

Cristian Penha Góes Moreira

**Análise bioquímica e microbiológica dos
concentrados de hemácias não hemolisadas
devolvidas ao Centro de Hematologia e Hemoterapia
do Ceará (Hemoce)**

UNIVERSIDADE FEDERAL DO CEARÁ

HEMOCE

2000

Cristian Penha Góes Moreira

Médica, Clínica Geral, aluna do XIV curso de Especialização em Hematologia e Hemoterapia

**ANÁLISE BIOQUÍMICA E MICROBIOLÓGICA DOS
CONCENTRADOS DE HEMÁCIAS NÃO HEMOLISADAS
DEVOLVIDAS AO CENTRO DE HEMATOLOGIA E HEMOTERAPIA
DO CEARÁ (HEMOCE)**

Monografia apresentada ao Curso de Especialização em Hematologia e Hemoterapia da Universidade Federal do Ceará, como requisito final para obtenção do título de especialista.

**UNIVERSIDADE FEDERAL DO CEARÁ
CENTRO DE HEMATOLOGIA E HEMOTERAPIA DO CEARÁ
(HEMOCE)**

Fortaleza - Ceará - Brasil

Março - 2000

*Ao meu marido e filho, pessoas
que torceram para o meu êxito.*

Do médico ao paciente

"Deixa-me meditar em teu coração: vigiar teu sofrer e enxugar teu pranto. Assim teus olhos serão menos aflitos, tua alma menos dolorida e eu descobrirei o segredo da esperança"

Autor: desconhecido.

*“Não é a arte de curar que torna grande o
homem, mas é o homem que torna grande
a arte de curar”*

Ts'iao Yu

(Médico Chinês do século XVI)

Orientador:

Dr. Francisco Wanderberg Rodrigues dos Santos

Médico Hemoterapeuta do HEMOCE
Coordenador do serviço transfusional do Instituto Dr.
José Frota - HEMOCE

Co-orientador:

Dr. Marcos Antônio Martins da Silva

Farmacêutico - Bioquímico
Responsável pelo Laboratório de Controle de Qualidade
do HEMOCE

AGRADECIMENTOS

- À Deus, pelos momentos de conforto que me deu.
- Aos mestres que compartilharam seus ensinamentos.
- Ao Dr. Marcos Antônio Martins da Silva, de grande dedicação à realização do meu trabalho.
- Ao Dr. Francisco Wanderberg Rodrigues dos Santos pela orientação para a realização desse trabalho.
- A Dra. Alana, pelos momentos de dedicação ao ensino.
- A Dra. Luciana Carlos Barros, por me auxiliar na escolha de um tema para minha monografia.
- Aos funcionários do Setor de Fracionamento e a Dra. Eliane Maria Cunha da Silva (Chefe do Setor de Fracionamento) que juntos tornaram menos árduo o caminho para a finalização desse trabalho.
- Ao Setor de Hemoglobina, à Dra. Fátima e à Dra. Rita pela presteza de auxílio na realização das técnicas de estudo.
- A todos os funcionários do Hemoce, como Telma, Selma, Edvaldo, Liduína e outros que mesmo no anonimato, contribuíram para o término desse trabalho.
- Ao Acadêmico de medicina Luis Fábio pela realização da análise estatística deste estudo.

ÍNDICE

RESUMO.....	09
INTRODUÇÃO.....	10
REVISÃO LITERÁRIA.....	16
MATERIAIS E MÉTODOS.....	28
RESULTADOS.....	33
DISCUSSÃO.....	84
CONCLUSÃO.....	98
ABSTRACT.....	99
REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS.....	100
ANEXOS.....	105

RESUMO

Esse estudo se destinou à análise microbiológica e bioquímica através da realização de hemoculturas, medida do pH e glicose dos 163 concentrados de hemácias não hemolisadas devolvidas ao Centro de Hematologia e Hemoterapia do Ceará (Hemoce) no período de 01 de outubro a 30 de novembro de 1999.

O objetivo foi de ampliar os critérios de análise dos concentrados de hemácias não hemolisadas devolvidas ao Hemoce, visando obter mais rigor no padrão de qualidade dessas unidades reaproveitadas.

Foram observadas alterações bioquímicas das bolsas e ausência de crescimento bacteriano nessas amostras.

Nós concluímos que há necessidade de se reestudar os critérios estabelecidos pela Portaria nº 1376, do Ministério da Saúde, de 19 de novembro de 1993, que estabelece as normas para o reaproveitamento das unidades de sangue e hemocomponentes devolvidos aos serviços.

