



**ISGH**  
INSTITUTO DE SAÚDE E  
GESTÃO HOSPITALAR



GOVERNO DO  
ESTADO DO CEARÁ



HOSPITAL  
REGIONAL  
DO SERTÃO  
CENTRAL

# MANUAL

---


## EXAMES LABORATORIAIS

2020

**SUMÁRIO**

<b>1 APRESENTAÇÃO</b>	<b>4</b>
<b>2 CAUSAS PRÉ-ANALÍTICAS DE VARIAÇÕES DOS RESULTADOS LABORATORIAIS</b>	<b>5</b>
2.1 VARIAÇÃO CRONBIOLÓGICA	5
2.2 GÊNERO	6
2.3 IDADE	6
2.4 POSIÇÃO	7
2.5 ATIVIDADE FÍSICA	8
2.6 JEJUM E DIETA	8
2.7 USO DE FÁRMACOS, DROGAS DE ABUSO E PROCEDIMENTOS DIAGNÓSTICOS E TERAPÊUTICOS	9
2.8 EFEITO TORNIQUETE	10
2.9 CONDIÇÕES DAS AMOSTRAS	11
<b>3 PROCEDIMENTOS BÁSICOS PARA MINIMIZAR A OCORRÊNCIA DE ERROS</b>	<b>12</b>
3.1 SOLICITAÇÃO DO EXAME LABORATORIAL	12
3.2 RASTREABILIDADE DE INSUMOS	12
3.3 IDENTIFICAÇÃO DO PACIENTE E DE AMOSTRAS BIOLÓGICAS	12
3.4 CONDIÇÕES ADEQUADAS PARA A COLETA	13
3.5 HIGIENIZAÇÃO DAS MÃOS	14
3.6 ACONDICIONAMENTO E TRANSPORTE DE AMOSTRAS BIOLÓGICAS	15
<b>4 PROCEDIMENTOS DE COLETA SANGUÍNEA</b>	<b>16</b>
4.1 MATERIAIS E EQUIPAMENTOS DE LABORATÓRIO NECESSÁRIOS	17
<b>4.1.1 Torniquete</b>	<b>17</b>
<b>4.1.2 Adaptador</b>	<b>17</b>
<b>4.1.3 Agulhas</b>	<b>18</b>
<b>4.1.4 Escalpe para coletas múltiplas</b>	<b>18</b>
<b>4.1.5 Estantes para tubos</b>	<b>19</b>
<b>4.1.6 Recipientes para descarte de perfurocortantes</b>	<b>20</b>
<b>4.1.7 Tubos e frascos de coleta</b>	<b>20</b>
4.1.7.1 Tubos a vácuo com ou sem aditivo	20
4.1.7.2 Tubos com ativador de coagulação e gel separador	20
4.1.7.3 Tubos com heparina	21
4.1.7.4 Tubos com EDTA	21
4.1.7.5 Tubos com citrato de sódio	22
4.1.7.6 Microtubos	22
4.1.7.7 Frascos para coleta de hemoculturas	23
4.1.7.8 Seringas para gasometria	24
4.2 LOCAIS DE ESCOLHA PARA A VENOPUNÇÃO	24
4.3 ANTISSEPÇÃO DO LOCAL DA PUNÇÃO	25
4.4 SEQUÊNCIA DE COLETA DOS TUBOS/FRASCOS	26
4.5 PROCEDIMENTO DE COLETA DE SANGUE	27
<b>4.5.1 Procedimento com sistema a vácuo</b>	<b>27</b>

<b>4.5.2 Procedimento com escalpe</b>	<b>28</b>
<b>4.5.3 Coleta pediátrica/neonatal</b>	<b>29</b>
<b>4.5.4 Considerações sobre coleta de sangue arterial</b>	<b>29</b>
4.5.4.1 Coleta de gasometria	30
<b>4.5.5 Considerações sobre coleta de hemocultura</b>	<b>31</b>
<b>5 PROCEDIMENTOS PARA COLETA DE AMOSTRAS DE URINA</b>	<b>32</b>
5.1 COLETA DE URINA EM CASOS ESPECIAIS	34
5.2 COLETA DE EXAMES DE URINA 24 HORAS	34
<b>5.2.1 Instruções para a coleta</b>	<b>34</b>
5.2.2 Conservantes para urina de 24 horas	35
6 COLETA DE OUTRAS AMOSTRAS BIOLÓGICAS NÃO SANGUÍNEAS	35
7 LAUDOS LABORATORIAIS	36
<b>8 REFERÊNCIAS CONSULTADAS</b>	<b>37</b>

	<b>TIPO DE DOCUMENTO: MANUAL</b>	<b>CÓD. DO DOCUMENTO: MAN.LAB.001</b>
	<b>MANUAL DE EXAMES LABORATORIAIS</b>	<b>VERSÃO: 00</b>
		<b>REVISÃO: -</b>
		<b>PÁGINA 4 DE 39</b>

## 1 APRESENTAÇÃO

Os exames laboratoriais são uma parte essencial da prática assistencial atual, tendo por finalidade reduzir as dúvidas do solicitante, contribuindo, desta forma, para a tomada de decisão clínica no diagnóstico, tratamento, prognóstico e cura do paciente, envolvendo toda a equipe multiprofissional (WILLIAMSON e SNYDER, 2016).

A Regulamentação vigente, no Brasil, para os laboratórios clínicos é promovida pela Agência Nacional de Vigilância Sanitária (ANVISA), do Ministério da Saúde, através da Resolução da Diretoria Colegiada (RDC) N° 302 de 13 de outubro de 2005. Esta documentação ressalta os processos operacionais do serviço divididos em três fases: pré-analítica, analítica e pós-analítica. A primeira abrange processos operacionais como a prescrição do exame laboratorial, a preparação do paciente, a técnica de coleta do material biológico, a manipulação e o armazenamento deste, antes da determinação analítica, podendo ocorrer dentro ou fora das dependências físicas do laboratório. Na fase analítica é dada continuidade aos processos iniciados na etapa pré-analítica, seguindo critérios específicos e padronizados de análises automatizadas, semi-automatizadas ou de forma manual. Já a fase pós-analítica abrange os procedimentos realizados após a realização do exame, incluindo cálculos, análise de consistência de resultados, liberação dos laudos, armazenamento e arquivamento de informações e resultados, além da interpretação dos exames laboratoriais pelo profissional (BRASIL, 2005; XAVIER et al., 2010).

Erros em exames laboratoriais são uma ameaça enorme à segurança do paciente, sendo estimado que 70% dos erros em diagnóstico laboratorial ocorrem decorrente de problemas observados durante a fase pré-analítica, destacando: identificação incorreta, preparo incorreto do paciente, coleta de amostras biológicas realizadas erroneamente ou em volume insuficiente e condição de transporte ou conservação das amostras de forma inadequada (ARAGÃO e ARAÚJO, 2019; OLIVEIRA, 2019).

Dessa forma a posse de informações técnicas específicas aliadas à educação continuada são necessários para todos os profissionais que estão envolvidos dentro do processo de análises laboratoriais, a fim de garantir um exame de qualidade, confiável e que sofra o mínimo de interferências externas possíveis. Este manual tem por principal objetivo auxiliar a equipe multiprofissional, fornecendo informações técnicas atualizadas e padronizadas para a instituição no âmbito das principais fontes de interferência, técnicas de coleta e interpretação para exames laboratoriais.

## 2 CAUSAS PRÉ-ANALÍTICAS DE VARIAÇÕES DOS RESULTADOS LABORATORIAIS

Existem etapas críticas dentro de todo o processo aqui exposto, que com muita frequência podem levar a erros de análise e interpretação, não fazendo referência direta ao laboratório clínico, mas sim a fatores próprios e/ou intrínsecos ao paciente, como a variabilidade cronobiológica, o gênero, a idade, o ciclo menstrual ou período gestacional; além de outros fatores externos importantes como o posicionamento do paciente, realização de atividade física, prática de jejum e tipo de dieta, além da utilização/infusão de medicamentos ou drogas de abuso e efeito/utilização do torniquete (RAMOS, OLIVEIRA e SOUSA, 2020).

Há, ainda, variáveis pré-analíticas consideradas controláveis, onde o procedimento de coleta da amostra laboratorial é a mais crucial. A maioria dos erros pré-analíticos consiste em coleta incorreta da amostra, seja por identificação incorreta do paciente, volume insuficiente para a realização do exame, razão incorreta entre sangue total e anticoagulante e qualidade da amostra (hemólise, coágulos, contaminação e coleta em recipiente errado) (WILLIAMSON e SNYDER, 2016).

### 2.1 VARIAÇÃO CRONBIOLÓGICA

A variação cronobiológica corresponde às alterações cíclicas da concentração de um parâmetro em função do tempo, podendo ter variação diária, mensal, sazonal ou anual. O período circadiano corresponde aquele de 24 horas no qual se completam as atividades dentro do ciclo de um ser vivo, assim pode haver alterações nos níveis exames laboratoriais relacionadas com o tempo ou período do dia em que o material for coletado (PEREIRA et al., 2020).

Muitos destes parâmetros, tais como cortisol, tireotropina (TSH), hormônio do crescimento (GH), potássio, glicose, ferro e citocinas pró-inflamatórias, apresentam variação diurna; onde as coletas realizadas à tarde fornecem resultados até 50% mais baixos do que os obtidos nas amostras coletadas pela manhã. Variações sazonais também influenciam determinados analitos, como a vitamina D (mais elevada no verão), o colesterol e os hormônios tireóideos (mais elevados no inverno). Existem alterações dos níveis de alguns componentes do sangue quando a pessoa está ao nível do mar ou se encontra em grandes altitudes. Hematócrito, hemoglobina e proteína C reativa (PCR) podem ser mais elevados em pessoas que residem em grandes altitudes. Os níveis de renina plasmática, transferrina, creatinina urinária, depuração (clearance) de creatinina e estriol caem com o aumento da altitude (WILLIAMSON e SNYDER, 2016).

Alterações psicológicas e físicas influenciam as concentrações de muitos elementos no sangue, inclusive cortisol, aldosterona, prolactina, TSH, colesterol, glicose, insulina e lactato. Nas pessoas com deficiência visual, as variações diurnas normais do cortisol persistem, enquanto em outros isso não ocorre. A febre é outra variação biológica que provoca muitas respostas hormonais, assim como o choque e o traumatismo. O estresse das intervenções cirúrgicas comprovadamente reduz em 50% os níveis séricos de tri-iodotironina (T3) em pacientes com doença tireóidea (WILLIAMSON e SNYDER, 2016).

## 2.2 GÊNERO

Seguido das diferenças hormonais específicas e características de cada sexo, alguns outros parâmetros sanguíneos e urinários se apresentam em concentrações significativamente distintas entre homens e mulheres, em decorrência das diferenças metabólicas e da massa muscular, entre outros fatores. Até a puberdade, há poucas diferenças nos dados laboratoriais entre meninos e meninas, já as concentrações plasmáticas de vários elementos elevam-se nas mulheres após a menopausa (SZWARCOWALD et al, 2019; ROSENFELD et al, 2019).

Além das alterações hormonais comumente conhecidas durante o ciclo menstrual, existe elevação pré-ovulatória das concentrações de aldosterona e renina. Coincidindo com a ovulação, os níveis séricos de colesterol são mais baixos do que em outras fases do ciclo menstrual. Na gravidez, existe um efeito dilucional consequente ao aumento do volume plasmático médio (responsável pela hemodiluição). A gravidez normal caracteriza-se por importantes adaptações fisiológicas que modificam os valores hematológicos e bioquímicos do sangue materno (WILLIAMSON e SNYDER, 2016).

## 2.3 IDADE

Alguns parâmetros bioquímicos e hematológicos em geral possuem concentração dependente da idade do paciente. Essa dependência é resultante de diversos fatores, como maturidade funcional dos órgãos, tecidos e sistemas, conteúdo hídrico e massa corporal. Em situações específicas, até os intervalos de referência devem considerar essas diferenças (SZWARCOWALD et al, 2019; ROSENFELD et al, 2019).

As contagens de hemácias e as concentrações de hemoglobina são mais elevadas nos recém-nascidos do que nos adultos por causa dos baixos níveis de oxigênio no útero. As contagens de hemácias e as concentrações de hemoglobina caem progressivamente e alcançam os valores dos adultos até os 15 anos de idade. Os valores dos adultos são, em geral, usados como referência ao serem avaliadas pessoas jovens e idosas. A maioria dos elementos avaliados permanece constante entre a puberdade e a menopausa nas mulheres e entre a puberdade e a meia idade nos homens (WILLIAMSON e SNYDER, 2016), conforme mostrado nas tabelas 01, 02 e 03.

