



FACULDADE DE CIÊNCIAS
DEPARTAMENTO DE CIÊNCIAS BIOLÓGICAS
CURSO DE LICENCIATURA EM BIOLOGIA E SAÚDE

CULMINAÇÃO DE ESTUDOS II

Relatório de estágio

**Frequência e factores relacionados ao descarte de bolsas de sangue e
componentes sanguíneos no Serviço Nacional de Sangue entre Fevereiro e
Maio de 2025**

Autora:

Nércia da Rosa Manhiça

Maputo, Março de 2026



FACULDADE DE CIÊNCIAS
DEPARTAMENTO DE CIÊNCIAS BIOLÓGICAS
CURSO DE LICENCIATURA EM BIOLOGIA E SAÚDE

CULMINAÇÃO DE ESTUDOS II

Relatório de estágio

**Frequência e factores relacionados ao descarte de bolsas de sangue e
componentes sanguíneos no Serviço Nacional de Sangue entre Fevereiro e
Maio de 2025**

Autora:

Nércia da Rosa Manhiça

Relatório do trabalho de Estágio apresentado ao Departamento de Ciências Biológicas da Universidade Eduardo Mondlane, como parte dos requisitos para a obtenção do título de Licenciatura em Biologia e Saúde

Supervisores:

MSc. Esselina Fuel

MSc. Alberto Sineque

Lic. Edelmira Fernando

Orientador:

MSc. José Victorino

Maputo, Março de 2026

Agradecimentos

Com o coração repleto de gratidão e profundo reconhecimento, dedico este espaço á todos aqueles que tornaram esta jornada possível e esta conquista uma realidade. Primeiramente, agradeço ao meu bom Deus, pela vida, pela saúde, pela força inabalável e pela sabedoria concedida em cada momento, minha fé em Deus, foi o guia e o refúgio nos momentos de maior incerteza.

Ao Serviço Nacional de Sangue, por ter aberto as suas portas e proporcionado o ambiente prático e o aprendizado essencial para a aplicação dos conhecimentos teóricos e o desenvolvimento da pesquisa.

Um agradecimento especial á equipe técnica, pelo acompanhamento e pela generosidade na partilha do conhecimento, a todos os técnicos especialmente á Lic. Cremilde Guirengane, pelas palavras de conforto e motivação que chegaram nas horas certas. Ao técnico Nhickson Chongo, pela disponibilidade, pelas palavras de ânimo e por me proporcionar momentos ímpares, aos técnicos: Albertina Munharo, Celsa Maria, Joaquina Guiamba, Zainabo Chabane e Nataniel Nhabanga, pela disponibilidade em partilhar os seus conhecimentos, pela paciência e pelo zelo.

Estendo a minha imensa gratidão a Lic. Mariana Teixeira e a equipe de enfermagem por ter me acolhido, ao técnico Arcénio Nhacota por tudo o que fez por mim, ao técnico Faustino Chipondo pelo tempo e pelos ensinamentos. E aos demais funcionários do Serviço Nacional de Sangue pela paciência, e por tirarem um pouco do seu tempo para partilharem os seus conhecimentos.

Aos meus pais, António Manhiça e Rosa Macaringue, pelo apoio financeiro e moral, por serem meu porto seguro e o meu maior exemplo de perseverança. Seu amor, seus sacrifícios, e seu incentivo constante foram o alicerce que me manteve firme.

Aos meus irmãos, em especial ao Baptista Manhiça, Sónia Manhiça e Ornília Manhiça, por estarem sempre ao meu lado, por me encorajarem e por me confortarem nas adversidades. A vossa confiança em mim, mesmo quando eu duvidei, foi o motor que me impulsionou, a vossa presença e o apoio constante fazem toda a diferença na minha vida e nesta jornada.

Aos meus supervisores, por me guiarem com dedicação e excelência, á Msc. Esselina Fuel, pelos ensinamentos valiosos, pela paciência na partilha do conhecimento, pela constante orientação e pelo apoio emocional e ao Msc. Alberto Sineque, pelo acompanhamento dedicado e pelas

contribuições importantes, á Lic. Edelmira Fernando, pelo tempo de qualidade, pela atenção, dedicação na transmissão do conhecimento, ao meu orientador do estágio, o Msc. José Victorino, pelas orientações precisas e preciosas que moldaram a qualidade e o rigor deste trabalho.

Ao meu eterno namorado Esnaider Mahlatine (em memória), ainda que a saudade seja constante, sinto - me grata por cada instante que partilhamos. Este trabalho também é um reflexo do amor, da força, do apoio incondicional que sempre me deste. Obrigada por ter sido a pessoa mais incrível e inspiradora que conheci, a tua determinação continua a ser a minha maior motivação.

Estendo um agradecimento especial ao Ivander Panguene, pela colaboração inestimável, pela disponibilidade, paciência e companheirismo. A sua presença, motivação e incentivo foram de grande importância para a realização deste trabalho.

Às minhas irmãs de coração Márcia Igreja e Vânia Cumaio, verdadeiras companheiras das trincheiras, muito obrigada por cruzarem o meu caminho, pela motivação, pelo apoio e por nunca duvidarem de mim. Esta conquista é também vossa. Sou profundamente grata por tudo o que fizeram por mim.

Aos meus amigos e colegas, Cláudio Muendane, Berta Tambisse, Marlene Facitela e Elma Zunguze, Esmeralda Nhampossa pelas parcerias, troca de ideias e pelo apoio mútuo nos momentos de estudo e descontração. A vossa presença tornou esta caminhada mais leve e significativa. E a todos os demais intervenientes que, com um gesto ou uma palavra, contribuíram directa ou indirectamente para a realização deste sonho. O meu muito obrigada.

Dedicatória

Dedico esta obra à minha mãe, Rosa Salmina Macaringue, minha mentora, intercessora e minha maior fonte de inspiração. Por cada oração, cada incentivo, e especialmente pelo inestimável apoio emocional que me deu nas horas de maior desafio. O seu exemplo de dignidade, a sua fé inquebrável, e a sua capacidade única de me levantar nas minhas maiores quedas, serviram de inspiração ao longo desta jornada.

Pela sua dedicação e amor, a si dedico esta conquista.

Declaração de honra

Eu, Nércia Da Rosa Manhiça, declaro por minha honra, que este relatório é resultado do estágio feito por mim, no Serviço Nacional de Sangue com orientação dos meus supervisores e orientador. Esse é um trabalho original e nunca foi apresentado em nenhuma instituição para obtenção de qualquer grau académico.

Maputo, aos 19 de Março de 2026

Nércia da Rosa Manhiça

Nércia da Rosa Manhiça

Resumo

O presente relatório de estágio descreve as actividades desenvolvidas no âmbito do estágio curricular realizado no laboratório do Serviço Nacional de Sangue (SENASA) entre Fevereiro á Maio de 2025.

O estágio teve a duração de 3 meses, a carga horária foi de 8 horas por dia e teve como objectivo principal analisar a frequência e os factores relacionados ao descarte de bolsas de sangue e componentes sanguíneos.

Durante o período, foram analisadas 3.856 unidades amostrais, distribuídas entre os sectores de produção de componentes sanguíneos (930), sorologia (1.463) e imuno-hematologia (1.463). A análise revelou que a expiração do prazo de validade constituiu a principal causa de descarte, representando uma frequência de 54,7%.

Em segundo lugar, destacaram-se os testes sorológicos positivos (16,7%), com maior frequência da infecção pelo vírus da Hepatite B (HBV), responsável por 4,17% dos casos. O grupo sanguíneo mais frequente foi o grupo O com factor Rhesus positivo, que corresponde a 52,5% dos casos, seguido pelo grupo A *Rhesus* positivo (22,1%) o grupo sanguíneo menos frequente foi o grupo AB com *Rhesus* negativo.

O estágio permitiu consolidar conhecimentos técnicos e científicos adquiridos ao longo do curso, possibilitou o aprimoramento de práticas laboratoriais, incluindo a execução dos testes e a interpretação crítica dos resultados, fortalecendo a capacidade de análise e tomada de decisão em contextos de terapia transfusional.

Palavras – chave: Banco de sangue, componentes sanguíneos, descarte, SENASA, Sorologia

Índice

Lista de tabelas.....	1
Lista de Abreviaturas, Siglas e Acrónimos	3
1. Apresentação e Caracterização da Unidade de Estágio	4
2. Programa de Estágio	6
3. Apoio concedido por parte da unidade de estágio	7
4. Revisão bibliográfica	8
4.1. Composição do sangue.....	8
4.1. Classificação dos grupos sanguíneos	9
4.2. Doação de sangue.....	10
4.3. Ciclo de processamento do sangue.....	11
4.4. Banco de Sangue	11
4.5. Produção de hemocomponentes	12
4.5.1. Concentrado de Hemácias (CH)	14
4.5.2. Plasma	14
4.5.3. Concentrado de Plaquetas	14
4.5.4. Crioprecipitado	15
4.6. Riscos da Transfusão Sanguínea: Infecções de Transmissão Transfusional	15
4.6.1. Vírus da Imunodeficiência Humana Tipo 1 e 2	16
4.6.2. Vírus da Hepatite B.....	17
4.6.3. Vírus da Hepatite C.....	17
4.6.4. Sífilis.....	18
4.7. Terapia Transfusional	18
4.8. Principais factores de descarte de bolsas de sangue e componentes sanguíneos	19
4.8.1. Descartes relacionados com a colheita	19

4.8.2.	Descarte relacionados com produção de componentes sanguíneos	20
4.8.3.	Descartes relacionados com a sorologia positiva.....	21
5.	Objectivos.....	22
5.1.	Objectivo Geral	22
5.2.	Objectivos Específicos	22
6.	Actividades desenvolvidas	23
6.1.	Registo de temperatura e desinfecção das bancadas	25
6.2.	Recepção das amostras.....	26
6.3.	Produção de componentes sanguíneos	28
6.3.1.	Actividades prévias ao processo de produção de hemocomponentes	28
6.3.2.	Fraccionamento do sangue total.....	29
6.3.3.	Verificação dos critérios de aceitação dos componentes sanguíneos produzidos...	30
6.4.	Diagnóstico sorológico.....	31
6.4.1.	Detecção do Vírus da Imunodeficiência Humana.....	32
6.4.2.	Detecção do Antígeno de superfície da hepatite e B e Hepatite C.....	34
6.4.3.	Detecção de <i>Treponema pallidum</i>	36
6.5.	Diagnóstico Imuno-hematológico	37
6.5.1.	Prova directa	38
6.5.2.	Prova reversa.....	38
6.6.	Registo e armazenamento de informações	40
6.7.	Processo de descarte e destino de bolsas de sangue e componentes descartados	42
7.	Resultados.....	43
7.1.	Amostras recebidas e proveniência	43
7.2.	Frequência de bolsas de sangue processadas no sector de produção	43
7.3.	Estado sorológico das amostras processadas	45

7.4.	Principais causas de descarte de componentes sanguíneos por proveniência	45
7.5.	Frequência de grupos sanguíneos.....	46
8.	Discussão	47
9.	Perspectiva crítica dos processos de trabalho da unidade de estágio	50
11.	Recomendações.....	53
12.	Limitações do estágio	53
13.	Referências bibliográficas.....	54

Lista de tabelas

Tabela 1. Programa do estágio	7
Tabela 2. Tabela de classificação dos grupos sanguíneos ABO. (Fonte: Smart e Armstrong, 2020)	9
Tabela 3: Interpretação do teste (RPR) a carvão	37
Tabela 4: Local das aglutinações dependendo do tipo sanguíneo	39
Tabela 5: Local das aglutinações da prova reversa ou isoaglutininas	40
Tabela 6. Frequência e factores de descarte do plasma.....	44
Tabela 7: Frequência dos exames sorológicos por proveniência	45
Tabela 8: Causas do descarte de amostras por proveniência	46
Tabela 9: Frequência dos grupos sanguíneos.....	46

Lista de gráficos

Gráfico 1: Proveniência das bolsas de sangue e amostras em tubos processadas	43
--	----

Lista de figuras

Figura 1: Mapa de localização do Serviço Nacional de Sangue na Cidade de Maputo, Distrito Municipal KaMavota. Fonte: ArcGis. Extraído em 22/03/2023	4
Figura 2: Organograma do Serviço Nacional de Sangue. (Fonte: SENASA, 2021)	5
Figura 3. Componentes sanguíneos. Fonte: Vivas <i>et al.</i> , 2006.	9
Figura 4: Ciclo do processamento do sangue. Fonte: Oliveira, 2023	11
Figura 5: Esquema representando os produtos obtidos a partir de uma unidade de sangue total. Fonte: Santos <i>et al.</i> , (2024).	13
Figura 6: Aspectos visuais específicos observados em cada componente sanguíneo. Fonte: Vizzoni, 2016.	21
Figura 7: Centrifuga refrigerada, para a separação de componentes sanguíneos. Fonte: Pinto, 2010.....	28
Figura 8: Extractor de componentes sanguíneos Terumo. Fonte: Autora.	29
Figura 9: Microplacas de ELISA. Fonte: Autora.	32
Figura 10: Incubadora e agitadora de microplacas Thermo Scientific. Fonte: Autora.	33

Figura 11: Lavadora de microplacas ELISA. Fonte: Thermo Fisher Scientific, 2025.	33
Figura 12: Leitora de microplacas ELISA . Fonte: Thermo Fisher Scientific, 2025.	34
Figura 13: Agitador orbital Ovan VXH43E, 10000-01030H. Fonte: Autora.	37
Figura 14: Componentes sanguíneos produzidos	44

Lista de Abreviaturas, Siglas e Acrónimos

ANVISA	Agência Nacional de Vigilância Sanitária
CH	Concentrado de Hemácias
CSM	Centro de Saúde de Marracuene
EDTA	Ácido etilenodiamino tetra-acético em sal “di” ou tripotássico
ELISA	Enzyme-Linked Immuno Sorbent Assay
EPI	Equipamento de Protecção Individual
HbsAg	Antígeno de superfície de Hepatite B
HBV	Vírus da Hepatite B
HCV	Vírus da Hepatite C
HIV	Vírus da Imunodeficiência Humana
HGJM	Hospital Geral José Macamo
HGM	Hospital Geral da Machava
HPM	Hospital Provincial da Matola
INS	Instituto Nacional de Saúde
MISAU	Ministério de Saúde
mL/ml	Mililitro
OMS/WHO	Organização Mundial da Saúde/World Health Organization
PFC	Plasma fresco congelado
PPP	Plasma Pobre em Plaquetas
PRP	Plasma Rico em Plaquetas
Rh	<i>Rhesus</i>
Rpm	Rotações por minuto
RPR	Rapid Plasma Reagin
SENASA	Serviço Nacional de Sangue
ST	Sangue Total
°C	Graus Celcius
µL	Microlitros

1. Apresentação e Caracterização da Unidade de Estágio

O estágio foi realizado no Serviço Nacional de Sangue (SENASA), localizado na Cidade de Maputo, no Bairro de Mavalane, Distrito Municipal KaMavota, próximo ao Hospital Geral de Mavalane, ao lado do Centro de Saúde de Mavalane, no prolongamento da Av. Milagre Mabote nº1108 (ver figura 1).

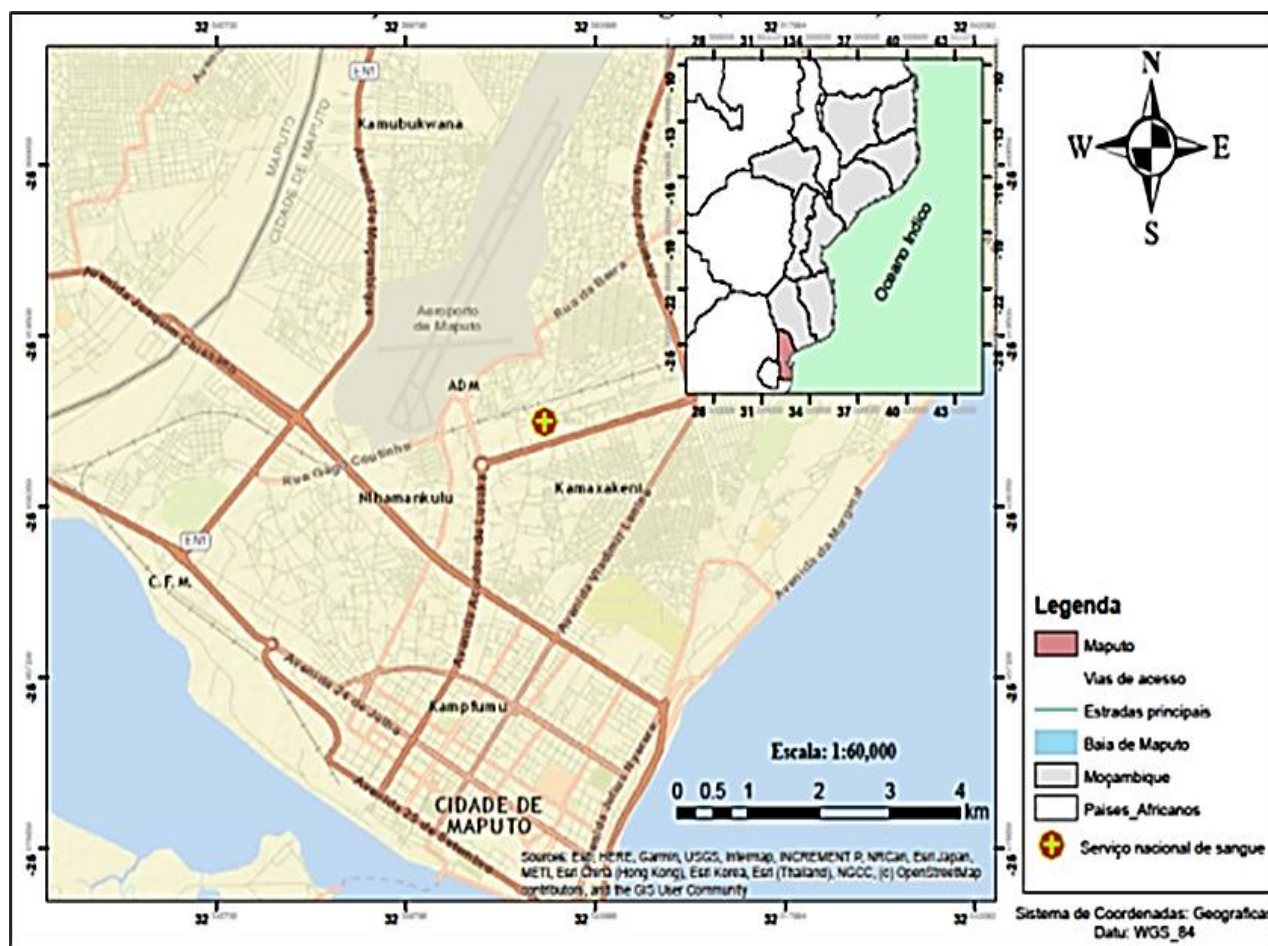


Figura 1: Mapa de localização do Serviço Nacional de Sangue na Cidade de Maputo, Distrito Municipal KaMavota. Fonte: ArcGis. Extraído em 22/03/2023

O SENASA é um serviço público, subordinado ao Ministério da Saúde, dotada de personalidade Jurídica e de autonomia administrativa. É a entidade de gestão, coordenação, orientação, regulamentação, formação, acreditação, monitoria e fiscalização das actividades relacionadas com a doação e a transfusão do sangue e seus derivados (Moçambique, 2015).

