizaron 7.850 ingresos con al menos una solicitud de exámenes del área de bioquímica clínica y/o hematología. De estos exámenes, el 82% presentaron uno o más errores pre analíticos. Por otro lado, del total de errores revelados, el 91% correspondía a errores relacionados con la solicitud u orden médica, mientras que las muestras con volumen inadecuado (2,5%), muestras hemolizadas (2,1%) y coaguladas (1,6%) presentaron porcentajes de error más bajos, sin embargo, seguían siendo los errores más frecuentes luego de los errores cometidos en la solicitud de examen.

Carraro P. y Plebani M. en el año 2006 (11) realizaron un estudio en donde evaluaron los errores asociados con el laboratorio clínico durante un periodo de 3 meses, con el objetivo de analizar las frecuencias de dichos errores en un hospital de Italia y compararlos con los

resultados obtenidos en un estudio similar realizado hace 10 años atrás por los mismos autores. Como resultados, obtuvieron que, del total de errores identificados a partir de las muestras de sangre, el 61,9% correspondían a errores pre analíticos. Además, se encontró que dentro de la fase pre analítica los errores más frecuentes correspondían a volumen inadecuado de llenado de tubos (13,1%), errores en la identificación del paciente (8,8%) y contenedor incorrecto para el examen requerido (8,1%). Sin embargo, en comparación al estudio realizado hace 10 años, encontraron que la tasa de error había disminuido con el transcurso del tiempo.

En síntesis, dentro de la fase preanalítica en la literatura se describen diversas fuentes de errores (figura 1), los cuales pueden variar según el autor y están asociados en gran medida a la mala realización de la toma de muestra.

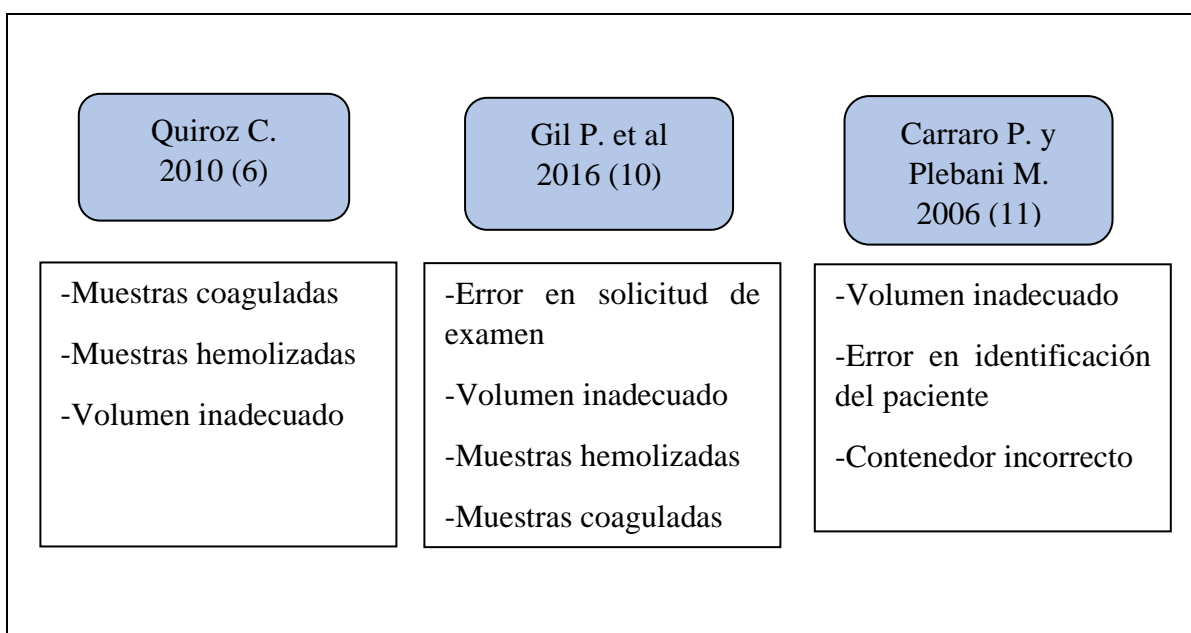


Figura 1. Principales fuentes de error según autores (6, 10, 11). La figura muestra distintos tipos de errores que se pueden cometer en la fase preanalítica, según autores mencionados. Elaboración propia Valenzuela, L. (2021).

En relación con la fase post analítica, los errores asociados a esta varían entre 18,5 y 47% del total de los errores de laboratorio, siendo concordantes algunos autores con un porcentaje de 20% (3, 5).

La correcta realización de la fase pre analítica cada vez está adquiriendo mayor relevancia, ya que esta fase forma parte del proceso de acreditación de los laboratorios clínicos, por lo tanto, cumplir con la calidad de esta fase como uno de los criterios, les puede permitir acceder a dicha acreditación, lo cual les va a entregar ciertas garantías como demostrar que tienen un sistema de gestión de calidad y por lo tanto los resultados de las pruebas analíticas serán fiables, y demostrar que cumplen con buenas prácticas dentro del laboratorio (12) para promover atención segura y de calidad. Además, un laboratorio acreditado, en el caso de que realice todo el procedimiento relacionado a exámenes médicos, le es competente para llevar a cabo las actividades que este realiza, incluyendo la disminución de errores en los procesos pre analíticos, analíticos y post analíticos, facilitando diagnósticos certeros, rápidos y eficientes en el tratamiento para el usuario (13).

El Manual del Estándar General de Acreditación para Laboratorios Clínicos publicado por la Superintendencia de Salud de Chile desde el año 2010 establece una serie de indicadores, con los cuales el recinto debe cumplir en su mayoría para poder adquirirla, dentro de estos indicadores se encuentra el ámbito de gestión de procesos, en donde el prestador institucional debe supervisar el cumplimiento de precauciones estándar y el correcto uso de antisépticos, además debe cumplir con otros requisitos como “normar, aplicar y evaluar periódicamente los procesos de la etapa pre analítica” (14) con la finalidad de otorgar una atención de calidad y prestaciones de salud seguras.

Uno de los aspectos más importantes para una correcta ejecución de la fase pre analítica, es la toma de muestra o flebotomía, que es un procedimiento realizado para extraer sangre de una persona, el cual es levemente invasivo, ya que se requiere de una venopunción para obtener la muestra. Cabe destacar que este procedimiento es fundamental en la obtención de

resultados certeros, por lo que una mala realización de esta puede repercutir en distintas dimensiones en la calidad de vida para el paciente (15) .

2. CRITERIOS DE RECHAZO

El procedimiento de toma de muestra debe llevarse a cabo de manera rigurosa para evitar errores. Sin embargo, es común cometerlos en la fase pre analítica, los cuales serán mayoritariamente errores humanos (5). Es por esto, que existen criterios de rechazo establecidos, los cuales permitirán rechazar una muestra si tiene ciertas características que van a impedir realizar su análisis de manera correcta.

Para facilitar la comprensión de los criterios de rechazo analizados en esta revisión, se agruparán en tres categorías y subcategorías como se describen en la tabla 1, dando cuenta de la secuencia de ejecución de las actividades que se llevan a cabo en la fase pre analítica.

Tabla 1. Criterios de rechazo de muestras relacionados con la fase pre analítica.

| Solicitud de examen | Muestra | Condición de transporte |
|---------------------------|---------------------------|----------------------------|
| 1.Falta de datos | 1.Muestra sin etiquetar o | 1.Muestra transportada sin |
| 2.Solicitudes manchadas | mal etiquetadas | contenedor adecuado |
| 3.Discordancia de datos | 2.Contenedor inadecuado | 2.Temperatura inadecuada |
| entre solicitud y muestra | 3.Volumen insuficiente | |
| 4.Solicitudes ilegibles | 4.Muestra hemolizada | |
| 5.Ausencia de solicitud | 5.Muestra coagulada | |
| | 6.Muestra lipémica | |

Elaboración propia Valenzuela, L. (2021).

Los criterios de rechazo asociados a la solicitud de examen pueden generar errores en la identificación del paciente, ya que la falta de los datos de la solicitud como por ejemplo el nombre, no va a permitir relacionar los resultados de una muestra con una persona en particular, por lo tanto, el resultado sería inválido. Otro ejemplo, es la falta de la edad y sexo del paciente, los cuales son importante completar de manera correcta ya que hay exámenes que pueden variar su resultando dependiendo si el paciente es hombre o mujer, o de la edad, como valores de hemoglobina, hormonas y fosfatasa alcalina (16).

En el caso de que la muestra esté correcta pero la solicitud de examen esté incompleta, esta puede ser susceptible a corregirse y evitar una nueva venopunción al paciente, esto ocurre en el caso de que falte algún dato como la edad, datos demográficos, falta de la firma del médico o de que existan datos ilegibles. En el caso del laboratorio clínico del Hospital Metropolitano de Santiago de Chile, esta muestra se puede rechazar de manera transitoria y solicitar la corrección de esta mientras la muestra sigue almacenada en el laboratorio en las condiciones propicias por una hora como máximo, para esto, se devuelve la orden de petición junto a una notificación de rechazo en donde se indica el motivo y hora en que fue rechazada, para realizar su posterior corrección dentro del plazo establecido. Si el problema no es resuelto dentro de este plazo, entonces se considera un rechazo definitivo (2).

Otro de los criterios que puede ser causante de rechazo, es la discordancia entre la solicitud y la muestra, lo cual se puede generar por un cruce de información entre dos pacientes. En caso de que esto ocurra la muestra debe ser rechazada porque los resultados se pueden atribuir al paciente equivocado (17), y por lo tanto podría ocasionar consecuencias más graves.

En relación con la solicitud de examen y la identificación del paciente, es un elemento clave para adquirir una atención segura, lo cual es primordial en cualquier recinto de salud. Sin embargo, aunque se esté obteniendo mayor atención asociada a este tema, sigue siendo un problema de importancia en la asistencia sanitaria (17).

Mrazek C. y colaboradores (2020) (18) realizaron una revisión cuyo objetivo fue discutir los tipos y frecuencias de errores que ocurren en el proceso de pruebas de laboratorio, además de las causas y consecuencias que estos pueden generar, para lo cual realizaron una investigación de la literatura que abordó aspectos desde la solicitud de exámenes hasta la entrega de resultados. De esto concluyeron que uno de los errores correspondía al etiquetado de tubos, el cual, según la literatura revisada, los tubos se pueden etiquetar antes o después de la flebotomía, pero siempre debe realizarse en presencia del paciente. En relación con el etiquetado de los tubos para la toma de muestra, mencionan que hay evidencia de que los tubos cuando son etiquetados posterior al procedimiento de toma de muestra, en casi un tercio de los casos el etiquetado no lo realizan en presencia del paciente, lo cual puede causar con mayor probabilidad una identificación errónea o tubos sin etiquetar, y como consecuencia el rechazo de la muestra.

Del mismo modo, San Miguel A. y colaboradores (2017) (5) realizaron una revisión de los errores más comunes cometidos en la fase pre analítica, donde mencionan que un incorrecto etiquetado de tubos puede conducir a una identificación incorrecta del paciente, lo cual puede generar que se cruce la información entre 2 pacientes y causar repercusiones negativas en ambos. Además, destacan que para minimizar este tipo de error es necesario que la identificación de los tubos sea realizada por el mismo personal que realiza el procedimiento de extracción sanguínea, y que este proceso se lleve a cabo en el mismo momento de la extracción.

Relacionado a la muestra como tal, puede ocurrir que el funcionario que está a cargo de la toma de muestra, lo realice en el recipiente inadecuado para procesar el examen solicitado, lo cual es netamente error humano ya que los analitos a medir requieren de distintos componentes presentes en los tubos de extracción y debe ser de conocimiento universal para todo aquel que realice toma de muestra (19).

Otro error común es no completar el tubo con el volumen adecuado de muestra, en donde la cantidad de muestra generalmente es menor a lo indicado en el tubo que contiene anticoagulantes. Es importante garantizar que el volumen de sangre extraído sea adecuada para el contenido de anticoagulante que tenga el tubo, es decir, que la proporción sangre/anticoagulante sea la correcta (20), ya que de lo contrario puede alterar los resultados posteriores.

La hemólisis también es un criterio de rechazo, el cual consiste en la ruptura de glóbulos rojos que conlleva a la liberación de hemoglobina en el plasma, alterando su composición (21), lo cual puede afectar de manera negativa al procesamiento de la muestra. Se considerará una muestra como hemolizada cuando la presencia de hemoglobina en plasma sea 0,3g/l o más (17, 21). La presencia de hemólisis puede ser causada por homogeneización vigorosa de la muestra, transporte de la muestra por tubo neumático, calibre de la jeringa inadecuado el cual puede romper los eritrocitos, tiempo del torniquete, lugar de punción, entre otros, pero también puede ser generada por distintas enfermedades tales como hemoglobinuria paroxística nocturna, enfermedades asociadas a fragmentación eritrocitaria y anemia hemolítica inmune (20, 21).

La muestra coagulada se puede generar por una homogeneización insuficiente o venopunción prolongada, y se aprecian coágulos o micro coágulos en la muestra (17, 19). La formación de coágulos en la muestra puede ser una problemática para el análisis de parámetros hematológicos y pruebas de coagulación, ya que puede producir leucopenia, recuento de glóbulos rojos bajo y resultados de hematocrito bajo (20), además será un criterio de rechazo para pruebas como Dímero D, antitrombina III, factores de la cascada de coagulación, fibrinógeno, proteína c reactiva, entre otras (19). Este criterio se puede evitar homogeneizando los tubos de manera inmediata a la extracción sanguínea, para que la sangre y el aditivo queden correctamente mezclados y así evitar la formación de un coágulo (2).

La lipemia consiste en la presencia de turbidez de la muestra sanguínea por el incremento en la cantidad de lipoproteínas presentes, pero esta es causada principalmente por una mala realización de ayuno del paciente (2), por lo tanto, no está asociado directamente con una mala práctica realizada por el profesional. Sin embargo, también es considerado como un criterio de rechazo e interferente para pruebas como albúmina, amonio, proteína c reactiva, cortisol, factor reumatoideo, inmunoglobulinas, entre otros (19, 22). Si bien la causa principal de la presencia de lipemia en una muestra es debida a un ayuno deficiente, también hay muestras lipémicas originadas por distintas condiciones patológicas, tales como diabetes mellitus, pancreatitis aguda, hipertrigliceridemia, entre otros, las cuales son situaciones difíciles de controlar (23).

Respecto a la condición de transporte, cada muestra tiene sus condiciones óptimas para el traslado, las cuales dependerán del examen solicitado, cuando fallan en este criterio, principalmente ocurre que las muestras como amonio y lactato las transportan sin unidades refrigerantes (19). En el caso del amonio, esta muestra debe ser enviada refrigerada al igual que el lactato, en el caso de este último, si el traslado hacia el laboratorio no será de inmediato y se demorará en ser analizada, debe ser enviada en refrigeración, ya que de este modo se evita la glucólisis, por lo contrario, si la muestra es analizada hasta 20 minutos posterior a la toma de muestra, esta puede ser transportada a temperatura ambiente (24). Más adelante en este documento se revisarán cuáles son las condiciones de transportes relacionadas a este punto.