**Tabela 01** - Valores hematológicos de referência para série branca e plaquetas no hemograma

Idade	Leucócitos x 10 <sup>9</sup> /L	Neutrófilos x 10 <sup>9</sup> /L	Linfócitos x 10 <sup>9</sup> /L	Monócitos x 10 <sup>9</sup> /L	Eosinófilos x 10 <sup>9</sup> /L	Basófilos x 10 <sup>9</sup> /L	Plaquetas x 10 <sup>9</sup> /L
<b>Nascimento</b>	18,0 (10 - 26)	4,0 - 14,0	3,0 - 8,0	0,5 - 2,0	0,1 - 1,0	0,02 - 1,0	150 - 450
<b>3 dias</b>	15,0 (7 - 22)	3,0 - 5,0	2,0 - 8,0	0,5 - 1,0	0,1 - 2,0	0,02 - 1,0	210 - 500
<b>1 mês</b>	12,0 (5 - 1)	3,0 - 9,0	3,0 - 16,0	0,3 - 1,0	0,2 - 1,0	0,02 - 1,0	210 - 650
<b>2 meses</b>	10,0 (5 - 15)	1,0 - 5,0	4,0 - 10,0	0,4 - 1,2	0,1 - 1,0	0,02 - 1,0	210 - 650
<b>3 - 6 meses</b>	12,0 (6 - 18)	1,0 - 6,0	4,0 - 12,0	0,2 - 1,2	0,1 - 1,0	0,02 - 1,0	210 - 650
<b>1 ano</b>	11,0 (6 - 16)	1,0 - 7,0	3,5 - 11,0	0,2 - 1,0	0,1 - 1,0	0,02 - 1,0	200 - 550
<b>2 - 6 anos</b>	10,0 (5 - 15)	1,5 - 8,0	6,0 - 9,0	0,2 - 1,0	0,1 - 1,0	0,02 - 1,0	200 - 550
<b>6 - 12 anos</b>	9,0 (5 - 13)	2,0 - 8,0	1,0 - 5,0	0,2 - 1,0	0,1 - 1,0	0,02 - 1,0	180 - 400
<b>Adultos</b>	7,0 (4 - 10)	2,0 - 7,0	1,0 - 3,0	0,2 - 1,0	0,02 - 5,0	0,02 - 1,0	150 - 400

Fonte: Dacie and Lewis – Practical Haematology. 12th Edition, 2017

**Tabela 02** - Valores hematológicos de referência para série vermelha no hemograma

Idade	Hemoglobina (g/dL)	Hematócrito (%)	Hemácias ( $\times 10^6/\mu\text{L}$ )	VGM (fL)	HGM (pg)	GHCM (g/dL)
<b>Nascimento</b>	18,0 $\pm$ 4,0	60 $\pm$ 15	6,0 $\pm$ 1,0	110 $\pm$ 10	34 $\pm$ 3	33 $\pm$ 3
<b>3 dias</b>	18,0 $\pm$ 3,0	56 $\pm$ 11	5,3 $\pm$ 1,3	105 $\pm$ 13	34 $\pm$ 3	33 $\pm$ 4
<b>1 mês</b>	14,0 $\pm$ 2,5	43 $\pm$ 10	4,2 $\pm$ 1,2	104 $\pm$ 12	33 $\pm$ 3	33 $\pm$ 4
<b>2 meses</b>	11,2 $\pm$ 1,8	35 $\pm$ 7	3,7 $\pm$ 0,6	95 $\pm$ 8	30 $\pm$ 3	32 $\pm$ 5
<b>3 - 6 meses</b>	12,6 $\pm$ 1,5	35 $\pm$ 5	4,7 $\pm$ 0,6	76 $\pm$ 8	27 $\pm$ 3	33 $\pm$ 3
<b>1 ano</b>	12,6 $\pm$ 1,5	34 $\pm$ 4	4,5 $\pm$ 0,6	78 $\pm$ 6	27 $\pm$ 2	34 $\pm$ 2
<b>2 - 6 anos</b>	12,6 $\pm$ 1,5	37 $\pm$ 3	4,5 $\pm$ 0,6	81 $\pm$ 6	27 $\pm$ 3	34 $\pm$ 3
<b>6 - 12 anos</b>	12,5 $\pm$ 1,5	40 $\pm$ 5	4,5 $\pm$ 0,6	86 $\pm$ 9	29 $\pm$ 4	34 $\pm$ 3

Fonte: Dacie and Lewis – Practical Haematology. 12th Edition, 2017

**Tabela 03** - Valores hematológicos de referência para série vermelha e plaquetas no hemograma para adultos


	Homens	Mulheres
<b>Hemácias (<math>\times 10^{12}/\text{L}</math>)</b>	5,00 $\pm$ 0,5	4,3 $\pm$ 0,5
<b>Hemoglobina (g/dL)</b>	15,0 $\pm$ 2,0	13,5 $\pm$ 1,5
<b>Hematócrito (%)</b>	45 $\pm$ 5	41 $\pm$ 5
<b>Leucócitos (<math>\times 10^9 /\text{L}</math>)</b>	7,0 $\pm$ 3,0	
<b>VGM (fL)</b>	92 $\pm$ 9	
<b>HGM (pg)</b>	29,5 $\pm$ 2,5	
<b>CHGM (g/dL)</b>	33 $\pm$ 1,5	
<b>RDW</b>	12,8 $\pm$ 1,2 CV (%)	
	42,5 $\pm$ 3,5 SD (fL)	
<b>Plaquetas (<math>\times 10^9 /\text{L}</math>)</b>	150 - 400	

Fonte: Dacie and Lewis – Practical Haematology. 12th Edition, 2017

## 2.4 POSIÇÃO

Segundo a Sociedade Brasileira de Patologia Clínica (2014), a mudança rápida na postura corporal pode causar variações na concentração de alguns componentes séricos. Quando o indivíduo se move da posição supina (deitado de face para cima) para a posição ereta, por exemplo, ocorre um afluxo de água e substâncias filtráveis do espaço intravascular para o intersticial. Substâncias não filtráveis, tais como proteínas de alto peso molecular e os elementos celulares terão sua concentração relativamente elevada até que o equilíbrio hídrico se restabeleça. Os volumes plasmático e extracelular diminuem alguns dias após o início do repouso no leito.

O repouso prolongado no leito resulta em retenção de líquido e os níveis plasmáticos de proteína e albumina diminuem, respectivamente, 0.5 e 0.3 g/dL (em média). Como resultado, as concentrações de proteína ligada também diminuem. Esses efeitos são acentuados nos pacientes com tendência a edema, como na insuficiência cardiovascular e cirrose hepática (WILLIAMSON e SNYDER, 2016).

	<b>TIPO DE DOCUMENTO: MANUAL</b>	<b>CÓD. DO DOCUMENTO: MAN.LAB.001</b>
	<b>MANUAL DE EXAMES LABORATORIAIS</b>	<b>VERSÃO: 00</b>
		<b>REVISÃO: -</b>
		<b>PÁGINA 8 DE 39</b>

## 2.5 ATIVIDADE FÍSICA

A realização de atividades físicas simples, como subir e descer alguns lances de escadas, ou até exercícios vigorosos, entre os quais, correr uma maratona ou exercícios aeróbicos, podem afetar os resultados obtidos em exames laboratoriais. Na tentativa de minimização de erros por esse motivo, deve-se orientar os pacientes a evitar atividades que causem fadiga física desde a noite anterior à coleta de exames complementares, assim como não caminhar muito. Ressalta-se que a lesão muscular, mesmo leve, associada, ou não, ao traumatismo de intervenções cirúrgicas elevará a atividade sérica de enzimas oriundas de músculos (TGO, CPK, CK-MB e/ou Aldolase), podendo persistir durante vários dias. Outras alterações frequentemente observadas são a hipoglicemia e elevação em até 10 vezes na concentração do ácido láctico (MACHADO et al., 2010; CHIELLE e MAZIERO, 2018).

## 2.6 JEJUM E DIETA

O efeito da dieta nos resultados dos exames laboratoriais é ainda um assunto complexo. Habitualmente, é preconizado um período de jejum para a coleta de sangue. Os estados pós-prandiais, em geral, causam turbidez do soro, o que pode interferir em algumas metodologias. Nas populações pediátricas e de idosos, o tempo de jejum deve guardar relação com os intervalos de alimentação. Devem ser evitadas coletas de sangue após períodos muito prolongados de jejum, acima de 14 horas. O período de jejum habitual para a coleta de sangue é de 8 horas, podendo ser reduzido a 4 horas, para a maioria dos exames e, em situações especiais, tratando-se de crianças na primeira infância ou lactentes, pode ser de 1 ou 2 horas apenas (Sociedade Brasileira de Patologia Clínica, 2014). Diferenças clinicamente significativas são observadas em 1 a 4 h dos seguintes exames: albumina, ALT (TGP), cálcio, ferro, LDH, fósforo, magnésio, linfócitos, hemácias, hemoglobina, hematócrito. A ingestão de água não interrompe o período de jejum, mas a administração de nutrição, mesmo que parenteral, deve ser considerada como possível interferente (WILLIAMSON e SNYDER, 2016).

Segundo a Sociedade Brasileira de Cardiologia (2017), no preparo do paciente para a realização de exames laboratoriais para avaliação perfil lipídico, é recomendável manter o estado metabólico estável e a dieta habitual. Em relação ao jejum, este não é necessário para realização do CT, HDL-c e Apolipoproteínas (ApoA1 e ApoB), pois o estado pós-prandial não interfere na concentração destas partículas. Verifica-se na literatura que valores aumentados de triglicérides após alimentação representam um risco aumentado para doenças cardiovasculares. O laboratório clínico deve adequar seus procedimentos, incluindo a flexibilização do tempo de jejum para o perfil lipídico, respeitando sempre a orientação do profissional prescriptor. O laudo laboratorial deve informar as duas diferentes situações: sem jejum e jejum de 12 horas, de acordo com o critério do médico solicitante, como mostra a tabela 04.



**Tabela 04** - Valores de referência do perfil lipídico para adultos com mais de 20 anos.

Lipídeos	Com jejum (mg/dL)	Sem jejum (mg/dL)	Categoria referencial
<b>Colesterol total</b>	< 190	< 190	Desejável
<b>HDL-c</b>	> 40	> 40	Desejável
<b>Triglicerídeos</b>	< 150	< 175	Desejável
<b>Categoria de risco</b>			
<b>LDL-c</b>	< 130	< 130	Baixo
	< 100	< 100	Intermediário
	< 70	< 70	Alto
	< 50	< 50	Muito alto
<b>Não HDL-c</b>	< 160	< 160	Baixo
	< 130	< 130	Intermediário
	< 100	< 100	Alto
	< 80	< 80	Muito alto

Fonte: FALUDI et al., 2017.

O tipo de dieta (rica em gordura, hipolipídica, hiper/hipoproteica, vegetariana), o período de tempo desde a última refeição e interferências nutricionais específicas, como a desnutrição, podem influenciar os resultados de alguns tipos exames. Alterações bruscas na dieta, como ocorrem em geral nos primeiros dias de uma internação hospitalar, exigem certo tempo para que alguns parâmetros retornem aos níveis basais (Sociedade Brasileira de Patologia Clínica, 2014). O consumo de cafeína, farelo, frutas e legumes podem induzir efeitos a curto e longo prazos que modificam os resultados de vários analitos (WILLIAMSON e SNYDER, 2016).

## 2.7 USO DE FÁRMACOS, DROGAS DE ABUSO E PROCEDIMENTOS DIAGNÓSTICOS E TERAPÊUTICOS

O uso de medicamentos em análises clínicas assume papel importante devido à interferência nos ensaios e modificação no diagnóstico clínico laboratorial. Quando há alterações inesperadas nos exames laboratoriais, pode ser considerada a existência de uma interferência medicamentosa, pois um grande número de fármacos terapêuticos pode influenciar os resultados (BEZERRA e MALTA, 2016).

Pode-se exemplificar com o aumento dos níveis das enzimas hepáticas com o uso de difenil-hidantoína e barbitúricos, a elevação dos níveis de fibrinogênio, transferrina e amilase após a utilização de anovulatórios orais e contrastes (gadolínio) e redução dos níveis totais de cálcio. Muitos medicamentos, tais como anticoagulantes (heparina, varfarina e inibidores diretos da trombina), transfusão de hemoderivados e componentes e reposição de fatores da coagulação, comprometem os resultados do coagulograma. Fármacos de venda livre (p. ex., ácido acetilsalicílico, AAS etc.) exercem efeitos prolongados nas provas de função plaquetária (WILLIAMSON e SNYDER, 2016).