O SENASA é dirigido por um Director – Geral, coadjuvado por um Director - Geral Adjunto, ambos nomeados pelo Ministro da Saúde. A nível central tem a seguinte estrutura: Departamento

de Gestão de Qualidade e Investigação de Sangue; Departamento de Transfusão de Sangue; Departamento de Doação e Processamento do sangue; Departamento de Administração e Recursos Humanos; Repartição de Comunicação e Marketing; e Repartição de Aquisições (SENASA, 2021) (ver figura 2).

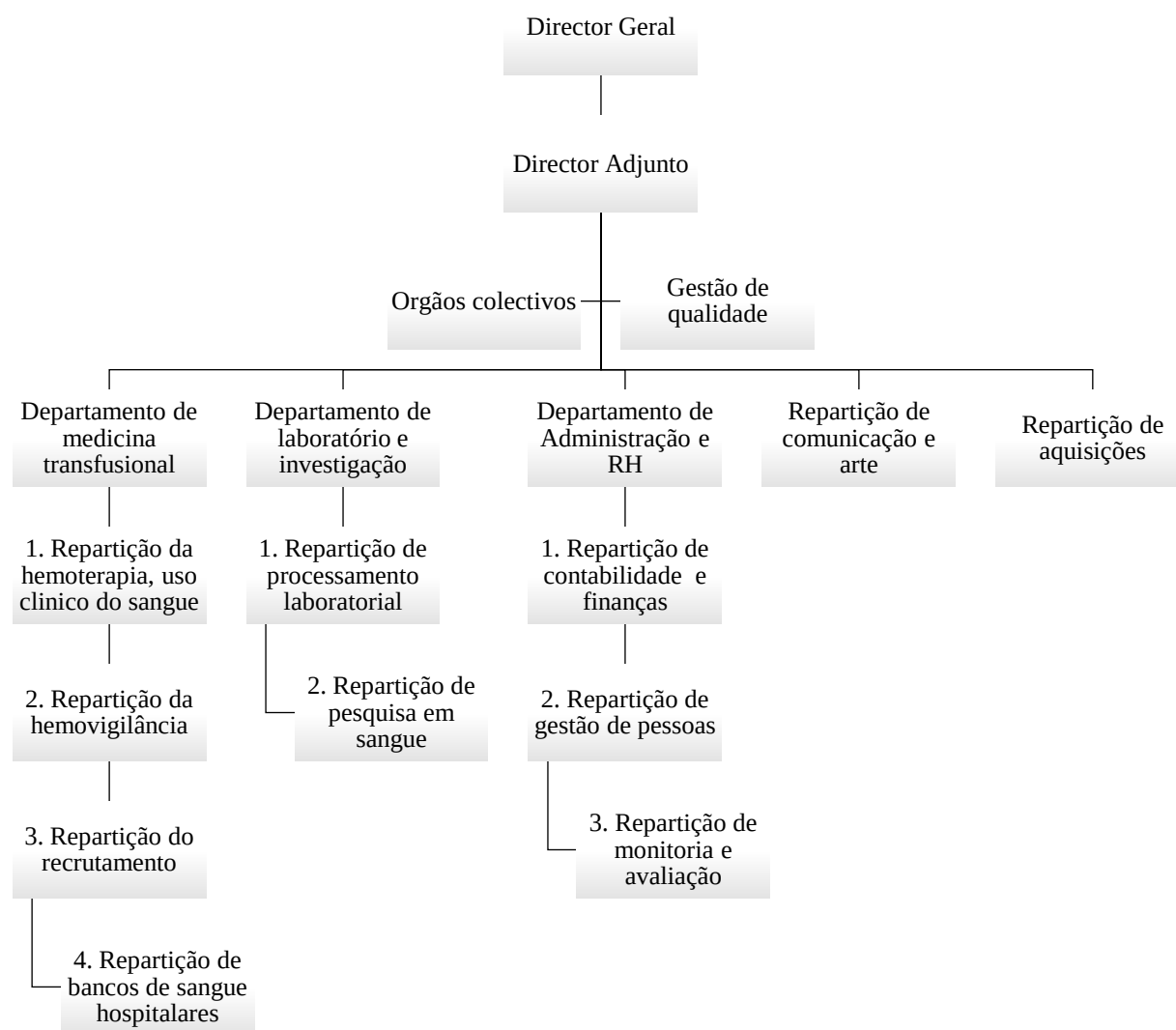


Figura 2: Organograma do Serviço Nacional de Sangue. (Fonte: SENASA, 2021)

As instalações sede são constituídas por uma área administrativa e outra orgânica funcional que realiza actividades de recrutamento, mobilização e selecção de dadores de sangue, colheita, processamento, testagem e distribuição de sangue nos hospitais do país e outras unidades sanitárias que possuem o serviço de transfusão de sangue (Moçambique, 2015).

O SENASA apresenta uma recepção, secretaria, sala de espera, sala de triagem clínica, sala de colheita, sala de refeições, laboratório, armazém, sala de lavagem de material, gabinetes para os responsáveis e casas de banho. O laboratório é composto por oito salas, nomeadamente: sala de produção de componentes sanguíneos, sala de quarentena, sala de depósito do sangue testado, sorologia, Imuno – hematologia, Rotulagem, Esterilização e sala de controle de qualidade.

A aquisição de sangue no SENASA é realizada por meio de duas fontes principais. A primeira fonte consiste na colheita de sangue realizada na base fixa do Serviço Nacional de Sangue, onde são recebidos tanto doadores voluntários, que doam sangue de forma altruísta e regular, quanto doadores repositores, que doam sangue especificamente para atender às necessidades de um familiar ou pessoa próxima que requer transfusão de sangue (SENASA, 2021).

A segunda fonte é representada pelas brigadas móveis, que são unidades de colheita que se deslocam para diferentes locais como escolas, feiras, mercados, bairros (SENASA, 2021). Para além desta, o sangue é proveniente e distribuído ao Hospital Geral José Macamo, Hospital Provincial da Matola, Hospital Geral da Machava, Hospital Geral de Mavalane e Centro de Saúde de Marracuene.

2. Programa de Estágio

O estágio decorreu entre Fevereiro e Maio de 2025, teve a duração de três meses, com a carga horária de oito horas por dia, totalizando uma jornada de 40 horas semanais. A carga horária mensal foi de 160 horas, e o total durante o período de estágio foi de 528 horas efectivas. As actividades realizadas foram (ver tabela 1):

- Limpeza, higienização e desinfecção das bancadas e superfícies de trabalho;
- Recepção e identificação das bolsas de sangue e respectivas amostras biológicas conforme os protocolos de biossegurança;
- Processamento das amostras para realização de testes sorológicos;
- Separação e obtenção dos componentes sanguíneos;
- Determinação dos grupos sanguíneos ABO e do factor *Rhesus*;
- Interpretação e emissão dos resultados; e
- Monitoramento da temperatura dos equipamentos e ambientes críticos.

Tabela 1. Programa do estágio

Sector	Período	Actividades
Sorologia	De 25 de Fevereiro a 25 de Março	Limpeza e desinfeção de bancadas
		Recepção e identificação das amostras
		Processamento de amostras
		Interpretação e emissão dos resultados
Produção de Componentes Sanguíneos	De 26 de Março a 25 de Abril	Recepção e identificação de bolsas de sangue
		Processamento das bolsas para a obtenção de componentes sanguíneos
Imuno – Hematologia	De 26 de Abril a 25 de Maio	Processamento de bolsas e amostras (Determinação dos grupos ABO e fator Rh)
		Interpretação e emissão dos resultados

3. Apoio concedido a estudante por parte da unidade de estágio

As actividades e procedimentos do estágio, contaram com o acompanhamento do orientador Mestre José Victorino, e com o apoio de outros técnicos de laboratório que foram muito atenciosos, compartilhando o seu conhecimento e oferecendo suporte imediato para que todos os procedimentos fossem feitos com atenção e rigor necessários.

A instituição de uma forma gentil disponibilizou todos os recursos materiais, ambiente operacional, base de dados e informações para a execução segura e completa dos procedimentos que foram essenciais para a realização do estágio.

4. Revisão bibliográfica

4.1. Composição do sangue

O sangue é um fluido corporal que transporta as células do organismo, substâncias essenciais, como nutrientes e oxigênio, e remove os resíduos produzidos pelas células (Singhal, *et al.*, 2013). O fornecimento contínuo de sangue é importante porque permite o funcionamento adequado dos órgãos e do corpo humano (Gupta *et al.*, 2024).

A característica fundamental do sangue é a manutenção constante da sua composição química e propriedades físicas, garantindo um ambiente adequado para o funcionamento celular. Essa composição permanece dentro de uma faixa estreita de variações devido à contínua renovação pela entrada e saída de substâncias que ajustam discretamente seus níveis (Vivas, *et al.*, 2006).

O sangue é composto por duas partes combinadas, o plasma que corresponde cerca de 55% e às células 45%. O plasma é a parte líquida do sangue que não coagula, não contém células, possui factores de coagulação, e é formada por aproximadamente 91,5% de água. Actua como solvente para substâncias orgânicas e minerais e funciona como meio de transporte para células, moléculas e íons (Vivas, *et al.*, 2006).

O soro é o líquido amarelo remanescente após o sangue coagular e o coágulo ser removido. Contém em solução sais minerais, vitaminas, carboidratos, proteínas, lípidos, enzimas, hormônios, substâncias anabólicas e catabólicas, que também estão presentes no plasma (Vivas, *et al.*, 2006).

A porção celular do sangue é constituída por três tipos principais de células que ficam suspensas no plasma: glóbulos vermelhos também chamados eritrócitos ou hemácias, glóbulos brancos ou leucócitos e as plaquetas também chamadas trombócitos (MISAU, 2017) (ver Figura 3).

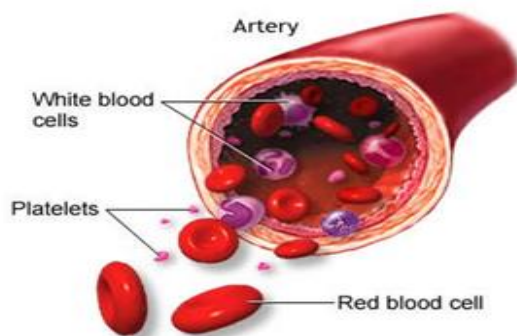


Figura 3. Componentes sanguíneos. Fonte: Vivas *et al.*, 2006.

4.1. Classificação dos grupos sanguíneos

A classificação dos grupos sanguíneos humanos foi estabelecida com base na presença ou ausência dos antígenos A e B na superfície das hemácias (ver tabela 2). Essa descoberta, realizada por Karl Landsteiner em 1900, revolucionou a medicina transfusional ao permitir a identificação de compatibilidades sanguíneas (Farhud e Yeganeh, 2013; MISAU, 2017; Smart e Armstrong, 2020; Sousa e Mota, 2020).

Tabela 2. Tabela de classificação dos grupos sanguíneos ABO. (Fonte: Smart e Armstrong, 2020)

Grupo sanguíneo	Antígeno na superfície das hemácias	Anticorpos no plasma
A	A	Anti – B
B	B	Anti – A
AB	A e B	Nenhum
O	Nenhum	Anti – A e Anti – B

Os antígenos do sistema ABO desempenham papel central na medicina transfusional, sendo considerados os mais imunogênicos entre os grupos sanguíneos. Erros administrativos que resultam na transfusão de sangue ABO incompatível representam a principal causa de óbitos relacionados a transfusões (Dean, 2005). Indivíduos do grupo sanguíneo AB, podem receber sangue de qualquer outro tipo, sendo chamados de receptores universais. Da mesma forma, indivíduos do grupo sanguíneo O, podem doar sangue para todos os tipos, sendo chamados de doadores universais (Ashfaq *et al.*, 2021).

O sistema Rh é o segundo sistema mais importante de grupos sanguíneos, depois do ABO. Actualmente o sistema Rh consiste em 50 antígenos definidos, dos quais apenas cinco são importantes. A superfície das hemácias pode apresentar ou não o factor Rh, também conhecido como antígeno D imunogénico. Dessa forma o fenótipo sanguíneo é classificado como Rh positivo quando o antígeno D está presente, ou Rh negativo, quando este está ausente (Mitra, 2014; Ashfaq *et al.*, 2021).

Dada a sua relevância nas transfusões de sangue, os sistemas ABO e Rh são os mais utilizados na escolha dos doadores, pois a maioria dos outros antígenos possui baixa capacidade de provocar uma resposta imune. Estudos demonstram, ainda, que a frequência dos grupos sanguíneos desses dois sistemas não é uniforme, apresentando variações populacionais e regionais (Arruda, *et al.*, 2013).

4.2. Doação de sangue

A doação de sangue é a base de todo o sistema hemoterápico, visto que sem um suprimento adequado, os serviços de saúde não conseguiriam atender às suas necessidades clínicas. Dada essa dependência vital, as doações são tradicionalmente vistas como actos de generosidade e altruísmo, e as estratégias para recrutar e reter doadores de sangue nesse valor (Ferguson *et al.*, 2019).

Essa intervenção tem um impacto directo em salvar vidas, e, apesar dos consideráveis investimentos em pesquisa para encontrar um substituto, ainda não há um elemento que supra o sangue em sua totalidade. Portanto, a transfusão de sangue e de seus derivados é, até então extremamente necessária para a manutenção da saúde e da vida (Feitosa e Júnior, 2021).

A OMS estima que 3% a 5% da população deve ser doadora de sangue, o que não é a realidade na maioria dos países, especialmente onde a doação é um acto voluntário (Borsato *et al.*, 2024). Em 2018, foram realizadas cerca de 118,5 milhões de doações em todo mundo, 40% das quais em países de alta renda, onde vive 16% da população mundial. Apesar da maior necessidade e da população maior, o número de doações de sangue em países de baixa renda é baixo (Nhachigule *et al.*, 2025).

Em África, entre 2022 a 2024, houve um aumento na média de unidades de sangue colectadas por 1000 habitantes anualmente, passando de 4,5 para 5,2 doadores por 1000 habitantes. Contudo, este valor ainda está muito abaixo da meta regional de 10 unidades por 1000 habitantes por ano. Em Moçambique o número de doações de sangue por 1.000 habitantes é estimado em 4,2 (Nhachigule *et al.*, 2025).

A captação de doadores de sangue é uma actividade que visa desenvolver programas que orientem a população quanto á importância da doação voluntária. Uma das estratégias para alcançar esse alvo é a promoção social de conscientização, destacando a doação como um acto

de cidadania, solidariedade e de fundamental importância para a preservação da vida humana (De Freitas *et al.*, 2024).

As campanhas de doação de sangue divulgadas pela mídia geralmente priorizam a atração de doadores voluntários iniciantes. Em todo caso, é crucial focar na retenção dos dadores existentes, transformando – os em dadores voluntários regulares, a fim de assegurar que os bancos de sangue mantenham os níveis mínimos necessários de sangue (Guimarães, 2017; De Freitas *et al.*, 2024).

4.3. Ciclo de processamento do sangue

A partir da doação de sangue, os bancos de sangue fornecem os componentes para os serviços de sangue e para a indústria, de modo que os mesmos sejam processados e destinados à população usuária, constituindo o ciclo do sangue (Flausino *et al.*, 2015). O ciclo do processamento do sangue representa um conjunto de actividades sequenciais e interligadas que garantem a segurança e eficácia das transfusões (ver figura 4).