INTRODUÇÃO

Nas ensolaradas costas do Mar Mediterrâneo e no verde vale do Nilo, nasceram as primeiras civilizações. Nasceram ali a Mesopotâmia e o Egito. [24]

Naqueles primeiros milênios, há cerca de seis mil anos atrás, a medicina principiava então suas transformações de resultantes da feitiçaria em trabalho, ocupação, ofício.[24]

A enfermidade era o castigo por ter-se cometido um pecado e era ordenada pelos deuses e distribuídas por demônios que possuíam o corpo do doador. [24]

Até a doutrina da circulação de Harvey ser formulada em 1616, o conceito de transfusão de sangue não tinha nenhum fundamento lógico, depois da aceitação de que o sangue circulava e que o espaço intravascular poderia ser reabastecido com a introdução de fluídos vindos de fora do corpo, a idéia de transfusão criou raízes.[31]

O uso de sangue na prática terapêutica se constitui um poderoso elemento auxiliar nas mãos do médico que trata os pacientes acometidos de estados patológicos caracterizados pela insuficiência de produção de componentes do sangue ou pela perda exagerada dos mesmos. [9]

O primeiro registro real de uma transfusão sangüínea na história ocorreu em 1492, quando o Papa Inocêncio VII, portador de doença renal crônica recebeu sangue de três jovens rapazes, vindo a falecer os três doadores. [15]

Em 1678, a Faculdade de Medicina de Paris, banuiu o uso de transfusões, sendo a seguir o ato endossado pelo Parlamento francês, seguido de proibição das transfusões pela Royal Society of Medicine (Inglaterra) e pelo Papa (1679).[15,35]

Isso aconteceu após a grande polêmica ocorrida pelo falecimento de um paciente (em 1667) submetido a transfusões realizadas pelo médico francês Jean Denis, em Paris. [15-31]

Dessa forma, a transfusão de sangue ficou no esquecimento até o início do século XIX, havendo apenas relatos esporádicos nesse período.[23-31]

No início do século XX, a transfusão como medida terapêutica ainda era desajeitada e arriscada devido particularmente a incompatibilidade das transfusões interespecies. [31]

O mais importante foi uma compreensão das diferenças genéticas entre os indivíduos que se iniciou com Landsteiner que em 1900 descreveu os grupos sanguíneos AB e O [31-35]. Em 1902, De Castello e Sturli descreveu o grupo AB e Ottemberg (1907) e Moss (1910) introduziram os testes de compatibilidade. A transfusão passou então a adquirir bases mais científicas para a sua realização.[15-35]

A coagulação constituiu o principal obstáculo a ser superado e em 1914, Hunter (Bélgica), Agote (Argentina), Lewisohn e Weil (Estados Unidos) relatou o emprego de soluções contendo citrato de sódio como anticoagulante com glicose [15-31-35].

Seguiu-se o desenvolvimento de soluções preservativas para estimular o metabolismo dos eritrócitos por Rous e Turner que permitiu o início da estocagem de sangue.[15-35]

Os primeiros bancos de sangue passaram a ser idealizados em Leningrado e unidades colhidas na América ou na Inglaterra podiam ser facilmente transportadas até hospitais próximos às cenas de combate durante a II Guerra. [35]

Mais recentemente, com técnicas de fracionamento dos hemocomponentes, intensificação da segurança transfusional, melhor correspondência imunológica dos produtos sanguíneos do doador com o receptor,

prevenção de doenças, a transfusão de sangue pôde ganhar o desenvolvimento extraordinário que vêm sofrendo nos últimos 20 anos. [15-31 e 35]

No conjunto de células que constitui o corpo humano, o eritrócito se comporta como o elemento vital ao funcionamento do metabolismo aeróbio de todos os tecidos, uma vez que ele é o suporte físico da hemoglobina.[27]

O eritrócito maduro é uma célula anucleada, assim, o eritrócito desprovido de organelas confere certas particularidades ao seu comportamento metabólico, pois a ausência de organelas implica a inexistência de certas vias do metabolismo celular normal. [23-27]. Três áreas do metabolismo do eritrócito são cruciais para a função e sobrevivência da hemácia normal: membrana da hemácia, a função e a estrutura da hemoglobina e a energética celular. [15]

Cerca de 10% dos eritrócitos são destruídos diariamente devendo portanto ser substituídos pela medula óssea. O principal fator que regula a emissão dos eritrócitos para o sangue é o nível das trocas de gases que ocorre entre as células e os tecidos e em condições de baixa tensão de oxigênio, ocorre estímulo para a eritropoiese, enquanto que o aumento da tensão de oxigênio deprime.[15-24-31]

A membrana do eritrócito é composta por dois tipos de elementos: Os lípides que formam a porção externa da membrana e as proteínas. [15-23]. As proteínas transmembranosas atravessam a dupla camada lipídica (glicoforina A e banda 3) e proteínas que formam o citoesqueleto (Espectrina, Actina, Ankirina e outras), que se dispõem formando uma malha que é conectada à membrana dupla de lípides. [15-23 e 24]

Os eritrócitos são altamente deformáveis, a fim de poderem circular através de vasos capilares cuja luz é bem inferior ao seu próprio diâmetro e depois readquirem seu diâmetro original.[15-24] A capacidade de deformação dos eritrócitos decorre da estrutura anatômica especial de sua membrana complexa.[15-24-31]