Para que os resultados de alguns exames laboratoriais tenham valor clínico, deve ser registrado o horário de coleta e referido o uso de determinados medicamentos, incluindo tempo de uso, horário de administração e dosagem. Alguns exemplos de interferências estão listados na tabela 05.

**Tabela 05** – Exemplos de interferências laboratoriais geradas por alguns fármacos

FÁRMACO	PARÂMETRO INFLUENCIADO
Captopril	Frutosamina
Hidroclorotiazida	Ácido úrico
Propranolol	T4
Tiazidas, os corticosteroides ou os contraceptivos orais	Glicose
Ácido ascórbico	Bilirrubina, creatinina, fósforo, ureia e enzimas aminotransferases, lactato desidrogenase e fosfatase alcalina
Antitireoidianos, anticonvulsivantes e antibióticos	Neutrófilos
Heparina	Plaquetas, TTPA, Potássio, Sódio
Anticoagulantes orais	TAP

Fonte: BEZERRA e MALTA, 2016

O consumo etanol pode causar alterações significativas na concentração plasmática de glicose, de ácido láctico e de triglicérides, por exemplo. O uso crônico é responsável pela elevação da atividade da gama glutamiltransferase (GGT), entre outras. O tabagismo é causa de elevação na concentração de hemoglobina, no número de leucócitos e de hemácias e no volume corpuscular médio; redução na concentração de Colesterol HDL (Lipoproteína de Alta Densidade) e elevação de outras substâncias como adrenalina, aldosterona, Antígeno Carcinoembriogênico (CEA) e cortisol (Sociedade Brasileira de Patologia Clínica, 2014).

Outras causas de variações dos resultados são a realização de certos procedimentos diagnósticos cada vez mais frequentes e realizados contemporaneamente à coleta de exames laboratoriais, como a administração de contrastes para exames de imagem, a realização de toque retal, de eletromiografia e alguns procedimentos terapêuticos, como hemodiálise, diálise peritoneal, cirurgias, transfusão sanguínea e infusão de fármacos. Em relação à infusão de fármacos, é importante lembrar que a coleta de sangue deve ser realizada sempre em local distante da instalação do cateter, preferencialmente no outro braço e, se possível, pelo menos uma hora após o final da infusão. Já em relação à terapia antimicrobiana, orienta-se a coleta de material biológico antes do início do tratamento ou imediatamente antes da próxima administração apressada. Um intervalo de pelo menos 8 h é essencial antes da coleta de sangue de um indivíduo que recebeu uma emulsão lipídica; de 4 horas após procedimento dialítico para exames de coagulação e hematológicos e 2 horas após transfusão sanguínea para exames hematológicos. No caso de pacientes recebendo transfusão de sangue, a magnitude da hemólise e a consequente elevação dos níveis de potássio, lactato desidrogenase (LDH) e hemoglobina livre liberada estão relacionadas com a idade do sangue transfundido (Sociedade Brasileira de Patologia Clínica, 2014; WILLIAMSON e SNYDER, 2016).

## 2.8 EFEITO TORNIQUETE

Entre as variáveis pré-analíticas controláveis, o processo de coleta da amostra é o ponto de maior criticidade. Ao utilizar o torniquete para auxílio na evidência de vasos sanguíneos, com redução da pressão abaixo da pressão sistólica, mantém-se a pressão efetiva nos capilares. Tal ação resulta na transferência de pequenas moléculas e líquido do espaço intravascular para o interstício. Quando se utiliza o torniquete por mais de 1 (um) minuto pode ocasionar uma hemoconcentração relativa de grandes moléculas, as quais não conseguem atravessar a parede do vaso capilar. A técnica ideal para evitar o chamado “efeito torniquete” é liberá-lo logo

em seguida da agulha penetrar na veia e houver retorno de sangue, por menos de 1 minuto, além de evitar o cerramento excessivo do punho durante a flebotomia. Se o torniquete permanecer por muito tempo, a estase venosa ocasionará alterações metabólicas tais como glicólise anaeróbica que elevam a concentração de lactato com redução de pH (WILLIAMSON e SNYDER, 2016).

## 2.9 CONDIÇÕES DAS AMOSTRAS


A verificação da qualidade da amostra de acordo com o material e com os exames solicitados é de grande importância, visto que as condições físicas das amostras coletadas também podem interferir significativamente nos resultados das análises. Tais fatores interferentes podem ser decorrentes do procedimento de coleta errôneo, ou mesmo de condições clínicas dos pacientes, sendo portanto necessário saber identificar a origem dessas alterações para que haja a correta análise e posterior interpretação do resultado. As alterações de condições físicas das amostras mais comuns são: hemólise, lipemia e hiperbilirrubinemia/icterícia.

A hemólise consiste na lise anormal de eritrócitos, ocasionando a liberação de substâncias que os constituem, principalmente hemoglobina, ocasionando alteração da cor do soro/plasma para diferentes tonalidades de vermelho, classificados por níveis de intensidade (leve a intenso). Esta alteração pode ser ocasionada, na maioria dos casos, por erros durante a coleta da amostra sanguínea por parte do profissional. A lipemia é a turvação causada por elevações nas concentrações de triglicerídeos, podendo ser ocasionadas por dilipidemias ou jejum inadequado por parte do paciente, com a amostra de soro/plasma apresentando coloração esbranquiçada. Já a amostra icterícia é identificada por meio da coloração alaranjada do soro e do plasma, ocorrendo quando a concentração sérica de bilirrubina total encontra-se acima de 2,5 mg/dL. A tabela 06 mostra os principais analitos que sofrem interferência ocasionadas pelas alterações nas condições físicas das amostras.

**Tabela 06** - Principais analitos que sofrem influência por hemólise, lipemia e hiperbilirrubinemia

Analito	Hemólise	Lipemia	Hiperbilirrubinemia
Glicose, fosfatase ácida prostática, zinco, magnésio, albumina, potássio, sódio, cálcio, ureia, bilirrubinas, LDH, CK-MB, AST, ALT, hemoglobina, CHGM, plaquetas	↑		
Insulina, eritrócitos, hematócrito, VGM	↓		
Colesterol, bilirrubina, albumina, fosfatase alcalina, AST, ALT, proteínas séricas, cálcio, creatinina, amilase, lipase, hemoglobina		↑	
Creatinina, lactato, fósforo, ácido úrico, hemoglobina			↑

↑ = aumento; ↓ = diminuição. Fonte: BEZERRA e MALTA, 2016

	<b>TIPO DE DOCUMENTO: MANUAL</b>	<b>CÓD. DO DOCUMENTO: MAN.LAB.001</b>
	<b>MANUAL DE EXAMES LABORATORIAIS</b>	<b>VERSÃO: 00</b>
		<b>REVISÃO: -</b>
		<b>PÁGINA 12 DE 39</b>

### 3 PROCEDIMENTOS BÁSICOS PARA MINIMIZAR A OCORRÊNCIA DE ERROS

#### 3.1 SOLICITAÇÃO DO EXAME LABORATORIAL

O início do processo do laboratório clínico inicia-se com a prescrição do exame laboratorial pelo profissional assistencial. Para que sejam realizados os procedimentos de forma mais segura e claras pelos profissionais do laboratório, são necessárias informações importantes, além de identificação segura do paciente, como: letra legível (se solicitação manual), indicação clínica ou suspeita diagnóstica e local de retirada do material (caso de amostras não sanguíneas).

#### 3.2 RASTREABILIDADE DE INSUMOS

Para estabelecer uma ligação entre o material coletado e os lotes de material de laboratório (tubos e frascos de coleta, seringas e agulhas) utilizados para os procedimentos de coleta sanguínea, é importante a realização de uma adequada rastreabilidade de insumos. A correta rastreabilidade possibilita a investigação de falhas de fabricação do insumo e, conseqüentemente, falha na qualidade da amostra coletada.

O suprimento de material de laboratório é controlado pelo setor do Laboratório de Análises Clínicas, sob responsabilidade da gerência do laboratório, auxiliares administrativos e auxiliares de laboratório. O controle deve ser realizado por meio de planilhas impressas e do sistema ALMOX, registrando: data de dispensação, lote, validade, quantidade e a unidade para o qual o produto foi dispensado.

#### 3.3 IDENTIFICAÇÃO DO PACIENTE E DE AMOSTRAS BIOLÓGICAS

A identificação do paciente está prevista na RDC ANVISA nº 36, de 25 de julho de 2013, que institui ações para a segurança do paciente em serviços de saúde e é considerada uma das premissas para uma assistência segura. Para a coleta de exames laboratoriais, a identificação correta do paciente deve ser realizada antes da realização do procedimento e a identificação da amostra obtida, na presença do paciente, acompanhante ou profissional de saúde responsável por ele, garantindo assim uma dupla checagem e seguindo o Protocolo de Identificação Segura do Hospital Regional do Sertão Central (HRSC).

Para pacientes ambulatoriais a identificação positiva deve ser a conduta adotada, utilizando-se de pulseira de identificação legível, que deverá permanecer durante todo o tempo em que o paciente estiver submetido ao cuidado, e posterior aplicação dos questionamentos referente a nome completo, nome da mãe e data de nascimento. O profissional que realizará a coleta deve comparar as respostas do paciente com as informações da pulseira de identificação e somente após confirmação das informações proceder com a coleta. Em casos de coleta em pacientes internos em unidades assistenciais, quando a identificação positiva não for possível, devem ser realizadas outras conferências, como confirmação com acompanhante ou profissionais de saúde responsáveis por ele. Essas confirmações são essenciais à prevenção de erros para realização de exames laboratoriais.


Todas as amostras sanguíneas e não sanguíneas coletadas para a realização de exames laboratoriais devem ser identificadas com etiqueta padrão (Figuras 1 e 2) entregue pelo setor de laboratório, contendo pelo menos as seguintes informações: nome completo, número do prontuário, data de nascimento, tipo de amostra

coletada e nome do exame a ser realizado. Para exames mais específicos são exigidas informações adicionais que estão incluídas, como FiO<sub>2</sub> para gasometria, local da punção para hemoculturas, líquidos biológicos e peças anatômicas.

**Figura 01.** Etiqueta de identificação para amostra laboratorial



**Figura 02.** Etiqueta de identificação manual para amostra laboratorial

	DATA:     /     /	HORA:
	PACIENTE:	
DN:		PRONT:
MATERIAL:		
EXAME:		
SETOR:		
FUNCIONARIO:		

### 3.4 CONDIÇÕES ADEQUADAS PARA A COLETA

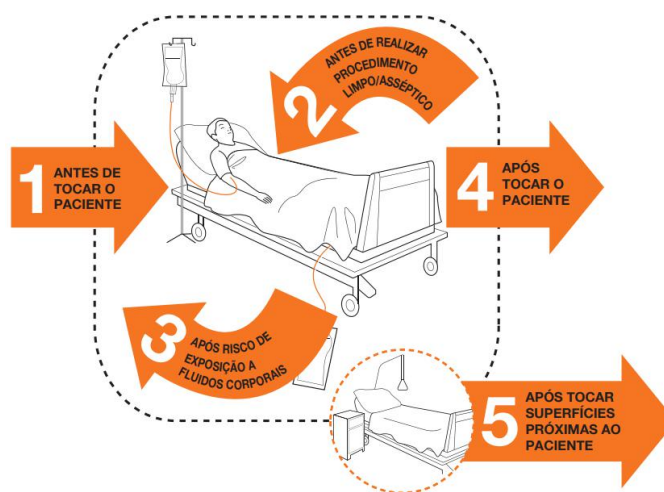
É importante verificar se o paciente está em condições adequadas para a realização da coleta, especialmente no que se refere ao jejum, procedimentos diagnósticos e ao uso de eventuais medicações. Essas informações devem ser confirmadas junto à equipe de enfermagem e laboratório, a partir de informações contidas nas prescrições médicas, apazamentos e checagem de enfermagem, evoluções médicas e/ou multiprofissional e manuais de coleta de laboratórios de apoio ou equipamentos utilizados.

Para a maioria dos exames de sangue, é necessário apenas um curto período de tempo em jejum, de 3 a 4 horas. Porém, não é considerado na maioria dos casos em urgências e emergências, uma vez que são atendidos pacientes gravíssimos e os resultados dos exames devem ser obtidos o mais rápido possível, cabendo ao médico a interpretação dos resultados.