Una vez realizada la toma de muestra, estas serán dirigidas al área de laboratorio en que deben ser analizadas, pasando por un proceso de recepción, el cual debe ser minucioso y ordenado, en donde se realiza la revisión de la solicitud de examen, que el contenedor de la muestra sea el correcto, transporte adecuado, concordancia entre solicitud de examen y muestras, y supervisar los criterios de rechazo anteriormente mencionados, en el caso de que estos sean visibles macroscópicamente. Si es que no existe concordancia entre los datos o se presenta alguno de los criterios que permitan rechazar la muestra, el tecnólogo médico o profesional responsable de la recepción puede rechazarla, pero siempre manteniendo un

registro del motivo por el cual se rechazó la muestra y la hora en el sistema informático con el que cuente el centro de salud (2, 19). En este proceso es deber del servicio clínico realizar el seguimiento de las muestras enviadas al laboratorio a través de una plataforma destinada a aquello, y de esto modo podrá verificar si las muestras se encuentran con resultado pendiente, y en caso de que se encuentre rechazada, es el mismo servicio clínico el que debe hacer un nuevo ingreso de muestra al sistema, tomar una nueva muestra e ir a dejarla con su respectiva solicitud (2).

Hoy en día es necesario que los recintos de salud cuenten con un sistema informático de laboratorio, llamado más comúnmente “LIS” por sus siglas en inglés o “SIL” por sus siglas en español, el cual permite realizar un trabajo más organizado relacionado con la gestión de todos los procesos de laboratorio y mantener un registro de datos de los pacientes que se atienden en un recinto de salud en particular. Además, en la fase pre analítica permite registrar datos asociados a la solicitud de exámenes, distribución de muestras y criterios de rechazo en caso de que se requiera, entre otras (25, 26). De acuerdo al manual de sistema de gestión de la calidad en el laboratorio de la OMS, la dirección del laboratorio clínico debe revisar periódicamente las muestras rechazadas junto con el motivo de rechazo, el cual queda registrado en el sistema informático, y así promover la revisión de los procedimientos de gestión de muestras cuando sea necesario (27).

3. REQUISITOS DE EXÁMENES

Cumplir con los requisitos de los exámenes médicos solicitados es de suma importancia, ya que de esto dependerá un resultado que refleje de manera correcta el estado de salud del paciente. Como se muestra en la figura 2, existen determinados requisitos para distintos exámenes de laboratorio, dentro de estos requisitos se contempla el ayuno, no consumir alcohol ni cigarrillo y en ciertas ocasiones no realizar ejercicio o suspender la administración

de medicamentos en específico, además en algunos exámenes se requiere realizar el procedimiento a una determinada hora. Por otra parte, hay exámenes que requieren de indicaciones específicas de parte del profesional hacia el paciente, tales como en el caso de curva de insulina, pool de prolactina, entre otros (19, 22).

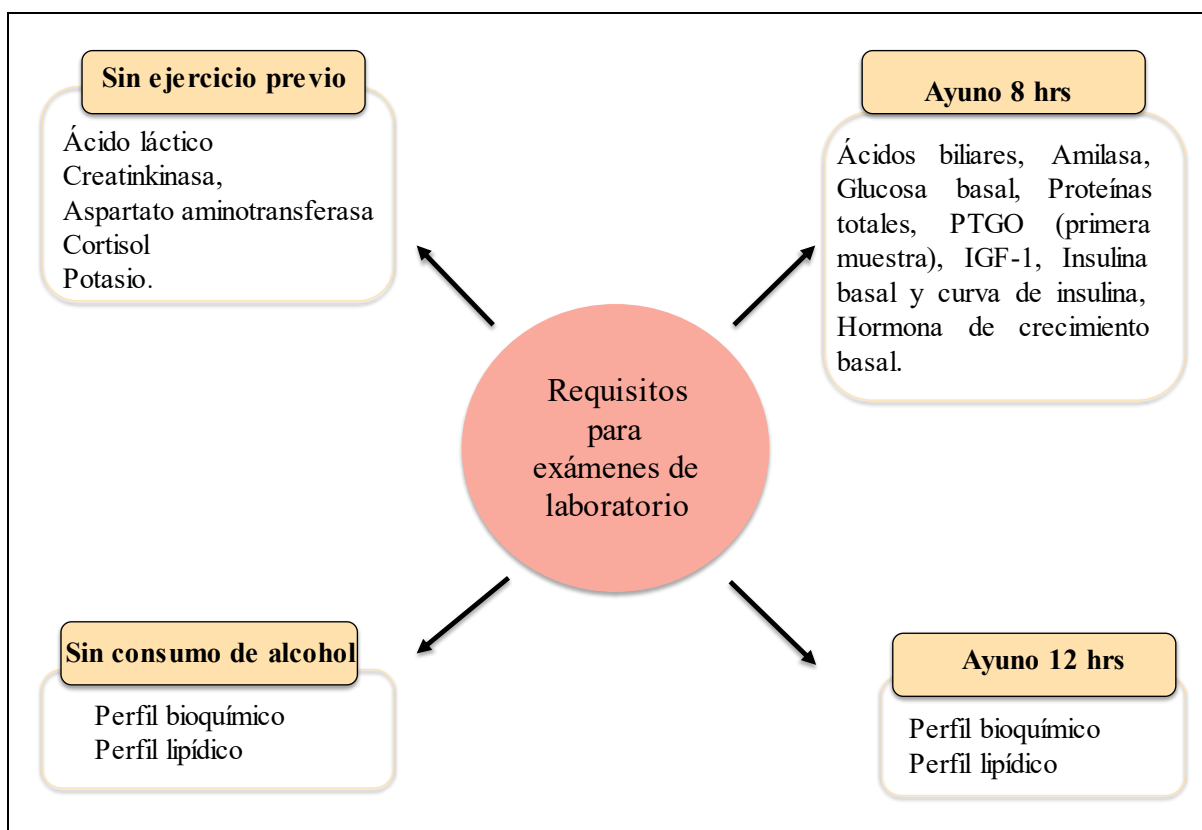


Figura 2. Requisitos para exámenes de laboratorio según referencias (19, 28). La figura muestra algunos requisitos para distintos exámenes de laboratorio.

PTGO: Prueba de tolerancia a la glucosa oral; IGF-1: Factor de crecimiento insulínico tipo 1. Elaboración propia Valenzuela, L. (2021).

Benozzi S. y colaboradores (29) en el año 2016 realizan una actualización acerca de los requisitos necesarios que debe cumplir el paciente a la hora de realizarse exámenes de laboratorio, destacando entre ellos la importancia de realizar ayuno, para lo cual se basan en las recomendaciones realizadas en el año 2014 por “Working Group on Preanalytical Phase (WG-PA) de la European Federation of Clinical Chemistry and Laboratory Medicine (EFLM)”, en donde mencionan que el ayuno es fundamental cumplir durante el tiempo necesario para “garantizar la calidad analítica de la muestra y los resultados de laboratorio, que impactan directamente en la seguridad del paciente”. En muchas ocasiones los pacientes no cumplen con este requisito debido a la desinformación que se presenta en relación con las horas de ayuno y asisten a realizarse las pruebas de laboratorio sin la preparación adecuada. Además, no existe una estandarización del ayuno, lo cual es un problema para el análisis de la muestra en el laboratorio clínico. Guías de procedimientos más importantes de flebotomía elaboradas por Clinical Laboratory Standards Institute / National Committee for Clinical Laboratory Standards (CLSI/NCCLS) del año 2003 y por la Organización Mundial de la Salud (OMS) en el 2010, no especifican exactamente los requisitos del ayuno, dejando la responsabilidad a la institución de salud. En algunos recintos de salud a nivel mundial, creen que el ayuno es esencial solo para algunas pruebas, desconociendo la importancia clínica que implica en parámetros de laboratorio.

Si bien existen ayunos de 8 a 12 horas, Benozzi S. y colaboradores (2016) sugieren que el ayuno estandarizado sea de 12 horas, el cual se fundamenta en que hay analitos que se encuentran aumentados después de 9 horas de la comida, como ocurre con los triglicéridos, pero además mencionan que un ayuno prolongado puede afectar en otras pruebas de laboratorio, pudiendo encontrar disminución en los niveles de proteínas como prealbúmina y albúmina (29, 30) por lo tanto, es importante definir de manera clara las horas de ayuno que debe cumplir el paciente antes de la flebotomía.

En la gran mayoría de laboratorios estandarizan el ayuno permitiendo solo el consumo de agua, por lo tanto, además de no ingerir alimentos, no pueden consumir jugos, bebidas ni productos que contengan cafeína. En el caso del jugo y bebidas producen aumento de

glucosa, ya que este es un ingrediente de estos productos, mientras que la cafeína no se puede consumir porque inhibe la fosfodiesterasa, aumenta el AMPc, se produce la activación de la enzima lipoproteína lipasa y como consecuencia de esto genera un aumento en ácidos grasos, niveles de glucosa, niveles de calcio iónico, entre otros (29).

Stonys R. et al. en el 2020 (31) realizaron un estudio donde evalúan si el hecho de masticar chicle puede influir o no en la medición de distintos parámetros biológicos, ya que observaron que hay pacientes que acuden a la sala de toma de muestra masticando chicle sin azúcar, puesto que lo consideran irrelevante en el cumplimiento del ayuno. Para esto, realizaron un estudio con 22 voluntarios, a los cuales le tomaron una muestra de sangre basal con el ayuno realizado correctamente, y luego le tomaron muestras posteriores a 1, 2 y 4 horas de haber masticado chicle. En base a esto, demostraron que la secreción gástrica inducida por masticar chicle puede alterar exámenes como el hemograma, pero no se observó alteraciones en mediciones como la glucosa o pruebas de coagulación. Debido a esta variabilidad de resultados, recomiendan instruir a los pacientes para que eviten el uso de chicle antes de la extracción de sangre para las pruebas de laboratorio.

En el año 2020, López-Garrigós M. y colaboradores (32) publicaron un estudio donde evalúan la información que reciben los pacientes antes de la realización de los exámenes acerca del ayuno y los requisitos que deben cumplir. Para esto, realizaron una encuesta por siete meses a pacientes mayores de 16 años que acudían al centro de salud de San Juan de Alicante de España a realizarse exámenes de sangre, en donde consideraron 5 preguntas relacionadas con si habían recibido o no la información sobre las recomendaciones previas al análisis, la segunda y tercera estaban relacionadas con el estado y tiempo de ayuno respectivamente con el que contaban los pacientes al momento de la toma de muestra, la cuarta se refería a las bebidas ingeridas durante el ayuno, y finalmente la quinta era en relación a la realización de ejercicio vigoroso entre 48 a 72 horas previas. Mediante esta encuesta realizada, demostraron que una gran cantidad de pacientes no recibía la información sobre los requisitos que debían cumplir previo a la toma de muestra, la mayoría de los encuestados cumplían con el ayuno, pero no en el tiempo suficiente, algunos ingerían otros

líquidos aparte de agua durante el período de ayuno, y que un porcentaje de los pacientes no evitaba el ejercicio vigoroso en los días previos.

El ejercicio también puede interferir en la medición de determinados analitos, pudiendo ocasionar aumento en varios marcadores biológicos que son utilizados para el diagnóstico de condiciones patológicas y por lo tanto indicar falsamente la presencia de alguna patología, es por esto que no se recomienda realizar actividad física vigorosa entre 48 a 72 horas previas al procedimiento de flebotomía (32). El manual de toma de muestras del Hospital San Juan de Dios de Santiago de Chile señala que realizar ejercicio físico vigoroso 3 días previos al examen, puede alterar parámetros como Creatinkinasa (CK), Lactato deshidrogenasa (LDH), Aspartato Aminotransferasa (AST), potasio y cortisol (28).

No se debe consumir alcohol 24 horas antes de la extracción de sangre, su justificación se basa en lo descrito por Benozzi S. y colaboradores, ya que disminuye la glucosa en suero y aumenta el lactato en plasma producto de la inhibición de la gluconeogénesis hepática. El “etanol se metaboliza a acetaldehído y luego a acetato, lo cual aumenta la formación de ácido úrico hepático”. Además, el aumento de lactato genera el consumo de bicarbonato sérico, el cual disminuye, lo que resulta en acidosis metabólica. El lactato elevado reduce la excreción urinaria de ácido úrico. En consecuencia, después de la ingesta aguda de alcohol (dentro de 2 a 4 horas), aumenta la concentración sérica de ácido úrico. Por otra parte, dichos autores mencionan que fumar entre 1 y 5 cigarrillos, genera aumento en los niveles plasmáticos de ácidos grasos libres, glicerol libre, epinefrina, adrenalina, cortisol y aldosterona (29).

En el año 2014 Simundic AM. et al. (33) realizaron un estudio para la estandarización de los requisitos de recolección de muestras en ayunas, por lo cual describen los efectos de diferentes enfoques del ayuno con la finalidad de proporcionar una armonización de las definiciones de los requisitos del ayuno para las pruebas de laboratorio. Uno de los aspectos descritos en este estudio corresponde al efecto que puede generar el cigarrillo en algunas pruebas de laboratorio, señalando que luego de fumar solo un cigarrillo, se observa un

aumento marcado en la tasa metabólica de las lipoproteínas ricas en triglicéridos, especialmente aumento en quilomicrones.

El ritmo circadiano también puede influir en la secreción de algunos metabolitos, por ende, sus resultados pudiesen encontrarse alterados si no se respeta este ciclo. En el año 2014 Coronado Y. et al (16) publicaron un artículo de revisión con el fin de proporcionar una mejor orientación frente a la preparación de los pacientes previo a la flebotomía, en este artículo, una de las recomendaciones es que la toma de muestra se realice preferente en la mañana, lo cual debe ser respetado especialmente por aquellos componentes sanguíneos que se ven afectados por el ritmo circadiano, como por ejemplo algunas hormonas como prolactina y la hormona adrenocorticotropa (ACTH). Además, señalan que durante la noche los valores de leucocitos y eosinófilos pueden estar aumentados, mientras que la ACTH puede estar disminuida.

En el caso del cortisol, este corresponde a una hormona esteroidea producida en la glándula suprarrenal que presenta variaciones en sus niveles en el organismo en el transcurso del día, en donde los niveles de esta hormona usualmente presentan su pick máximo en las horas de la mañana y luego comienzan a disminuir sus niveles durante la tarde. Sin embargo, la ingesta de alimentos también induce pequeños pick de la secreción de la hormona, por lo tanto, las mediciones basales de cortisol están sujetas a una gran variabilidad dependiendo de la hora del día en que se tome la muestra (34). En base a lo estipulado en la literatura, los laboratorios elaboran sus protocolos de requisitos de toma de muestra.

El manual del Hospital San Juan de Dios de Santiago de Chile menciona distintos factores pre analíticos que pueden interferir en el resultado de las pruebas de laboratorio, incluyendo dentro de estos el ritmo circadiano, en donde señala que, debido a que los niveles de cortisol se encuentran altos en la mañana y disminuyen en la tarde, se requiere una muestra en la mañana (8 am) y/o una en la tarde (16 pm) (28). Asimismo, el manual del Hospital de

Concepción señala que se debe indicar tanto en la solicitud de examen como en los tubos de muestra la hora de extracción de la muestra (19).

Existen exámenes que requieren de mayor preparación como es el caso de la prueba de tolerancia de glucosa oral. Dicho examen “no se realiza si en la muestra basal tiene como resultado un valor superior a 120 mg/dl” (22) y el paciente debe cumplir con un ayuno de 8 horas. Si cumple con este requisito, se recolecta la muestra de glucosa basal y posteriormente se le administra al paciente una solución de 75g de glucosa disuelta en 250-300 ml de agua, la cual es ingerida vía oral. Luego de 2 horas, se procede nuevamente a puncionar al paciente para obtener un resultado de glucosa post carga (19, 22, 28). En el caso de que la curva solicitada consista de 4 puntos, el manual del Hospital Guillermo Grant Benavente de Concepción menciona que los tiempos de medición serán: 30 , 60, 90 y 120 minutos (19).