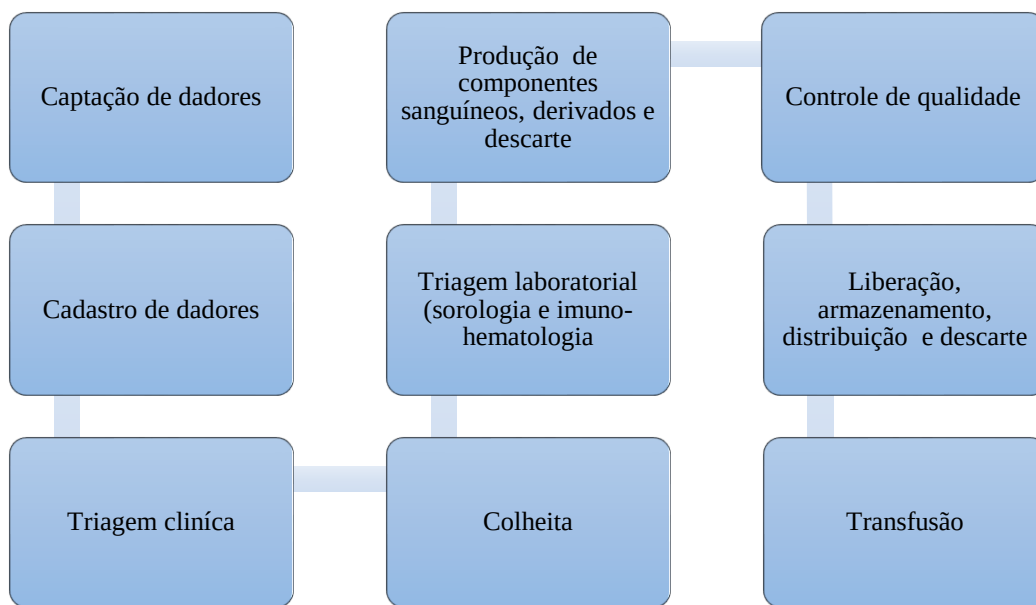


Figura 4: Ciclo do processamento do sangue. Fonte: Oliveira, 2023

4.4. Banco de Sangue

O sangue humano e os seus componentes são usados em diversas situações clínicas e cirúrgicas. Para tal, é fundamental existir um sistema nacional de sangue que disponha de políticas éticas, eficientes e de âmbito nacional, com serviços hemoterápicos bem organizados e coordenados,

que cumpram todas as fases do ciclo do processamento de sangue com responsabilidade e de forma adequada, assegurando a segurança dos receptores (Carvalho *et al.*, 2024).

O banco de sangue constitui uma estrutura essencial para o funcionamento do sistema de saúde, sendo responsável por garantir o fornecimento seguro e contínuo de componentes sanguíneos. Esses serviços são fundamentais para o suporte terapêutico em diversas situações clínicas, como doenças hematológicas, procedimentos cirúrgicos e emergências decorrentes de traumas com perda significativa de sangue (Martins *et al.*, 2018).

Os bancos de sangue são estruturados em áreas com diferentes níveis de complexidade, dependendo das atividades que realizam para obter esses produtos. Os serviços completos executam todas as etapas do ciclo do processamento de sangue, correspondendo ao recrutamento de doadores, triagem clínica, coleta de sangue, processamento dos componentes sanguíneos, análises sorológicas e imuno-hematológicas, armazenamento, distribuição e transfusão (Santos *et al.*, 2016).

O desafio do serviço de hemoterapia é manter uma quantidade de sangue suficiente para garantir o suprimento com o mínimo de perdas. Isso é especialmente complexo devido à natureza perecível e deteriorável desses produtos, tornando impossível uma perda nula (Almeida *et al.*, 2021).

4.5. Produção de hemocomponentes

A preparação dos hemocomponentes, ou seja, componentes do sangue foi desenvolvida em 1960 para separar os produtos sanguíneos de uma unidade de sangue total por meio de um equipamento especializado chamado centrífuga refrigerada (Basu e Kulkarni, 2014).

Os produtos sanguíneos são substâncias terapêuticas derivadas dos constituintes do sangue humano, incluindo sangue total, componentes sanguíneos e hemoderivados, que são utilizados em intervenções médicas e cirúrgicas, salvando milhões de vidas anualmente (Covo *et al.*, 2019).

A utilização de tecnologias automatizadas permite a separação dos componentes do sangue doado (ver figura 5), contribuindo para uma maior eficiência na sua aplicação clínica. Através deste processo, é possível obter frações de concentrado de hemácias e do plasma rico em plaquetas, que são posteriormente transformados em diversos componentes com finalidades terapêuticas específicas (Santos *et al.*, 2024).

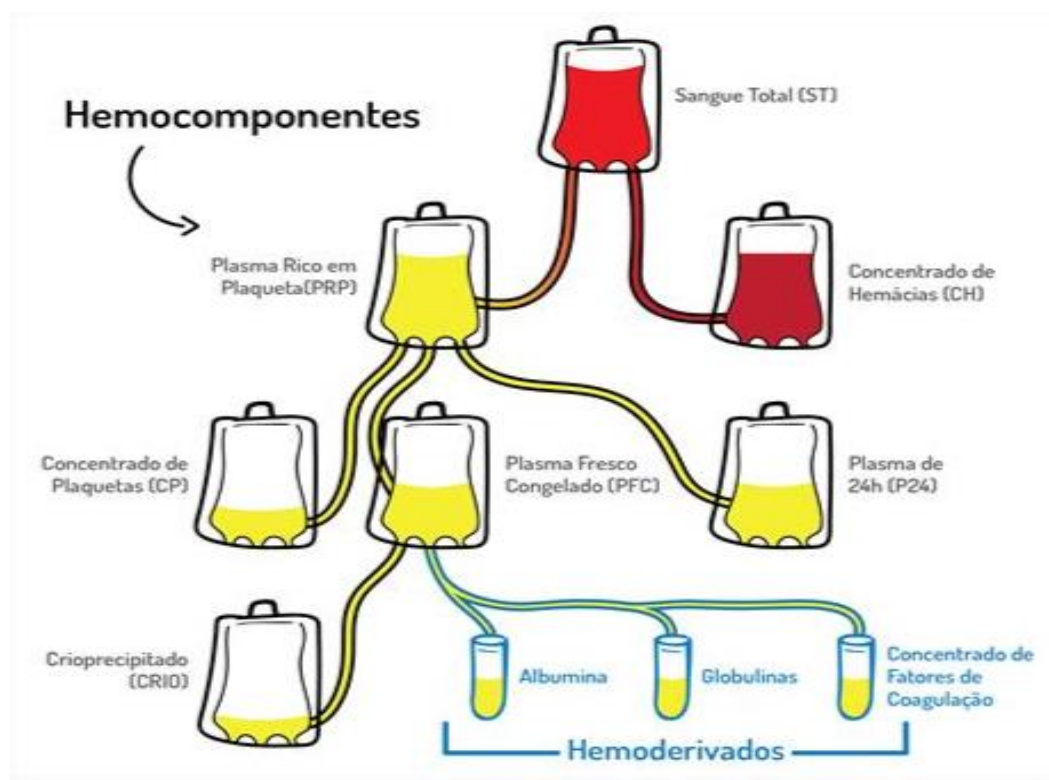


Figura 5: Esquema representando os produtos obtidos a partir de uma unidade de sangue total. Fonte: Santos *et al.*, (2024).

Do plasma rico em plaquetas (PRP) deriva o concentrado de plaquetas (CP), o plasma pobre em plaquetas (PPP), o crioprecipitado e o plasma de 24 horas. Estes componentes são submetidos a processos de conservação por congelamento, respeitando o intervalo entre a colheita e o congelamento, especialmente no caso do plasma de 24 horas (Santos *et al.*, 2024).

Outros produtos que podem ser obtidos a partir do sangue doado são os hemoderivados, que são obtidos a partir de processos industriais que utilizam processos físico-químicos para separar os componentes do plasma sendo que estes, assim como os componentes sanguíneos, também têm acção terapêutica (Ministério de Saúde, 2008).

4.5.1. Concentrado de Hemácias (CH)

O CH é um componente sanguíneo obtido por meio da centrifugação do sangue total, seguida pela remoção da maior parte do plasma. O volume padrão do CH varia entre 225 e 350ml, e sua conservação ocorre em temperaturas entre 2 °C e 6 °C. A validade do CH varia entre 35 e 42 dias, consoante a solução conservadora (MISAU, 2017).

A transfusão do CH é indicada para tratar ou prevenir a oxigenação tecidual inadequada, hemorragias agudas, choque hipovolémico, hipotensão, taquicardia, taquipneia, alteração do nível de consciência e tempo de enchimento capilar prolongado e situações de anemia normovolêmica (Ministério de Saúde, 2015).

4.5.2. Plasma

O plasma é obtido por centrifugação a partir de uma unidade de sangue total e transferido em circuito fechado para uma bolsa satélite. Pode ser obtido também a partir do processamento em equipamentos automáticos de aférese, e completamente congelado até 8 horas após a colheita e mantido entre 18 °C a 25 °C negativos. Quando armazenado a estas temperaturas a sua validade é de 12 meses, deve apresentar volume superior a 180 ml e não conter anticorpos eritrocitários irregulares (Ministério de Saúde, 2015).

As indicações para a transfusão de plasma estão directamente ligadas a deficiências nos factores de coagulação. Algumas dessas indicações são: deficiência de múltiplos factores de coagulação, como ocorre em hepatopatias e coagulação intravascular disseminada, sangramentos causados por antagonistas da vitamina K, como varfarina, transfusão maciça associada a coagulopatia, púrpura trombocitopênica trombótica, e sangramentos decorrentes da falta isolada de algum factor de coagulação (Sharma *et al.*, 2011).

4.5.3. Concentrado de Plaquetas

O concentrado de plaquetas (CP) pode ser obtido a partir de unidade individual do sangue total ou por aférese, colectadas de dador único. Cada unidade de CP obtida a partir de sangue total contém cerca de $5,5 \times 10^{10}$ plaquetas em 50 a 70 ml de plasma. E as unidades obtidas por aférese apresentam, no mínimo $3,0 \times 10^{11}$ plaquetas em 200 a 300 ml de plasma, o que corresponde de 6 a 8 unidades de CP provenientes de sangue total (McCullough, 2010).

A transfusão de plaquetas é recomendada a pacientes com trombocitopenias induzida por terapia, com hemorragias cerebral, pulmonares ou oftálmicas, pacientes com coagulopatias, ou em uso de heparina, ou com lesão anatômica (Fung *et al.*, 2014).

4.5.4. Crioprecipitado

O crioprecipitado é um concentrado de factores de coagulação, rico em fibrinogênio, factor VIII e factor de Von Willebrand. Ele é obtido a partir do descongelamento do plasma fresco congelado a cerca de 4 °C, seguido da centrifugação para separar o plasma sobrenadante, ficando o precipitado concentrado que é recongelado para uso posterior. Actualmente o crioprecipitado é um componente essencial na hemoterapia moderna (Fung *et al.*, 2014).

O tempo padrão de armazenamento do crioprecipitado é de até 12 meses, embora o uso de agentes crioprotectores e controle rigoroso da temperatura possam prolongar sua validade, o que pode facilitar seu manejo e armazenamento (Thomson *et al.*, 2021). O principal componente utilizado do crioprecipitado é o fibrinogênio, fundamental para a formação e estabilização do coágulo sanguíneo. Ele é indicado para reposição exógena em situações de consumo elevado ou perda significativa de fibrinogênio, como na coagulação intravascular disseminada ou em hemorragias graves (Fung *et al.*, 2014).

O crioprecipitado é também indicado para o tratamento de disfibrinogenemias, que são alterações genéticas que resultam em moléculas disfuncionais de fibrinogênio, que aumentam o risco tanto de sangramentos quanto de trombozes, é também utilizado em casos de hipofibrinogenemia, que pode ocorrer em situações como cirurgias cardíacas (Hensley & Mazzeffi, 2021).

4.6. Riscos da Transfusão Sanguínea: Infecções de Transmissão Transfusional

A transfusão de sangue e componentes é uma tecnologia relevante na terapêutica moderna. Usada de forma adequada em condições de agravos da saúde pode salvar vidas e melhorar a saúde dos pacientes. Porém, assim como outras intervenções terapêuticas, pode levar a complicações agudas ou tardias, como o risco de transmissão de doenças infecciosas entre outras complicações clínicas (Ministério de Saúde, 2013; Nascimento e Júnior, 2024).

O risco associado à transfusão corresponde à possibilidade de que agentes infecciosos sejam transmitidos através de componentes sanguíneos contaminados. Esse risco é influenciado por

factores como a prevalência da infecção na população, a eficácia dos métodos de triagem utilizados, a duração da janela imunológica e a solidez dos sistemas de vigilância em saúde (OMS, 2023).

A Organização Mundial da Saúde propõe uma abordagem integrada para fortalecer a segurança das transfusões. Essa estratégia contempla a organização eficiente dos serviços de transfusão, a promoção da doação voluntária e não remunerada, a triagem sistemática do sangue para os quatro principais agentes infecciosos com testes validados e de qualidade assegurada, o uso racional dos hemocomponentes e a adoção de mecanismos eficazes de controle de qualidade. Tais medidas são fundamentais para garantir a confiabilidade do sangue transfundido e a proteção dos receptores (OMS, 2010; Stokx *et al.*, 2011).

4.6.1. Vírus da Imunodeficiência Humana Tipo 1 e 2

Estima-se que em 2022, 2.4 milhões de adultos e crianças viviam com HIV em Moçambique (12.4%). A prevalência do HIV em Moçambique é elevada nas mulheres (15.2%) do que nos homens (9.5%) (Viegas *et al.*, 2015; Gonçalves *et al.*, 2024).

Desde o relato do primeiro caso do SIDA em 1986, o país enfrentou três fases principais na tendência de incidência do HIV. Um aumento constante até 2001, com até 150.000 novas infecções por ano, uma tendência de estagnação na década seguinte e uma tendência decrescente atingindo 94.000 novos casos em 2021 (Gonçalves *et al.*, 2024).

Dados da OMS apontam que até 3% das novas infecções por HIV sejam causadas por produtos sanguíneos contaminados. Embora a triagem médica e os testes para HIV entre doadores de sangue tenham avançado em muitos países com recursos limitados, ainda não existe um sistema padronizado para comunicar os resultados positivos aos doadores e encaminhá-los aos serviços de testagem, cuidado e tratamento do HIV (OMS, 2024).

O encaminhamento para o cuidado é uma etapa inicial essencial para o sucesso do tratamento do HIV, sendo geralmente definido como a realização da primeira consulta médica após o seu diagnóstico (Kanagasabai *et al.*, 2025).

4.6.2. Vírus da Hepatite B

Em 2022, a OMS estimou que aproximadamente 254 milhões de pessoas em todo o mundo viviam com infecção crônica pelo HBV. No período entre 2020 e 2022, observou-se um aumento significativo na taxa de mortalidade relacionada à doença, principalmente devido à cirrose e ao carcinoma hepatocelular, passando de 820 mil para 1,10 milhões de óbitos (OMS, 2024).

A região africana é a mais afectada com uma prevalência estimada de HBV de 5,8% e uma incidência de carcinoma hepatocelular de 46.000 por ano. Em Moçambique, o HBV é considerado endêmico com uma prevalência de 8% e uma incidência de carcinoma hepatocelular de 101 casos por 100.000 homens por ano, entre as mais altas do mundo (Mabunda, 2022; Maquessene *et al.*, 2025).

As estratégias para reduzir o impacto da doença como um problema de saúde pública incluem o diagnóstico preciso e o tratamento adequado dos indivíduos infectados, a prevenção da transmissão vertical (de mãe para filho), a vacinação ao nascimento e a imunização de grupos de alto risco. A triagem adicional do sangue doado tornou-se obrigatória desde 2006 (Maquessene *et al.*, 2025).

4.6.3. Vírus da Hepatite C

A infecção crônica pelo vírus da hepatite C (HCV) representa um problema de saúde pública significativo e crescente, podendo evoluir facilmente para doença hepática crônica, cirrose e até mesmo carcinoma hepatocelular. A prevenção e o controle da infecção por HCV apresentam desafios complexos, incluindo a descrição da distribuição geográfica da doença, a identificação de fatores de risco associados e a avaliação de cofatores que aceleram a progressão da hepatite C (Gao *et al.*, 2011; Trevisol *et al.*, 2025).

A formulação de uma estratégia eficaz de prevenção primária contra o vírus da hepatite C ainda representa um desafio relevante para a saúde pública. Apesar dos avanços científicos recentes no desenvolvimento de vacinas Anti-HCV que exploram diferentes antígenos virais e métodos alternativos de administração os resultados têm sido limitados, principalmente devido à elevada variabilidade genética do vírus e à sua notável capacidade adaptativa (Trevisol *et al.*, 2025).

4.6.4. Sífilis

A sífilis é uma doença infecciosa, que tem como agente etiológico o *Treponema pallidum* e é problema de saúde pública global, que gera preocupação, pois além de ser uma doença sexualmente transmissível, também pode ser transmitida por transfusão de sangue (Santos *et al.*, 2023). Estimativas da OMS indicam que ocorrem cerca de 12 milhões de novos casos por ano, com mais de 90% registrados em países em desenvolvimento (Kaur e Kaur, 2018).

A doença pode levar a complicações graves, incluindo distúrbios neurológicos e cardiovasculares em adultos, natimortos e óbitos neonatais a longo prazo. Embora a incidência tenha diminuído em certas populações, ela continua sendo uma preocupação crítica em relação à segurança das transfusões de sangue (Mittal *et al.*, 2025).

A Organização Mundial da Saúde (OMS) recomenda diversos testes para triagem da sífilis: o imunoensaio enzimático (EIA) e o teste de hemaglutinação para *Treponema pallidum* (TPHA) como métodos específicos, e os testes do Laboratório de Referência para Doenças Venéreas (VDRL) e reagina plasmática rápida (RPR) como métodos não específicos de triagem (OMS, 2010).

4.7. Terapia Transfusional

As transfusões iniciais eram desafiadoras devido a incompatibilidades e riscos de doenças. Com o avanço tecnológico e científico, especialmente com a descoberta da tipagem sanguínea e factor Rh, a terapia transfusional evoluiu. Actualmente, apesar dos avanços em genética, biotecnologia e automação, desafios persistem, como o controle de qualidade e sorologias. A terapia transfusional moderna é mais segura e eficaz, mas aprimorar o controlo de qualidade e os testes sorológicos é essencial para garantir a excelência nessa prática terapêutica (Junqueira *et al.*, 2005).