Alguns exames requerem cuidados específicos quanto a dietas especiais, enquanto outros exigem condições peculiares, por exemplo, a necessidade de repouso antes da coleta de sangue, como exigido para a dosagem de prolactina ou de catecolaminas plasmáticas. Nos exames de monitoração terapêutica, para permitir adequada interpretação dos resultados, algumas informações mais específicas devem ser obtidas no momento da coleta, como o horário da última medicação, bem como a dosagem e via de administração do medicamento. Ressalta-se a importância de coleta de amostras para culturas microbiológicas antes da antibioticoterapia e caso já tenha iniciado, realizar o procedimento imediatamente antes da próxima administração. Dessa forma, o paciente não deve ser considerado um agente passivo do processo mas sim, um dos integrantes da equipe.

### 3.5 HIGIENIZAÇÃO DAS MÃOS

Para evitar a contaminação de amostras e melhorar a segurança do paciente e do próprio coletador, há a necessidade da correta higienização das mãos em 5 momentos (Figura 3): 1) Antes de contato com o paciente; 2) Antes da realização de procedimentos assépticos; 3) Após risco de exposição a fluidos corporais; 4) Após contato com o paciente; 5) Após contato com áreas próximas ao paciente. Ressalta-se ainda a importância da periodicidade na troca de luvas entre procedimentos, caso haja coleta de mais de um paciente. A higienização poder ser realizada com água e sabão ou soluções alcoólicas a 70% (Figura 4), sempre de acordo com o Protocolo de Higienização das Mãos do HRSC.



**Figura 3.** Cinco momentos para a higienização das mãos.

Fonte: BRASIL, 2009.

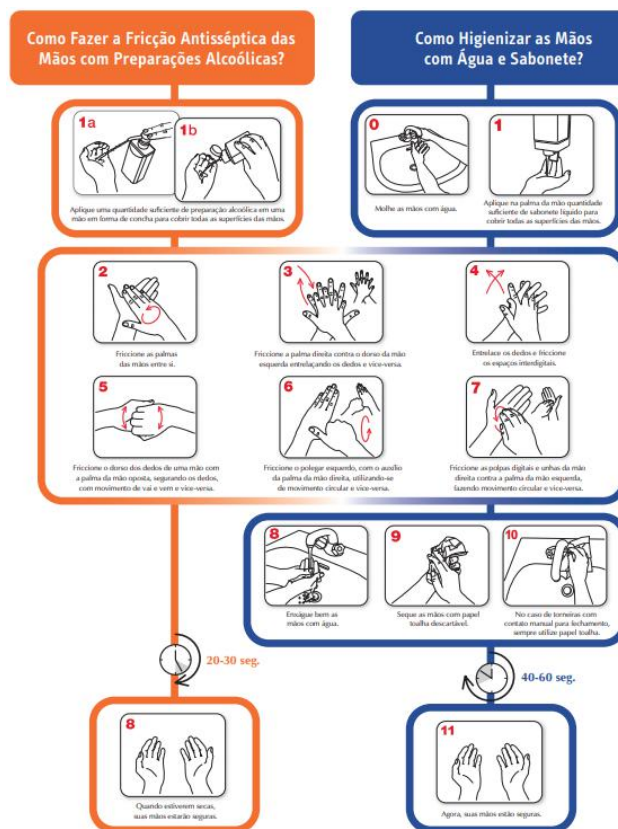


Figura 4. Técnica de Higienização das mãos

Fonte: BRASIL, 2020.

### 3.6 ACONDICIONAMENTO E TRANSPORTE DE AMOSTRAS BIOLÓGICAS

A estabilidade pré-analítica depende de vários fatores, que incluem temperatura, carga mecânica e tempo, sendo este o fator que causa maior impacto. O tempo máximo de estabilidade de uma amostra deveria ser o que permite 95% de estabilidade dos seus componentes.

Em geral, os tempos referidos de armazenagem das amostras primárias consideram os seguintes limites para a temperatura: ambiente de 18 a 25 °C, refrigeradas, de 2 a 8 °C, e congeladas, abaixo de 18 °C negativos. As informações específicas para cada tipo de amostra para realização de exames distintos estão em manuais de coleta de laboratórios de apoio externo ou em manuais dos equipamentos automatizados. Quando não houver especificação de tratamento especial para o acondicionamento ou transporte do material, este poderá ser deslocado para outras unidades em caixa de isopor ou caixa de poliestireno com gelo reciclável, calçado por flocos de isopor ou papel. Deve-se observar que as amostras não devem ficar em contato direto com gelo para evitar hemólise.

Os tubos para coleta devem ser armazenados em temperatura de 4 a 25°C. Exceder a temperatura máxima de armazenamento pode levar a diminuição da qualidade do tubo em relação a perda do vácuo, evaporação dos aditivos líquidos. Os tubos de sorologia devem aguardar 30 minutos após a coleta de sangue para serem centrifugados, para otimizar a formação de coágulo (evitando a formação de fibrina), o que levaria à contaminação do analisador e a formação de resultados errados. Tubos com gel separador devem ser centrifugados até duas horas após a coleta. O contato prolongado das células do sangue com o soro ou o

plasma podem conduzir a análise errônea dos resultados, não sendo recomendado uma nova centrifugação da amostra.

A tabela 07 resume o tempo e temperatura de armazenamento e transporte das amostras até análise recomendável para conservação da estabilidade da amostra:

**Tabela 07** – Tempo e temperatura de armazenamento para amostras biológicas de acordo com o exame laboratorial

<b>Amostra / Exame Laboratorial</b>	<b>TEMPO E TEMPERATURA DE ARMAZENAMENTO</b>
Sangue Total com EDTA  (Ex.: Hemograma e Tipagem sanguínea)	4 h – temperatura ambiente (18°C a 25°C);  24 h – sob refrigeração (2°C a 8°C).
Sangue Total e plasma com Citrato  (Exames de coagulação)	TAP 24 h – temperatura ambiente (18°C a 25°C); TTPA 4 h – temperatura ambiente (18°C a 25°C), sob refrigeração (2°C a 8°C);  Se congelado: inferior a – 18°C por duas semanas, -70°C por 12 meses e nitrogênio por 6 anos.
Sangue Total com Heparina Lítica  (Gasometria)	15 min – temperatura ambiente (18°C a 25°C);  30 min – sob refrigeração (2°C a 8°C).
Sangue total sem anticoagulante  (Ex.: dosagens bioquímicas)	4 h – temperatura ambiente (18°C a 25°C);  24 h – sob refrigeração (2°C a 8°C).
Urina  (Ex.: sumário de urina)	2 h – temperatura ambiente (18°C a 25°C);  24 h – sob refrigeração (2°C a 8°C).
Urina (Urinocultura) sem conservante químico	12 h – sob refrigeração (2°C a 8°C).
Hemocultura	12 h – temperatura ambiente (18°C a 25°C).
Líquor e Líquidos Cavitários  (Contagem de células)	Temperatura ambiente (18°C a 25°C) com envio imediato ao laboratório clínico
Líquor e Líquidos Cavitários  (Cultura)	12 h – temperatura ambiente (18°C a 25°C)
Swabs para cultura	12 h – temperatura ambiente (18°C a 25°C).
Escarro  (Pesquisa de BAAR ou cultura)	12 h – sob refrigeração (2°C a 8°C).
Fezes	12 h – sob refrigeração (2°C a 8°C).

#### 4 PROCEDIMENTOS DE COLETA SANGUÍNEA

É importante verificar se o paciente está em condições adequadas para a coleta, especialmente no que se refere ao jejum e ao uso de eventuais medicações e realização de algum procedimento terapêutico prévio. A punção de vasos sanguíneos, sejam veias ou artérias, por ser um procedimento complexo, exige conhecimento e habilidade, podendo ser de responsabilidade dos seguintes profissionais: auxiliar de laboratório, técnico em laboratório, técnico em enfermagem ou enfermeiro, sendo que apenas este último está habilitado para realizar punções arteriais. O profissional que for realizar a coleta, deve atentar-se para os seguintes pontos:

- Verificar o pedido do paciente e conferir o material necessário;
- Fazer higienização das mãos, conforme mencionado no item 3.4;
- Apresentar-se ao paciente, estabelecendo comunicação e ganhando sua confiança;



- Realizar identificação segura do paciente, conforme mencionado no item 3.2;
- Explicar ao paciente ou ao seu responsável o procedimento ao qual o paciente será submetido;
- Verificar se as condições de preparo, medicamentos e o jejum do paciente estão adequados (Caso a paciente seja mastectomizada, a coleta deve ser realizada em braço oposto ao da cirurgia);
- Realizar a identificação dos tubos e/ou frascos de coleta com as etiquetas na presença do paciente, acompanhante ou profissional responsável. Como as etiquetas com código de barra devem ser objeto de leitura por equipamentos automáticos, elas jamais devem ser arranhadas ou vincadas. Devem ser colocadas em posição rigorosamente vertical e superpostas ao rótulo de origem do tubo. Nos tubos em que haja a indicação (tarja) da capacidade de coleta devem ser coladas deixando à vista essa indicação;
- Iniciar o procedimento de coleta, seguindo os tópicos abaixo.

#### 4.1 MATERIAIS E EQUIPAMENTOS DE LABORATÓRIO NECESSÁRIOS

##### 4.1.1 Torniquete

Confeccionado em borracha sintética, recomenda-se que seja isento de látex e descartável, para estase venosa, auxiliando na visualização do acesso venoso. A figura 05 exemplifica um modelo de torniquete.



**Figura 5.** Torniquete.

Fonte: Google imagens.

##### 4.1.2 Adaptador

Dispositivo para coleta em sistema fechado que, quando acoplados à agulha ou ao escalpe, auxiliam o profissional de saúde em uma melhor segurança durante o procedimento da punção venosa e coleta de materiais biológicos. A figura 06 exemplifica um modelo de adaptador.



**Figura 6.** Adaptador.

Fonte: Google imagens.

#### 4.1.3 Agulhas

As agulhas são materiais descartáveis com dimensões de 21 G x 1" 0.8 x 25 mm (utilizada em usuários que possuem veias de grosso calibre, facilmente visual e bom acesso venoso); ou 22 G x 1" 0.7 x 25 mm (utilizada em usuários que possuem veias de médio calibre, difícil acesso venoso). Recomenda-se que sejam utilizadas agulhas siliconizadas, de aço inoxidável, com bisel trifacetado a laser, que proporciona melhor deslizamento da agulha na veia, permitindo punção menos dolorosa. Os procedimentos de descarte seguro de agulhas devem ser observados imediatamente após a coleta utilizando-se recipientes apropriados ao descarte de perfuro-cortantes. A figura 07 exemplifica modelos de agulhas.



**Figura 7.** Agulhas descartáveis.

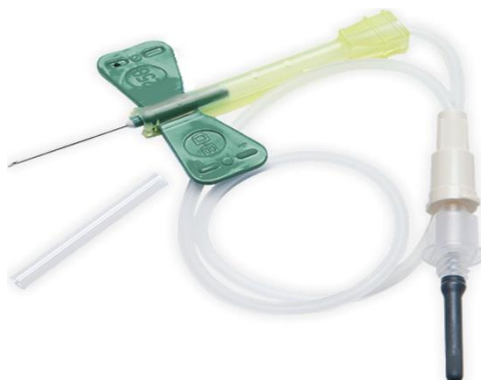
Fonte: Google imagens.

#### 4.1.4 Escalpe para coletas múltiplas

As asas de fixação facilitam a manipulação do escalpe e sua introdução na veia do paciente. Recomenda-se agulha siliconizada, de aço inoxidável, com bisel trifacetado com corte a laser, que proporciona melhor deslizamento da agulha na veia, contém um acessório intermediário em forma de borboleta ou em forma de plástico rígido e possui uma extensão de tubo de PVC incolor transparente e flexível, recomenda ser isenta de látex. A parte distal da agulha é recoberta com uma borracha protetora que perfura a tampa do tubo permitindo

coletas múltiplas (trocas de tubos) em punção única. O dispositivo de segurança poderá ter os seguintes sistemas: trava deslizante que acionado ficará encapsulada; retração automática, que recolhe a agulha ainda na veia para dentro da câmara de refluxo do escalpe.

O material não deve ser utilizado se a embalagem estiver danificada, se o rótulo que sela a embalagem estiver rasgado, se houver material desconhecido na ponta da agulha ou se a extremidade distal da agulha estiver sem a capa de borracha; Nunca retire a capa de borracha da extremidade distal da agulha; Nunca toque a ponta da agulha com o dedo; Não use a agulha após o prazo de validade; Não reutilize a agulha, ela é de uso único conforme à indicação da embalagem. A figura 08 exemplifica um modelo de escalpe.