4. PROCEDIMIENTO ESTÁNDAR DE TOMA DE MUESTRA DE SANGRE

En muchas ocasiones las personas deben realizarse exámenes, ya sea por chequeo médico, seguimiento de una patología o por alguna sospecha clínica, entre otros, de los cuales en su gran mayoría van a requerir de una muestra de sangre, ya que esta permitirá obtener resultados de un sinnúmero de parámetros biológicos del individuo. Es por esto la importancia de revisar los requisitos y procedimientos de la toma de muestra de sangre, principalmente de la sangre venosa, y prevenir errores dentro de la fase preanalítica asociada a dicha temática, ya que la sangre es uno de los fluidos biológicos más utilizados para la pesquisa de distintas patologías (15, 35).

Esta fase es importante que se realice de manera adecuada, ya que de esta dependerá un resultado correcto de la muestra en el laboratorio, si se cumple con todos los requisitos y el procedimiento adecuado de la fase preanalítica, menor será la probabilidad de que el resultado no sea confiable, y así se evitará además poner en riesgo la salud del paciente. Sin embargo, esta etapa es la que produce mayor proporción de errores, los cuales pueden producir resultados alterados, generando un impacto negativo en la seguridad del paciente (29).

4.1 Solicitud de examen

Cuando el médico o profesional de salud adecuado ordena la realización de exámenes para un paciente, es necesario que realice una solicitud de examen (figura 3), ya sea de manera electrónica o manual (36), la cual debe ser recepcionada posteriormente en el laboratorio clínico junto a las muestras correspondientes.

| SOLICITUD DE EXAMEN | |
|--|---|
| Nombre: _____ | |
| Rut: _____ Fecha: _____ | |
| Procedencia: _____ | |
| Edad: _____ Fecha de Nacimiento: _____ | |
| Diagnostico: _____ | |
| Profesional Solicitante: _____ | |
| <p style="text-align: center; margin-top: 10px;">BIOQUIMICA</p> <ul style="list-style-type: none"> <input type="checkbox"/> Ácido úrico <input type="checkbox"/> Albumina <input type="checkbox"/> Bilirrubina total <input type="checkbox"/> BUN/Urea <input type="checkbox"/> Calcio <input type="checkbox"/> Creatinina <input type="checkbox"/> ELP <input type="checkbox"/> Fosfatasa alcalina <input type="checkbox"/> Fosfato <input type="checkbox"/> Glicemia <input type="checkbox"/> Triglicéridos <input type="checkbox"/> Perfil lipídico <input type="checkbox"/> Proteínas totales <input type="checkbox"/> Test PTGO <input type="checkbox"/> GOT <input type="checkbox"/> GPT <p style="text-align: center; margin-top: 20px;">ENDOCRINO</p> <ul style="list-style-type: none"> <input type="checkbox"/> TSH <input type="checkbox"/> PSA | <p style="text-align: center; margin-top: 10px;">HEMATOLOGIA</p> <ul style="list-style-type: none"> <input type="checkbox"/> Hemograma <input type="checkbox"/> P. Hematológico <input type="checkbox"/> T. Protrombina <input type="checkbox"/> Grupo RH <input type="checkbox"/> HbA1C <p style="text-align: center; margin-top: 10px;">ORINA</p> <ul style="list-style-type: none"> <input type="checkbox"/> Glucosuria <input type="checkbox"/> Microalbuminuria 24 hrs <input type="checkbox"/> Orina completa <input type="checkbox"/> Proteinuria 24 hrs <input type="checkbox"/> Sedimento de orina <p style="text-align: center; margin-top: 10px;">MICROBIOLOGÍA</p> <ul style="list-style-type: none"> <input type="checkbox"/> Test de Graham <input type="checkbox"/> Leucocitos fecales <input type="checkbox"/> V.D.R.L <input type="checkbox"/> Baciloscopia <input type="checkbox"/> Coprocultivo <input type="checkbox"/> Urocultivo <p style="margin-top: 10px;">Otros: _____</p> <p style="margin-top: 10px;">_____</p> <p style="margin-top: 10px;">_____</p> <p style="margin-top: 10px;">Firma profesional: Flebotomista: N. De examen:</p> |

Figura 3. Solicitud de examen. La figura muestra los distintos datos que son requeridos en la solicitud médica. Elaboración propia Valenzuela, L. (2020).

Según el Art.15° del Decreto 20 “los exámenes de laboratorio podrán hacerse por orden de un médico cirujano, otros profesionales del equipo de salud habilitados para el diagnóstico o tratamiento de las enfermedades o estados fisiológicos, o a requerimiento del propio interesado” (37).

Por otra parte, dicho artículo menciona además que la petición de exámenes debe contener “membrete o timbre del establecimiento solicitante o del profesional, nombre, RUN del profesional y domicilio del establecimiento, nombre y apellidos, RUN, edad y sexo del

paciente, identificación de las prestaciones requeridas y la firma de profesional que refrenda la petición” (37).

Asimismo, la NCh-ISO 15189 menciona aspectos similares sobre la información que debe contener el formulario de solicitud, siendo esta la identificación del paciente la cual debe contener sexo, fecha de nacimiento, ubicación y/o contacto del paciente y un identificador único, debe incluir además datos del médico o del prestador del servicio, tales como nombre u otro identificador único, destino del informe y detalles del contacto, tipo de muestra y sitio anatómico de obtención de la muestra si es que es necesario, exámenes solicitados, información clínica relevante sobre la salud del paciente, fecha y hora de la toma de muestra (este último solo si es requerido), y por último fecha y hora en que se recibió la muestra (38).

Los datos requeridos en la orden de examen son de suma importancia, ya que aportan distinta información sobre el paciente y el profesional solicitante. El nombre y RUN del paciente son necesarios porque permitirán identificar de manera inequívoca a este, los datos clínicos y demográficos tales como la fecha de nacimiento, edad, sexo y diagnóstico o sospecha clínica son útiles para una correcta interpretación de resultados, para poder revisar la congruencia de los resultados obtenidos y así evitar la repetición innecesaria de pruebas que se obtienen valores fuera del rango normal. La identificación de los exámenes o prestaciones requeridas ayudan al flebotomista y al profesional de laboratorio a saber qué contenedores utilizar y qué parámetros evaluar, respectivamente. Además, es imprescindible disponer de los datos que identifiquen al profesional que indica el análisis de parámetros biológicos, en este caso en particular asociado a análisis de sangre venosa (2, 16).

Existen algunas situaciones en donde se generan excepciones en la manera de completar los datos de la solicitud. En el caso de recién nacidos que no tengan RUN, en el Hospital Regional del Libertador Bernardo O’Higgins se identifican con el RUN de la madre, los apellidos de los padres y se debe indicar la fecha de nacimiento (22). Mientras que en otros

recintos tales como el Hospital Dr. Hernán Henríquez Aravena de Temuco incluyen el número de ficha clínica en este tipo de pacientes (39).

Por otra parte, en el caso de los extranjeros, el Hospital Metropolitano de Santiago de Chile indica que se ingresará en el sistema informático del laboratorio el número de pasaporte en lugar del RUN (2) y en el caso de que sean extranjeros indocumentados, el Hospital de Rancagua señala que se debe utilizar de manera transitoria, a lo menos un apellido e ingresar en el sistema informático el número de ficha clínica en el lugar destinado al pasaporte, para facilitar la posterior búsqueda de los resultados en la plataforma (22).

4.2 Sistema de ingreso y etiquetado de muestras

Dependiendo de la tecnología implementada en el recinto de salud, este puede tener sistema de ingreso electrónico o manual, los cuales se diferencian principalmente en registro de datos y el etiquetado de muestras. En caso de que el recinto presente sistema electrónico, el funcionario de salud a cargo de este proceso deberá buscar en el sistema informático con el que cuente el recinto, el nombre del paciente y generar las etiquetas con código de barra. En cambio, en el sistema manual el funcionario deberá realizar de manera manual el rótulo de los tubos, escribiendo el nombre, apellidos y RUN del paciente (19).

En un inicio, el sistema de ingreso y el registro en un centro asistencial, era realizado todo de manera manual, lo cual implicaba un acúmulo de documentos con los datos de los distintos pacientes y volvía engorroso este trabajo. Sin embargo, hoy en día, una gran parte de los recintos de salud, sobre todo los que son de alta complejidad y tienen un gran número de pacientes registrados, utilizan un sistema informático de laboratorio (SIL). Este consiste en un sistema computarizado, el cual contiene programas informáticos que procesan, almacenan y gestionan los datos de todos los procedimientos médicos realizados en el recinto asistencial, el cual es utilizado por los profesionales de salud para supervisar distintos datos de los

pacientes internos y en pacientes ambulatorios, incluyendo áreas como hematología, química, inmunología y microbiología (25).

Este sistema participa en la gestión de todos los procesos, incluyendo la fase pre analítica, analítica y post analítica, y se ha vuelto una pieza clave para la actividad de laboratorio. En relación con la fase pre analítica, este debe permitir registrar la solicitud de examen, obtención de las muestras, entrada de datos, recepción y distribución de muestras (26).

Cuando el recinto cuenta con sistema electrónico de etiquetado de muestras, “en el laboratorio una vez ingresada la solicitud, el sistema informático de laboratorio (SIL) genera etiquetas con código de barra, que contienen RUN, nombre completo del paciente (1 nombre y 2 apellidos), número de la petición o folio, tipo de tubo, procedencia y exámenes solicitados, las que deben pegarse en los tubos” (22).

El etiquetado de tubos es realizado por profesionales a cargo de la extracción de sangre, quienes son responsables de verificar los datos de la etiqueta con los datos rotulados en el tubo y pegarla de manera adecuada, la cual consiste en pegar desde la tapa hacia el fondo del tubo y sobre la etiqueta propia que contiene (figura 4). Algunos de los manuales utilizados en esta revisión resaltan además de la corroboración antes mencionada, la importancia de la ubicación de la etiqueta en el contenedor, indicando que es importante que la ventana del tubo y la marca de llenado que este tiene queden siempre descubiertos para observar las condiciones en que llega la muestra y evaluar que el volumen sea el adecuado (2, 22).

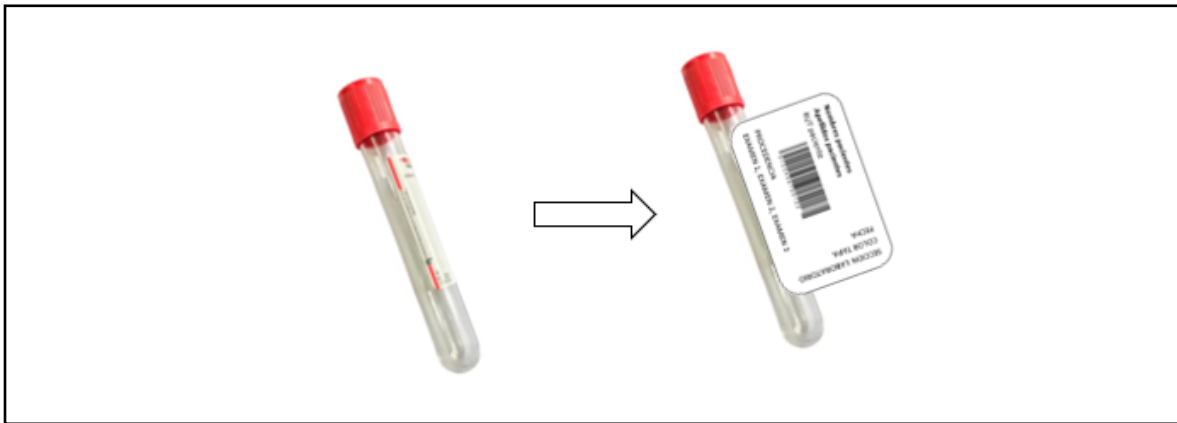


Figura 4. Etiquetado de tubos con etiqueta de código de barra. Elaboración propia Valenzuela, L. (2021).

Existen hospitales como el Hospital Metropolitano de Santiago de Chile que cuenta con el sistema informático de laboratorio en la fase pre analítica, por lo tanto, generan las etiquetas de las muestras con código de barra, la cual incluye el nombre completo del paciente, procedencia del servicio clínico, código de barra el cual se utiliza para la lectura en equipos de laboratorio, número de orden, exámenes a realizar, estos pueden ser agrupados bajo perfiles o como exámenes aislados, y el tipo de tubo, es decir, el color de la tapa del tubo que se debe utilizar. En el caso de que la muestra llegue al laboratorio rotulada de manera manual, esta es rechazada (2).

Según el manual establecido por el Hospital Regional de Libertador Bernardo O'Higgins, en los servicios clínicos el rotulado de muestras debe realizarse de manera previa a la toma de muestra, por lo tanto, primero se debe preparar el material y tubos necesarios de acuerdo con la solicitud de examen, y rotular de forma manual el RUN, primer nombre y dos apellidos del paciente, esto debe ser escrito con letra clara y legible. Una vez ingresada la solicitud al sistema SIL, se generan las etiquetas con código de barra y son pegadas en el tubo. En el caso de los pacientes que son atendidos directamente en el área de toma de muestra, el rotulado se realiza inmediatamente con etiquetas con código de barra, y una vez terminado el

procedimiento, el flebotomista debe colocar en la orden médica su nombre y hora en que se realizó dicho procedimiento (22).

Por otra parte, el manual del Hospital Guillermo Gran Benavente de Concepción, indica que en caso de que la muestra sea rotulada solo de forma manual, esta debe ser rotulada inmediatamente después de la toma de muestra y frente al paciente, anotando en el contenedor de la muestra con letra clara y legible los datos como nombres y apellidos paterno y materno del paciente, y el RUN. En caso de que sea rotulado de manera automatizada con las etiquetas con código de barra, el flebotomista previo a la extracción de sangre debe corroborar la identificación del paciente y generar las etiquetas para cada contenedor según los exámenes solicitados y posteriormente etiquetar los tubos frente al paciente durante el periodo de atención (19).

El Manual del Hospital de Puerto Montt, menciona que los tubos deben ser rotulados inmediatamente después de la extracción de las muestras, y esto debe realizarse en presencia del paciente. Además, señala que se debe evitar rotular los tubos antes de realizar la extracción de sangre (40).

Además, hay una etiqueta que debe ir pegada a la solicitud de examen, la cual en el caso del Hospital Guillermo Grant Benavente de Concepción contiene datos como el nombre y apellidos del paciente, procedencia, fecha de la toma de muestra, el nombre del profesional que ingresó los exámenes al SIL y el número de orden (19). Es importante que esta etiqueta vaya junto a la solicitud y que no cubra ningún dato de los que está escrito en la orden médica (19, 22).

Una vez etiquetado el tubo, se debe realizar la identificación de este en presencia del paciente, ya que, de lo contrario, “existe el riesgo de que el tubo quede posiblemente identificado incorrectamente” (41).

Distintos autores han realizado una investigación de los distintos errores que son cometidos en el laboratorio clínico, en donde Mrazek y col (2020) (18) mencionan que el etiquetado de tubos es importante que se realice en presencia del paciente, sin importar si se realiza antes o después de la flebotomía. Sin embargo, existe evidencia de que cuando los tubos han sido etiquetados de manera posterior a la toma de muestra, hay mayor probabilidad de que no se realice en presencia del paciente y en consecuencia dejar tubos sin etiquetar. Por otra parte, en el estudio realizado por San Miguel A. y col (5) mencionan que un incorrecto etiquetado de tubos puede conducir a una identificación incorrecta del paciente, generando cruce de información entre 2 pacientes y generar resultados equívocos. Ambos estudios son descritos detalladamente en el capítulo 2: Criterios de rechazo.

4.3 Procedimiento de toma de muestra de sangre

El personal que manipula muestras biológicas deberá cumplir con las medidas de seguridad establecidas en el Manual de Bioseguridad del Laboratorio Clínico. El funcionario que realizará la extracción de sangre deberá informar al paciente el procedimiento a realizar y en caso de fracasar en la punción debe intentarlo en una vena del otro brazo. Además, debe evitar la contaminación de la superficie externa del material de toma de muestra (19).