Anualmente, cerca de 85 milhões de unidades de sangue são utilizadas para salvar vidas em todo o mundo. Relatórios OMS indicam que quase 87,5% dos países em desenvolvimento recolhem menos da metade da quantidade de sangue necessária (Shamshirian *et al.*, 2018; OMS, 2024).

O uso de componentes sanguíneos e derivados é importante para melhorar a qualidade de vida dos pacientes e ajudar no tratamento clínico. Entre aqueles que sempre necessitam dessas

doações, é crucial destacar as vítimas de acidentes graves com choque hipovolêmico, pacientes com doenças crônicas que requerem transfusões regulares e pacientes diagnosticados com anemia falciforme, talassemias e deficiências nos factores de coagulação (Gomes *et al.*, 2021).

4.8. Principais factores de descarte de bolsas de sangue e componentes sanguíneos

O descarte de bolsas de sangue é fundamental para assegurar a produção e a liberação de componentes sanguíneos de alta qualidade, contribuindo para a segurança transfusional dos pacientes. Contudo, devido a escassez de doadores, é essencial identificar possíveis causas ao longo do ciclo do sangue, a fim de minimizar o desperdício e maximizar o aproveitamento dos componentes sanguíneos (OMS, 2022).

Dentre os factores que contribuem para o descarte de componentes sanguíneos, destacam-se as alterações visuais detectadas durante a produção, como lipemia, icterícia, presença de hemácias livres no plasma e coloração fora dos padrões estabelecidos por serviços de terapia transfusional. Além disso, condições técnicas inadequadas, como temperatura fora dos limites recomendados, centrifugação e separação mal-executadas, expiração do prazo de validade e rompimento das bolsas também influenciam negativamente na viabilidade dos produtos (Santos *et al.*, 2024).

Soma-se a isso a ocorrência de resultados positivos nos testes sorológicos, bem como falhas relacionadas à colheita, incluindo hemólise, volume colectado fora dos parâmetros ideais (insuficiente ou excedente) e tempo de colheita superior ao estipulado pelos fabricantes das bolsas utilizadas, todos esses elementos reforçam a necessidade de descarte dos componentes sanguíneos comprometidos (Anvisa, 2016; OMS, 2022; Tavares *et al.*, 2023; Santos *et al.*, 2024).

Estes descartes também podem ser associados a falta de verificação dos procedimentos operacionais desde a colheita, processamento e abastecimento (Collins *et al.*, 2015). O monitoramento do sistema de qualidade na dispensação e reintegração dos componentes sanguíneos acarreta na minimização do desperdício das unidades de sangue (Chung *et al.*, 2016).

4.8.1. Descartes relacionados com a colheita

Os descartes relacionados com as falhas na fase de colheita estão associados a diversos factores, sendo um dos principais a calibração inadequada dos homogeneizadores de sangue que são

dispositivos encarregues da pesagem, conversão e controlo do tempo e do volume a ser colhido, através da balança e dos clamps (Ministério da Saúde, 2013).

Segundo Coutinho (2017), na ausência de uma padronização de qualidade para utilização imediata, o sangue sujeito a homogeneização inadequada tende a ser descartado, uma vez que a doação é interrompida devido à ocorrência de hemólise na bolsa. A falta de calibração dos equipamentos compromete a proporção correcta entre o volume de sangue e o anticoagulante na bolsa, impedindo uma homogeneização eficaz e, conseqüentemente, a preservação adequada dos componentes sanguíneos colhidos.

4.8.2. Descartes relacionados com produção de componentes sanguíneos

Uma das avaliações feitas para a validação de componentes sanguíneos é a observação do aspecto visual. Todas as bolsas de sangue total, como também os plasmas e plaquetas deverão passar por essa avaliação. As principais alterações visuais estão correlacionadas com a lipemia, a coloração anormal, icterícia e contaminação por hemácias (Lippi., 2013; Ministério da Saúde, 2013; Anvisa, 2016; Carvalho *et al.*, 2024).

Nos concentrados de hemácias, é essencial verificar aspectos como hemólise, presença de coágulos, sinais de contaminação microbiológica e rompimento da bolsa. Para os concentrados de plaquetas, os critérios de avaliação incluem a ocorrência de rompimento da bolsa, formação de grumos e possíveis contaminações microbiológicas (Ministério da Saúde, 2022).

Em relação ao plasma, as unidades devem ser examinadas quanto à preservação dos factores de coagulação. Além disso, há parâmetros comuns aos três tipos de componentes que devem ser observados, como a coloração, a presença de lipemia e o volume seja insuficiente ou excedente (ver figura 6) (Ministério da Saúde, 2022).

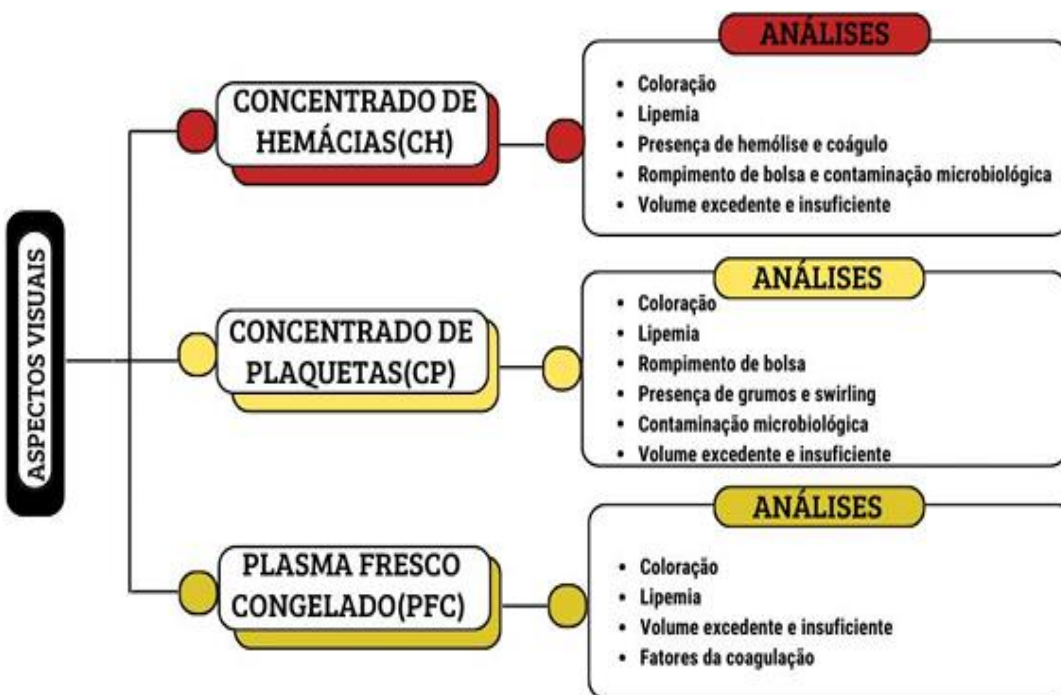


Figura 6: Aspectos visuais específicos observados em cada componente sanguíneo. Fonte: Vizzoni, 2016.

4.8.3. Descartes relacionados com a sorologia positiva

Diversos estudos indicam que a implementação de testes sorológicos nos serviços de hemoterapia contribui para a diminuição das infecções transmitidas por transfusão. No entanto, esses exames, por si só, não garantem plenamente a segurança sorológica do sangue coletado, uma vez que nenhum teste apresenta sensibilidade e especificidade absolutas (Jaques *et al.*, 2020).

O sangue doado é testado para HIV, HBV, HCV e sífilis. A prevalência de HIV, HBV e HCV entre os candidatos aprovados para doação de sangue em Moçambique foi estimada em 4,6%, 4,5% e 0,5%, respectivamente e a prevalência de *Treponema pallidum* entre os doadores de sangue varia entre 0,98% e 1,2% (Mabunda *et al.*, 2022).

5. Objectivos

5.1.Objectivo Geral

- Analisar a frequência e os factores relacionados ao descarte de bolsas de sangue e componentes sanguíneos no Serviço Nacional de Sangue (SENASA) no período entre Fevereiro e Maio de 2025.

5.2. Objectivos Específicos

- Executar as actividades de rotina no SENASA nos sectores de produção de componentes sanguíneos, sorologia e imuno - hematologia;
- Integrar conhecimentos teóricos adquiridos ao longo do curso com a prática laboratorial no processamento de bolsas e amostras de sangue;
- Determinar a frequência do descarte de bolsas de sangue e heocomponentes (componentes sanguíneos) no laboratório do Serviço Nacional de Sangue;
- Identificar as principais causas do descarte de bolsas de sangue processadas e armazenadas no SENASA.

6. Actividades desenvolvidas

As actividades realizadas abrangeram todas as etapas do ciclo produtivo do sangue, desde os procedimentos iniciais de biossegurança como a desinfecção, higienização e limpeza de bancadas e superfícies, recepção das bolsas de sangue e as respectivas amostras. A realização das actividades incluiu ainda o manuseio de equipamentos laboratoriais utilizados na produção de hemocomponentes, bem como realização de testes sorológicos e imuno-hematológicos, garantindo a qualidade, segurança e rastreabilidade das análises efectuadas (Anvisa, 2021).

I. Equipamentos

- Agitador orbital Ovan VXH43E, 10000-01030H
- Agitador de plaquetas Helmer Scientific
- Aglutinóscopio LSCI
- Aglutinóscopio, AG0802 - 220 V
- Balança digital CAMRY
- Arca congeladora Helmer para plasma e controles internos, -30 graus celsius e -40 graus Celcius
- Arca congeladora Helmer para plasma, -30 graus Celsius a -40 graus Celcius
- Centrífuga refrigerada Thermo scientific, -10 graus Celcius a + 40 graus Celcius
- Centrífuga de bancada Thermo Scientific Labofuge 400, 41382396
- Centrífuga de bancada Thermo Scientific Labofuge 400, 41382397
- Centrífuga de bancada Thermo Scientific Labofuge 400, 41382398
- Congelador para plasma Defy, 210L, -18 graus Celcius
- 10 Extractores de componentes sanguíneos Terumo
- Frigorífico Helmer, para depósito de sangue testado, 2 a 6 graus Celcius
- Frigorífico Fiocetti para reagentes, 2 a 6 graus Celcius
- Frigorífico Thermo Scientific para sangue em quarentena, 2 a 6 graus Celcius
- Incubadora e agitadora de microplacas Thermo Scientific, 5112250
- Lavadora de microplacas Fisher Scientific
- Leitora de microplacas Thermo Scientific, 51119100
- Seladora térmica automática Delcon, HWELDTDB00

II. Materiais

- Balão volumétrico 1000 mililitros
- Balde plástico 100 litros
- Bandejas plásticas 5 litros
- Cestos metálicos
- Copos plásticos 300 mililitros
- Copos de Becker 250 mililitros
- Conta gotas de vidro
- Esguicho plástico 500 mililitros
- Pipeta automática de 10 microlitros a 100 microlitros
- Pipeta automática de 50 a 300 microlitros
- Tubos de ensaio

III. Consumíveis

- Água corrente
- Compressas de gaze
- Marcador
- Soro fisiológico

IV. Reagentes

- Álcool a 70%
- Antissoro anti- A
- Antissoro anti- B
- Antissoro anti- AB
- Antissoro anti- D
- Albumina Bovina 22% (BSA)
- Kits de ELISA (ADVANCED e Merlisa)
- Kits de RPR
- Suspensões de eritrócitos

V. Equipamento de protecção Individual

- Bata
- Luvas de látex (Tamanho L)
- Tocas

- Máscaras N95

VI. Material biológico

- Amostras de Sangue

6.1. Registo de temperatura e desinfecção das bancadas

O registo de temperaturas constituía a primeira actividade do dia, sendo realizado diariamente às 7h30 (sete horas e trinta minutos). O procedimento incluía a verificação e anotação das temperaturas dos equipamentos dos diferentes sectores: produção de componentes sanguíneos, sorologia, imuno-hematologia, sala de quarentena e depósito de sangue testado. Os registos eram feitos em formulários próprios, devidamente datados e assinados.

Esta tarefa era fundamental para garantir o controlo rigoroso das condições de conservação dos materiais biológicos e reagentes. O controlo diário da temperatura em equipamentos de conservação é uma prática fundamental em laboratórios de sangue, pois assegura a estabilidade de reagentes e a integridade dos componentes sanguíneos. A monitorização sistemática reduz o risco de degradação dos materiais e contribui para a fiabilidade dos resultados laboratoriais e a segurança transfusional (OMS, 2020a; INS, 2022).

De seguida era feita a desinfecção das bancadas e superfícies de trabalho, utilizando álcool a 70%, conforme as orientações das normas de biossegurança. A desinfecção abrangia todas as superfícies de contacto directo, incluindo bancadas, puxadores de equipamentos, suportes de tubos e áreas de recepção de amostras.

A limpeza, higienização e desinfecção são práticas importantes na prevenção de infecções em ambientes laboratoriais e clínicos. A sua aplicação regular e sistematizada permite reduzir significativamente a presença de microrganismos patogénicos, contribuindo para a segurança dos profissionais, dos utentes e da qualidade dos procedimentos realizados (MISAU, 2017).

A limpeza e desinfecção das bancadas, era realizada após o término de cada actividade. O procedimento incluía a limpeza inicial para remoção de resíduos e, em seguida, a aplicação de álcool a 70%. Essa prática assegurava a manutenção de um ambiente controlado, prevenia contaminações cruzadas e garantia a qualidade das análises laboratoriais (OMS, 2020a).

6.2. Recepção das amostras

As amostras de sangue eram recebidas no laboratório às segundas, quartas e sextas-feiras, no período compreendido entre as 08 e 12 horas. Cada amostra era composta por três elementos: um saco de colheita duplo ou triplo, produzido em material plástico, com a bolsa satélite contendo aproximadamente 405 a 495 ml de sangue total; um tubo seco com gel separador e activador de coágulo, com volume entre 5 mililitros da amostra de sangue, destinado à realização de testes sorológicos; e um tubo com solução EDTA, com 4 mililitros da amostra de sangue, utilizado nas análises imuno-hematológicas.

O processo de colheita de sangue, deve ser realizada em condições assépticas, utilizando bolsas plásticas com sistema fechado e estéril, com uma proporção de anticoagulante de 60-65 ml para um volume de sangue total de 450 ± 45 ml. Neste processo deve ser recolhida uma quantidade adicional de sangue suficiente para a realização dos testes laboratoriais, num recipiente acessório destinado a tubos colectores. É reservado um tubo contendo solução EDTA para a execução dos testes imuno-hematológicos e um tubo seco com gel separador e activador de coágulo para os testes sorológicos (Santos *et al.*, 2024).

As amostras chegavam no laboratório em caixas térmicas de 45 Litros, previamente higienizadas, evitando exposição à luz e choques mecânicos e que assegurava a manutenção da cadeia de frio. Os tubos eram organizados num suporte para tubos e as bolsas deitadas horizontalmente. A temperatura era entre 2 °C e 6 °C para garantir a integridade das mesmas, conforme as normas da ISO 15189.

Durante o processo de recepção, procedia-se à verificação da integridade das amostras assegurando que não apresentavam defeitos físicos ou rompimentos, e que vinham acompanhadas das respectivas fichas de identificação dos dadores. Esse procedimento foi essencial porque garantia a segurança biológica, evitando vazamentos e contaminação dos técnicos; assegurava a confiabilidade dos resultados laboratoriais, pois qualquer alteração física poderia comprometer os exames; e mantinha a rastreabilidade, associando correctamente cada amostra a sua ficha de dador (OMS, 2011; Anvisa, 2021).

A etapa seguinte, consistia na verificação da codificação das amostras. As bolsas e os respectivos tubos chegavam ao laboratório codificados, com informações sobre a proveniência ou entidade de colheita, identificada por códigos alfanuméricos (F1; F3; F4; F5, F6), o ano da doação (os dois últimos dígitos) e o número sequencial atribuído ao dador (até 4 dígitos, seguindo uma ordem crescente) como por exemplo, o código F1–250000.

Para além do código, constavam as iniciais do dador e a data da colheita, o que facilitava a confirmação dos dados e contribuía para uma rastreabilidade rápida e segura em caso de necessidade de verificação ou esclarecimento. A codificação das bolsas de sangue e dos tubos associados é considerada um requisito essencial para a segurança transfusional, pois garante a rastreabilidade completa de cada doação desde a colheita até à administração ao receptor. Elementos usados na codificação permitem confirmar rapidamente a identidade da amostra, reduzindo o risco de erros administrativos e laboratoriais (Araújo *et al.*, 2022).

No caso de positividade nos testes sorológicos, a codificação permite identificar e isolar de imediato a unidade afectada, evitando a sua utilização clínica. A rastreabilidade assegura que os resultados positivos sejam correctamente associados ao dador e à respectiva bolsa, permitindo retirar o sangue contaminado do circuito transfusional e encaminhar o dador para acompanhamento clínico (OMS, 2016; Araújo *et al.*, 2022).

A OMS reforça que a codificação e a rastreabilidade são componentes obrigatórios dos programas de triagem sorológica e hemovigilância, assegurando que cada unidade de sangue e cada resultado laboratorial possam ser rastreados de forma rápida e segura. Assim, tanto a codificação das bolsas e tubos como a rastreabilidade dos testes sorológicos positivos são medidas fundamentais para garantir a integridade do processo transfusional e a protecção da saúde dos doentes (OMS, 2016).