**Figura 8.** Escalpe.

Fonte: Google imagens

#### 4.1.5 Estantes para tubos

A estante para tubos de coleta é um objeto extremamente importante para os laboratórios, uma vez que estes tubos não conseguem ser armazenados e transportados verticalmente sem o devido apoio — e, muitas vezes, seu armazenamento horizontal pode interferir negativamente na observação das amostras e na realização dos testes. As estantes para tubos podem ser de diferentes materiais (ferro, plástico, acrílico) e de diferentes modelos, permitindo a adaptação a inúmeras necessidades. A figura 09 exemplifica um modelo de escalpe.



**Figura 9.** Estante para tubos de coleta.

Fonte: Google imagens

#### 4.1.6 Recipientes para descarte de perfurocortantes

De acordo com as recomendações sanitárias, este material deve estar disponível para descarte de agulhas, scalpels, lâminas de bisturi, vidrarias, entre outros, além de ser rígido, impermeável, resistente a perfurações, na cor amarela com o símbolo de material contaminado, não podendo ser preenchidos acima do limite de 2/3 de sua capacidade total, além de serem colocados próximos do local onde é realizado o procedimento (ou em carrinhos de coleta ou em ambientes destinados para tal). A figura 10 exemplifica um modelo de recipiente para descarte de perfurocortantes.



**Figura 10.** Embalagem para descarte de material perfurocortantes (Descarpack).

Fonte: Google imagens

#### 4.1.7 Tubos e frascos de coleta

##### 4.1.7.1 Tubos a vácuo com ou sem aditivo

Esses materiais são utilizados para coleta de sangue em sistema fechado, estéril, de uso único, com vácuo pré-definido e/ ou aspiração, possuindo marca de preenchimento (limite do volume), garantindo a exata proporção sangue e aditivo. Os tubos que não contêm nenhum aditivo, sendo transparentes, incolores, estéreis, são utilizados para obtenção de demais amostras biológicas (tubo de descarte, alíquotas de soro, líquido, urina e secreções).

##### 4.1.7.2 Tubos com ativador de coagulação e gel separador

São indicados para armazenamento por tempo prolongado de soro para testes bioquímicos. A característica especial da parede interna do tubo previne a troca de substâncias entre as células sanguíneas e o soro, mantendo as características bioquímicas inalteradas por tempo prolongado. Recomenda-se inverter gentilmente os tubos 5 a 8 vezes logo após à coleta sanguínea e aguardar um tempo mínimo de 15 minutos para coagulação a temperatura ambiente (18 a 25° C). A figura 11 exemplifica um modelo de tubos com ativador e gel de separação.



**Figura 11.** Tubos com ativador de coagulação e gel separador.

Fonte: Google imagens

#### 4.1.7.3 Tubos com heparina

São utilizados para testes bioquímicos e enzimáticos. A heparina ativa a antitrombina que bloqueia a ação da trombina e a sua consequente ativação da reação de formação de fibrina a partir do fibrinogênio. O tempo de armazenamento do material é de até 6h à temperatura ambiente (18 a 25° C) com garantia na estabilidade de várias enzimas. Não há influência do anticoagulante na concentração de cálcio e nas atividades enzimáticas desde que seja coletada a quantidade recomendada de sangue. Recomenda-se inverter gentilmente os tubos 5 a 8 vezes logo após à coleta sanguínea. A figura 12 exemplifica um modelo de tubos com heparina.



**Figura 12.** Tubos com heparina.

Fonte: Google imagens

#### 4.1.7.4 Tubos com EDTA

Os anticoagulantes presentes nos tubos são o EDTA K2 (líquido ou pó) ou o EDTA K3 (líquido) na concentração de 2 mg/mL de sangue que não interferem no volume globular ou na forma das células sanguíneas. Utilizados em hematologia com aplicação em diversos analisadores hematológicos. Protegem naturalmente as células sanguíneas, principalmente as plaquetas. Impedem a agregação plaquetária. Protegem o volume e a forma da célula sanguínea por tempo prolongado. Recomenda-se inverter gentilmente os tubos de 5 a 8 vezes, logo após à coleta sanguínea. A figura 13 exemplifica um modelo de tubos com EDTA.



**Figura 13.** Tubos com EDTA.

Fonte: Google imagens

#### 4.1.7.5 Tubos com citrato de sódio

O anticoagulante presente neste tubo é uma solução tampão estável de citrato de sódio a 3,2% (0,109 mol/L) adicionada em volume que mantém a relação de 1:9 entre o aditivo e o sangue, sendo utilizado para teste dos mecanismos de coagulação sanguínea. O tratamento da superfície interna do tubo evita a ativação de plaquetas e estabelece condições ideais para os testes de PT (tempo de protrombina) e TTPA (tempo de tromboplastina parcial ativado). Recomenda-se inverter gentilmente os tubos 3 a 5 vezes logo após a coleta sanguínea. A figura 14 exemplifica um modelo de tubos com citrato de sódio.



**Figura 14.** Tubos com citrato de sódio.

Fonte: Google imagens

#### 4.1.7.6 Microtubos

São tubos destinados a coleta de pequenos volumes em pediatria e neonatologia. A coleta de amostras por tempo superior a 2 minutos pode resultar em amostras de baixa qualidade e alta incidência de microcoagulação nos microtubos. As amostras coletadas em microtubos de EDTA para hematologia devem ser utilizadas em até 4 h. Se houver quantidade insuficiente de amostra, causará uma relação incorreta entre o sangue e o aditivo contido no microtubo e conseqüentemente um resultado errôneo. Não deve-se agitar o microtubo para misturar a amostra e o aditivo. A figura 15 exemplifica um modelo de microtubos.



**Figura 15.** Microtubos.

Fonte: Google imagens

#### 4.1.7.7 Frascos para coleta de hemoculturas

Esses frascos contêm meio líquido e outros suplementos específicos para isolamento de microrganismo conforme os tipos de frascos: frasco aeróbio - utilizado na detecção de bactérias aeróbias e leveduras; ou frasco anaeróbio: utilizado na detecção de bactérias anaeróbia. A detecção ótima dos microrganismos será obtida adicionando as quantidades máximas de sangue por frasco, sendo 10 mL para adultos e 1 mL para recém-nascidos e crianças. A utilização de volumes inferiores pode afetar de forma adversa os períodos de tempo de isolamento e/ou detecção. A figura 16 exemplifica um modelo de frascos para hemocultura.



**Figura 16.** Frascos para coleta de hemocultura.

Fonte: Google imagens

#### 4.1.7.8 Seringas para gasometria

Essas seringas específicas são utilizadas para análise de gases sanguíneos. A *Clinical and Laboratory Standards Institute* (CLSI), recomenda a utilização de seringas de plástico, heparina balanceada, liofilizada, onde minimiza diluição e quelação de íons, sendo proporcional volume de sangue/ anticoagulante, com preenchimento natural, por volume pré- determinado e/ou por aspiração, evitando a formação de microcoágulos. Concentração do anticoagulante segue as recomendações do IFCC (*International Federation of Clinical Chemistry and Laboratory Medicine*) o qual preconiza a concentração de 50 UI de heparina lítica balanceada com cálcio por mL de sangue total. A figura 17 exemplifica um modelo de seringa para gasometria.



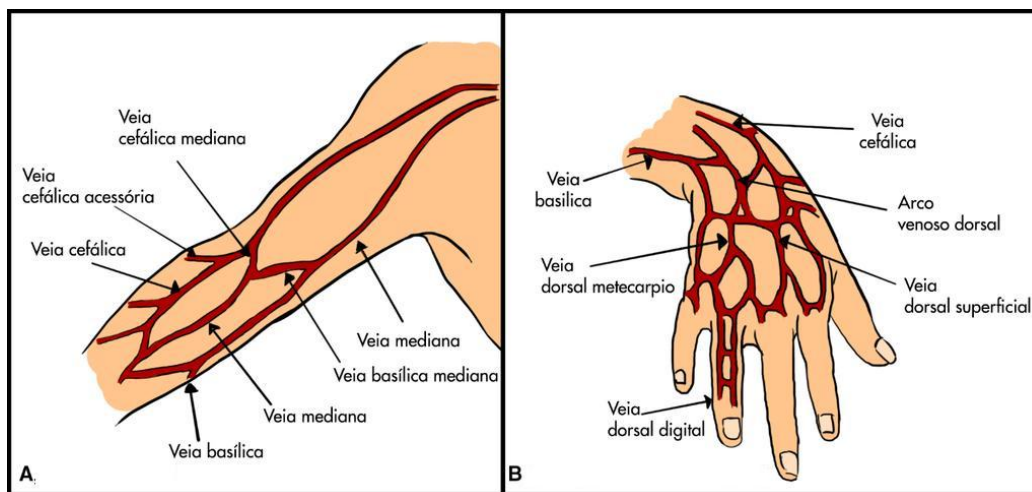
**Figura 17.** Seringa para gasometria.

Fonte: Google imagens

#### 4.2 LOCAIS DE ESCOLHA PARA A VENOPUNÇÃO

O braço deve ficar estendido de modo a formar uma linha reta entre o ombro e o punho. Todavia, a hiperextensão deve ser evitada, e uma leve flexão do cotovelo será favorável a uma boa punção venosa. O local mais indicado para a punção é a fossa antecubital onde os vasos são mais superficiais e apresentam calibre adequado. Quando este sítio não for acessível, é aceitável que se utilize as veias localizadas nas costas das mãos. A fossa antecubital apresenta dois formatos anatômicos mais comuns: o formato em H ou formato em M. O formato em H apresenta de modo mais proeminente as veias cefálica, mediana cubital e basílica. O formato em M exhibe as veias cefálica, cefálica mediana, basílica mediana e basílica (Figura 18).





**Figura 18.** Veias de acesso para a venopunção na fossa antecubital (A) e dorso da mão (B).

Fonte: Sociedade Brasileira de Patologia Clínica, 2014.

Na impossibilidade da coleta nas veias no membro superior, o (a) coletador (a) deve selecionar no dorso da mão no arco venoso dorsal, por ser mais calibroso. O número de punções no mesmo sítio deve limitar-se ao necessário, nos casos em que o paciente necessite de coletas repetidas deve usar o escalpe.

Não se deve realizar punção venosa em membros que estejam sendo utilizados para terapias intravenosas, que possuem áreas extensas cicatriciais de queimadura, hematomas, fístulas intravenosas ou no mesmo lado da região onde ocorreu mastectomia.

#### 4.3 ANTISSEPSIA DO LOCAL DA PUNÇÃO

O (a) coletador (a) deve usar algodão com solução de álcool etílico ou isopropílico 70% e limpar o local com um movimento circular do centro para a periferia conforme figura 19. Após esse procedimento deve-se aguardar a secagem da área por 30 segundos, para evitar hemólise da amostra e a sensação de ardência quando o braço do paciente for puncionado. Não é permitido assoprar, abanar e tocar novamente na região após a antissepsia, caso seja necessário tocar a região da punção, realizar nova antissepsia.

Para coleta de hemocultura a região deve ser higienizada por cerca de 30 segundos abrangendo uma área maior do que em coletas normais. Realizar também a Limpeza da tampa do vidro de cultura com solução antisséptica, assegurando-se de que a tampa esteja seca antes de introduzir a agulha para transferir o material.



**Figura 19.** Movimentação circular a ser realizada durante a antissepsia.


Fonte: Sociedade Brasileira de Patologia Clínica, 2014.

#### 4.4 SEQUÊNCIA DE COLETA DOS TUBOS/FRASCOS

A ordem dos tubos na coleta deve ter o propósito de evitar possível erro no resultado do exame devido à contaminação cruzada entre os ativadores. Este procedimento deve ser seguido, tanto para coleta a vácuo, como para coleta com seringas. Salienta-se a necessidade de homogeneização dos tubos logo após a coleta, para evitar formação de coágulos ou outras situações que inviabilizem o uso das amostras. A tabela 08 demonstra a sequência correta de utilização dos tubos, bem como o aditivo presente nos mesmos, a necessidade de homogeneização por inversão e a sua aplicação.