El procedimiento empleado para realizar la toma de muestra dependerá si el paciente está hospitalizado o no, en este último caso el proceso es ambulatorio y se realiza en una sala de extracción de muestras (19).

En el caso de ser un paciente ambulatorio, el personal médico encargado de la extracción de la muestra sanguínea deberá llevar a cabo una serie de pasos, los cuales son importante cumplir para evitar errores en esta etapa. Este procedimiento puede variar levemente dependiendo del recinto de salud al cual acuden los pacientes, ya que cada uno debe tener un

protocolo y procedimiento estandarizado, el cual debe estar accesible para todo el personal, pero existe un procedimiento sugerido por la OMS (figura 5), el cual es descrito en el manual de la OMS llamado “Best practices in phlebotomy” (42).

Para realizar este procedimiento, se requiere de una serie de materiales e insumos, tales como ligadura, alcohol al 70%, torulas de algodón, tubos de muestra acorde a los exámenes solicitados, guantes de procedimientos, venda adhesiva, recipiente para eliminar material cortopunzante, aguja del calibre adecuado, jeringa en el caso de ser necesario y adaptador de tubos al vacío (2, 43).

Además, algunos manuales de procedimientos como del Hospital de Curicó, Hospital Guillermo Gran Benavente de Concepción y Hospital Libertador Bernardo O’Higgins, menciona la pechera como elemento de protección personal requerido para la toma de muestra venosa general (19, 22, 43). De acuerdo a la Guía de Bioseguridad para Laboratorios Clínicos, la pechera es un elemento de protección personal que cumple la función de proteger al profesional del contacto con sustancias biológicas o tóxicos ante un derrame o salpicadura el cual es recomendado utilizarlo sobre el delantal de trabajo, en caso de que este último no tenga protección antilíquido (44).

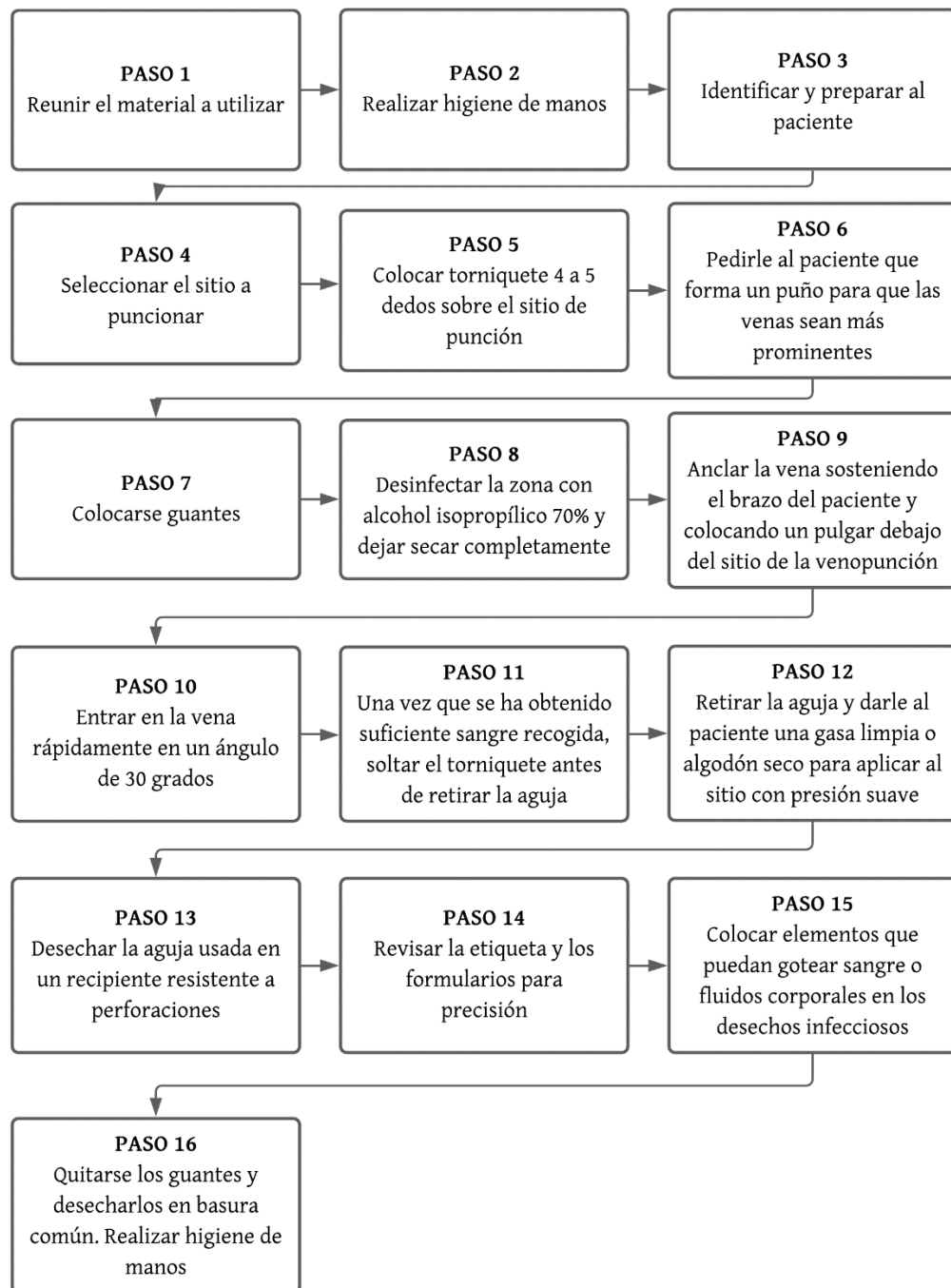


Figura 5. Procedimiento de flebotomía según OMS. La figura esquematiza el procedimiento de toma de muestra venosa siguiendo un orden secuencial, según el manual de la OMS. Elaboración propia Valenzuela, L. (2021).

Para identificar al paciente se debe solicitar su cédula de identidad y verificar que los datos concuerden con la solicitud de examen, para lo cual se debe pedir al paciente o tutor que indique su nombre y RUN, además de verificar que los datos de la solicitud de examen y la identificación de los tubos sea concordante (19, 22, 43). Por otra parte, se recomienda establecer una comunicación empática y segura, para asegurar la calidad de este proceso y realizar una identificación activa del paciente (9). Se considera importante además que el profesional a cargo o flebotomista se presente y explique el procedimiento a realizar, para otorgar comodidad y confianza al paciente, y antes de continuar con el proceso asegurarse que cumple con los requisitos adecuados para el examen a realizar (45).

Respecto al procedimiento a realizar en pacientes hospitalizados, se puede mencionar que la mayor diferencia en comparación con pacientes ambulatorios ocurre en la identificación, ya que en el caso de que un paciente se encuentre hospitalizado, según el manual del Hospital Guillermo Grant Benavente de Concepción el funcionario a cargo deberá comprobar la solicitud de exámenes con la ficha clínica del paciente y si el paciente no se encuentra en condiciones de decir su nombre completo, este se puede solicitar a los familiares y verificar los datos en la pulsera identificativa (19). Además, según la guía sobre extracción de sangre de la OMS, en pacientes hospitalizados idealmente no se debe extraer sangre de un acceso venoso periférico existente, ya que se puede generar resultados alterados (42).

Reconocer el sitio más apropiado a puncionar es un paso clave para obtener éxito en el procedimiento de toma de muestra, y así evitar efectos adversos, para esto se debe pedir al paciente que extienda el brazo e inspeccionar la fosa cubital para poder localizar una vena que tenga buen tamaño y sea visible, recta y clara, estas pueden ser la vena cefálica, basílica, cubital mediana y antebraquial mediana, las cuales pueden tener distinta distribución anatómica tal como se muestra en la figura 6 (46).

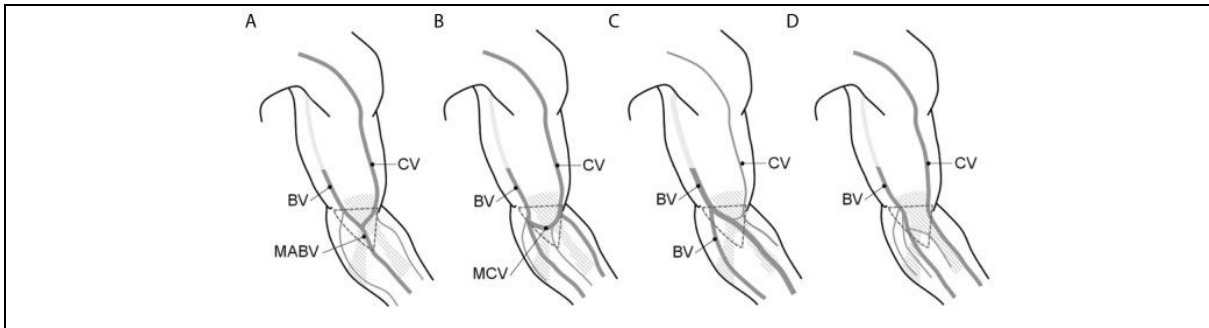


Figura 6. Variaciones más frecuentes de las venas del antebrazo. La figura muestra las distintas distribuciones anatómicas de las venas del antebrazo, las cuales son frecuente encontrar en los distintos pacientes que requieren extracción de sangre venosa.

CV: Vena cefálica; BV: Vena basílica; MCV: Vena cubital mediana; MABV: Vena antebraquial mediana. Tomado de (Ialongo, 2016) (46).

Según Simundic A. et al (2018), la vena cefálica es la primera opción debido a que suele ser la más prominente y se puede encontrar en el mismo sitio anatómico en la mayoría de los pacientes (41). Sin embargo, la OMS recomienda puncionar la vena cubital, ya que se encuentra entre los músculos y es más fácil de perforar, y no recomienda la punción de la vena basílica porque bajo esta se encuentra una arteria y un nervio, el cual se corre el riesgo de puncionar y suele ser muy doloroso. Además, indica que no se debe insertar la aguja en los sitios donde se desvían las venas, ya que esto aumenta el riesgo de causar hematomas en el paciente (42).

Del mismo modo, la OMS recomienda en la guía sobre la extracción de sangre que la vena que sea escogida por el flebotomista para realizar la punción, debe ser visible sin la necesidad de colocar el torniquete o ligadura, y localizar la vena ayudará a escoger el calibre adecuado de la aguja según la dificultad del acceso venoso (42).

La OMS indica además que una vez que se haya recolectado la sangre suficiente, es decir, se haya extraído la sangre para cada uno de los tubos requeridos, se debe soltar el torniquete antes de retirar la aguja, aunque algunos protocolos recomiendan retirar el torniquete apenas se haya establecido el flujo sanguíneo y siempre antes de que haya estado en su lugar por dos minutos o más (42).

La colocación del torniquete tiene la función de aumentar artificialmente la presión interna de la vena para que esta sea identificable fácilmente tanto visual como digitalmente por el flebotomista, pero esta presión si es aplicada de manera prolongada, la constricción puede aumentar la presión hidrostática dentro del recipiente, lo que puede generar que pase agua al tejido conectivo externo, por lo tanto, la muestra recolectada puede presentar hemoconcentración, aumento de la respuesta de coagulación y una función plaquetaria alterada (46).

Los hallazgos encontrados en la literatura recomiendan que el procedimiento de toma de muestra se realice sin la utilización de torniquete, especialmente en aquellos pacientes que la vena se encuentra altamente visible y prominente, y que los torniquetes se utilicen solo en pacientes que se requiera. En caso de utilizar el torniquete, recomiendan que sea utilizado por menos de un minuto para evitar una estasis localizada con hemoconcentración (20, 41).

En caso de pacientes que tengan mal acceso venoso y sea muy dificultoso puncionar en las venas anteriormente mencionadas, se puede puncionar en el dorso de la mano. Además, si la persona presenta previo a la extracción de sangre, hematomas en el brazo, inflamación o hinchazón, no se recomienda puncionar el mismo brazo y se debe escoger otra alternativa, como, por ejemplo, puncionar el brazo que no presenta inconvenientes (41).

Independiente del sistema de extracción que se utilice para la toma de muestras, de todas formas, se requiere de una venopunción al paciente, para lo cual es necesario que el

flebotomista adquiera gran experiencia en la observación y palpación de venas para evitar errores o efectos adversos al paciente. Aun así, aunque el profesional encargado sea experto, pueden ocurrir ciertas eventualidades que complican la detección de las venas y se vuelve un procedimiento mucho más complejo (47) .

Actualmente para favorecer la búsqueda de la vena a puncionar existen variados dispositivos de transiluminación para favorecer la visualización de las venas al momento de seleccionar el sitio de punción. Este es un método no invasivo basado en la aplicación de imágenes de espectro infrarrojo cercano, el cual abarca longitudes de onda desde 760 nm hasta 1500 nm (48).

Estos dispositivos se basan en el fundamento de que componentes sanguíneos tales como desoxihemoglobina y oxihemoglobina absorben la luz infrarroja y el dispositivo puede captar la información producida por la absorción gracias a un sensor y filtro infrarrojo (48). Además, el uso de esta tecnología se recomienda para pacientes pediátricos y adultos de difícil acceso venoso, para así evitar el uso prolongado del torniquete.

Existen diversos estudios que proponen el cambio del torniquete por dispositivos de transiluminación para evitar alteración en los parámetros biológicos debido a la estasis venosa excesiva o prolongada (48, 49). Además se ha detectado que el uso de esta tecnología mejora el procedimiento de punción venosa sin alterar parámetros hematológicos, dicha afirmación se concluyó en un artículo realizado por Lima- Oliveira G. (2011)(49) en donde realizan un estudio experimental con cinco grupos de 50 pacientes cada uno, quienes son sometidos al procedimiento de extracción de sangre con una aplicación del torniquete en distintos tiempos. En el primer grupo, se realiza el procedimiento utilizando un dispositivo de transiluminación, se extrae un tubo de muestra, y posteriormente se aplica el torniquete por 30 segundos para extraer otro tubo de muestra. En relación con los cuatro grupos restantes, estos son sometidos al procedimiento con un tiempo de aplicación del torniquete de 60, 90, 120 y 180 segundos respectivamente. Los resultados obtenidos de las muestras en

que se utilizó un dispositivo de transiluminación fueron comparados con los resultados de las muestras obtenidas en cada grupo, los cuales demostraron que no se observaron aumentos significativos en las pruebas de química clínica analizadas al comparar las muestras obtenidas con dispositivo de transiluminación y las muestras obtenidas luego de 30 segundos de la aplicación del torniquete, mientras que en los otros grupos se observaron aumento significativo para la mayoría de los analitos en estudio. A la fecha, existen varios dispositivos disponibles en el mercado que realizan esta función, tales como Veinwiener, VascuLuminator y AccuVein (50).

Por ejemplo, AccuVein AV400 es un dispositivo portátil perteneciente a la marca Becton Dickinson y compañía, que tiene esta nueva tecnología basada en la utilización de luz infrarroja para facilitar la visualización de las venas, la cual es absorbida por la hemoglobina de los glóbulos rojos, permitiendo distinguir la red vascular y facilitar la localización de las venas para la extracción de sangre (51), como se observa en la figura 7.



Figura 7. Dispositivo de transiluminación AccuVein AV400. La figura muestra la visualización de las venas mediante este dispositivo. Tomado de (Becton Dickinson y Compañía, 2013)(52).

Al igual que otros dispositivos de transiluminación, se recomienda la utilización de este dispositivo para facilitar la extracción de sangre de parte del flebotomista en pacientes geriátricos y niños, además en aquellos que presenten dificultad en sus accesos venosos (51).