Constituíam critérios de aceitação das amostras para as bolsas: estarem com identificação legível, sem formação de coágulos, perfurações, rompimentos ou fugas, as tubuladoras deviam estar intactas e devidamente seladas. E para os tubos com EDTA e gel separador: apresentarem correspondência com os dados da bolsa, tampa bem colocada e sem hemólise visível. Eram rejeitadas amostras com documentação incompleta, contaminadas, tubos danificados ou bolsas

rompidas, bem como aquelas fora do prazo técnico de processamento (Ministério da Saúde, 2013a).

As amostras aceitas eram imediatamente encaminhadas para armazenamento em geleiras sob temperatura controlada entre 2 °C e 6 °C, conforme os requisitos de conservação para componentes sanguíneos nos seus respectivos sectores de processamento (produção de componentes sanguíneos, sorologia e imuno - hematologia).

6.3. Produção de componentes sanguíneos

6.3.1. Actividades prévias ao processo de produção de hemocomponentes

As actividades de produção de componentes sanguíneos eram realizadas numa sala específica a partir das bolsas contendo o sangue total. As actividades prévias á produção de componentes sanguíneos (hemocomponentes) consistiam na desinfeção da centrífuga refrigerada Thermo scientific (ver figura 7) utilizada no fraccionamento dos componentes sanguíneos com álcool a 70%, assegurando a remoção de resíduos prevenindo assim, contaminações. Eram também verificados o seu funcionamento e a calibração da balança digital CAMRY, conferia-se a validade dos insumos e realizava-se a preparação da equipe com uso de equipamentos de protecção individual (EPI) e desinfeção das mãos.



Figura 7: Centrífuga refrigerada, para a separação de componentes sanguíneos. Fonte: Pinto, 2010.

6.3.2. Fraccionamento do sangue total

Para a separação dos componentes sanguíneos, era fraccionado o sangue total (ST), realizado por meio de processos de centrifugação através do seguinte procedimento, dividido em duas fases:

a) Procedimentos da fase 1: Obtenção de concentrado de hemácias e plasma (MISAU, 2017):

- Primeiramente, pesava-se e organizava-se as unidades de sangue total (ST) nos copos da centrífuga conforme o método do programa nº 1, com aceleração 7, travão 5, rotação de 5.000 rpm, tempo de 5 minutos e 50 segundos, e temperatura controlada a 22 °C.
- As tubulações eram posicionadas cuidadosamente, evitando que ultrapassassem o limite superior dos copos, e as bolsas eram equilibradas duas a duas.
- Os copos eram colocados em posições diametralmente opostas no rotor da centrífuga, previamente limpos e desinfetados.
- Após a centrifugação, procedia-se à separação dos componentes, utilizando um extractor de componentes sanguíneos (ver figura 8) para transferir o plasma rico em plaquetas (PRP) para o saco satélite vazio, clampeando-se a tubuladura após a transferência. No saco primário, eram mantidos aproximadamente dois dedos de altura de plasma.



Figura 8: Extractor de componentes sanguíneos Terumo. Fonte: Autora.

- Em seguida, selava-se a tubuladura entre o saco primário e o satélite, deixando comprimento suficiente para colheita de amostra destinada à realização dos grupos sanguíneos na prova directa.

Os produtos finais obtidos neste procedimento foram o concentrado de Hemácias e o plasma fresco.

b) Procedimentos da fase 2: Obtenção de concentrado de plaquetas e plasma pobre em plaquetas (MISAU, 2017):

- Para a produção do concentrado de plaquetas (CP), utilizava-se o plasma rico em plaquetas (PRP) obtido na primeira centrifugação do sangue total.
- Esse PRP era submetido a uma segunda centrifugação, com parâmetros ajustados para sedimentação das plaquetas: rotação de 2.000 rpm, tempo de 7 minutos, temperatura de 22°C, visando a sedimentação das plaquetas.
- Após a centrifugação o plasma pobre em plaquetas (PPP) era cuidadosamente separado usando um extractor de componentes sanguíneos Terumo passando para a bolsa secundária e CP permanecia no saco satélite.
- As unidades produzidas eram identificadas, seladas e deixadas de repouso por aproximadamente uma hora a temperatura ambiente entre 20 °C e 25 °C e posteriormente armazenadas no agitador de plaquetas a temperatura controlada entre 20 °C a 24 °C, por até cinco dias.

Nesta fase, a centrífuga assumia um papel fundamental, uma vez que as variáveis de tempo de centrifugação e desaceleração, rotações por minuto (rpm) e temperatura determinavam características de sedimentação dos componentes sanguíneos pretendidos. Assim, verificava-se que quanto maior a densidade do componente sanguíneo, maiores deveriam ser as rotações por minuto (rpm) e o tempo de centrifugação (Roback, *et al.*, 2011).

6.3.3. Verificação dos critérios de aceitação dos componentes sanguíneos produzidos

Com o objectivo de assegurar o controlo rigoroso e qualidade dos componentes sanguíneos obtidos, eram observados aspectos gerais como a presença excessiva de lipídios no plasma, (gorduras, principalmente triglicerídeos), que deixam o plasma com aspecto turvo ou leitoso alterações anómalas na coloração, sinais de icterícia e possível contaminação por hemácias, o que permitia a detecção de erros que poderiam ter ocorrido durante a centrifugação. A análise

visual dos componentes era determinante para avaliar a adequação da bolsa, evitando assim o seu eventual descarte (Ministério da Saúde, 2013).

As unidades aceitas, de concentrado de hemácias eram armazenadas no frigorífico da sala de quarentena, com temperatura controlada entre 2 °C e 6 °C, até a realização dos testes laboratoriais e posterior liberação para uso clínico, e o plasma que estava dentro dos padrões de aceitação era armazenado no congelador da quarentena com temperatura abaixo de 18 °C.

6.4. Diagnóstico sorológico

No sector de sorologia, foram realizadas actividades voltadas para o rastreio de infecções transmissíveis pelo sangue, com o objectivo de garantir a segurança transfusional. Para a realização dos testes neste sector, foram utilizadas amostras coletadas em tubos secos contendo gel separador, que permitem a obtenção de soro estável e adequado para análises laboratoriais.

De acordo com as recomendações da Organização Mundial da Saúde (OMS), todos os bancos de sangue devem realizar testes sorológicos obrigatórios para HIV, hepatite B (HBsAg), hepatite C (anti-HCV) e sífilis (*Treponema pallidum*), uma vez que estas constituem as principais infecções transmissíveis por transfusão, responsáveis por elevada morbilidade e mortalidade. Em determinados contextos epidemiológicos, também é indicada a triagem para HTLV-I/II, doença de Chagas e malária, conforme a prevalência regional (OMS, 2016).

Para este fim, foram utilizados testes de ELISA para HIV, HBV e HCV, seguindo as recomendações da OMS, por se tratar de um imunoensaio altamente sensível e confiável para a triagem sorológica de doadores de sangue e teste não treponómico (RPR) para sífilis (OMS, 2010; (Sarkodie *et al.*, 2016).

Antes do início dos ensaios, os controlos negativos, reagentes, amostras, kits utilizados nos ensaios ELISA e RPR eram retirados do armazenamento refrigerado entre 2 °C e 6 °C e deixados à temperatura ambiente entre 20 °C e 25 °C, durante 30 minutos. Em seguida, realizava-se a centrifugação das amostras de sangue, com o objetivo de se obter o soro necessário para os testes. As amostras eram centrifugadas usando a centrífuga de bancada Thermo Scientific Labofuge 40, a 3000 rpm por 10 minutos, permitindo a separação do soro e das hemácias. De seguida ordenavam - se as amostras em ordem crescente, protocolavam - se as amostras

registrando - se os números de colheita, preparavam - se as soluções de trabalho no caso de ELISA e ligavam - se os equipamentos.

6.4.1. Detecção do Vírus da Imunodeficiência Humana

Na execução dos testes ELISA para o rastreio de HIV 1 e 2 usou - se o KIT Merlisa HIV Gen 4, que tem como princípio detectar o antígeno p24 do HIV, além de anticorpos Imunoglobulina G, Imunoglobulina A e Imunoglobulina M contra as glicoproteínas do núcleo e do envelope do HIV 1 e 2, utilizando anticorpos monoclonais p24 e proteínas recombinantes gp41e gp120 e gp36 (Ministério de Saúde, 2013b). O imunoensaio era realizado seguindo o seguinte procedimento:

- Iniciava com a adição do soro do dador nos poços da placa (ver figura 9) a partir da posição A2 até 12H, pipetava - se 100 microlitros (μL) por poço.



Figura 9: Microplacas de ELISA. Fonte: Autora.

- De seguida pipetava - se 50 μL de diluente simples em todos os poços, excepto no branco.
- Eram adicionados 100 μL do Controlo Normal (CN) nas posições B1, C1 e D1.
- Pipetavam - se 100 μL do controlo positivo nas posições E1 (Ac) e F1 (P24).
- Pipetavam - se 100 μL do controlo negativo interno na posição G1; e 100 μL do controlo interno positivo na posição H1.
- Após essa etapa, as placas eram incubadas por 30 minutos a 37 °C, na incubadora e agitadora de microplacas Thermo Scientific (Ver figura 10) permitindo a ligação entre os anticorpos presentes nas amostras e os antígenos fixados na placa.

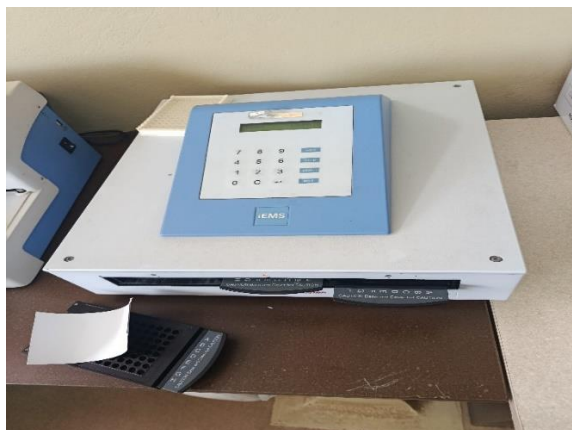


Figura 10: Incubadora e agitadora de microplacas Thermo Scientific. Fonte: Autora.

Em seguida, procedia-se à lavagem da placa na lavadora de microplacas Thermo Scientific (ver figura 11) por cinco vezes com 350 μL de solução tampão, seguida de secagem com gaze estéril.



Figura 11: Lavadora de microplacas ELISA. Fonte: Thermo Fisher Scientific, 2025.

- Posteriormente, eram pipetados 100 μL do conjugado P24 (exceto no branco)
- Incubava - se durante 15 minutos a 37 °C.
- Descartava - se conteúdo da placa.
- Eram adicionados 100 μL do conjugado reconstituído (preparado com diluente e conjugado).
- Incubava - se a placa por 15 minutos a uma temperatura de 37 °C.
- Lavava - se a placa por cinco vezes com solução de lavagem 350 μL .
- Pipetava - se 100 μL do substrato cromogênico em todos os poços.
- Incubava -se 30 minutos no escuro.

- e para interromper a reacção, adicionava -se 50 µL da solução de paragem (ácido sulfúrico – H₂SO₄).

Após a adição da solução de paragem era feita a leitura da absorvância na leitora (ver figura 12), que era realizada após 15 minutos, utilizando espectrofotómetro com comprimento de onda entre 450 nanómetros e 630 nanómetros.



Figura 12: Leitora de microplacas ELISA . Fonte: Thermo Fisher Scientific, 2025.

6.4.2. Detecção do Antígeno de superfície da hepatite e B e Hepatite C

Os testes para detecção de hepatite B e C eram realizados utilizando metodologias baseadas em ELISA Advanced. Este método é considerado padrão ouro para triagem de marcadores virais em bancos de sangue, devido à sua elevada sensibilidade e especificidade (Ministério de Saúde, 2018; Desai, 2023). O ELISA Advanced permite identificar anticorpos e antígenos relacionados ao vírus da hepatite B (HBsAg, anti-HBc, anti-HBs) e ao vírus da hepatite C (anti-HCV).

O princípio do teste consiste na ligação específica entre antígenos virais fixados em placas e anticorpos presentes na amostra de sangue. A reacção é revelada por meio de enzimas conjugadas e substratos cromogênicos, resultando em uma mudança de cor proporcional à quantidade de anticorpos ou antígenos detectados. Essa metodologia avançada reduz significativamente o risco de resultados falso-negativos, assegurando que os hemocomponentes liberados para uso clínico estejam livres de infecções transmissíveis (Ministério de Saúde, 2018; Nascimento e Júnior, 2024). Na execução do teste ELISA Advanced para detecção de hepatite B e C:

- Pipetou-se 20 µl para HBsAg e 100 µL pra HCV de diluente de amostra em cada poço, incluindo o poço em branco (A1).

- Em seguida, pipetaram-se 100 µl do controlo negativo (10 µL para HCV) do KIT nas posições B1, C1 e D1, e 100 µl (10 µL para HCV) do controlo positivo nas posições E1 e F1.
- Pipetou-se 100 µl (10 µL para HCV) do controlo negativo interno (CIN) na posição G1 e 100 µl (10 µL para HCV) do controlo interno positivo na posição H1.
- Posteriormente, pipetaram-se 100 µl das amostras nas posições de A2 até 12H, e a placa foi incubada por 60 minutos a 37 °C. Após esse período, pipetaram-se 50 µl da solução de trabalho conjugado em todos os poços, seguida de nova incubação por 30 minutos a 37 °C.
- Concluída esta etapa, a placa foi lavada cinco vezes com 350 µl de solução de lavagem. Em seguida, pipetou - se 50 µl do reagente cromogênico A e 50 µl do reagente cromogênico B em todos os poços, e a placa foi novamente incubada por 30 minutos a 37 °C.
- De seguida pipetou-se 50 µl da solução de paragem (H₂SO₄), e após 10 minutos, as absorvâncias foram lidas utilizando o comprimento de onda de 450 nanômetros com referência a 630 nanômetros.

6.4.2.1. Interpretação e emissão dos resultados

A interpretação dos resultados obtidos nos ensaios ELISA para hepatite B, hepatite C e HIV foi realizada com base na leitura das densidades ópticas (DO) em espectrofotômetro, utilizando o comprimento de onda de 450 nanômetros com referência a 630 nanômetros. Para cada teste, estabeleceu-se um valor de corte (*cut - off*), calculado a partir da Média dos Controlos Negativos (MCN ou XCN) multiplicada por um factor específico definido pelo fabricante do kit.

Nos ensaios para HIV, o *cut - off* foi determinado pela fórmula Média dos Controlos Negativos (MCN) + 0,200. As amostras que apresentaram valores de densidades ópticas inferiores ao *cut - off* menos 10% foram classificadas como não reactivas, indicando ausência de anticorpos específicos contra o vírus da imunodeficiência humana. Já as amostras com valores superiores foram consideradas reactivas, sugerindo a presença de anticorpos anti-HIV (Ministério de Saúde, 2018).

No caso da hepatite B (HBV), o *cut - off* foi determinado pela fórmula MCN (Média dos controlos Negativos) × 2,1, considerando ainda uma margem de 10% para maior rigor analítico. As amostras que apresentaram valores de densidades ópticas inferiores ao *cut - off* menos 10% foram classificadas como não reactivas, enquanto aquelas com valores superiores foram

consideradas reactivas, sugerindo a presença de antígenos ou anticorpos específicos do HBV (Mabunda *et al.*, 2020; InTec Products, 2023).

Para a hepatite C (HCV), o *cut - off* foi calculado como (Média dos Controles Negativos) XCN $\times$ 2,8, também com a margem de 10%. Amostras com valores de densidades ópticas abaixo desse limite foram interpretadas como não reactivas, indicando ausência de anticorpos anti-HCV, enquanto valores acima foram considerados reactivos, sugerindo a presença de anticorpos contra o vírus da hepatite C (InTec Products, 2023).

6.4.3. Detecção de *Treponema pallidum*

Para a detecção do *treponema pallidum* foi usado o teste RPR a carvão (*Rapid Plasma Reagin – Carbon Antigen Test*) que é um método não treponêmico usado para a detecção indirecta de anticorpos produzidos em resposta à infecção por *Treponema pallidum*. Ele identifica reaginas, anticorpos contra lipídios liberados de células hospedeiras danificadas, e não contra o próprio microrganismo. É amplamente utilizado como exame de triagem para sífilis, devido à sua rapidez, simplicidade e possibilidade de aplicação em larga escala (Shukla *et al.*, 2023).

O teste era realizado seguindo o procedimento descrito pelo fabricante (Fortress diagnostics, 2023):

- Pipetava - se 50 microlitros dos controles positivos e negativos nos primeiros dois círculos do cartão de teste.
- Pipetava - 50 μ L da amostra no cartão de teste.
- Adicionava - se uma gota de 18 (μ L) do reagente antígeno RPR a carvão.
- Misturava-se suavemente em movimentos circulares.
- Agitava - se por 10 minutos a 150 rpm no Agitador orbital (ver figura 13)



Figura 13: Agitador orbital Ovan VXH43E, 10000-01030H. Fonte: Autora.

6.4.3.1. Interpretação dos resultados

A interpretação dos resultados do teste RPR a carvão (ver tabela 3) baseia-se na observação visual da reacção de floculação entre o antígeno contendo partículas de carvão e os anticorpos reagínicos presentes no soro ou plasma do paciente. Quando há presença desses anticorpos, ocorre a formação de grumos escuros, caracterizando um resultado reactivo, que sugere infecção por *Treponema pallidum* (Ferreira, 2013).

Tabela 3: Interpretação do teste (RPR) a carvão

Observação	Interpretação
Flóculos pretos grandes e médios	Reactivo
Flóculos pretos e pequenos	Fracamente reactivo
Sem flóculos	Não reactivo

6.5. Diagnóstico Imuno-hematológico

No sector de Imuno-hematologia, a realização da tipagem ABO e Rh, constitui uma etapa indispensável para a segurança transfusional. A tipagem ABO foi feita por meio de duas provas complementares: a prova directa, que identificava os antígenos A, B e AB presentes na superfície das hemácias, e a prova reversa, que verificava a presença de anticorpos anti-A e anti-B no soro ou plasma do dador.