**Tabela 08** - Sequência de coleta dos tubos/frascos

TAMPA	ADITIVO	INVERSÕES	APLICAÇÕES
	Frascos de Hemocultura	2 vezes	Microbiologia
	Citrato de sódio	3 a 4 vezes	Hemostasia / Coagulação
	Ativador de coágulo	5 a 8 vezes	Sorologia / Imunologia
	Ativador de coágulo + Gel separador	5 a 8 vezes	Bioquímica / Drogas terapêuticas / Imunologia / Sorologia
	Heparina lítica ou sódica	8 a 10 vezes	Bioquímica
	EDTA	8 a 10 vezes	Hemoglobina Glicada / Hematologia

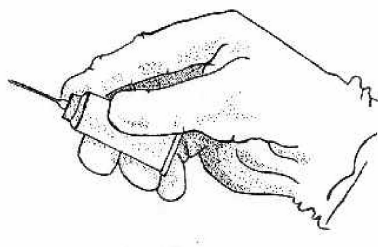
	Fluoreto de sódio	8 a 10 vezes	Bioquímica
---	-------------------	--------------	------------

#### 4.5 PROCEDIMENTO DE COLETA DE SANGUE

A coleta de sangue a vácuo é a técnica mais recomendada e mais utilizada pelos laboratórios clínicos devido a sua segurança e conforto tanto para obtenção de volume correto quanto para pacientes e profissional coletador. Pacientes com acessos venosos difíceis, como crianças, pacientes em terapia medicamentosa, quimioterápicos etc., também são beneficiados, pois existem produtos que facilitam essas coletas (escalpes para coleta múltipla de sangue a vácuo em diversos calibres de agulha e tubos para coleta de sangue a vácuo com menores volumes de aspiração).

##### 4.5.1 Procedimento com sistema a vácuo

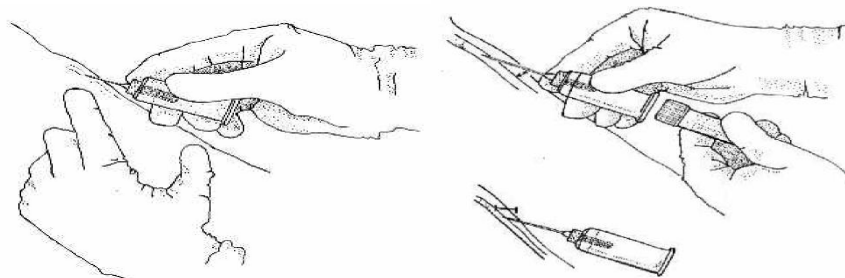
- Conferir a identificação do paciente;
- Conferir o material a ser usado no paciente;
- Informar ao paciente sobre o procedimento;
- Higienizar as mãos em lavatório com água e sabão ou por meio de fricção com soluções alcólicas a 70% (álcool etílico líquido ou gel), pois possuem maior eficácia germicida in vitro; posteriormente, calçar luvas de procedimento;
- Posicionar corretamente o braço do paciente, inclinando-o para baixo, na altura do ombro;
- Se o torniquete for usado para seleção preliminar da veia, pedir para que o paciente abra e feche a mão. Afrouxar o torniquete e esperar cerca de 2 minutos para usá-lo novamente;
- Fazer a antissepsia do local da punção com álcool isopropílico 70% (em gaze ou algodão), em movimento circular do centro para a periferia. Pode-se também usar álcool etílico em gel 70%;
- Garrotear o braço do paciente por no máximo 1 minuto (idealmente até 30 segundos). Isso evita hemoconcentração e falsos resultados nos parâmetros hematológicos;
- Retirar embalagens, rosquear a agulha no adaptador (coleta a vácuo) ou acoplar seringa/agulha (Figura 20);



**Figura 20.** Agulha para coleta rosqueada no adaptador

Fonte: Sociedade Brasileira de Patologia Clínica, 2014.

- Fazer a punção (agulha com ângulo de 30°) com o bisel voltado para cima (Figura 21). Se necessário, para melhor visualizar a veia, esticar a pele com a outra mão, sem tocar o local onde foi feita a antissepsia;



**Figura 21.** Punção venosa

Fonte: Sociedade Brasileira de Patologia Clínica, 2014.

- Caso haja outros exames além do hemograma, inserir tubo a tubo na sequência recomendada no tópico 4.3. Caso a coleta seja feita com agulha/seringa, aspirar lentamente o sangue para o interior da seringa e seguir o preenchimento dos tubos, conforme a sequência indicada;
- Retirar o garrote do braço do paciente;
- Transferir o sangue tubo a tubo na sequência recomendada (sistema seringa/ agulha);
- Para auxiliar a oclusão do local da venopunção, usar curativos ou adesivos hipoalergênicos, solicitar ao paciente, acompanhante ou profissional que o acompanha, para manter o local pressionado por aproximadamente 3 minutos e não colocar peso no braço onde foi realizada a punção;

Os tubos devidamente identificados (ideal que se faça na frente do paciente) devem ser enviados acondicionados de forma correta e transportados do laboratório, sempre que possível no menor tempo. Os tubos contendo aditivos devem ser homogeneizados imediatamente após a coleta, invertendo gentilmente por 5 a 10 vezes assegurando-se de realizar movimentos suaves para evitar a hemólise. A agulha deve ser descartada em recipiente próprio para materiais perfurocortantes, nunca podendo ser reencapada.

#### 4.5.2 Procedimento com escalpe

- Abrir a embalagem e retirar o escalpe;
- Remover o protetor e montar a seringa;
- Após selecionar a veia, prender o braço com o torniquete e fazer antissepsia, o (a) coletador (a) deve retirar o protetor da agulha e puncionar a veia segurando as asas do escalpe;
- Remover o torniquete assim que o sangue surgir na extensão do escalpe;
- Aspirar ao sangue com suavidade para evitar que o vácuo excessivo colapse a veia, impedindo o fluxo sanguíneo;
- Quando o tubo ou a seringa estiver preenchida, remover o escalpe segurando cada asa ou as duas asas do escalpe e retirar a agulha gentilmente do braço do cliente;
- Não deve comprimir o local da punção enquanto a agulha estiver introduzida na pele;
- Com um chumaço de algodão deve-se exercer pressão sobre o local da punção, sem dobrar o braço, até parar de sangrar;

- Para auxiliar a oclusão do local da venopunção, usar curativos ou adesivos hipoalergênicos, solicitar ao paciente, acompanhante ou profissional que o acompanha, para manter o local pressionado por aproximadamente 3 minutos e não colocar peso no braço onde foi realizada a punção;

Recomendar ao cliente para não dobrar o braço, não realizar esforço ou colocar peso no braço onde foi realizada a punção e não massagear o local puncionado. Seguir com a separação do escalpe do adaptador ou da seringa com cuidado. Se for utilizar seringas, ter o cuidado de transferir o sangue para os tubos deixando escorrer delicadamente a amostra pela parede do mesmo. Após a coleta, o material descartável deve ser expurgado em coletores apropriados e com os devidos cuidados.

#### 4.5.3 Coleta pediátrica/neonatal

A coleta de sangue venoso de crianças menores de um ano pode ser muito difícil e potencialmente perigosa. A coleta de grande quantidade de material, principalmente em recém-nascidos ou prematuros pode resultar em anemia e a punção de veias profundas em crianças pode causar: parada cardíaca, hemorragia, trombose venosa, espasmo arterial e gangrena de extremidade, infecção etc.

Recomenda-se que a coleta venosa de pacientes pediátricos/neonatais deve obedecer as mesmas recomendações observadas para pacientes adultos, utilizando-se seringas e/ou escalpes que proporcionem facilidade ao flebotomista e conforto ao paciente. A orientação deve ser dada diretamente ao acompanhante, sendo não aconselhável este participar da coleta, pois o mesmo deve estar envolvido psicologicamente com a criança. As coletas em bebês e recém-nascidos devem ser acompanhadas por outro profissional para garantir que ocorra sem dificuldades.

Se for escolhida a técnica de coleta por ordenha manual, gota a gota, é necessário puncionar com a agulha e dar continuidade com movimentos de ordenha na mão da criança, de maneira cuidadosa. Nesse caso atentar-se para a contínua homogeneização do tubo, durante e após a coleta, além de evitar demora no processo, assim como na passagem de gotas de sangue para o tubo. Os volumes devem ser pactuados com o laboratório de análises clínicas.

#### 4.5.4 Considerações sobre coleta de sangue arterial

Denomina-se sangue arterial o sangue oxigenado pelos pulmões, bombeado do coração para todos os órgãos e tecidos. A composição do sangue arterial é essencialmente uniforme em todo o corpo e difere do sangue venoso pela concentração de oxigênio, pH e concentração de CO<sub>2</sub>. O volume recomendado de sangue arterial a ser retirado é variável, contudo quanto maior o volume de sangue coletado, menor será o efeito da diluição da heparina. Recomenda-se que a solicitação do médico explicita a análise requerida, sangue arterial e quando o paciente estiver em ventilação assistida, sejam fornecidos dados essenciais dessa condição. Os valores dos gases irão temporariamente se alterar devido à hiperventilação ocasionada pela ansiedade, sendo assim é necessário aguardar alguns minutos para se obter a condição estável.

Os principais critérios para seleção do local da punção arterial são: circulação colateral e acessibilidade e tamanho da artéria. Não é recomendado colher em locais irritados, edematosos e próximos a fístula e feridas. As artérias usadas com maior frequência são: artéria radial e braquial, não sendo possível, solicitar ao

profissional médico que realize a punção da artéria femoral. O ângulo da agulha para punção da artéria radial e pediosa é de 30° a 45° para artéria braquial o ângulo é de 60° e para femoral 90°, conforme exemplificado na figura 22. Indica-se alternar o local da punção após duas tentativas fracassadas.



**Figura 22.** Técnica de coleta arterial.

Fonte: Google imagens

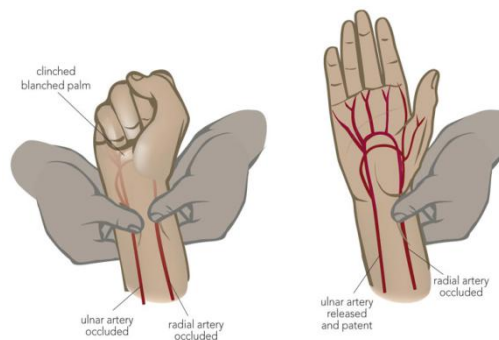
#### 4.5.4.1 Coleta de gasometria

A coleta de sangue para análise dos gases sanguíneos requer cuidados na escolha do material adequado a ser utilizado na coleta, na conservação da amostra e no transporte imediato ao laboratório. A análise dos gases no sangue arterial é fundamental no tratamento de pacientes críticos, sendo em geral necessária quando a amostra venosa não permite a medição de todos os parâmetros requeridos pelo médico solicitante.

As condições de coleta devem ser verificadas e documentadas, tendo atenção especial com pacientes em terapia com anticoagulantes; com o estado do paciente em relação à temperatura, ao padrão de respiração e a concentração de oxigênio inalado. Ressalta-se que para garantir uma maior confiabilidade na análise da amostra, o paciente deve estar numa condição ventilatória estável por aproximadamente 20 a 30 minutos antes da coleta, quando em respiração espontânea. Os outros pacientes (por exemplo, em ventilação mecânica, em uso de máscara de oxigênio etc.) necessitam de 30 minutos ou mais para alcançar o equilíbrio após alteração nos padrões ventilatórios.

Os padrões de coleta a serem seguidos devem ser os mesmos para a punção venosa. Após a obtenção da amostra, despreza-se a agulha, esgotando-se o ar residual, veda-se à ponta da seringa com o dispositivo ocluser e homogeneiza-se suavemente, rolando-a entre as mãos. O material necessita ser encaminhado imediatamente ao laboratório, o ideal é que não exceda o prazo de 15 minutos.

O teste de Allen (figura 23) é indicado para verificar a permeabilidade da artéria ulnar e poderá ser um impeditivo para a coleta por punção arterial. O teste inicia-se com a realização de uma pressão no pulso radial e ulnar com os dedos, bloqueando o fluxo arterial. Logo após, orienta-se o paciente a abrir e fechar a mão até que a mesma fica pálida. Após liberar a pressão, observa-se o retorno da perfusão dentro de segundos, isso indica que o fluxo colateral está preservado (teste Allen Positivo). Se não houver perfusão da artéria ulnar, a artéria radial não poderá ser acessada, portanto a punção contraindicada. Outro motivo para contraindicação de punção arterial é o paciente apresentar trombocitopenia intensa (contagem de plaquetas < 20.000/mm<sup>3</sup>).



**Figura 23.** Teste de Allen.

Fonte: Google imagens


#### 4.5.5 Considerações sobre coleta de hemocultura

O laboratório clínico tem papel importante no diagnóstico e manejo de Infecções da Corrente Sanguínea (ICS), uma vez que a obtenção de uma hemocultura positiva para microrganismos patogênicos pode ser um indicativo de infecção e além de identificar o agente causador, auxilia na orientação da terapia antimicrobiana. A indicação para coleta de hemoculturas é que a punção deve ser realizada antes do início da antibioticoterapia, porém se o paciente já estiver em tratamento com antibióticos, o ideal é que a coleta seja realizada imediatamente antes da próxima administração (ARAUJO, 2012).