Además, este sistema es beneficioso para el paciente, ya que evita múltiples venopunciones y facilita la identificación de accesos venosos disminuyendo la manipulación excesiva en el paciente, permite realizar punción venosa rápida, segura y exitosa. El dispositivo se debe colocar a una distancia entre 18 a 30 cm del antebrazo a puncionar y en un ángulo de 90°. Se debe evitar el contacto del rayo con los ojos (51).

Desinfectar el sitio que se va a puncionar previene la presencia e infección de microorganismos en la piel, para esto es necesario un algodón con alcohol al 70% durante 30 segundos y dejar secar completamente, lo cual también son 30 segundos aproximadamente. Comenzar la limpieza desde el centro del sitio de la venopunción, luego hacia abajo y hacia afuera hasta cubrir un área de 2 cm o más, es importante dejar secar la zona para disminuir el riesgo de contaminación, una vez realizada la limpieza y desinfección, no se puede volver a tocar el sitio con las manos, en caso de hacerlo, se debe volver a desinfectar (42).

Este procedimiento debe realizarse después de colocar el torniquete o ligadura, pero en el año 2012 Lima-Oliveira G. y colaboradores proponen limpiar la zona antes de la aplicación del torniquete y de ubicar la vena a puncionar para disminuir el tiempo en que se utiliza el torniquete y evitar la alteración de la concentración de distintos analitos en sangre (15, 53, 54). Este estudio surge con el objetivo de verificar el correcto cumplimiento del proceso de extracción de sangre según el documento CLSI/NCCLS H03-A6, para lo cual realizan una encuesta a distintos laboratorios de América del Sur para cumplir con su objetivo. Posterior a la realización de la encuesta y a la recepción de los datos sobre el procedimiento de flebotomía, realizan una capacitación a 30 flebotomistas de Brasil en un programa de entrenamiento realizado por 8 horas, y un seguimiento posterior por 20 días, para realizar una comparación entre los errores cometidos en el procedimiento antes y después del

programa de capacitación. Curiosamente, concluyeron que, al realizar el procedimiento basado en la CLSI, si bien disminuía las fuentes de errores, aumentaba el tiempo de aplicación del torniquete por más de un minuto, lo cual puede generar una serie de alteraciones. Es por esto que estos autores proponen pequeños cambios en el procedimiento de toma de muestra, y uno de ellos consiste en realizar la desinfección del sitio de punción antes de colocar el torniquete, para disminuir el tiempo de aplicación del torniquete, y como consecuencia eliminar fuentes de errores tales como estasis venosa y hemólisis (53).

Más tarde, en el 2013 los mismos autores realizaron otro estudio con los mismos flebotomistas que en el estudio anterior, para determinar si efectivamente la modificación sugerida es capaz de disminuir el tiempo de la utilización del torniquete, donde concluyen que el procedimiento propuesto disminuye de manera significativa el tiempo de aplicación de este (54).

Para realizar la venopunción es recomendado anclar la vena sosteniendo el brazo del paciente y colocando el dedo pulgar debajo del sitio de venopunción, pedirle al paciente que empuñe la mano para que la vena sea más visible e ingresar de manera rápida a la vena en un ángulo de 30 grados o menos, luego se debe continuar introduciendo la aguja a lo largo de la vena en el ángulo de entrada más fácil (42).

Además, distintos estudios mencionan que el torniquete debe ser de uso único y desechable para minimizar la contaminación cruzada entre el paciente y flebotomista, ya que los torniquetes reutilizables pueden colonizarse con microorganismos multirresistentes y ser una fuente de transmisión de diversos patógenos a los pacientes (41). Salgueiro-Oliveira A. y colaboradores (2019) (55) realizan una revisión de la literatura sobre las prácticas de los profesionales de la salud relacionadas con el uso del torniquete, con la finalidad de analizar la evidencia existente entre las prácticas realizadas por los profesionales de salud y su asociación con la contaminación microbiológica, para lo cual incluyen quince estudios en su revisión. De estos estudios mencionan distintas características asociadas al uso del

torniquete, tales como cuántos profesionales trabajan con torniquete reutilizables, en donde se describe un porcentaje correspondiente entre 77% y 100% de profesionales que utilizan dicho material, además describen que existe un porcentaje de profesionales que utiliza un guante en reemplazo al torniquete y el 97% de los profesionales reutilizan los torniquetes debido a la escasez de recursos en recintos de salud. Por otra parte, describen un estudio en el cual se evaluó el tiempo medio en que los torniquetes habían estado en posesión de una persona, encontrando que el mismo torniquete era utilizado en un rango de tiempo de 3 días a 7,5 años, y que un bajo porcentaje de estos son desinfectados, encontrando tasas de contaminación microbiológica significativa. Dicho esto, en esta revisión evidenciaron tasas considerables de contaminación microbiológica, lo cual se podría explicar por falta de prácticas antes y después del uso del torniquete durante el proceso de venopunción. Además, una descontaminación ineficaz del torniquete puede conducir a un riesgo potencial de contaminación cruzada microbiana entre pacientes.

Algunos manuales de procedimiento de toma de muestra de Chile, tales como el manual del Hospital Guillermo Gran Benavente de Concepción, indica la aplicación del torniquete o ligadura posterior a la colocación de guantes y pechera plástica, y antes de ubicar la vena a puncionar y de desinfectar (19). En cambio, el manual realizado por el Hospital de Curicó, dentro del procedimiento, en primer lugar se colocan los guantes, ubican la vena a puncionar, desinfectan y posteriormente colocan el torniquete (43).

Posteriormente, se retira la aguja con cuidado y se aplica una presión suave en el sitio con una gasa limpia o algodón seco, luego se le solicita al paciente que mantenga la gasa o el algodón en su lugar, con el brazo extendido y levantado, entregando la instrucción de que no doble el brazo aún, ya que al hacerlo se puede provocar un hematoma (42).

4.4 Sistemas para extracción de sangre

Las técnicas para la extracción de sangre pueden ser sistema de extracción al vacío o sistema de extracción con jeringa. Además, independiente de la técnica utilizada, puede ser realizadas con aguja tradicional o con mariposa, siendo esta última recomendada para pacientes de difícil punción.

4.4.1 Sistema extracción al vacío

Consiste en un sistema cerrado, en donde el tubo de extracción contiene vacío, por lo tanto, se llenará de manera automática una vez conectado con la aguja de teflón (19), estas agujas son estériles y de un solo uso, lo que permite que la extracción directa de sangre desde la vena al tubo (figura 8), la aguja está compuesta de dos partes, una se utiliza para la flebotomía y la otra parte va ensamblada al porta tubo o camisa y se conecta con el tubo de extracción posterior a la canalización de la vena, esta última parte consiste en una aguja cubierta por teflón. Una vez completado el volumen de muestra en relación con la proporción muestra-aditivo, se procede a retirar el tubo e introducir los siguientes respetando el orden de llenado.



Figura 8. Extracción de sangre venosa mediante sistema de extracción al vacío. Tomado de (Moreno, 2014)(28).

4.4.2 Sistema de extracción con jeringa

En este sistema se utiliza una jeringa para la extracción de sangre, la cual tiene distintos calibres y se deben considerar el calibre y tamaño adecuado de la jeringa a utilizar según el volumen de sangre requerido (figura 9) (28). Consiste en un sistema de extracción abierto, por lo tanto la muestra obtenida en la jeringa se debe trasvasiar a un tubo de extracción, y este no se debe destapar, ya que al cerrarlo nuevamente se puede producir un exceso de presión y puede generar un derrame de la muestra (19), además, al igual que en el sistema de extracción al vacío, se debe respetar la relación entre volumen de la muestra y el aditivo del tubo.

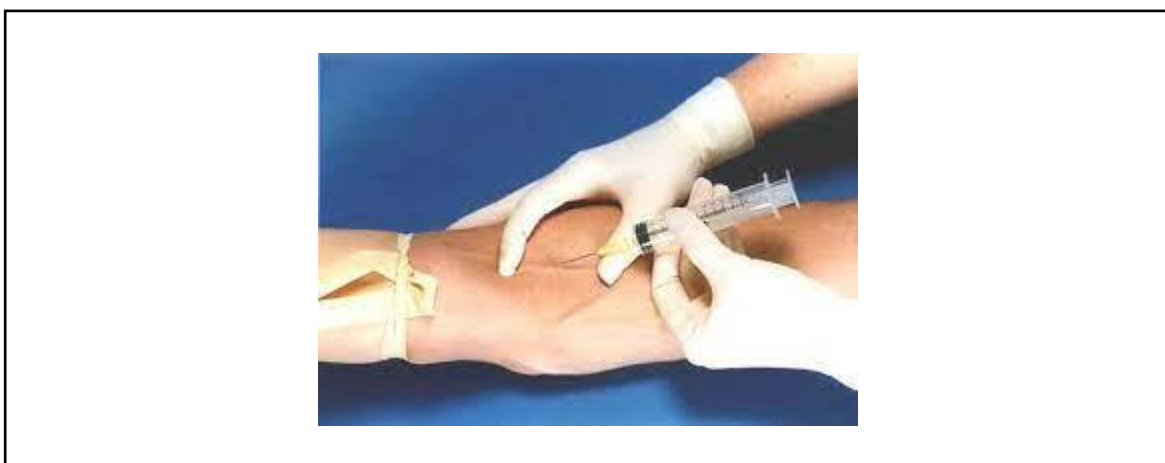


Figura 9. Extracción de sangre venosa mediante sistema de extracción con jeringa.

Tomado de (Moreno, 2014)(28).

Adicionalmente, este sistema es difícil utilizarlo cuando se requiere extraer muestras de sangre en gran cantidad y en el caso de pacientes pediátricos se debe utilizar un tubo de extracción pediátrico y una aguja adecuada a dicho tubo (19).

En comparación de ambos sistemas de extracción, la guía de la OMS sobre la extracción de sangre recomienda de preferencia la utilización de sistemas cerrados como el sistema al vacío, ya que se ha demostrado que es más seguro que el sistema abierto. Además, el uso del sistema de extracción al vacío reduce el riesgo de exposición directa a la sangre y facilita la obtención de distintas muestras a partir de una sola venopunción, mientras que sistemas abiertos como el uso de jeringas requiere del trasvasado de sangre desde la jeringa hacia el tubo de muestra adecuado, por lo tanto, hay mayor riesgo de exposición a la sangre o de provocar alguna herida al flebotomista, y no permite obtener gran cantidad de muestras mediante una venopunción (42, 56).

Sumado a lo anterior, en el 2008 la revista “Indian Journal Clinical Biochemistry” publicó un artículo de los autores Ashavaid T. y col. sobre los indicadores de calidad de la muestra pre analítica que se veían afectados con el sistema de extracción utilizado, para esto compararon el sistema de extracción cerrado con el sistema de extracción abierto, para lo cual se recolectaron muestras de pacientes por un periodo de 6 meses, las muestra fueron recolectadas utilizando dos métodos diferentes, el primero de ellos consistía en extraer sangre del paciente mediante sistema de recolección cerrado mediante tubos comercializados por BD Vacutainer, se respetó el llenado de tubos mediante el vacío y las muestras fueron homogeneizadas, para el segundo método utilizaron recolección abierta, la cual consistió en extraer sangre de los pacientes mediante aguja de calibre 22G y jeringas desechables, en este último caso la sangre fue trasvasada a un tubo BD Vacutainer, para lo cual destaparon el tubo al vacío, posteriormente analizaron los errores pre analíticos obtenidos mediante cada método de extracción utilizado. Mediante esta investigación obtuvieron que, en el sistema de recolección cerrado, solo una muestra de cada 10.000 recolectadas presentaban un volumen insuficiente para realizar el análisis, dado que el vacío del tubo asegura que el volumen de sangre recolectada sea la adecuada, mientras que con el sistema de recolección abierto obtuvieron que el llenado insuficiente de los tubos fue 10 veces mayor al obtenido con el sistema cerrado, ya que está sujeto al error humano. Por otra parte, en las muestras obtenidas con sistema abierto, la incidencia de hemolisis observada fue 200 veces mayor en comparación con el sistema cerrado. De esto concluyeron que el sistema de extracción

cerrado utilizado para la recolección de sangre venosa contribuye a cometer menos errores pre analíticos (57).

5. CONTENEDORES DE EXTRACCIÓN DE SANGRE

Existen diversos tubos para la toma de muestra de sangre venosa. Como se muestra en la tabla 2, estos se diferencian principalmente por el componente que contienen, lo cual contribuye a la realización de distintas pruebas clínicas de laboratorio, ya que cada componente se utiliza para evaluar una función en particular (58).

Tabla 2. Contenedores de toma de muestra de sangre y exámenes asociados.

| Materiales y Tubos | Contenido del tubo | Área y/o examen asociado. |
|---|---|--|
|  | Hemocultivo | Área microbiológica |
|  | Gel separador | Determinaciones en suero y química clínica (exámenes bioquímicos e inmunológicos) |
|  | Sin anticoagulante | Recomendado para inmunohematología. |
|  | Citrato de sodio | Pruebas de tiempo de coagulación (tiempo de coagulación, fibrinógeno, agregación plaquetaria, TTPA y TP) |
|  | Heparina de sodio/litio | Determinaciones de química clínica en plasma. |
|  | EDTA K2 | Determinaciones hematológicas con sangre total. Exámenes hematológicos y amonio. |
|  | Fluoruro de sodio y oxalato de potasio o fluoruro de sodio y EDTA Na ₂ | Determinaciones de glucosa y ácido láctico. |
|  | Gel separador y trombina | Determinación en suero y formación más eficiente del coágulo. Obtención de suero rápido utilizado principalmente en área de urgencias. |

Elaboración propia Valenzuela, L. (2020).

Los tubos que se utilizan para la toma de muestra de sangre existen en distintos colores, los cuales se evidencian en la tapa del contenedor. Estos están codificados por colores para permitir una identificación fácil y práctica del tubo que se debe utilizar según los exámenes solicitados (59), en donde cada color representa un contenedor con características especiales.

El uso de contenedores de extracción de sangre es un aspecto importante en el laboratorio, ya que utilizar un recipiente inadecuado puede afectar la calidad de los resultados de algunos exámenes e influir en la medición de la concentración de los analitos en estudio (60).

En primer lugar, existen tubos de extracción que no contienen anticoagulantes, tales como el tubo de tapa amarilla que favorecen la formación del coágulo mediante la presencia de un gel separador en su interior. Este contenedor se utiliza para pruebas en que se requiera suero para su análisis, ya que el gel que contiene proporciona una barrera entre el coágulo y el suero de la muestra luego de la centrifugación (52, 61). El tubo de tapa roja no contiene anticoagulante ni aditivos en su interior. El contacto de la sangre con la pared interior del tubo permite la activación de la coagulación, y también se recomienda para pruebas en las que se realice análisis de suero (52, 59).

El tubo con tapa celeste es el indicado para realizar las pruebas de coagulación, ya que contiene como anticoagulante citrato de sodio, el cual ayuda a preservar de mejor manera los factores de la coagulación y cumple la función de quelante de calcio (52, 59, 62). Además, se ha demostrado que este anticoagulante permite mantener constante el valor de las plaquetas, por lo tanto, es conveniente para evaluar índices plaquetarios (63).

El tubo codificado con el color verde contiene heparina, la cual se puede encontrar como heparina de sodio o heparina de litio, y corresponde a un anticoagulante que inhibe la formación de trombina mediante un cambio conformacional de la antitrombina III, evitando

así la formación del coágulo (64). En consecuencia, este contenedor se utiliza para pruebas que se requiera el análisis de plasma en lugar de suero (59).