A determinação do grupo sanguíneo no sistema Rh (D) baseou-se na identificação do antígeno D presente na superfície dos eritrócitos, por meio da utilização de reagentes contendo soro Anti-D. Quando o antígeno é detectado, o indivíduo é classificado como Rh positivo. Na ausência desse marcador, o resultado corresponde ao grupo Rh negativo. Em alguns casos, a expressão do antígeno D pode ocorrer de forma reduzida, seja por características quantitativas ou qualitativas, situação que é designada como variante de D fraco (MISAU, 2017).

Para a prova directa eram usados segmentos das bolsas de sangue o que garante que as hemácias testadas sejam representativas do dador, enquanto para a prova reversa eram usados tubos contendo anticoagulante EDTA para preservar o plasma e evitar a coagulação, permitindo a detecção confiável dos anticorpos (Hadiyal e Hajoori, 2023; Qiu *et al.*, 2023).

A combinação dessas duas metodologias é fundamental, pois reduz discrepâncias e aumenta a precisão da tipagem, prevenindo reacções hemolíticas graves durante transfusões. Além disso, a tipagem Rh, especialmente para o antígeno D, é igualmente crítica, já que incompatibilidades nesse sistema podem resultar em doença hemolítica do recém-nascido ou reacções transfusionais (OMS, 2025).

6.5.1. Prova directa

Na prova directa eram usadas as bolsas de sangue, onde retiravam – se os segmentos que são pequenos tubos plásticos selados que ficam anexados à bolsa principal e contêm uma pequena amostra do mesmo sangue coletado. Para cada unidade de análise, a prova directa era realizada de acordo com o procedimento descrito por (MISAU, 2017; Barone e Fernandes, 2020; Sousa e Mota, 2020), seguinte:

- Primeiramente cinco tubos de hemólise eram identificados com as designações A, B, AB, D e Al (Albumina).
- No tubo A eram adicionadas duas gotas de soro anti-A; no tubo B, duas gotas de soro anti-B; no tubo AB, duas gotas de soro anti-AB; no tubo D, duas gotas de soro anti-D; e no tubo Al, duas gotas de solução de albumina.
- Em seguida, era colocada uma gota da suspensão de hemácias do dador em cada um dos tubos preparados.
- Após essa etapa, os tubos eram centrifugados a 1500 rpm durante 30 segundos e, posteriormente, era observada a ocorrência de aglutinação.

6.5.2. Prova reversa

Para a prova reversa usavam – se todos que continham o anticoagulante EDTA. A prova reversa, iniciava com a preparação da suspensão salina de eritrócitos. Um tubo de hemólise era identificado com o número correspondente à amostra, ao qual eram adicionadas três gotas de eritrócitos e nove partes de soro fisiológico. O conteúdo era homogeneizado e centrifugado a 3400 rpm durante um minuto. Após a centrifugação, o sobrenadante era desprezado e o processo repetido mais duas vezes. Finalmente, aos eritrócitos lavados era acrescentado soro fisiológico até se obter uma suspensão salina com concentração de 4 a 5% (Barone e Fernandes, 2020).

Com a suspensão preparada, procedia-se à prova reversa, segundo os procedimentos descritos por (MISAU, 2017; Barone e Fernandes, 2020; Sousa e Mota, 2020):

- Três tubos de hemólise eram identificados com as designações A1, B e O.
- Em cada tubo eram adicionadas duas gotas do soro da amostra do dador, seguidas de uma gota da suspensão de hemácias previamente preparada (A1, B e O).
- Os tubos eram centrifugados a 1500 rpm durante 30 segundos e, posteriormente, era observada a ocorrência de aglutinação, permitindo reconhecer a presença ou ausência de anticorpos anti-A e anti-B no soro.

6.5.3. Interpretação dos resultados da tipagem ABO e Rh

A interpretação para a prova directa (tabela 4) é baseada na presença ou ausência de aglutininas (reação positiva “+” ou negativa “-”) quando o sangue entra em contacto com cada reagente: Grupo A: reage com Anti-A e Anti-AB, confirmando que as hemácias possuem o antígeno A. Grupo B: reage com Anti-B e Anti-AB, indicando que as hemácias possuem o antígeno B. Grupo AB: reage com todos os soros (Anti-A, Anti-B e Anti-AB), pois possui ambos os antígenos A e B. Grupo O: não reage com nenhum dos soros, já que não apresenta antígenos A nem B na superfície das hemácias. Albumina: funciona como controle negativo, não deve provocar aglutinação em nenhum grupo, servindo apenas para validar o teste (Ministério de Saúde, 2014; MISAU 2017; Barone e Fernandes, 2020).

Tabela 4: Local das aglutinações dependendo do tipo sanguíneo

Grupo sanguíneos	Anti - A	Anti - B	Anti - AB	Albumina
A	+	-	+	-
B	-	+	+	-
AB	+	+	+	-
O	-	-	-	-

A tabela 5 representa a interpretação da tipagem reversa, na qual o soro do paciente é testado contra hemácias reagentes dos grupos A1, B e O. A interpretação baseia-se na observação da aglutinação: o sinal positivo (“+”) indica que o soro contém anticorpos específicos contra o antígeno presente nas hemácias utilizadas; já o sinal negativo (“-”) demonstra a ausência de anticorpos correspondentes. Dessa forma, a tipagem reversa confirma o grupo sanguíneo do paciente por meio da detecção dos anticorpos naturais presentes em seu soro. (Li e Guo, 2022).

Tabela 5: Local das aglutinações da prova reversa ou isoaglutininas

Grupos sanguíneos	A1	B	O
A	-	+	-
B	+	-	-
AB	-	-	-
O	+	+	-

Após a execução e interpretação dos resultados da prova directa e da prova reversa, os dados eram confrontados, permitindo verificar a concordância entre os anticorpos presentes no soro e os antígenos identificados nas hemácias.

Esse procedimento assegurava a precisão da tipagem ABO, a prova directa identifica os antígenos nos eritrócitos e a prova reversa confirma a presença dos anticorpos naturais correspondentes. Quando havia discrepância entre os dois métodos, a prova directa era repetida para confirmar o grupo sanguíneo, garantindo maior confiabilidade no resultado e prevenindo erros que poderiam comprometer a segurança transfusional (Li e Guo, 2022; Qiu, *et al.*, 2023).

6.6. Registo e armazenamento de informações

O processo de registo e armazenamento de informações no Serviço Nacional de Sangue segue etapas que garantem a rastreabilidade e a segurança dos dados. No momento da entrada, o candidato à doação é cadastrado no sistema informatizado e recebe uma ficha individual física com um código próprio o qual será usado em todos os os testes realizados durante o processo.

Quando considerado apto para a doação, o candidato é encaminhado à sala de colheita, onde a doação é realizada, e posteriormente as fichas são enviadas ao sector de Imuno-hematologia, responsável pela determinação do grupo sanguíneo. Após a conclusão da análise, a ficha retorna à recepção com informação do grupo sanguíneo do dador e é arquivada.

No sector de produção, são utilizados protocolos padronizados para o registo das bolsas de sangue recebidas, contendo informações como data do processamento, código da bolsa, peso dos componentes sanguíneos, eventuais descartes e os motivos que os justificam. Ao final de cada mês, são elaboradas estatísticas e os protocolos são arquivados para consulta futura.

No sector de Imuno-hematologia, além da determinação dos grupos sanguíneos, são organizadas estatísticas mensais referentes às tipagens realizadas, os dados são armazenados em arquivos físicos, os protocolos contêm informações essenciais como a data de processamento, o código da amostra e o grupo sanguíneo. No sector de Sorologia, as informações referentes aos testes sorológicos também são registradas e arquivadas em pastas físicas, de modo que, em situações específicas, seja possível recuperar os registros nos livros de arquivo. Na sorologia contêm também o livro de descartes, onde são apontadas todas as bolsas descartadas acompanhadas do respectivo motivo.

As bolsas consideradas aptas, após passarem por todos os testes laboratoriais e cumprirem os critérios de qualidade estabelecidos, são liberadas para uso terapêutico. Essas bolsas ficam disponíveis para transfusões conforme a necessidade, sendo que toda saída é registrada no sector de rotulagem em um livro específico, no qual são anotados dados como o código da bolsa, a quantidade enviada, a data e o destino, garantindo rastreabilidade e confiabilidade no sistema de hemoterapia.

O registo e armazenamento de informações nos bancos de sangue constituem etapas fundamentais para assegurar o rastreio de doadores e a segurança na terapia transfusional. Cada unidade colectada deve ser identificada com um código único, permitindo acompanhar todo o percurso desde a colheita até à transfusão. Esse processo inclui a documentação dos dados do dador, como histórico clínico, resultados da triagem sorológica e tipagem ABO/Rh (AABB, 2018).

O armazenamento das informações é realizado em sistemas informatizados e em registos físicos. A monitoria contínua das condições de conservação das bolsas de sangue, como temperatura e ambiente, é documentado em relatórios, o que permite auditorias e inspecções regulares (Upadhyay, 2023).

A documentação sistemática e o armazenamento seguro das informações são pilares da segurança transfusional, porque permitem não apenas rastrear cada unidade, mas também identificar rapidamente não conformidades e eventos adversos. O registo e armazenamento de dados nos bancos de sangue são práticas essenciais para garantir qualidade, biossegurança e confiança nos serviços de hemoterapia (OMS, 2020b).

6.7. Processo de descarte e destino de bolsas de sangue e componentes descartados

O processo de descarte de bolsas de sangue e seus componentes é uma etapa da rotina hemoterápica, garante a biossegurança e a conformidade com as normas internacionais. As unidades são descartadas quando apresentam resultados reactivos em triagens sorológicas, quando apresentam peso insuficiente, quando o prazo de validade expira, ou ainda quando são identificadas alterações físicas como hemólise, presença de coágulos, sinais de contaminação por hemácias ou coloração anormal (Anvisa, 2018).

No sector de produção, após a identificação da necessidade de descarte, as bolsas de sangue e os componentes sanguíneos eram acondicionados em baldes plásticos identificados com símbolos de risco biológico, seguindo rigorosamente os protocolos de biossegurança.

Em seguida, eram encaminhados para a sala de descarte, localizada em uma área isolada dentro do laboratório destinada exclusivamente ao tratamento inicial, que incluía a desinfecção química do conteúdo das bolsas, neste caso o conteúdo era despejado em pias e desinfectado garantindo a completa inactivação de microrganismos e a eliminação do material. Feito isso as bolsas sem o conteúdo eram encaminhadas a incineradora, localizada no Hospital Geral de Mavalane.

No sector de sorologia, após a realização dos testes sorológicos e a confirmação dos casos positivos, os componentes sanguíneos eram rastreados por meio dos respectivos códigos e, posteriormente, levados a sala de descarte conforme os procedimentos estabelecidos. Todos os descartes realizados em cada sector eram devidamente registados no livro de descarte, garantindo rastreabilidade, controle e conformidade com as normas de biossegurança.

A Organização Mundial da Saúde (2024) reforça que esses resíduos não podem ser descartados directamente em aterros comuns, devendo passar por tratamento prévio, como autoclavagem ou incineração, para inactivação de microrganismos.

7. Resultados

7.1. Amostras recebidas e proveniência

Durante o período de estágio, foram recebidas um total de 3856 unidades de sangue das quais, 930 em bolsas de sangue, 1463 em tubos contendo gel separador e 1463 em tubos contendo EDTA.

A maioria das amostras de sangue, 48% (445) das bolsas e 41.2% (680) dos tubos de sangue provinham do Serviço Nacional de Sangue (SENASA), seguido do Hospital Geral José Macamo (ver gráfico 1).

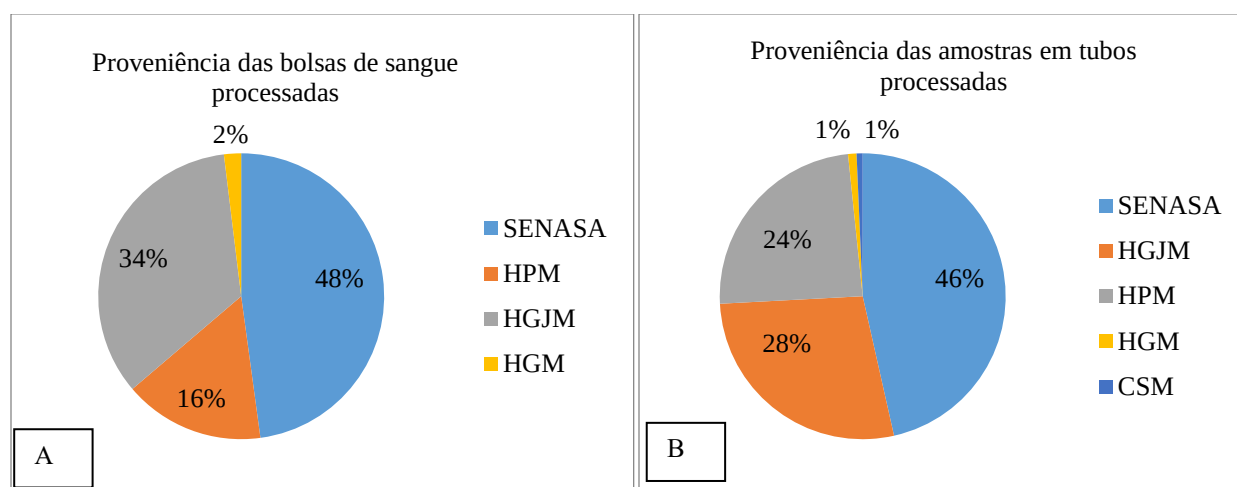


Gráfico 1: Proveniência das bolsas de sangue (A) e amostras em tubos processadas (B)

7.2. Frequência de bolsas de sangue processadas no sector de produção

Das 930 bolsas de sangue recebidas, 56 foram descartadas, sendo que 5.81% (54) apresentavam peso insuficiente e 0.22% (02) hemólise. Foram processadas 874 bolsas para a produção de concentrado de hemácias (874), plasma fresco congelado (874).

A partir das bolsas de plasma fresco congelado obtido (874) foram produzidas 72 bolsas de concentrado de plaquetas nos volumes de aproximadamente 205-350 mL de concentrados de hemácias, 200-250 mL de plasma fresco e 40-70 mL de concentrado de plaquetas (ver figura 14). Destas bolsas de concentrado de plaquetas, 50% (36) foram descartadas por contaminação.

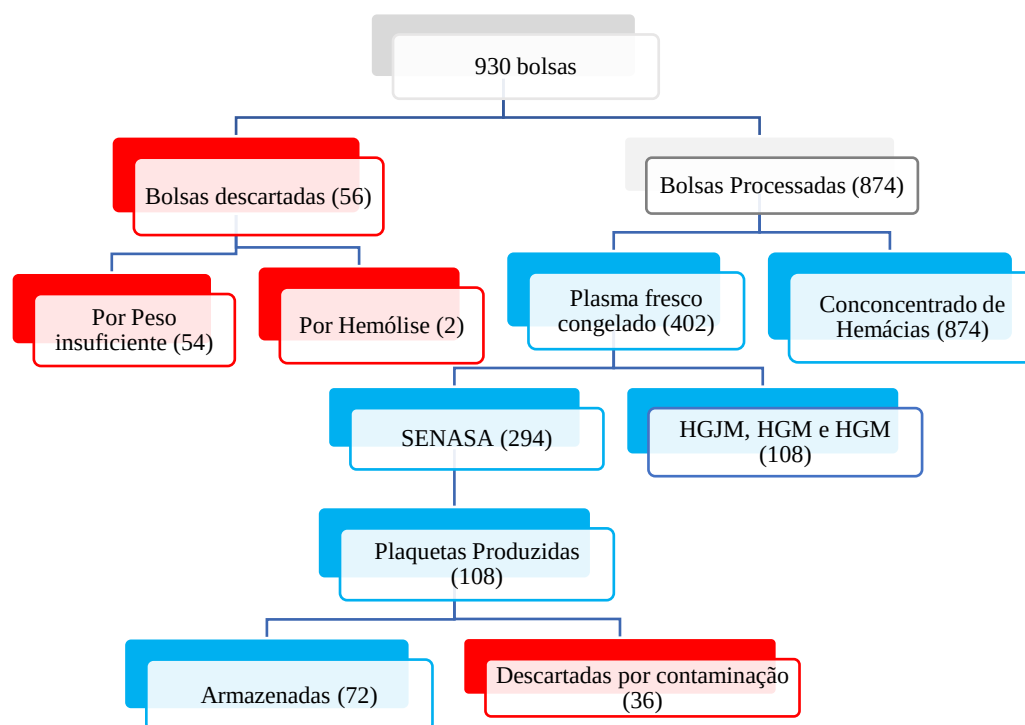


Figura 14: Componentes sanguíneos produzidos

Das 874 bolsas de plasma fresco, 472 bolsas de plasma fresco congelado foram descartadas. A principal razão de descarte foi a validade do plasma 78.39% (370). Esta razão se estende para quase todas as bolsas, independentemente da proveniência, com exceção das bolsas do SENASA, onde o principal factor de descarte foi a contaminação do plasma 43.8% (53), embora um número considerável de bolsas 18.2% (45) tenha sido descartado pela sua validade, constituindo a segunda maior razão de descarte entre as bolsas do SENASA (ver tabela 6).