É definido em literatura que cada coleta de hemocultura corresponde a uma punção, sendo que esta equivale a dois frascos para adultos, de 5 a 10 mL cada, e um frasco para pacientes neonatais e pediátricos, com volume de até 1mL; recomendando-se coletar no mínimo duas amostras, até quatro, para detecção de episódios infecciosos. Salienta-se que vários frascos contendo sangue de uma mesma punção são considerados uma única amostra para cultura de sangue. A coleta das amostras em sítios diferentes podem ter intervalos que variam em até 02 horas. Para a coleta de hemoculturas deve-se evitar a obtenção de amostras a partir de cateteres, sendo que apenas nos casos de suspeita de infecção relacionada ao cateter de longa permanência é recomendado, sempre acompanhadas por duas outras amostras de via periférica (ARAUJO, 2012).

Para a realização da técnica de coleta de amostras para hemocultura a antisepsia da pele é um ponto crítico do processo, podendo determinar a probabilidade de obter-se um resultado positivo devido a infecção em si ou contaminação. Os passos para coleta venosa também aplicam-se a este procedimento, acrescentando os seguintes cuidados:

- Não identificar sobre a etiqueta de código de barras da própria garrafa automatizada;
- Não é recomendada a troca de agulhas entre a coleta e a distribuição do sangue nos frascos;
- Em casos de coleta em cateter de longa permanência, recomenda-se realizar a desinfecção da conexão com álcool isopropílico 70% por 5 a 15 segundos e aguardar secagem;
- Não refrigerar amostras para hemocultura;

	<b>TIPO DE DOCUMENTO: MANUAL</b>	<b>CÓD. DO DOCUMENTO: MAN.LAB.001</b>
	<b>MANUAL DE EXAMES LABORATORIAIS</b>	<b>VERSÃO: 00</b>
		<b>REVISÃO: -</b>
		<b>PÁGINA 32 DE 39</b>

- Não assoprar, abanar ou tocar novamente o local da punção após antissepsia, se ocorrer, deve-se repetir o procedimento.

## 5 PROCEDIMENTOS PARA COLETA DE AMOSTRAS DE URINA

O exame de urina inclui, além do exame físico, as análises químicas e microscópicas. O desenvolvimento de técnicas analíticas mais práticas e eficientes permitiu que o exame de urina de rotina se mantivesse como um dos testes mais frequentemente solicitados, seja para pacientes com diferentes queixas clínicas, seja para indivíduos saudáveis que se submetem a avaliação periódica. Por essa razão, o exame de urina de rotina deve ser entendido como um teste de triagem, capaz de fornecer informações úteis que possibilitam o diagnóstico de eventuais problemas nos rins e nas vias urinárias, como processos irritativos, inflamatórios ou infecciosos, além de alguns distúrbios metabólicos, como diabetes melito e insípido, e distúrbios do equilíbrio ácido básico.

Não há necessidade de nenhum preparo especial do paciente para a coleta de urina para exame de rotina, mas deve-se ter em mente que algumas características da urina se modificam ao longo do dia, dependendo do tempo de jejum, da composição da dieta, da atividade física e do uso de determinados medicamentos. Algumas dessas modificações podem ter significado e devem ser consideradas quando da interpretação dos resultados. De forma ideal, a urina deve ser coletada, no mínimo, duas horas após a última micção, sem que o indivíduo tenha realizado atividade física intensa nas seis horas precedentes; esta recomendação engloba tanto exames de rotina como culturas de urina.


Para que o exame de urina possa fornecer resultados representativos, é importante que a amostra seja coletada seguindo um protocolo bem estabelecido, que deve ser claramente explicado ao paciente e controlado pelo profissional assistencial orientado pelo laboratório. Os tipos de amostras mais frequentemente utilizados para o exame de urina de rotina são: amostra aleatória, primeira urina da manhã e segunda urina da manhã.

A amostra aleatória é a mais comumente utilizada pela facilidade de coleta e comodidade para o paciente. Pode ser coletada a qualquer momento, mas o horário da micção deve ser informado ao laboratório por registro na etiqueta do frasco, essa amostra é útil para detectar anormalidades evidentes. Entretanto, resultados anormais decorrentes da ingestão de alimentos ou da atividade física antes da coleta podem ser observados, sendo necessária a coleta de nova amostra de urina em condições mais controladas.

A primeira amostra da manhã é a amostra ideal para o exame de urina de rotina, por ser mais concentrada, garantindo, assim, a detecção de substâncias químicas e elementos formados que podem não ser observados em uma amostra aleatória mais diluída. O paciente deve ser instruído a coletar a amostra imediatamente após se levantar. A segunda amostra da manhã deve ser coletada com o paciente permanecendo em jejum após ter desprezado a primeira micção. Essa coleta minimiza eventuais interferências dos metabólitos provenientes de alimentos ingeridos na noite anterior. O volume ideal para análise de urina é de 10 mL, sendo que em casos especiais o laboratório deve ser sempre comunicado.

Na coleta de urina para exame de rotina, é desejável que seja feita assepsia da região urogenital. Para tanto, os pacientes devem ser orientados a lavar as mãos antes de iniciar a coleta e a estarem munidos de material



	<b>TIPO DE DOCUMENTO: MANUAL</b>	<b>CÓD. DO DOCUMENTO: MAN.LAB.001</b>
	<b>MANUAL DE EXAMES LABORATORIAIS</b>	
	VERSÃO: 00	
	REVISÃO: -	
PÁGINA 33 DE 39		

de higiene adequado, um recipiente identificado com o nome e a data da coleta e instruções para a higienização e coleta da urina. Ao receber a amostra, o profissional assistencial ou do laboratório deve se certificar de que o paciente seguiu todos os procedimentos de higienização e de coleta prescritos e de que o frasco está corretamente identificado e fechado. Os pacientes ambulatoriais realizam a coleta de urina em domicílio e a encaminham para o laboratório, sendo nesse caso orientado a forma correta de coleta, assim como o prazo máximo de entrega de 02 horas após a obtenção da amostra.

Para pacientes do sexo masculino, devem ser fornecidas as seguintes orientações:

- Identificar o frasco de coleta que deve ser fornecido pelo laboratório, colocando o nome do paciente, data e horário de coleta.
- Lavar as mãos com água e sabão.
- Retrair o prepúcio para expor o meato uretral.
- Lavar a glândula com água e sabão, começando pelo meato uretral.
- Enxugar, utilizando gaze ou toalha, a partir do meato uretral.
- Com uma das mãos, manter o prepúcio retraído.
- Com a outra mão, segurar o frasco de coleta de urina já destampado.
- Iniciar a micção, desprezando o primeiro jato de urina no vaso sanitário.
- Coletar urina do jato médio até cerca de 1/3 ou metade da capacidade do frasco.
- Desprezar o restante de urina no vaso sanitário. Fechar o frasco de coleta.
- Encaminhar o frasco para o laboratório no prazo máximo de duas horas, mantendo-o em local fresco e ao abrigo da luz.

Para pacientes do sexo feminino, as orientações são as seguintes:

- Identificar o frasco de coleta que deve ser fornecido pelo laboratório, colocando o nome da paciente, data e horário de coleta.
- Lavar as mãos com água e sabão.
- Fazer higiene da região genital com água e sabão, sempre no sentido de frente para trás. É importante que os resíduos de pomadas, pós e cremes vaginais, eventualmente utilizados, sejam totalmente removidos.
- Enxugar toda a região genital com gaze ou toalha, sempre no sentido de frente para trás.
- Separar os grandes lábios, limpar o meato urinário e a região ao redor da uretra.
- Com uma das mãos, manter os grandes lábios separados.
- Com a outra mão, segurar o frasco de coleta já destampado.
- Iniciar a micção, desprezando o primeiro jato de urina no vaso sanitário.
- Coletar urina do jato médio até, mais ou menos, 1/3 ou metade da capacidade do frasco.
- Desprezar o restante de urina no vaso sanitário. Fechar o frasco de coleta.
- Encaminhar o frasco para o laboratório no prazo máximo de duas horas, mantendo-o em local fresco e ao abrigo da luz. Na medida do possível, deve-se evitar a coleta de urina durante o período menstrual. Se não for possível, avaliar a conveniência da utilização de um tampão vaginal. Para a coleta de urina de pacientes que não têm controle da micção, pode ser utilizado o procedimento com saco coletor.

## 5.1 COLETA DE URINA EM CASOS ESPECIAIS

A coleta de amostras de urinas de pacientes que não possuem controle esfinteriano, sejam crianças ou idosos, é realizada em sacos plásticos transparentes, macios e com adesivo hipoalergênico para fixá-los a área genital, devendo ser monitorados a cada 30 minutos e trocados, caso a amostra seja para cultura de urina.

A coleta de urina de paciente com sonda vesical de demora exige alguns cuidados específicos. Antes de se coletar a urina, a sonda deve ser mantida fechada por um período entre 1 e 2 horas. Deve ser feita assepsia no dispositivo da sonda com álcool a 70% e devem ser coletados de 30 a 60 mL de urina, com uso de agulha e seringa estéreis. Não deve ser utilizada a urina contida na bolsa coletora.

## 5.2 COLETA DE EXAMES DE URINA 24 HORAS

Na maioria das vezes, não há necessidade de um preparo especial para o paciente colher urina de 24 horas, porém é importante que a coleta seja feita dentro das condições mais habituais possíveis, especialmente em relação à dieta e à atividade física.

Para a coleta de amostra de urina cronometrada, é recomendável começar e terminar o período de coleta com a bexiga vazia, uma vez que a quantidade de uma substância eliminada na urina será calculada a partir do volume urinário produzido durante esse tempo determinado. A presença de urina formada antes do início do período da coleta, assim como a não inclusão de urina produzida no final do período de coleta, produzirá resultados inexatos. Para minimizar a ocorrência desse tipo de erro, o laboratório deve fornecer ao paciente instruções escritas, além de explicar detalhadamente o procedimento de coleta. É importante que o laboratório informe sobre a eventual utilização de algum conservante, sua natureza e cuidados necessários. Cabe ao laboratório, também, a responsabilidade em fornecer os frascos de coleta adequados.

Grande parte dos desvios observados nos resultados dos testes quantitativos em amostras de urina de 24 horas é causada por problemas relacionados à coleta e/ou à preservação da amostra, ou seja, da fase pré-analítica. Dentre esses problemas, destacam-se a perda de volume de urina, a marcação incorreta do tempo de coleta e a preservação inadequada da amostra, como exposição à luz intensa ou à temperatura elevada, a adição incorreta, insuficiente ou mesmo excessiva de conservantes.

### 5.2.1 Instruções para a coleta

- Primeiro dia: De preferência, às 7 horas da manhã, urine, procurando esvaziar ao máximo a bexiga; despreze todo volume dessa amostra e inicie a coleta de todo o volume de todas as urinas das próximas 24 horas;
- Segundo dia: também, exatamente às 7 horas da manhã, ou seja, na mesma hora do dia anterior em que começou a coleta, urine, esforçando-se para esvaziar totalmente a bexiga. Acrescente todo o volume desta micção à urina coletada anteriormente
- Durante todo o período de coleta, manter dieta e atividades habituais;
- Caso faça uso regular de alguma medicação, manter o esquema, não interrompendo ou alterando o uso de nenhum medicamento sem supervisão médica. Se for necessário o uso excepcional de algum medicamento durante o período de coleta de urina, informe ao laboratório;

- Durante a coleta, manter o frasco com as amostras já coletadas em local seguro, refrigerado e protegido da luz;
- Encaminhe todo o volume de urina coletado ao laboratório imediatamente após o período de coleta, com a relação dos medicamentos utilizados, se for o caso.

### 5.2.2 Conservantes para urina de 24 horas


Dependendo dos exames a serem realizados, pode haver a necessidade serem utilizadas substâncias específicas para preservar as amostras de urina. Para que os conservantes atuem eficientemente, é importante que sejam adicionados aos frascos antes de se iniciar a coleta de urina, agindo, desta forma, durante todo o período de coleta e estabilizando o pH, de modo a prevenir à cristalização e a aderência de substâncias e minimizar o crescimento bacteriano. Se o volume urinário for muito baixo, deve-se considerar a diluição provocada pela adição do conservante. A tabela 09 mostra os conservantes e as condições de coleta de urina de 24 horas para dosagens bioquímicas de algumas substâncias de interesse prático.