El tubo con tapa de color lila contiene anticoagulante ácido etilendiaminotetraacético (EDTA), el cual cumple su función principal como quelante de iones calcio para evitar la coagulación (59). Este contenedor se recomienda para la realización de pruebas hematológicas, ya que permite una mejor conservación de la morfología de las células sanguíneas (65).

El tubo de tapa color gris contiene oxalato de potasio como inhibidor de la coagulación, ya que este aditivo se une al calcio y como consecuencia inactiva la formación del coágulo, además contiene fluoruro de sodio, el cual cumple la función de inhibir la glucólisis, por lo cual se utiliza para la determinación de parámetros como la glucosa y ácido láctico (59). Sin embargo, Al-Kharusi A. et al. (2014) (66) realizan un estudio en donde luego de un análisis de 50 pares de muestras tomadas con un tubo con fluoruro de sodio y un tubo separador de suero para la determinación de glucosa en plasma y suero respectivamente, señalan que no hay diferencias significativas en la concentración de glucosa en las muestras de ambos tipos de tubos utilizados, si es que el procesamiento de las muestras ocurre en un tiempo inferior a una hora.

Actualmente existen marcas comerciales que contienen un tubo para toma de muestra con trombina en su interior para facilitar la formación rápida del coágulo y obtener una muestra de suero en menor tiempo, tales como LIND-VAC®, AB Medical® y BD Vacutainer®, comúnmente con un color naranja en su tapa (67-69). El tubo comercializado por Becton Dickinson (BD) que recibe el nombre de “BD Vacutainer® RST” contiene gel separador para favorecer la formación del coágulo, pero además contiene trombina bovina liofilizada como activador de la coagulación, la cual permite acelerar el proceso de la coagulación en un tiempo de cinco minutos posterior a la extracción de sangre y es recomendado para la realización de pruebas de urgencia, ya que se puede obtener suero de una manera más rápida

para su posterior análisis (52, 69). Un estudio realizado por Kocijancic M.y colaboradores en el año 2014 (70), evalúa la utilización de este tubo de extracción para analitos bioquímicos de rutina, comparando los resultados de las muestras obtenidas con un tubo de separación de suero (tubo avanzado BD Vacutainer® Serum Separating Tubes II (SST)) y los resultados con el tubo de obtención rápida de suero (tubo de extracción de sangre BD Vacutainer® Rapid Serum Tube (RST)), concluyendo que el tiempo de coagulación de las muestras con el tubo BD Vacutainer® RST fue significativamente más corto y que la concentración de la mayoría de los analitos estudiados son comparables entre ambos tubos.

6. ORDEN DE LLENADO DE TUBOS

Los contenedores de toma de muestra de sangre venosa tienen un orden estipulado para su extracción (figura 10), el cual si no es respetado puede provocar valores falsamente aumentados o falsamente disminuidos en pruebas de bioquímica, hematología, serología, entre otros, generando resultados inexactos y poco confiables (59). Además, realizar la extracción de sangre con un orden adecuado en los tubos de recolección, ayuda a evitar la contaminación cruzada entre los aditivos y alteración de los analitos (71).

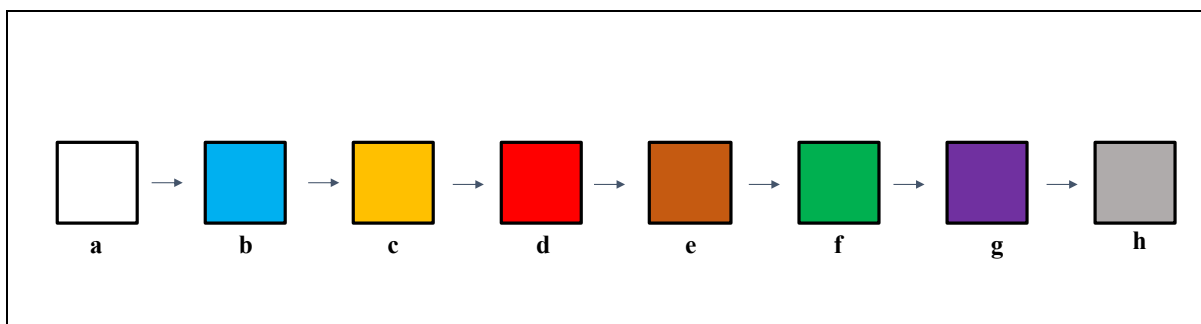


Figura 10. Orden de llenado de tubos para toma de muestra de sangre con sistema de extracción al vacío. La figura muestra el orden adecuado para la extracción de sangre venosa

cuando se requiere análisis de múltiples parámetros biológicos del paciente. Los colores hacen alusión a los distintos tubos de toma de muestra: a) Hemocultivo, b) Citrato de sodio, c) Gel separador, d) Sin anticoagulante, e) Trombina, f) Heparina, g) EDTA, h) Fluoruro de sodio. Elaboración propia Valenzuela, L. (2021).

En primera instancia, si el paciente requiere del análisis de un hemocultivo, este examen debe ser el primero que se realice, ya que es necesario que la extracción sea estéril (72).

El tubo que contiene citrato de sodio, el cual está destinado para las pruebas de coagulación, debe extraerse y priorizarse antes que el resto de tubos que contienen otros anticoagulantes para evitar la contaminación cruzada, ya que los aditivos como EDTA o heparina de litio pueden interferir en los resultados de estas pruebas (61).

Jiménez JM. et al (2011) realizaron un estudio sobre la importancia del orden de llenado de los tubos de muestra sanguínea en donde revisan los distintos aspectos que hay que tener en consideración para disminuir la cantidad de muestras rechazadas. En el caso de que la única prueba a realizar en un paciente sean las pruebas de coagulación, mencionan la utilización de un tubo de descarte que se debe utilizar antes de la extracción con el tubo con citrato para evitar la posible contaminación de la muestra con tromboplastina tisular que proviene de la lesión del sitio de punción, pudiendo generar resultados erróneos (61). Sin embargo, un año antes (2010) Raijmakers M. y colaboradores realizaron una investigación con el objetivo de determinar si es necesario extraer un tubo de descarte para pruebas de coagulación, para realizar este análisis, reclutaron la participación de 88 pacientes, a quienes se le solicita pruebas de coagulación. De cada individuo se extrajeron 2 muestras en tubos que contienen citrato de sodio de manera consecutiva mediante una punción venosa, para comparar posteriormente los resultados analíticos obtenidos a partir de cada tubo, en donde el primer tubo simula el tubo de descarte. De esta investigación obtuvieron que el tiempo de tromboplastina parcial activada (TTPA), el tubo 2 frente al tubo 1 demostró una diferencia significativa en sus resultados, con una prolongación media de 0,5 segundos en el tubo 1. Sin

embargo, para la prueba de tiempo de protrombina (TP) y factores de coagulación, no se observaron diferencias significativas. Si bien se observan pequeñas diferencias entre el tubo 1 y tubo 2, los autores indican que no es necesario utilizar un tubo de descarte para la determinación de pruebas de coagulación de rutina, ya que no se observan diferencias relevantes clínicamente entre utilizar el tubo de citrato en primer o segundo lugar (73).

Por otro lado, en un artículo realizado por Fukugawa Y. et al. en el año 2012 (74) investigan si el efecto de la contaminación de un tubo con activadores de coagulación utilizado para la determinación de parámetros en suero afecta los parámetros de coagulación cuando el tubo de suero se extrae antes que el tubo para coagulación. Para esto, reclutaron a 100 pacientes, 75 de ellos eran pacientes sanos y 25 tomaban warfarina como anticoagulante oral. Se recogieron 4 muestras de cada paciente en el siguiente orden: tubo sin aditivos, tubo con citrato de sodio, tubo con activadores de coagulación, tubo con citrato de sodio. Este último tubo se utilizó para evaluar el posible efecto de contaminación entre los aditivos. Como resultado, obtuvieron que en aquellos pacientes que eran sanos, el tiempo de protrombina (TP) y el tiempo de protrombina-internacional normalizada (TP-INR) fue significativamente menor en el segundo tubo con citrato de sodio utilizado en comparación al primero, aunque ninguna de las otras pruebas de coagulación mostró resultados significativos. En aquellos pacientes que requerían de anticoagulante oral, igualmente el TP y TP-INR fue significativamente menor en el segundo tubo que en el primero, sin embargo, los resultados de fibrinógeno se mostraron significativamente mayor en el segundo tubo en comparación al primero. Por lo tanto, en dicho estudio demostraron que una secuencia en la extracción de sangre en donde se utilice el tubo con citrato de sodio para pruebas de coagulación después de utilizar un tubo para obtención del suero podría afectar los resultados de las pruebas de coagulación estándar, aunque el efecto podría ser mínimo siempre y cuando se realice un procedimiento de flebotomía estandarizado. Es por esto que concluyen que el arrastre de activadores de coagulación que contienen los tubos para obtención de suero hacia el tubo con citrato de sodio tiene efectos mínimos en el entorno clínico, sugiriendo que esta secuencia en el llenado de tubos puede ser aceptable cuando se utilizan procedimientos estándar en la flebotomía.

En relación con la contaminación cruzada, existen diversos estudios que hablan sobre esta temática y las alteraciones que pueden generar en las pruebas de laboratorio. Uno de ellos, realizado por Cornes M. et al. (2008) (75) realizaron una investigación para estudiar la detección y prevalencia de falsos niveles elevados de potasio producto de la contaminación con EDTA de potasio (k-EDTA). Para esto, realizaron un estudio prospectivo de un 1 mes, y se midieron las concentraciones séricas de EDTA, calcio, magnesio, zinc y la actividad de la fosfatasa alcalina, en muestras que presentaban un alto nivel de potasio sérico ($\geq 6,0$ mmol/L), en donde encontraron que de 117 muestras estudiadas que presentaban hiperpotasemia, 28 de ellas se encontraban contaminadas con EDTA, de las cuales el 79% de las muestras contaminadas correspondían a pacientes hospitalizados y el 21% de muestras de atención primaria. Posteriormente, se evalúa nuevamente los niveles de potasio sérico en 27 de estos pacientes que se asociaba el resultado a una contaminación por EDTA, y se encontró que todos tenían concentraciones de potasio sérico dentro del rango de referencia, lo cual afirma que los resultados obtenidos en primera instancia fueron producidos por la contaminación de la muestra con EDTA.

Otro estudio realizado por Sharratt C. et al. (2009) (76) evalúan la prevalencia de la contaminación de las muestras por EDTA como causa de hipocalcemia, hipomagnesemia, hipozincemia e hiperpotasemia durante el tiempo de 1 mes, para esto, midieron la concentración de EDTA en muestras de suero de aquellos pacientes que obtuvieron previamente resultados de hiperpotasemia inexplicable, además durante el mismo periodo de tiempo midieron las concentraciones de EDTA en muestras que presentaban hipocalcemia, hipomagnesemia e hipozincemia. Como resultados, obtuvieron que, de 12.895 muestras de suero procesadas para urea y electrolitos, 289 muestras se encontraban con hiperpotasemia, y 9 de ellas fueron identificadas como contaminadas con EDTA por detección de pruebas de rutina. De las muestras procesadas para calcio, magnesio y zinc, se detectó contaminación por EDTA en el 14,3% de las muestras hipocalcémicas, 4,8% de las muestras que presentaban hipomagnesemia y 1,4% de las muestras con hipozincemia.

Como conclusión de los estudios mencionados anteriormente, ambos señalan que la contaminación de las muestras con el anticoagulante EDTA de potasio es muy común en la práctica clínica, la cual puede conllevar a resultados alterados como hiperpotasemia o hipocalcemia, además de concentraciones séricas bajas de magnesio y zinc, afectando de manera negativa la atención del paciente (75, 76).

Si bien algunos análisis consideran que es necesario respetar el orden estricto de extracción de sangre (59, 76), otros creen que los resultados de las pruebas no se ven afectados por el orden cuando el sistema utilizado corresponde al sistema de extracción de circuito cerrado, es decir, mediante extracción con sistema de vacío (77, 78) y que la contaminación cruzada ocasionada por un incorrecto orden en el llenado de los tubos, es más característico del sistema de extracción de circuito abierto (71).

7. CONSERVACIÓN Y TRANSPORTE DE MUESTRAS

Un criterio importante para abordar en el procedimiento de toma de muestras es el transporte de estas, el cual está relacionado con el tiempo que transcurre desde la extracción de sangre y su posterior análisis, además de la temperatura y condiciones ambientales como la exposición a la luz, los cuales son aspectos importantes para conservar la estabilidad analítica de distintos parámetros biológicos (18).

La primera consideración importante que hay que tener al momento de transportar las muestras es la utilización de un contenedor adecuado para realizar dicho procedimiento. El manual del Hospital Metropolitano de Santiago de Chile menciona distintos contenedores para realizar un transporte adecuado y resguardar la seguridad de la muestra, el personal a cargo del transporte y del entorno en general, estos contenedores son tres (contenedor

primario, contenedor secundario y contenedor terciario) y es conocido como triple embalaje (2). El contenedor primario es aquel que contiene la muestra como tal y requiere cumplir con ciertas características como que debe ser hermético e impermeable, el contenedor secundario igualmente debe ser hermético e impermeable, pero además debe ser capaz de proteger el recipiente primario y tener la característica de ser a prueba de derrames, en cuanto al contenedor terciario o embalaje exterior, este debe proteger el embalaje secundario de daños físicos durante el transporte, por lo tanto, debe ser un de material con una resistencia adecuada (79).

Además, es relevante considerar el tiempo de transporte para asegurar la estabilidad de ciertos analitos biológicos. En relación con esto, el Hospital Clínico de Magallanes señala que las muestras debe permanecer el menor tiempo posible en la estación de toma de muestra antes de ser enviadas al laboratorio, siendo un tiempo óptimo de envío menor a una hora entre la extracción de sangre y la recepción de muestras en el laboratorio (80). Asimismo, el Hospital Guillermo Grant Benavente de Concepción menciona que todas las muestras deben ser enviadas al laboratorio inmediatamente después de obtenidas, y la agilización en el transporte evitará la alteración o deterioro de las muestras, ya que hay muestras que pueden ser alteradas por distintos factores, y como consecuencia generar resultados discordantes (19).

La temperatura también es clave para mantener estables determinados parámetros biológicos. En general, en el Hospital Clínico de Magallanes, para las muestras conservadas a temperatura ambiente se considera una temperatura entre 18 y 25°C, las muestras refrigeradas se mantienen a temperatura de 4 a 8°C y las muestras que requieren ser congeladas, se utiliza una temperatura de 20°C bajo cero (80).

Existen condiciones específicas de transporte y conservación para algunas muestras en particular. En el caso de la determinación de lactato, se recomienda separar el plasma de las

células en un tiempo inferior a 15 minutos y analizar la muestra lo antes posible, de lo contrario, la muestra se debe mantener refrigeradas para evitar la glicólisis (24).

Para el caso del calcio, la muestra debe ser procesada idealmente antes de los 30 minutos de extracción, o ser transportada a una temperatura de 4°C, ya que en estas condiciones este analito se puede mantener estable hasta por 4 horas (81).

Las muestras para el análisis de amonio también requieren de condiciones de transporte específicas, las cuales consisten en transporte en hielo (4°C) y el envío inmediato de esta muestra al laboratorio para su procesamiento. Además, es estable solo por tres horas con la temperatura mencionada (19, 22). El manual del Hospital Dr. Hernán Henríquez Aravena señala tiempos de transporte más acotados para esta muestra, en donde menciona que se debe transportar en un tiempo inferior a treinta minutos desde la extracción de sangre, en hielo y que se debe evitar la agitación durante el traslado para prevenir la hemólisis (39).