Tabela 6. Frequência e factores de descarte do plasma

Factor de descarte	Proveniência				Total	Percentagem
	SENASA	HGJM	HPM	HGM		
Plasma verde	1	2	0	0	3	0.64%
Plasma contaminado	53	10	7	0	70	14.83%
Plasma lipémico	22	5	1	0	28	5.93%
Plasma expirado	45	198	112	15	370	78.39%
Bolsa rompida	0	0	1	0	1	0.21%
Total	121	215	120	15	472	100%

7.3. Estado sorológico das amostras processadas

Foram analisadas 1463 amostras em tubos seco com gel separador, das quais 7.72% (113) testaram positivo para os quatro marcadores sorológicos. A infecção por Hepatite B foi de 4.17% (61), sendo a mais frequente para todos os marcadores sorológicos nas amostras testadas (ver tabela 6).

Tabela 7: Frequência dos exames sorológicos por proveniência

Marcador sorológico	SENASA (n=680)		HGJM (n=405)		HPM (n=354)		HGM (n=14)		CSM (n=10)		Total (n=1463)	
	Testes Positivos	%	Testes Positivos	%	Testes positivos	%	Testes positivos	%	Testes positivos	%	Testes positivos	%
HIV	14	2.06	12	2.96	3	0.85	1	7.14	1	10	31	2.12
HbsAg	26	3.82	19	4.69	15	4.25	0	0	1	10	61	4.17
HCV	5	0.73	1	0.25	0	0	0	0	0	0	6	0.41
Sífilis	4	0.59	5	1.23	3	0.85	0	0	1	10	13	0.89
HIV e HbsAg	0	0	1	0.25	0	0	0	0	0	0	1	0.07
HBsAg e Sífilis	0	0	0	0	1	0.28	0	0	0	0	1	0.06
Total	49	7.2	38	9.38	22	6.23	1	7.14	3	30	113	7.72

A tabela mostra ainda que a maior percentagem de casos positivos de HIV, provinham de amostras do CSM (10%). Em relação ao HbsAg, a maior proporção de resultados positivos foi observada no HGJM (4.69%). Para a sífilis, também no CSM se verificou a maior percentagem de casos positivos (10%).

Para o HCV, a maior frequência de resultados positivos foi registada no SENASA (0.73%). Ressalta-se ainda a ocorrência de dois casos de co-infecção, sendo um de HIV e HBsAg e outro de HBsAg e Sífilis, correspondendo a 0.07% e 0.06% respectivamente, do total de amostras analisadas. Para todos tubos (113) que testaram positivo para os marcadores sorológicos foram identificadas as suas respectivas bolsas de sangue e posteriormente descartadas.

7.4. Principais causas de descarte de componentes sanguíneos por proveniência

A tabela abaixo apresenta os factores de descarte de bolsas de sangue e seus derivados das diferentes instituições de proveniência (SENASA, HGJM, HPM, HGM e CSM), totalizando 677 unidades descartadas. O prazo expirado constitui o principal motivo de descarte de componentes sanguíneos, representando 54,65% (370) do total de unidades descartadas (ver tabela 8).

Tabela 8: Causas do descarte de amostras por proveniência

Factor de descarte	Proveniência					Total	%
	SENASA	HGJM	HPM	HGM	CSM		
Marcador positivo	49	38	22	1	3	113	16.69
Peso Insuficiente	30	16	5	3	0	54	7.98
Hemólise	0	1	1	0	0	2	0.30
Plasma Prazo expirado	45	198	112	15	0	370	54.65
Plasma contaminado	53	10	7	0	0	70	10.33
Plasma lipêmico	22	5	1	0	0	28	4.14
Rompimento da Bolsa	0	0	1	0	0	1	0.15
Plasma verde	1	2	0	0	0	3	0.44
Plaquetas contaminadas	36	0	0	0	0	36	5.32
Total	236	270	149	19	3	677	100%

A tabela mostra ainda que a maioria das bolsas descartadas provinham do Hospital Geral José Macamo. Outros motivos, como peso insuficiente, hemólise, plasma lipêmico, rompimento da bolsa e plaquetas contaminadas, ocorrem em menor proporção.

7.5. Frequência de grupos sanguíneos

A maioria (57.9%), das amostras processadas era do grupo O (n = 847); das quais 52.5% (768) com factor Rhesus positivo (Rh^+) e o menor grupo identificado foi AB com 2.2% (n = 31;). Um total de 12 (0.8%) amostras não tiveram seus grupos sanguíneos identificados (ver tabela 9).

Tabela 9: Frequência dos grupos sanguíneos

Factor Rh	Grupos Sanguíneos									
	A		B		AB		O		Não identificado	
	N	%	N	%	N	%	N	%	N	%
Positivo	324	22.1	204	13.9	29	2	768	52.5	12	0.8
Negativo	12	0.8	1	0.1	1	0.1	31	2.1		
Indeter.	21	1.4	11	0.8	1	0.1	48	3.3		
Total	357	24.3	216	14.8	31	2.2	847	57.9	12	0.8

8. Discussão

Foram analisadas 3854 unidades do sangue das quais, 930 em bolsas de sangue, 1463 em tubos contendo gel separador destinadas a testes sorológicos e 1463 em tubos contendo EDTA destinadas a testes imunohematológicos. A maioria das amostras teve origem no Serviço Nacional de Sangue (SENASA), seguido pelo Hospital Geral José Macamo (HGJM), evidenciando que estas instituições são os principais fornecedores de unidades de sangue para o processamento laboratorial.

O SENASA é reconhecido como o principal centro de colheita e distribuição de sangue em Moçambique. A maior proveniência das unidades analisadas a partir desta instituição se justifica pelo seu papel central na coordenação nacional da terapia transfusional, ele organiza campanhas de doação, garante a logística de recolha e armazenamento, e distribui sangue para diversos hospitais do país, inclusive o HGJM.

O padrão de proveniência encontrado neste estudo reflecte a centralidade do SENASA na colheita e distribuição nacional, mas também a relevância do HGJM como hospital de grande fluxo transfusional.

As amostras foram submetidas a testes sorológicos para detecção de marcadores de infecções transmissíveis pelo sangue, como HIV, hepatite B (HBsAg), hepatite C (anti-HCV) e sífilis (RPR). Em estudos semelhantes (Makroo *et al.*, 2015; Santos, *et al.*, 2016; De Oliveira, 2023; Nhachigulo *et al.*, 2025) observou-se que a maioria das amostras apresenta resultados não reactivos, confirmando a segurança da maior parte das unidades.

Uma proporção menor 7,72% apresentou sorologia positiva para um ou mais marcadores, reflectindo a realidade epidemiológica da população de dadores e confirmando a importância da triagem laboratorial como barreira essencial para a segurança transfusional. Entre os marcadores avaliados, o HBsAg foi o mais prevalente, com 4,17% de positividade, estudos feitos no Brasil e na Índia (Borelli *et al.*, 2013; Makroo *et al.*, 2015) também indicaram o HbsAg como o principal motivo de descarte de bolsas de sangue.

Seguido pelo HIV (2,12%), sífilis (0,89%) e HCV (0,41%). Esses resultados reflectem o perfil epidemiológico dos dadores de sangue em Moçambique, onde a hepatite B continua a ser um

problema de saúde pública relevante, com taxas superiores às observadas para outros agentes infecciosos.

Os resultados obtidos neste estudo demonstraram que a expiração do prazo de validade do plasma constituiu o principal motivo de descarte, correspondendo a 54,7% das unidades descartadas. A expiração do prazo dos componentes sanguíneos, de forma geral, representa um factor relevante que contribui para o aumento do descarte.

Este resultado está directamente associado às práticas de colheita e transporte. Instituições como o HGJM e outras entidades encaminhavam as unidades de sangue após um intervalo superior a 24 horas da colheita, o que inviabilizava a utilização dentro do período recomendado e, consequentemente, resultava na perda das bolsas por expiração do prazo (Herving *et al.*, 2016).

Essa observação contrasta com estudos realizados na Índia, como os de Mahapatra *et al.*, (2017), Patil *et al.*, (2016), Kanani *et al.*, (2017) e Suresh *et al.* (2016), nos quais o concentrado de plaquetas foi identificado como o componente mais frequentemente descartado.

Essa divergência pode estar relacionada às diferenças na demanda transfusional, às condições de armazenamento e à infraestrutura dos serviços de terapia transfusional em diferentes contextos. Enquanto o plasma apresenta maior estabilidade em ambientes com capacidade adequada de congelamento, as plaquetas, por sua curta validade e necessidade de agitação tendem a ser mais vulneráveis ao descarte em sistemas com elevada produção ou menor rotatividade transfusional.

A sorologia positiva foi a segunda causa de descartes das bolsas de sangue (16,69%). A infecção por HBV foi a maior causa do descarte (4.17%), seguido do HIV (2.12%). Essa evidência é semelhante a encontrada nos estudos de Nhachigule *et al.*, (2025), Okoroiwu e Asemota (2019). Moçambique é considerado um país de elevada endemicidade para o HBV, e estudos realizados em doadores de sangue no país também demonstram a alta prevalência do HBV (Mabunda, 2025).

Outros motivos como bolsa rompida, hemólise e plasma verde aparecem em menor frequência (0.21%), (0.29%), (0.64%), respectivamente. Esses motivos são reconhecidos em diretrizes internacionais como indicadores de comprometimento da qualidade dos componentes sanguíneos, justificando o descarte para garantir a segurança transfusional (OMS, 2012).

Observou-se um predomínio do grupo O positivo, que corresponde a 52,5% dos casos, seguido pelo grupo A positivo (22,1%) e B positivo (13,9%). Essa predominância do grupo O é consistente com dados epidemiológicos de populações africanas, onde este grupo é o mais frequente, representando uma vantagem para os serviços de terapia transfusional, já que o grupo O é considerado doador universal de hemácias (OMS, 2022).

Na Europa, a distribuição difere significativamente: o grupo A é mais frequente, representando cerca de 30–40% da população, seguido do grupo O (30–35%), B (10–15%) e AB (5–7%). O factor Rh negativo é mais comum, variando entre 15% e 20% em países como Portugal, França e Reino Unido (Duran *et al*, 2007).

9. Perspectiva crítica dos processos de trabalho da unidade de estágio

Durante o estágio no Serviço Nacional de Sangue observou - se a relevância desta instituição para a segurança transfusional e para a saúde pública em geral. A unidade caracteriza-se por uma rotina laboratorial rigorosa, pautada em protocolos bem definidos que abrangem desde a selecção de dadores, triagem clínica, colheita de sangue, exames sorológicos e imuno - hematológicos, o armazenamento e distribuição dos componentes sanguíneos.

Observou-se que a padronização dos procedimentos e o compromisso com as normas de biossegurança constituem pontos fortes da unidade, garantindo maior confiabilidade nos resultados e protecção tanto dos profissionais quanto dos receptores. A equipe técnica demonstrou elevado nível de qualificação, o que contribui para a manutenção da qualidade dos serviços prestados.

Entretanto, algumas fragilidades também foram identificadas ao longo da experiência. Destaca – se a dependência exclusiva da metodologia ELISA para o rastreio de Infecções Transmissíveis por Transusão (ITT's). Esta limitação técnica impõe uma vulnerabilidade significativa ao processo, face ao persistente desafio de 'janela imunológica', período em que o agente patogénico pode estar presente na unidade de sangue sem ser detectado pela sorologia. Esta dependência laboratorial revela a necessidade de implementação de testes moleculares para a identificação directa do material genético dos vírus.

Adicionalmente, identificou – se uma limitação no painel de rastreio, que se restringe actualmente no HIV, HBV, HCV e Sífilis. Essa abordagem, embora essencial, exclui outros patogénos virais e bacterianos de relevância epidemiológica, como é o caso da malária, uma doença endémica em Moçambique com impacto severo, cuja ausência de triagem sistemática nos hemocomponentes representa uma lacuna crítica na segurança transfusional e um risco acrescido, especialmente para receptores imunocomprometidos.

Constatou – se que o sistema ainda carece de registos adequados para a monitoria de discrepâncias imuno – hematológicas e de uma estratégia estruturada para o rastreio e a identificação de fenótipos de grupos sanguíneos raros. Esta lacuna na gestão de dados e na vigilância dificulta a resposta atempada a casos complexos, sublinhando a necessidade de

implementar sistemas de informação mais robustos que garantam a rastreabilidade e a eficácia da gestão de dadores e receptores com necessidades transfusionais específicas

Por outro lado, a escassez de reagentes e insumos comprometeu a fluidez das actividades, revelando a necessidade de maior investimento em recursos materiais. A dependência de doadores voluntários mostrou-se um factor limitante, já que a variação na disponibilidade de sangue impacta directamente a capacidade de resposta em situações emergenciais.

Além disso, verificou-se que a gestão documental ainda carece de maior informatização e integração de sistemas, o que poderia reduzir falhas humanas e agilizar os registos. A comunicação interna, por vezes fragmentada, dificultou a articulação entre os diferentes sectores.

10. Conclusão

O estágio permitiu alcançar os objectivos inicialmente propostos, ao proporcionar experiência prática, no desenvolvimento de competências e na consolidação de conhecimentos teóricos aplicados à realidade do Serviço Nacional de Sangue. Este estágio contribuiu não apenas para o crescimento académico, mas também para a formação profissional, reforçando a importância da integração entre teoria e prática.

Na análise de dados observou-se que a expiração do prazo de validade do plasma constitui a causa mais frequente do descarte das bolsas, seguida pelas infecções de transmissão transfusional, em especial a infecção pelo vírus da hepatite B (HBV), cuja elevada endemicidade em Moçambique se reflecte directamente na segurança transfusional. Outros motivos, como hemólise, bolsas rompidas e alterações visuais (plasma verde), embora menos prevalentes, também evidenciam a necessidade de rigor no manuseio e armazenamento.

O grupo sanguíneo mais frequente foi O Rhesus positivo, em consonância com o perfil epidemiológico da África Subsaariana, onde este grupo é o mais frequente. Observou-se ainda uma baixa proporção de indivíduos com factor Rh negativo, o que representa um desafio para os serviços de hemoterapia na gestão de estoques e na garantia de compatibilidade em situações clínicas específicas.

Esses resultados demonstram que o descarte de sangue não é apenas um problema operacional, mas um reflexo de desafios estruturais e epidemiológicos que exigem respostas integradas. A melhoria da logística de transporte, o fortalecimento dos protocolos de biossegurança, a ampliação da triagem laboratorial com métodos mais sensíveis e a promoção da vacinação contra HBV são medidas fundamentais para reduzir perdas e garantir maior eficiência no uso dos hemocomponentes.

Por fim, destaca-se a necessidade de novos estudos voltados à temática, para aprofundar a análise dos factores relacionados ao descarte e propor estratégias adaptadas à realidade nacional. A produção de evidências locais, comparadas com experiências internacionais, será essencial para orientar políticas públicas e consolidar práticas que assegurem a qualidade, a segurança e a sustentabilidade dos serviços de hemoterapia em Moçambique.

11. Recomendações

- Fortalecer a informatização dos registos e da integração dos sistemas, de modo a reduzir falhas humanas e agilizar a gestão documental.
- Ampliar os investimentos em infraestrutura laboratorial e em insumos, garantindo maior estabilidade na execução das actividades e evitando interrupções por escassez de reagentes e equipamentos.
- Implementação do rastreio de malária e de outros patógenos endémicos relevantes em todos doadores de sangue, conforme as orientações da Organização Mundial da Saúde (OMS), para garantir a segurança transfusional e a eliminação de riscos infecciosos para os receptores.
- Notificação sistemática e o registo de todas as discrepâncias de tipagem ABO e Rh detectadas, visando a resolução de conflitos entre a prova directa e reversa.
- Implementação da fenotipagem eritrocitária para o rastreio de grupos sanguíneos raros, assegurando a compatibilidade imunológica total e prevenindo reacções transfusionais graves em receptores com perfis antigénicos específicos.
- A comunicação interna deve ser reforçada, com mecanismos que favoreçam a articulação entre os diferentes sectores, assegurando maior fluidez no percurso das unidades de sangue desde a colheita até a distribuição.

12. Limitações do estágio

- O estágio teve pouco tempo de duração, o que limitou a observação de determinadas situações críticas, como períodos de maior demanda transfusional ou campanhas nacionais de doação.
- A análise concentrou-se em uma unidade específica, não abrangendo a totalidade dos serviços regionais, o que restringe a generalização dos resultados.
- Escassez de pesquisas científicas realizadas em âmbito nacional que disponibilizem informações sobre os factores relacionados com os descartes de bolsas de sangue.

13. Referências bibliográficas

1. Association for the Advancement of Blood e Biotherapies (2018). Fundamental Standards for Blood Collection and Transfusion. Bethesda.
2. Agência Nacional de Vigilância Sanitária (2016). Boas Práticas no Ciclo do Sangue. Brasília.
3. Agência Nacional de Vigilância Sanitária (2021). Curso Básico de Boas Práticas no Ciclo do Sangue. Brasília.
4. Agência Nacional de Vigilância Sanitária (2021). FAQ transporte de sangue e componentes no âmbito da hemoterapia. Brasília.
5. Almeida, L. A.V., C. G. Silva, I. D. S. Oliveira, J. A. S. Júnior (2021). Análise do descarte de hemocomponentes em uma agência transfusional no norte de minas. *Journal hematology transfus cell therapy*, 43 (1): 369.
6. Ashfaq, F., S. Hayee e S. Ahmed (2021). ABO Blood Group System and Rh factor. *The Journal of Zoology*, 2 (1): 3 – 4.
7. Barone, A., A. Fernandes (2020). Aula prática de Imunohematologia.
8. Barriteau, C. M., R. D. Sumugod P. F. , Lindholm, K. Hartman e G. Ramsey (2022). RHD genotyping to resolve weak and discrepant RhD patient phenotypes. *Transfusion*, 62 (10): 2145–2152.
9. Brasil (2008). Guia Para Uso De Hemocomponentes.
10. Carvalho, J. A., K. P. de Sousa, D. S. de Alcantâra, P. Gama, K. A. Oliveira, M. P. de Melo N. M. Buges (2024). Descarte de bolsas de sangue e hemocomponentes: revisão de literatura. *Brazilian Journal of Health Review*, 7 (2): 01 - 12.
11. Basu, B., R. Kulkarni (2014). Overview of blood components and their preparation. *Indian Journal of Anaesthesia*. 58 (5): 1 – 9.
12. Chung, K. W., S. V. Basavaraju, M. U. Y. Santen, K. L. Henry, K. A. Haass, R. Berger, M. J. Kuehnert (2016). Declining blood collection and utilization in the United States. *Transfusion*. 56: 2184 – 2192.
13. Collins, R. A., M. K. Wisniewski, J. H. Waters, D. J. Triulzi e M. H. Yazer (2015). Effectiveness of Multiple Initiatives to Reduce Blood Component Wastage. *Am J Clin Pathol*. 14 (3): 329 – 335.