**Tabela 09** - Principais exames bioquímicos em urina de 24 horas e seus respectivos conservantes e métodos de conservação

Substância a ser dosada	Refrigeração	Conservante
Ácido úrico	Não	Carbonato de sódio
Aldosterona	Sim	Ácido bórico
AMP cíclico	Não	Ácido clorídrico
Cálcio	Não	Ácido clorídrico
Chumbo	Sim	Ácido acético
Cistina	Não	Ácido clorídrico
Citrato	Não	Ácido clorídrico
Cloro	Sim	Ácido bórico ou nenhum
Creatinina	Não	Nenhum
Estrógenos	Sim	Ácido bórico
Fósforo	Não	Ácido clorídrico
Magnésio	Não	Ácido clorídrico
Metanefrinas	Não	Ácido acético
Oxalato	Não	Ácido clorídrico
Potássio	Sim	Nenhum
Sódio	Sim	Nenhum

## 6 COLETA DE OUTRAS AMOSTRAS BIOLÓGICAS NÃO SANGUÍNEAS


O laboratório clínico possui parceria com laboratórios de apoio que realizam exames especializados para microbiologia e citologia. Para estes exames são disponibilizados manuais de coleta específicos e atualizados para a realização correta dos procedimentos, incluindo acondicionamento e transporte. Dessa forma, o laboratório responsabiliza-se por repassar todos os materiais e informações específicas.

	<b>TIPO DE DOCUMENTO: MANUAL</b>	<b>CÓD. DO DOCUMENTO: MAN.LAB.001</b>
	<b>MANUAL DE EXAMES LABORATORIAIS</b>	<b>VERSÃO: 00</b>
		<b>REVISÃO: -</b>
		<b>PÁGINA 36 DE 39</b>

## 7 LAUDOS LABORATORIAIS

Os pontos críticos para possíveis erros pós analíticos são dependentes do *layout* e da elaboração de processos que assegurem a transcrição correta e oportuna dos resultados os exames laboratoriais para o prontuário do paciente e o profissional assistencial, contendo toda a identificação segura do paciente, além da faixa de referência correta para interpretação apropriada dos resultados. Dessa forma, deve-se haver a minimização da ocorrência de laudos escritos, pois estes são sujeitos a erros com maior frequência, utilizados pontualmente apenas em situações contingenciais e protocolos que necessitem maior urgência. A utilização do sistema laboratorial vinculado ao sistema informatizado hospitalar para a entrega de exames elimina alguns erros, porém necessita-se de cuidados para que não entregues resultados para o paciente errado.

Segundo a RDC/ANVISA Nº 302/2005, há a necessidade de armazenamento de laudos laboratoriais, e documentos que contenham informações do paciente, pelo laboratório clínico por 5 anos. Este armazenamento é garantido através de *back-ups* periódicos no sistema laboratorial, permanecendo o laudo eletrônico; além de cláusulas contratuais com os laboratórios de apoio, onde é exigida a disponibilização dos laudos, pelo tempo mencionado, mesmo após o encerramento do contrato. Após o tempo transcorrido os documentos eletrônicos devem ser totalmente apagados e os físicos eliminados de forma com que não haja identificação dos dados do paciente, de preferência por picotamento.

	<b>TIPO DE DOCUMENTO: MANUAL</b>	<b>CÓD. DO DOCUMENTO: MAN.LAB.001</b>
	<b>MANUAL DE EXAMES LABORATORIAIS</b>	
	VERSÃO: 00	
	REVISÃO: -	
PÁGINA 37 DE 39		

## 8 REFERÊNCIAS CONSULTADAS

ARAÚJO, M. R. E. Hemocultura: recomendações de coleta, processamento e interpretação dos resultados. **J Infect Control** 2012; 1 (1): 08-19. Disponível em: <http://jic-abih.com.br/index.php/jic/article/viewFile/12/11>. Acesso em 23/11/2020.

ARAÚJO, R. M. L.; ARAGÃO, D. P. Orientação ao paciente antes da realização de exames laboratoriais. **RBAC**. 2019;51(2):98-102. Disponível em: <http://www.rbac.org.br/wp-content/uploads/2019/10/RBAC-vol-51-2-2019-ref-759.pdf>. Acesso em: 03/08/2020.

BECKER, M. G; TONIOLO, R. M. M.; SELOW, M. L. C. A importância do controle de qualidade em laboratórios clínicos. **Revista Dom Acadêmico**, Curitiba, v.1, n.1, p.183-268, jul/dez. 2016. Disponível em: <https://pdfs.semanticscholar.org/fcaf/6779769177c5eb0922bc3f0dbce3dbd51e6b.pdf> Acesso em 03/08/2020.

BEZERRA, L. A. e MALTA, D. J. N. Interferências medicamentosas em exames laboratoriais. **Ciências biológicas e da saúde** | Recife | v. 2 | n. 3 | p. 41-48 | Jul 2016 |. Disponível em: <https://periodicos.set.edu.br/index.php/facipesaude/article/view/3111/2079> Acesso em 04/08/2020.


BRASIL. MINISTÉRIO DA SAÚDE. ANVISA. **Cartaz: Como fazer higiene das mãos com preparação alcoólica e com sabonete líquido e água**. Brasília. 2020.

BRASIL. MINISTÉRIO DA SAÚDE. ANVISA. **Manual de Referência Técnica para a Higiene das Mãos**. Brasília. 2009.

BRASIL. Ministério da Saúde. **Resolução RDC nº302/2005, de 13 de Outubro de 2005** – Diário Oficial da União de 14 de outubro de 2005.

CHIELLE EO, MAZIERO JS. Efeito do exercício físico intenso nas concentrações sérica, salivar e urinária de marcadores de lesão musculoesquelética. **Evidência**, Joaçaba v. 18, n. 1, p. 41-57, jun. 2018 <file:///D:/Users/luis.gbcj/Downloads/Dialnet-EfeitoDoExercicioFisicoIntensoNasConcentracoesSeri-6911010.pdf> 04/08/2020

Clinical and Laboratory Standards Institute (CLSI/ NCCLS). Blood Gas and pH Analysis and Related Measurements; Approved Guideline-Second Edition. CLSI/NCCLS document C46-A2 Vol.29 N°8 (Replaces C46-A Vol.21 N°14). **Wayne**, PA USA:NCCLS, 2009.

	TIPO DE DOCUMENTO: MANUAL	CÓD. DO DOCUMENTO: MAN.LAB.001
	<b>MANUAL DE EXAMES LABORATORIAIS</b>	VERSÃO: 00
		REVISÃO: -
		PÁGINA 38 DE 39

Clinical and Laboratory Standards Institute (CLSI/ NCCLS). **Procedures for the Collection of Diagnostic Blood Specimens by Venipuncture**; Approved Standard - Sixth Edition. CLSI/NCCLS document H3-A6 Vol.27 N°26 (Replaces H3-A5 Vol.23 32). Wayne, PA USA:NCCLS, 2008.

COHEN, J. V. F. B.; ARAÚJO, E. C. O. ERROS DA FASE PRÉ-ANALÍTICA EM ANÁLISES CLÍNICAS. **Saber Científico**, Porto Velho, 6., 1., p. – , mês./mês. 2017. Disponível em: <http://repositorio.saolucas.edu.br:8080/xmlui/bitstream/handle/123456789/2992/%C3%89len%20Cristina%20de%20Oliveira%20Ara%C3%Bajo%20-%20Erros%20da%20fase%20pr%C3%A9-analitica%20em%20an%C3%A1lises%20cl%C3%Adnicas.pdf?sequence=1>. Acesso em 03/08/2020.

CORDOVA, C. M. M. et al. Análise longitudinal da qualidade dos exames laboratoriais em um estudo de base populacional. **J Bras Patol Med Lab**. 2019; 55(4): 348-359. Disponível em: [https://cdn.publisher.gn1.link/jbpmi.org.br/pdf/pt\\_v55n4a01.pdf](https://cdn.publisher.gn1.link/jbpmi.org.br/pdf/pt_v55n4a01.pdf). Acesso em: 03/08/2020.

FALUDI et al. **Atualização da diretriz brasileira de dislipidemias e prevenção da aterosclerose – 2017**. Sociedade Brasileira de Cardiologia. Disponível em: [http://publicacoes.cardiol.br/2014/diretrizes/2017/02\\_DIRETRIZ\\_DE\\_DISLIPIDEMIAS.pdf](http://publicacoes.cardiol.br/2014/diretrizes/2017/02_DIRETRIZ_DE_DISLIPIDEMIAS.pdf). Acesso em 23/11/2020.


MACHADO, Carolina Neis et al. Efeito do exercício nas concentrações séricas de creatina cinase em triatletas de ultradistância. **Rev Bras Med Esporte**, Niterói, v. 16, n. 5, p. 378-381, out. 2010. Disponível em <[http://www.scielo.br/scielo.php?script=sci\\_arttext&pid=S1517-86922010000500012&lng=pt&nrm=iso](http://www.scielo.br/scielo.php?script=sci_arttext&pid=S1517-86922010000500012&lng=pt&nrm=iso)>. acessos em 04 ago. 2020. <http://dx.doi.org/10.1590/S1517-86922010000500012>.

OLIVEIRA, T. A. **Fatores pré-analíticos que requerem nova amostra de exames laboratoriais**. (monografia). Bacharelado em farmácia. FACULDADE DE EDUCAÇÃO E MEIO AMBIENTE. ARIQUEMES-RO. 2019. Disponível em: <http://repositorio.faema.edu.br/bitstream/123456789/2476/1/TCC%20Thayza%20Ara%c3%baixo%20de%20Oliveira.pdf> . Acesso em: 03/08/2020.

PEREIRA, C. C. B.; GOMES, C. L.; BEZERRA, G. G. O.; BEZERRA, M. A. A. Perfil cronobiológico, aptidão física e sonolência diurna excessiva em escolares. *Medicus*, v.2, n.2, p.18 24, 2020. DOI: <http://doi.org/10.6008/CBPC2674-6484.2020.002.0003>. Acesso em: 03/08/2020.

ROSENFELD, L. G. et al.. Valores de referência para exames laboratoriais de hemograma da população adulta brasileira: Pesquisa Nacional de Saúde. **REV BRAS EPIDEMIOL** 2019; 22 (SUPPL 2): E190003.SUPL.2 Disponível em: <https://www.scielosp.org/pdf/rbepid/2019.v22suppl2/E190003.SUPL.2/pt> Acesso em: 04/08/2020

Sociedade Brasileira de Patologia Clínica/Medicina Laboratorial. **Recomendações da Sociedade Brasileira de Patologia Clínica/Medicina Laboratorial (SBPC/ML): coleta e preparo da amostra biológica**. – Barueri, SP: Manole: Minha Editora, 2014.

	<b>TIPO DE DOCUMENTO: MANUAL</b>	<b>CÓD. DO DOCUMENTO: MAN.LAB.001</b>
	<b>MANUAL DE EXAMES LABORATORIAIS</b>	
	VERSÃO: 00	
	REVISÃO: -	
PÁGINA 39 DE 39		

SOUZA, C. L.; OLIVEIRA, M. V.; RAMOS, L. R. Avaliação de variáveis pré-analíticas em exames laboratoriais de pacientes atendidos no Laboratório Central de Vitória da Conquista, Bahia, Brasil. **J Bras Patol Med Lab.** 2020; 56: 1-8. Disponível em: [https://www.scielo.br/pdf/jbpml/v56/pt\\_1676-2444-jbpml-56-e1432020.pdf](https://www.scielo.br/pdf/jbpml/v56/pt_1676-2444-jbpml-56-e1432020.pdf). Acesso: 03/08/2020.

SZWARCWALD, C. L. et al. Valores de referência para exames laboratoriais de colesterol, hemoglobina glicosilada e creatinina da população adulta brasileira. **REV BRAS EPIDEMIOL** 2019; 22 (SUPPL 2): E190002.SUPL.2. Disponível em: <https://www.scielosp.org/pdf/rbepid/2019.v22suppl2/e190002.supl.2/pt> . Acesso em: 04/08/2020.

WILLIAMSON, A; WALLACH, M. **Interpretação de exames laboratoriais**. Tradução Maria de Fátima Azevedo, Patricia Lydie Voeux. – 10. ed. – Rio de Janeiro: Guanabara Koogan, 2016.

HISTÓRICO DAS VERSÕES				
VERSÃO	DESCRIÇÃO DA ALTERAÇÃO	DATA	RESPONSÁVEL / FUNÇÃO	PRÓXIMA REVISÃO
00	Documento inicial	Data da publicação 03/12/2020	Luis Gonzaga Barata Coelho Júnior - Gerente de Laboratório   HRSC.	Data da publicação 03/12/2022
<b>VALIDAÇÃO:</b> Márcia Pinheiro Sales - Gerente de Laboratório PRIMILAB   ISGH				