Las pruebas de coagulación, tales como el tiempo de protrombina (TP) y el tiempo de tromboplastina parcial activa (TTPA) deben ser enviadas al laboratorio antes de transcurridas dos horas desde su extracción, y se transportan a temperatura ambiente (25°C) (19, 39).

Tanto el manual de toma de muestras del Hospital Guillermo Grant Benavente de Concepción como el Hospital Regional del libertador Bernardo O'Higgins mencionan el transporte de muestras hacia el laboratorio mediante sistema de tubo neumático, el cual contiene una esponja en su interior para colocar las muestras, cuenta con un sellado a presión y permite el desplazamiento de los tubos de forma rápida y segura (19, 22). Sin embargo, Mullins et al. (2017) (82) realiza un análisis de la efectividad de este sistema y los inconvenientes que podría causar, observando que, debido a la aceleración asociada al modo de envío, este método podría producir una apariencia espumosa en las muestras con

formación de burbujas, pudiendo ser un factor que contribuya a la hemólisis de estas, aunque se desconoce la forma exacta en que esto ocurre.

Por otra parte, McMullen P. et al. (2020) (83) señalan el potencial riesgo que podría significar la utilización del sistema de tubo neumático, por lo cual seleccionaron 30 cápsulas de tubo neumático y fueron examinadas en cuatro ocasiones distintas por un periodo de tiempo de cuatro semanas. La primera vez que se examinaron, se tomaron muestras de estas 30 cápsulas, luego dichas cápsulas fueron etiquetadas para realizar una identificación de ellas, posteriormente se limpiaron con cloro y se enviaron de regreso a circulación por 7 días. En la segunda ocasión, se volvió a obtener una muestra de estas posterior a los 7 días transcurridos y se dividieron en dos grupos, en donde al primer grupo le realizaron limpieza con toallas desinfectantes, y al segundo grupo realizaron limpieza nuevamente con cloro, posteriormente se enviaron a circulación. Una vez transcurridas 24 horas, las cápsulas fueron examinadas por tercera vez, en donde se volvió a obtener una muestra de estas. Finalmente, se tomó una última muestra de estas cápsulas a las 4 semanas. Cada muestra obtenida fue inoculada en un caldo de cultivo y se revisaron para detectar la presencia de distintos microorganismos. Dentro de sus resultados, obtuvieron que la mayor cantidad de microorganismos se presentaba en la primera ocasión que fueron examinadas las cápsulas, mientras que la segunda vez, cuando dejaron transcurrir 7 días en circulación posterior a la desinfección de estas, se encontró que la contaminación se redujo en comparación con el primer muestreo. En la tercera ocasión, se determinó que tanto el grupo 1 como el grupo 2 presentaron cultivos negativos. Debido a sus hallazgos, determinaron que el sistema de tubo neumático está expuesto a una alta contaminación de microorganismos debido a la manipulación que este tiene por distintos profesionales de diferentes áreas de un recinto de salud, pudiendo ser un factor de transmisión cruzada de algunos patógenos, para lo cual recomiendan una desinfección diaria del tubo neumático como tal, un correcto lavado de manos luego de manipular estas cápsulas, entre otras medidas de prevención.

8. EFECTOS ADVERSOS ASOCIADOS A LAS PRÁCTICAS DE FLEBOTOMÍA

Realizar una mala práctica en flebotomía puede generar efectos adversos en la salud del paciente, aunque dichos efectos son raros, se puede causar dolor en el sitio de punción, lesión en un nervio, hematoma e incluso podría ocurrir un desmayo o síncope vasovagal en el paciente (56).

Navedo ES. y colaboradores (2017) (84) realizaron una revisión bibliográfica sobre el procedimiento de extracción de sangre, en el cual mencionan que los hematomas son un efecto secundario tras la venopunción, los cuales suelen ser molestos para los pacientes. El manual de toma de muestras del Hospital de Puerto Montt define hematoma como un efecto adverso asociado a la extracción de sangre mediante venopunción que se manifiesta como un aumento de volumen de diverso grado con una coloración violácea y que puede o no ser dolorosa, además, menciona que este efecto adverso puede ser causado principalmente en aquellos pacientes que presentan accesos venosos más difíciles o por prácticas inadecuadas en la técnica de extracción de sangre, lo cual este último está relacionado directamente con el profesional de salud (40).

Si se realiza un correcto procedimiento en la toma de muestra, el hematoma se puede prevenir. Para eso, la CLSI recomienda una serie de pasos que debe seguir el flebotomista para evitar la aparición de hematomas en el paciente, los cuales son descritos en la figura 11 (85).

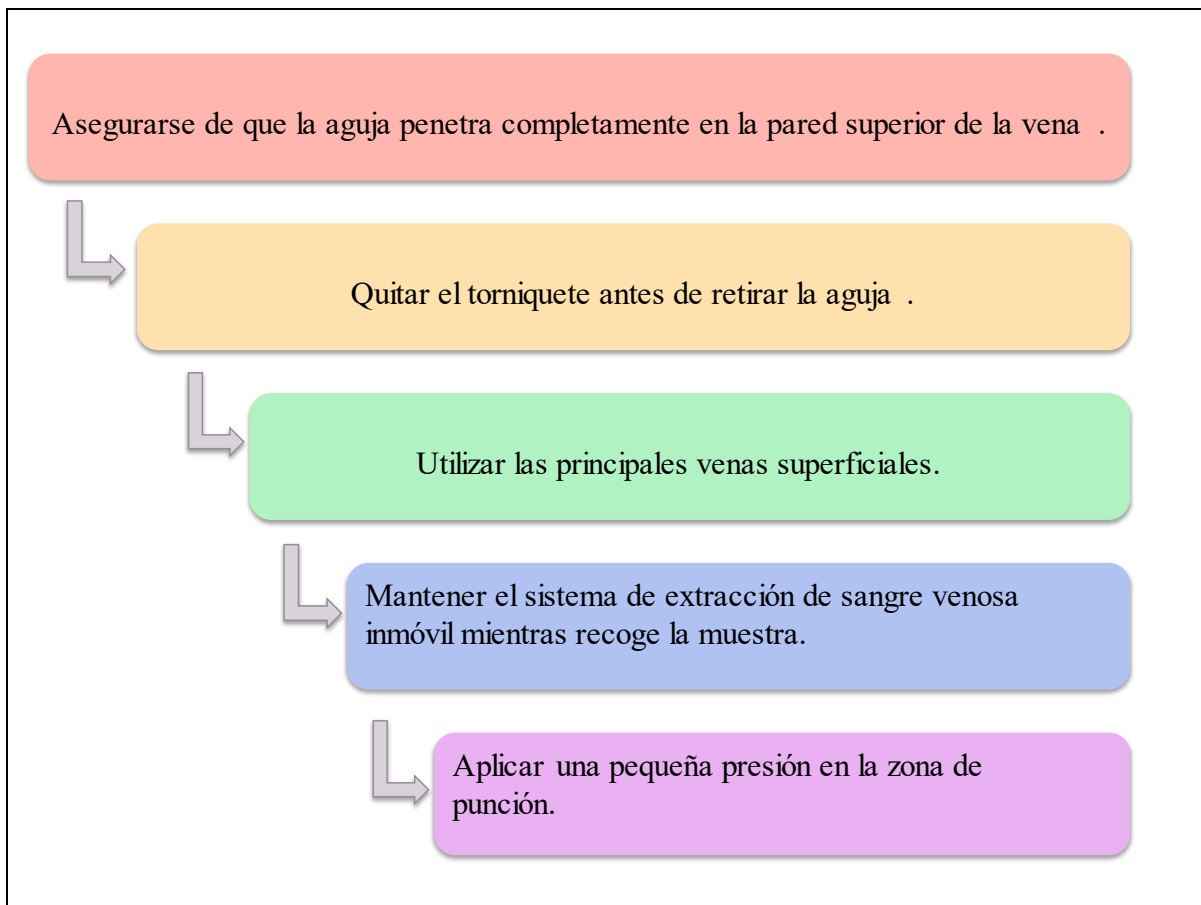


Figura 11. Pasos a seguir para evitar la formación de un hematoma según el manual de la CLSI. Elaboración propia Valenzuela, L. (2021).

Tanto el manual del Hospital Guillermo Grant Benavente de Concepción como el Hospital San Juan de Dios de Santiago de Chile mencionan que, para prevenir la formación de hematoma, en primer lugar, es importante que se puncione solamente la pared superior de la vena, además se debe retirar la ligadura antes de retirar la aguja, se deben escoger preferentemente venas superficiales mayores, y aplicar presión en el sitio de punción una vez terminado el procedimiento de extracción de sangre (19, 28). Sumado a esto, el manual del Hospital de Puerto Montt indica que una vez que esté puncionada la vena, la sangre se debe extraer lentamente y sin realizar movimientos de la aguja y menciona además que, una vez

extraída la aguja, se debe presionar el sitio de punción por un tiempo aproximado de un minuto (40).

En un estudio realizado por Rodríguez F. et al (2003) (86) investigaron si la aparición de hematomas está asociado al sistema utilizado para la extracción sanguínea, comparando la utilización de sistema al vacío y jeringa, con el propósito de determinar si la utilización del sistema al vacío aumenta la formación de hematoma en los pacientes. En el desarrollo de dicha investigación determinaron dos grupos de 54 personas cada uno, en donde a un grupo se le realizó el procedimiento mediante sistema de jeringa el cual fue considerado el grupo control y al otro grupo realizaron el procedimiento con sistema al vacío el cual fue considerado el grupo experimental. En consecuencia, obtuvieron que el uso del sistema al vacío no aumenta significativamente la aparición de hematomas, por lo tanto, esta complicación generada en la flebotomía no se puede atribuir al sistema de extracción utilizado, sino que puede depender de otros factores que estén relacionados con el paciente, el profesional de salud a cargo y/o alguna situación en particular que de manera conjunta determinen la aparición de hematomas tras la venopunción.

Existen diversos casos reportados en la literatura acerca de la lesión de un nervio producto de la venopunción. Ramos J. (2014) (87) describieron un caso de un varón de 27 años que se le realizaron exámenes de sangre de rutina, en donde luego de la toma de muestra el paciente indica que presenta un dolor punzante, de tipo eléctrico en todo el brazo en el cual fue puncionado, lo cual, tras realizarle un seguimiento, el paciente manifiesta que la disestesia remitió entre la tercera y cuarta semana de la lesión inicial.

Por otra parte, Asheghan M. y col (2011) (88) reportaron un caso de una mujer de 45 años que manifiesta síntomas tales como disestesia y dolor en el antebrazo posterior a la flebotomía, luego de realizar estudios de conducción nerviosa se detectó una afectación en el nervio cutáneo antebraquial medial, el cual permitió realizar el diagnóstico de una lesión del

nervio después de una flebotomía, sin embargo, no pudieron realizar seguimiento a la paciente para una nueva evaluación.

Si bien las lesiones nerviosas producto de la práctica de flebotomía ocurren con poca frecuencia, es importante que el profesional a cargo de la toma de muestra esté en conocimiento de esta situación, ya que es un aspecto importante desde el punto de vista clínico (89). Además, se recomienda manejar esta información para asesorar adecuadamente al paciente en caso de que ocurra esta complicación (87).

También puede ocurrir síncope vasovagal en pacientes sometidos a flebotomía, aunque se han realizado pocos estudios acerca de la incidencia que puede tener esta complicación en dicho procedimiento, se conoce que es muy infrecuente que esto ocurra (90, 91).

Yoshimoto A. y col (2020) investigaron las condiciones de la flebotomía y los factores que predisponen el desarrollo de síncope vasovagal, para esto, realizan un estudio con 677.956 flebotomías realizadas a pacientes ambulatorios en una sala de toma de muestra del Hospital de la Universidad de Tokio, en donde 27 de estos presentaron esta complicación, lo cual corresponde al 0,04% de los pacientes. Además, concluyeron que el uso de más de cinco tubos de extracción de sangre y un tiempo de espera mayor a 15 minutos están asociados con un mayor riesgo de síncope vasovagal (91).

CONCLUSIÓN

Existen diversos factores que influyen en un correcto procedimiento de toma de muestra, tales como la identificación del paciente, etiquetado de los tubos, selección del sitio a puncionar, uso del torniquete, orden de llenado de los tubos, transporte de las muestras, entre otros, los cuales son necesarios cumplir bajo un protocolo para prevenir errores pre analíticos y así mejorar la calidad de esta fase.

Los errores en la fase pre analítica pueden tener una alta repercusión en las fases posteriores de la flebotomía, pudiendo generar alteraciones en los resultados obtenidos en las pruebas de laboratorio, por lo tanto es fundamental estudiar dichos errores y otorgar la importancia necesaria a esta fase para corregir los errores ocasionados y entregar resultados confiables al paciente sobre su estado de salud.

En general, los protocolos de toma de muestra de sangre varían levemente entre los distintos recintos hospitalarios de Chile, encontrando mayor diferencia en el momento que realizan el rotulado y etiquetado de los tubos. Sin embargo, el procedimiento de toma de muestra mencionado en los distintos manuales, son muy similares en los pasos que se deben realizar para no ocasionar daño al paciente y conseguir una muestra sanguínea óptima para su posterior análisis. A pesar de la similitud entre manuales, los errores se siguen cometiendo, por lo cual es necesario analizar de manera práctica los procedimientos y protocolos detallados en dichos manuales, o realizar una mayor supervisión en las prácticas de flebotomía para asegurar que el procedimiento sea realizado de manera adecuada.

Por otra parte, el procedimiento de extracción de sangre a pesar de los avances de la ciencia sigue siendo el mismo y presenta muy poca modernización, por lo tanto, es necesario que el procedimiento de toma de muestra esté sujeto a constantes mejoras para disminuir la

tasa de errores ocurridas durante esta fase, y así entregar una calidad en la atención a los pacientes, otorgando seguridad en sus resultados de laboratorio y consecuentemente diagnósticos certeros.

BIBLIOGRAFÍA

1. Plebani M. Errors in clinical laboratories or errors in laboratory medicine? Clin Chem Lab Med. 2006;44(6):750-9.
2. Godoy G. Manual de toma de muestras laboratorio clínico y UMT del Hospital metropolitano. primera ed2020. p. 87.
3. Toledo F. Introducción a la etapa pre-analítica en el análisis bioquímico Argentina: notiwienner digital; 2017 [10].
4. Esteban M, Ruiz-Moraga M, Pérez-Gómez B, Castaño A. Aspectos prácticos de la fase preanalítica del estudio de biovigilancia BIOAMBIENT.ES. España: Elsevier; 2012. p. 77-80.
5. San Miguel Á, De la Fuente P, Garrote JA, et al. Minimización de errores preanalíticos y su repercusión en el control del laboratorio clínico. Revista del Laboratorio Clínico. 2017: 51-8.
6. Quiroz-Arias C. Errores preanalíticos en el laboratorio clínico de un hospital de tercer nivel: prueba piloto. 2010;26(2):189-200.
7. Sanz I, Escuer M, Llopis MA, et al. Recomendaciones para el diseño e implementación de un programa de aseguramiento de la calidad de la fase preanalítica. 2019;12(4).
8. Rodríguez O, Navarro X, Galán A. Recomendaciones preanalíticas para la medición del equilibrio ácido-base y los gases en sangre. Recomendación (2019). 2019;12(4).
9. Ibarz M, Gómez-Rioja R. Recomendaciones conjuntas EFLM-COLABIOCLI para la extracción de muestras de sangre venosa; armonizar desde la base. 2019;12(2).
10. Gil P, Franco M, Galbán G. Evaluación de errores preanalíticos en el laboratorio de planta del HIGA O. Alende de Mar del Plata. Acta Bioquímica Clínica Latinoamericana. 2016;50(3):463-8.
11. Carraro P, Plebani M. Errors in a Stat Laboratory: Types and Frequencies 10 Years Later. Clinical Chemistry. 2007;53(7):1338-42.
12. Simundic AM, Cornes M, Grankvist K, Lippi G, Nybo M, Kovalevskaya S, et al. Survey of national guidelines, education and training on phlebotomy in 28 European countries: an original report by the European Federation of Clinical Chemistry and

Laboratory Medicine (EFLM) working group for the preanalytical phase (WG-PA). Clin Chem Lab Med. 2013;51(8):1585-93.