14. Covo M. Z., E. D. A. Cruz, A. B. Maurício, J. Batista, L. A. L. Souza (2019). Custo financeiro dos descartes de sangue total e hemocomponentes em um hemocentro coordenador brasileiro. *Rev. Gaúcha Enferm.* 40: 1 - 10.
15. De Freitas, E. M., R. T. Pinto, A. F. Robert e K. S. M. Purim (2024). Perfil sociodemográfico das doações de sangue e formas de incentivá-las. *Revista Cereus de Ciências médicas*, 16 (5): 1 – 15.
16. Dean L., (2005). Blood Groups and Red Cell Antigens. Bethesda (MD): National Center for Biotechnology Information.
17. Desai, S. P. (2023). Evaluation of sensitivity and specificity of third and fourth generation ELISA in detecting Hepatitis B Virus among blood donors. *International Journal of Scientific Research in Science and Technology*, 10 (5): 512–516.
18. Duran, J. A. T. Chabert, F. Rodrigues, D. Pestana (2007). Distribuição Dos Grupos Sanguíneos Na População Portuguesa. 29 : 1 – 13.
19. Feitosa A. C. F e O. C. F. Júnior (2021). O uso de indicadores nas diversas etapas do ciclo do sangue: uso de ferramenta de seleção. *J Bras Patol Med Lab*, 57: 1 – 8.
20. Ferguson, E., C. Murray e C. R. E. O’Carroll (2019). Doação de Sangue: Impacto na saúde, prevalência, correlatos e intervenções. *Psicologia e Saúde*, 34 (9): 1073 – 1104.
21. Ferreira, L. J. M. (2013). Infecção por *Treponema pallidum*: análise serológica e pesquisa de DNA. 84pp. Tese de mestrado. Lisboa. Universidade Nova de Lisboa.
22. Flausino, G. F., F. F. Nunes, J. G. M. Cioffi e A. B. F. C. Proietti, (2015). The production cycle of blood and transfusion: what the clinician should know. *Rev Med Minas Gerais*, 25 (2): 258 – 267.
23. Fung, M. K., A. F Eder, S. L. Spitalnik e C. M. Westhoff, (2014). Technical manual. 18^a edição. *American Association of Blood Banks*.
24. Gao, X., Q. Cui, X. Shi, J. Su, Z. Peng, X. Chen, N. Lei, K. Ding, L. Wang, R. Yu e N. Wang, (2011). Prevalence and trend of hepatitis C virus infection among blood donors in Chinese mainland: a systematic review and meta-analysis. *BMC Infect Dis*, 11 (88): 1 – 14.
25. Gonçalves, P., P. Mascarenhas, R. Marcelino, N. Mabunda, A. Kroidl, W. C. Buck, I. Jani, C. Palladino, e N. Taveira (2024). HIV-1 Antiretroviral Drug Resistance in Mozambique: A Systematic Review and Meta-Analysis. *Viruses*, 16 (12): 1 – 19.

26. Goodnough, L. T e A. K. Panigrahi (2017). *Blood Transfusion Therapy. Medical clinic*, 101 (2): 431 – 447.
27. Gupta R., A. Kumar e M. Singhal (2024). Uma revisão crítica da modelagem do fluxo sanguíneo no sistema cardiovascular humano. *Revista do Instituto Indiano de Ciências*, 104: 39 – 63.
28. Hensley, N. B. e M. A. Mazzeffi (2021). Pro-Con Debate: Fibrinogen Concentrate or Cryoprecipitate for Treatment of Acquired Hypofibrinogenemia in Cardiac Surgical Patients. *Anesthesia & Analgesia*, 133 (1): 19 – 28.
29. Herviga T., S. Kaadaa, J. Seghatchian (2014). Storage and handling of blood components – perspectives. *Transfusion and Apheresis Science*. 51 (1): 103 – 106.
30. Hossain, R. (2021). Enzyme-Linked Immunosorbent Assay.
31. InTec Products. (2023). *Anti-HCV ELISA kit: Instructions for use*. InTec Diagnostics. Manual técnico de kit sorológico.
32. InTec Products, (2023). *Anti-HBsAg ELISA kit: Instructions for use*. InTec Diagnostics. (Manual técnico de kit sorológico).
33. Instituto Nacional de Saúde (2022). *Manual de biossegurança e bioprotecção: 2.ª edição*. Maputo.
34. Jaques B., P. C. A. Saldanha, A. C. R. de Moraes (2020). Profile of blood donations with a positive serology in Southern Brazil. Hematology. *Transfusion and Cell Therapy*, 42 (2): 129 – 133.
35. Junqueira, P., J. Rosenblit e N. Hamerschlak (2005). História da Hemoterapia no Brasil. *Revista Brasileira de Hematologia e Hemoterapia*, 27 (3): 153 – 158.
36. Kaur, G. e P. Kaur (2015). Syphilis testing in blood donors: an update. *Blood Transfus*, 13 (2): 197 – 204.
37. Kanagasabai U., L. Sousa, M. S. Chevalier, S. Gruteuter, D. Ibrahim, S. Salimo, E. Naueia, L. Daniel, S. Khan, D. Ujamma, S. Behel, I. Malimane e B. Brameh (2025). Efforts to link HIV-positive and high-risk blood donors to HIV testing, and treatment services, Mozambique, 2019 – 2020. *Scientific Reports*, 15 (20730): 1 – 10.
38. Kanani, A. N., J. H. Vachhani, S. K. Dholakiya, S. B. Upadhyay (2017) Analysis on Discard of Blood and Its Products with Suggested Possible Strategies to Reduce Its Occurrence in a

- Blood Bank of Tertiary Care Hospital in Western India. *Global Journal of Transfusion Medicine* 2 (2): 130 – 136.
39. Li, H. Y. e K. Guo (2022). Blood Grouping Testing. *Frontiers in Medicine*, 9: 1 – 11.
 40. Lippi, G. e M. Franchini (2013). Lipaemic donations: Truth and consequences. *Transfusion and Apheresis Science*. 49 (2): 181 – 184.
 41. Linhares,
 42. Mabunda N., O. Augusto, A. F. Zicai, A. Duajá, S. Ociano, N. Ismael, A. Vubil, T. Mussá, M. Moraes, I. Jani (2022). Nucleic acid testing identifies high prevalence of blood borne viruses among approved blood donors in Mozambique, PLoS One. 17 (4): 1 – 12.
 43. Mahapatra, S., B. B. Sahoo, G. K .Ray, D. Mishra, R. Panigrahi e P. Parida (2017). Discard Of Blood And Blood Components With Study Of Causes – A Good Manufacture Practice. *World journal of pharmaceutical and medical research*. 3 (2): 172 – 175.
 44. Makroo, R. N., H. VIKAS., C. Mohit., B. Aakanksha e N. L, Rosama (2015). Soroprevalência de marcadores infecciosos e suas tendencias em doadores de sangue em um banco de sangue hospitalar no norte da India. *Indian Journal of Medical Research*, 142 (3): 317 – 322.
 45. Martins, M. H. (2018). A importância do banco de sangue no cenário hemoterápico, *Revista Eletrônica Unifia*.
 46. Maquessene, O., O. Laurindo, L. Chambal, N. Ismael, e N. Mabunda (2025). Serological and Molecular Characterization of the Hepatitis B Virus in Blood Donors in Maputo City, Mozambique. *Viruses*, 17 (1): 1 – 12.
 47. McCullough, J. (2010). Overview of Platelet Transfusion. *Seminars in Hematology*. 47 (3): 235 – 242.
 48. Ministério da Saúde (2017). Módulo Vocacional para Formação Inicial de Técnicos Médio de Laboratório. Módulo Vocacional 2: Banco de sangue.
 49. Ministério da Saúde (2013). Manual de gestão da qualidade para serviços de hemoterapia. 1ª edição. Brasília. 294pp.
 50. Ministério da Saúde (2013). Manual Técnico para o diagnóstico da Infecção pelo HIV. Brasília. 56pp.
 51. Ministério da Saúde (2014). Imunohematologia laboratorial. 1ª edição. Brasília. 62 pp.
 52. Ministério da Saúde (2015). Guia de uso de hemocomponentes. 2ª edição. Brasília. 136pp.

53. Ministério da Saúde (2018). Manual técnico para o diagnóstico das hepatites virais. Brasília. 125 pp.
54. Ministério da Saúde (2022). Guia de inspeção visual de Hemocomponentes. Brasília
55. Mittal, K., P. Kaur, R. Kaur, G. Kaur, A. Parmar e S. Sharma (2025). Trends in syphilis seroreactivity among blood donors: A 17 year retrospective analysis and follow-up at tertiary care hospital. *Transfusion and Apheresis Science*. 64 (2): 1 – 10.
56. Mitra, R., N. Mishra e G. P. Rath (2014). Blood groups systems. *Indian Journal of Anaesthesia*, 58 (5): 524 – 528.
57. Moçambique (2015). Governo cria Serviço Nacional de Sangue. Disponível em [Governo cria Serviço Nacional do Sangue / PR recebe primeira-ministra da Itália, Giorgia Meloni / Imprensa / Início - Portal do Governo de Moçambique](#) acessado em 21 de Agosto de 2025.
58. Nhachigule, C., O. Matola, A. Mungumbe, A. Nhangave, M. Caetano, O. Loquiha e N. Mabunda (2025). Analysis of the most common causes of blood donor deferral in Southern Mozambique. *BMC infect Dis*, 25 (994): 1 – 8.
59. Okoroiwu, H.U., E. A. Asemota (2019). Blood donors deferral prevalence and causes in a tertiary health care hospital, Southern Nigeria. *BMC Health Serv Res*. 19 (1): 510.
60. Oliveira, A.P.A. (2023). Principais causas do descarte de hemocomponentes e hemoderivados em bancos de sangue do Brasil. 21.pp. Tese de Licenciatura. Brasília. Centro Universitário De Brasília.
61. Organização Mundial da Saúde (2010). Screening Donated Blood for Transfusion Transmissible Infections. Recommendations. 72. pp.
62. Organização Mundial da Saúde (2011). Blood safety: Good manufacturing practices for blood and components. Geneva.
63. Organização Mundial da Saúde (2020). *Manual de biossegurança laboratorial: 4ª edição*. Genebra.
64. Organização Mundial da Saúde (2020). Action framework to advance universal access to safe, effective and quality-assured blood products 2020 – 2023. Geneva. 48.pp.
65. Organização Mundial da Saúde (2022). Relatório de status global sobre segurança e disponibilidade do sangue 2021. 21.pp.
66. Organização Mundial da Saúde (2022). Atlas das Estatísticas da Saúde em África: Análise da situação sanitária da Região Africana da OMS — Relatório de síntese. 44.pp

67. Organização Mundial da Saúde (2024). Global Hepatitis Report 2024: Action for Access in Low-and Middle. 1ª edição. Geneva, Switzerland. 244.pp.
68. Patil, P., A. Bhake, K. Hiwale (2016). Analysis of discard of whole blood and its components with suggested possible strategies to reduce it. *International Journal of Research in Medical Sciences*. 4 (2): 477 – 481.
69. Pereima, R. S. M. R. e K. S. Reibnitz, J. G. Martini, R. G. Nitschke (2010). Doação de sangue: solidariedade mecânica versus solidariedade orgânica. *Revista Brasileira de Enfermagem*, 63 (2): 322 – 327.
70. Pinto, K. M. (2010). Hemocomponentes: produção, procedimentos especiais e uso clínico. Rio de Janeiro: INCA.
71. Qiu, H., X. Wang & Y. Shao (2023). Forward and reverse typing discrepancy and crossmatch incompatibility of ABO blood groups: cause analysis and treatment. *Hematology*, 28 (1): 1 – 7.
72. Quintas E., A. D. C. Cogle, A. Sebastião, A. C. Pereira, A. Sarmento, J. V. Dúnem e L. Cordeiro (2018). Prevalence of syphilis in blood donors in Angola from 2011 to 2016. *Clinical and Medical Reports*. 1 (4): 1 – 4.
73. Santos, F. O., J. F. F. Vieira, G. R. Leite, G. Maia, M. A. Martins (2016). Descarte de bolsas de sangue e a positividade sorológica em doadores em um hemocentro.
74. Santos, J. Á. D., A. P. C. Sessin, J.E.D. Giacomo, R. A. Bento, D. E. Rossetto, A. P. C. Rodrigues (2023). Prevalência de sorologia positiva para sífilis dos doadores do banco de sangue são paulo no ano 2022. *hematol transfus cell ther*. 45 (4): 1 – 6.
75. Sarkodie, F., O. Hassall, E. O. Dabo, S. O. Ofori, I. Bates, I. C. Bygbjerg, J. K. Ansah, H. Ullum (2016). Syphilis screening practices in blood transfusion facilities in Ghana. *International Journal of Infectious Diseases*, 43: 90 – 94.
76. Serviço Nacional de Sangue (2021). Relatório Anual do SENASA 2021. Maputo.
77. Shamshirian A., A. R. Mohseni, A. A. Pourfathollah, S. Mehdipour, S. Hosseini, A. Ghorbanpour e S. Azizi (2018). Uma revisão do uso e desperdício de sangue em um centro cardíaco terciário. *Revista Internacional de Medicina Clínica e Laboratorial*, 1 – 8.
78. Sharma, N., S. Kaushik, R. Kumar , S. Azad, S. Acharya, S. Kudesia (2014). Causes of Wastage of Blood and Blood Components: A Retrospective Analysis. *IOSR Journal of Dental and Medical Sciences*. 13 (12): 1 – 3.

79. Sharma S., P. Sharma e L. N. Tyler (2011). Transfusion of blood and blood products: indication and complications. *American family physician*. 83 (6): 719 – 724.
80. Shukla, M. R., Pereira, L., Gaynor, A. M., Sun, Y., Edwards, D., Simmons, T., Andrews, C. W., Park, I. U., J. Hong, W. Cao, E.N. Kersh Y. e Fakile (2023). Evaluation of three automated nontreponemal rapid plasma reagin (RPR) tests for the laboratory diagnosis of syphilis. *Journal of Clinical Microbiology*, 61 (5): 1 - 11.
81. Silva D. A., C. M. Gonçalves, J. V. da Silva¹, L. A. Silva, K. C. de Alcântara (2024). Descarte de Hemocomponentes em um Banco de Sangue Público. *Revista de estudos Vida e Saúde*, 50 (1): 1 – 8.
82. Smart, E. e B. Armstrong (2020). Blood group systems. *ISBT Science Series*, 15 (51): 123 – 150.
83. Sousa, M., S. Mota (2020). Manual Prático de Imunohematologia. Porto
84. Stokx, J., P. Gillet, A. De Weggheleire, E. C. Casas, R. Maendaenda, A. J Beulane., I. V. Jani, S. Kidane, C. D. Mosse, J. Jacobs e E. Bottieau (2011). Seroprevalence of transfusion-transmissible infections and evaluation of the pre-donation screening performance at the Provincial Hospital of Tete, Mozambique. *BMC Infectious Diseases*, 11 (41): 1 – 8.
85. Suresh, B., K. V. S. Babu, R. Arun, P. Chandramouli, D. S. Jothibai (2015). Reasons for discarding whole blood and its components in a tertiary care teaching hospital blood bank in South India. *Journal of Clinical and Scientific Research*. 4 (3): 213 – 219.
86. Tavares, A. S., K. F. Ribeiro e L. P. R. Moura (2023). Desafios Relacionados Às Intercorrências Da Prática Hemoterápica E Suas Implicações. Trabalho de conclusão de curso em Biomedicina. Centro Universitário Una. Itumbiara/GO.
87. Thermo Fisher Scientific (2025). *ELISA instrumentation and equipment*. Thermo Fisher Scientific. Acessado em 14 de novembro de 2025. Disponível em <https://www.thermofisher.com/br/pt/home/life-science/antibodies/immunoassays/elisa-kits/elisa-instruments-equipment.html>.
88. Trevisol F. S. , G. T. Ossani, G. O. C.Parma, D. J. Trevisol (2025). Hepatitis C virus infection in blood donors in Santa Catarina, Brazil, 2010 – 2020. *Transfusion Medicine*. 35: 486 – 493.
89. Vivas, W. L. P., D. S. Rebouças, A. L. D. Fabro, e R. Cipolotti (2006). Manual prático de hematologia. *Rev Bras Hematol Hemoter*, 28 (4): 284 – 287.

90. Viegas, E. O., N. Tembe, E. Macovela, E. Gonçalves, O. Augusto, N. Ismael, N. Siteo, C. De Schacht, N. Bhatt, B. Megg, C. Araujo, E. Sandström, G. Biberfeld, C. Nilsson, S. Andersson, I. Jani e N. Ossman (2015). Incidence of HIV and the Prevalence of HIV, Hepatitis B and Syphilis among Youths in Maputo, Mozambique: A Cohort Study. *Plos One* 10 (3): 1 – 15.