13. Zima T. Accreditation of Medical Laboratories - System, Process, Benefits for Labs. J Med Biochem. 2017;36(3):231-7.

14. Superintendencia de Salud. Manual del Estándar General de Acreditación para Laboratorios Clínicos.

15. Lima-Oliveira G, Lippi G, Salvagno GL, Picheth G, Guidi GC. Laboratory Diagnostics and Quality of Blood Collection. J Med Biochem. 2015;34(3):288-94.

16. Coronado Y, Carballo M, Abreu M. Importancia de la fase preanalítica en el laboratorio clínico de Atención Primaria de Salud.: Revista de Medicina Isla de la Juventud; 2014. p. 3-21.

17. Giavarina D, Lippi G. Blood venous sample collection: Recommendations overview and a checklist to improve quality. Elsevier 2017;50(10-11):568-73.

18. Mrazek C, Lippi G, Keppel MH, Felder TK, Oberkofler H, Haschke-Becher E, et al. Errors within the total laboratory testing process, from test selection to medical decision-making - A review of causes, consequences, surveillance and solutions. Biochimica medica. 2020;30(2):020502.

19. Ramos L. Manual de procedimientos de toma de muestra Hospital Guillermo Grant Benavente Cuarta ed. Concepción2019. p. 166.

20. Green S. The cost of poor blood specimen quality and errors in preanalytical processes. 2013;46(13-14):1175-9.

21. Rioja R, Kirchner M, Funes V. Hemólisis en las muestras para diagnóstico. 2009;2(4):185-95.

22. Contreras C, Solis A. Manual General de Toma de Muestras, laboratorio clínico Hospital regional del libertador Bernardo O'higgins. Rancagua2019. p. 47.

23. Nikolac N. Lipemia: causes, interference mechanisms, detection and management. Biochimica medica. 2014;24(1):57-67.

24. Guevara P, Díaz R, Ortega G. Lactato: utilidad clínica y recomendaciones para su medición Sociedad Española de Bioquímica Clínica y Patología Molecular. 2010.

25. Poeylaut A. Sistema de información para laboratorios (LIS). NotiWiener Digital; 2015.

26. Carnicero J, Fernández A. Manual de salud electrónica. España: Sociedad española de informática de salud; 2012. p. 138.
27. OMS. Sistema de Gestión de la Calidad en el Laboratorio. 2016.
28. Moreno M. Manual de toma de muestra de laboratorio clínico. Segunda ed. Santiago: Servicio de Salud Metropolitano Occidente Hospital San Juan de Dios-CDT; 2010.
29. Benozzi S, Unger G, Pennacchiotti G. Calidad en la etapa preanalítica: importancia del ayuno. 2016;50(4).
30. Narayanan S. The Preanalytic Phase: An Important Component of Laboratory Medicine. *American Journal of Clinical Pathology*. 2000;113(3):429-52.
31. Stonys R, Banys V, Vitkus D, Lima-Oliveira G. Can chewing gum be another source of preanalytical variability in fasting outpatients? *EJIFCC*. 2020;31(1):28.
32. López-Garrigós M, Bourahel Y, Puerta MJ, Flores E, Ortega-Lamagnere M, Leiva-Salinas P. Preparación del paciente previo al análisis de sangre: relevancia en la calidad de los resultados. *Journal of Healthcare Quality Research*. 2020;35(1):56-8.
33. Simundic AM, Cornes M, Grankvist K, Lippi G, Nybo M. Standardization of collection requirements for fasting samples: For the Working Group on Preanalytical Phase (WG-PA) of the European Federation of Clinical Chemistry and Laboratory Medicine (EFLM). *Clinica Chimica Acta*. 2014;432:33-7.
34. Hernández-Quiceno S, Uribe-Bojanini E, Alfaro-Velásquez JM, Campuzano-Maya G, Salazar-Peláez LM. Cortisol: mediciones de laboratorio y aplicación clínica. *Medicina y Laboratorio*. 2016;22(3-4):147-64.
35. Melkie M, Girma A, Tsalla T. The practice of venous blood collection among laboratory and non-laboratory professionals working in Ethiopian Government Hospitals: a comparative study. *BMC Health Serv Res*. 2014;14:88.
36. Sierra R, Melchor C, Sánchez D. Acreditación de laboratorios clínicos ISO 15189:2003. México2008.
37. Decreto 20, (2012).
38. Extracto de la NCh-ISO 15189: 2013
39. Anderson A, San Martín A. Manual de Laboratorio [Dirigido a Servicios Clínicos y Toma de muestra del Hospital Dr. Hernán Henríquez Aravena de Temuco]. Primera ed. Temuco2011. p. 245.

40. Soto G. Manual de Toma de Muestras Laboratorio Clínico Hospital Puerto Montt. 2010.
41. Simundic A, Bolenius K, Cadamuro J. Recomendaciones conjuntas de la EFLM-COLABIOCLI para muestreo de sangre venosa.: Federación Europea de Química Clínica y Medicina de Laboratorio.; 2018. p. 39.
42. OMS. WHO guidelines on drawing blood: best practices in phlebotomy. 2010.
43. Castro D, Flores P, Sanchez K. Protocolo procedimientos relacionados con el proceso de toma de muestra y su traslado. Hospital de Curicó. Sexta ed. Curicó2020. p. 132.
44. Chile IdSPd. Guía de Bioseguridad para Laboratorios Clínicos. Segunda ed2019.
45. Ana-Maria S, Karin B, Janne C, Stephen C, Michael PC, Edmée CvD-L, et al. Recommendations communes EFLM-COLABIOCLI relatives au prélèvement sanguin veineux.
46. Ialongo C, Bernardini S. Phlebotomy, a bridge between laboratory and patient. *Biochem Med.* 2016;26(1):17-33.
47. Azueto-Ríos A, Santiago-Godoy R, Hernández-Gómez LE. Implementación de un sistema de imagenología infrarroja para la detección vascular del antebrazo y mano. México: Ingeniería en Telemática, Universidad Politécnica de Querétaro.; 2017. p. 479-91.
48. Zavala-De Paz J, Isaza-Bohorques C, Anaya E. Sistema de Visualización de Venas Utilizando un Método No Invasivo. Ingeniería en Telemática, Universidad Politécnica de Querétaro.
49. Lima-Oliveira G, Lippi G, Salvagno GL, Montagnana M, Manguera CL, Sumita NM, et al. New ways to deal with known preanalytical issues: use of transilluminator instead of tourniquet for easing vein access and eliminating stasis on clinical biochemistry. *Biochem Med (Zagreb).* 2011;21(2):152-9.
50. Francisco MD, Chen W-F, Pan C-T, Lin M-C, Wen Z-H, Liao C-F, et al. Competitive Real-Time Near Infrared (NIR) Vein Finder Imaging Device to Improve Peripheral Subcutaneous Vein Selection in Venipuncture for Clinical Laboratory Testing. *Micromachines.* 2021;12(4).
51. BD. AccuVein AV400. Visualizador de venas portátil. México: BD diagnósticos y sistemas preanalíticos. p. 8.

52. BD. BD Diagnostics, Preanalytical Systems. 2013.
53. Lima-Oliveira G, Lippi G, Salvagno GL, Montagnana M, Picheth G, Guidi GC. Impact of the phlebotomy training based on CLSI/NCCLS H03-a6 - procedures for the collection of diagnostic blood specimens by venipuncture. *Biochem Med (Zagreb)*. 2012;22(3):342-51.
54. Lima-Oliveira G, Lippi G, Salvagno GL, Montagnana M, Picheth G, Guidi GC. The effective reduction of tourniquet application time after minor modification of the CLSI H03-A6 blood collection procedure. *Biochem Med (Zagreb)*. 2013;23(3):308-15.
55. Salgueiro-Oliveira AS, Costa P, Braga LM, Graveto J, Oliveira VS, Parreira P. Health professionals' practices related with tourniquet use during peripheral venipuncture: a scoping review. *Rev Lat Am Enfermagem*. 2019;27:e3125.
56. OMS. OMS/SIGN: Carpeta de material sobre seguridad de las inyecciones y procedimientos convexos. 2010.
57. Ashavaid T, Dandekar S, Keny B. Influence of blood specimen collection method on various preanalytical sample quality indicators *Indian J Clin Biochem*. 2008;23(2):144-9.
58. Kennedy AD, Ford L, Wittmann B, Conner J, Wulff J, Mitchell M, et al. Global biochemical analysis of plasma, serum and whole blood collected using various anticoagulant additives. *PloS one* [Internet]. 2021 2021; 16(4):[e0249797 p.]. Available from: <http://europepmc.org/abstract/MED/33831088> Available from: <https://doi.org/10.1371/journal.pone.0249797> Available from: <https://europepmc.org/articles/PMC8031419> Available from: <https://europepmc.org/articles/PMC8031419?pdf=render>.
59. Bayot ML, Tadi P. Laboratory Tube Collection. StatPearls. Treasure Island (FL): StatPearls Publishing

Copyright © 2021, StatPearls Publishing LLC.; 2021.

60. Lippi G, Cornes MP, Grankvist K, Nybo M, Simundic A-M. EFLM WG-Preanalytical phase opinion paper: local validation of blood collection tubes in clinical laboratories. *Clinical Chemistry and Laboratory Medicine (CCLM)*. 2016;54(5):755-60.
61. Jiménez JM, Fernández EM, Anguita MÁC. Importancia del orden de llenado de los tubos de muestras sanguíneas por enfermería. *NURE investigación: Revista Científica de enfermería*. 2011(54):4.

62. López-Santiago N. Pruebas de coagulación. *Acta pediátrica de México*. 2016;37(4):241-5.
63. Sujeros GA, Pieri EC, Orsilles MA. Efecto de distintos anticoagulantes sobre índices plaquetarios. *Hematología (B Aires)*. 2000:22-6.
64. Bowen RAR, Remaley AT.
65. Banfi G, Salvagno GL, Lippi G. The role of ethylenediamine tetraacetic acid (EDTA) as in vitro anticoagulant for diagnostic purposes. *Clin Chem Lab Med*. 2007;45(5):565-76.
66. Al-Kharusi A, Al-Lawati N, Al-Kindi M, Mula-Abed WA. Are tubes containing sodium fluoride still needed for the measurement of blood glucose in hospital laboratory practice? *Oman Med J*. 2014;29(6):404-7.
67. OÜ I. Vacuum Blood Collection System. Estonia2018.
68. Medical A. V-TUBE. Nivel Superior de Dispositivos Médicos de Diagnóstico. In: VIBAG, editor. Estonia2019.
69. BD. Diagnósticos sistemas preanalíticos, catálogo de productos para recolección de muestra venosa, arterial y de orina. México2012. p. 64.
70. Kocijancic M, Cargonja J, Delic-Knezevic A. Evaluation of the BD Vacutainer(®) RST blood collection tube for routine chemistry analytes: clinical significance of differences and stability study. *Biochem Med (Zagreb)*. 2014;24(3):368-75.
71. Bazzano G, Galazzi A, Giusti GD, Panigada M, Laquintana D. The Order of Draw during Blood Collection: A Systematic Literature Review. *International Journal of Environmental Research and Public Health*. 2021;18(4).
72. Sesma AM, Arbiol MÁG, Pejenaute FP. Extracción de sangre: revisión bibliográfica y recomendaciones. *Nursing (Ed española)*. 2008;26(6):62-4.
73. Raijmakers MTM, Menting CHF, Vader HL, van der Graaf F. Collection of Blood Specimens by Venipuncture for Plasma-Based Coagulation Assays: Necessity of a Discard Tube. *American Journal of Clinical Pathology*. 2010;133(2):331-5.
74. Fukugawa Y, Ohnishi H, Ishii T, Tanouchi A, Sano J, Miyawaki H, et al. Effect of Carryover of Clot Activators on Coagulation Tests During Phlebotomy. *American Journal of Clinical Pathology*. 2012;137(6):900-3.

75. Cornes MP, Ford C, Gama R. Spurious hyperkalaemia due to EDTA contamination: common and not always easy to identify. *Annals of Clinical Biochemistry*. 2008;45(6):601-3.
76. Sharratt CL, Gilbert CJ, Cornes MC, Ford C, Gama R. EDTA sample contamination is common and often undetected, putting patients at unnecessary risk of harm. *Int J Clin Pract*. 2009;63(8):1259-62.
77. Cornes M, van Dongen-Lases E, Grankvist K, Ibarz M, Kristensen G, Lippi G, et al. Order of blood draw: Opinion Paper by the European Federation for Clinical Chemistry and Laboratory Medicine (EFLM) Working Group for the Preanalytical Phase (WG-PRE). *Clin Chem Lab Med*. 2017;55(1):27-31.
78. Ercan Ş, Ramadan B, Gerenli O. Order of draw of blood samples affect potassium results without K-EDTA contamination during routine workflow. *Biochem Med (Zagreb)*. 2021;31(2):020704.
79. World Health O. Guía sobre la reglamentación relativa al transporte de sustancias infecciosas 2009-2010 [Internet]. 2010.
80. Muñoz H. Manual Toma de Muestras Laboratorio Clínico. Hospital Clínico de Magallanes. Tercera ed2018. p. 84.
81. Muñoz M, Buño A, Díaz R, Galán A, Guevara P, Guillén E, et al. Recomendaciones para la medida de calcio ionizado. *Documentos de la SEQC*. 2010:7-11.
82. Mullins GR, Bruns DE. Air bubbles and hemolysis of blood samples during transport by pneumatic tube systems. *Clinica Chimica Acta*. 2017;473:9-13.
83. McMullen P, Lewis P, McGugan O, Mortimer K. Perils of the pneumatic tube: how clean are your pods? *Journal of Hospital Infection*. 2020;104(4):597-9.
84. Navedo ES, Blanco BA, García ML, Napal MA, Martínez RR, Sobremazas AS. Revisión bibliográfica sobre el procedimiento de extracción de muestra sanguínea venosa periférica. *Nuberos científica*. 2017;3(23):27-32.
85. NCCLS. Procedures for the Collection of Diagnostic Blood Specimens by Venipuncture; Approved Standard—Fifth Edition. USA2003.
86. Rodríguez F, Llamas J. Aparición de hematomas asociados a la extracción de sangre venosa mediante vacío. *Enfermería Clínica*. 2003;13(2):81-6.

87. Ramos JA. Venipuncture-related lateral antebrachial cutaneous nerve injury: what to know? *Braz J Anesthesiol.* 2014;64(2):131-3.
88. Asheghan M, Khatibi A, Holisaz MT. Paresthesia and forearm pain after phlebotomy due to medial antebrachial cutaneous nerve injury. *J Brachial Plex Peripher Nerve Inj.* 62011. p. 5.
89. Rayegani SM, Azadi A. Lateral antebrachial cutaneous nerve injury induced by phlebotomy. *J Brachial Plex Peripher Nerve Inj.* 22007. p. 6.
90. Deacon B, Abramowitz J. Fear of needles and vasovagal reactions among phlebotomy patients. *J Anxiety Disord.* 2006;20(7):946-60.
91. Yoshimoto A, Yasumoto A, Kamiichi Y, Shibayama H, Sato M, Misawa Y, et al. Analysis of vasovagal syncope in the blood collection room in patients undergoing phlebotomy. *Scientific Reports.* 2020;10(1):17933.