O sistema ATP-ATPase (adenosina trifosfato ou ATP) fornece a energia necessária para que os eritrócitos mantenham sua forma e capacidade de

deformação, para preservação dos lípides da sua membrana e para o controle da chamada bomba de Na^+ e K^+ . Essa bomba é o mecanismo por meio do qual esses íons atravessam a membrana eritrocitária, mantendo o volume do eritrócito e a homeostase da água.[15-31]

Isso envolve a ação de enzimas ATPases (Na^+ e K^+ -ATPases), que bombeiam o Na^+ para fora da célula e na entrada simultânea de K^+ . [26-31]

Existem também nos eritrócitos uma bomba de íons Ca^{++} onde ocorre também a intervenção de outra ATPase, que torna possível a eliminação do Ca^{++} para fora das células com a troca de íons Mg^{++} . [23-15-31] Quando a quantidade de Ca^{++} aumenta no interior das células, há endurecimento da membrana alterando a sobrevida do eritrócito que deixou de ser deformável e começou a ficar retido nos sinusóides do baço.[9-15-24] Isso ocorre também na presença de qualquer anormalidade que aumente a permeabilidade da membrana ou altere o transporte catiônico. [15-23]

A membrana dos eritrócitos é livremente permeável à água e ânions, o cloreto (Cl^-) e o bicarbonato (HCO_3^-). [31]

O transporte ativo de cátions é crucial para evitar a hemólise coloidosmótica e controlar o volume da hemácia.[15-23]

A célula vermelha é desprovida de núcleo e não possui mitocôndrias no citoplasma. Seu metabolismo energético depende da utilização da glicose e de fosfatos do citoplasma, pois não existem aminoácidos nem ácidos graxos para serem metabolizados. [23-24] Assim para sobreviver 120 dias, o eritrócito utiliza-se de uma via glicolítica anaeróbica (via de Embden-Meyerhof) que representa a principal via de utilização da glicose e três vias auxiliares: via da Hexosemonofosfato; via de Luebering-Rapaport; via de meta-hemoglobina redutase.[9-23-24]

A via de Embden-Meyerhof degrada a glicose levando a formação de lactato e moléculas de ATP.[15]

A via de Luebering-Rapaport é a via necessária para a produção de 2,3-DPG, composto que regula a absorção de oxigênio pelos tecidos.[23-15] Quando há aumento da deoxi-hemoglobina no sangue, a glicólise é estimulada e forma-se maior quantidade de 2,3 DPG.[23-15]. Assim se dá a diminuição da afinidade da hemoglobina pelo oxigênio e este é liberado para os tecidos.[24,31]

A via da meta-hemoglobina redutase permite que a metahemoglobina (que contém o ferro no estado férrico) volte a forma oxidada (que contém o ferro ferroso) estabelecendo um equilíbrio através desses sistemas redutores, permitindo uma melhor oxidação dos tecidos, já que a metahemoglobina formada em pequenas quantidades é imprópria para o transporte de oxigênio.[9-24-31]

O shunt da hexosemonofosfato consiste em outro mecanismo redutor da meta-hemoglobina que utiliza o glutathione encontrado em grandes quantidades nas hemácias. [9-23-31]

O excesso de hemoglobina oxidada por deficiência dos sistemas redutores pode levar a sua precipitação sob a forma de corpúsculos de Heinz.[15-24-31].

Diante do exposto conclui-se que as atividades dos ciclos de glicólise e das pentoses fornecem ao eritrócito a energia necessária para suas atividades metabólicas, além das coenzimas que atuam na proteção da célula, e a ação dos agentes oxidantes durante o seu período vital.[24-31]

A principal função da hemoglobina é o transporte gasoso (oxigênio e dióxido de carbono), liberação e distribuição de oxigênio para os tecidos e facilitação da excreção de dióxido de carbono.[15]

O oxigênio dissolvido no plasma oferece em quantidade muito pequena, fato que não permitiria a oferta necessária desse gás aos tecidos, caso não houvesse a participação da hemoglobina no seu transporte.[24] Quando o sangue arterial chega aos capilares dos tecidos encontra uma tensão de oxigênio muito menor.[24-31] O oxigênio do plasma rapidamente atravessa a parede capilar e vai às

células do tecido.[24,31] Isto se segue da saída de oxigênio ligado à molécula de hemoglobina para fora em direção ao plasma e daí ao tecido.[15,24,31] Na prática esses dados são demonstrados através da chamada curva de sociação da hemoglobina-oxigênio.[15-24-31]

A curva de dissociação de oxigênio pode variar em razão da maior ou menor taxa de oxigênio liberada pela hemoglobina.[24] Essa curva é desviada para direita quando maior taxa de oxigênio é liberada para os tecidos.[24-31] Isso ocorre quando o pH do sangue diminui (acidose) ou quando a temperatura corpórea aumenta.[15-24-31]

A influência da temperatura na variação da afinidade pela hemoglobina é grande e quando ela se eleva reduz essa afinidade e conseqüentemente aumenta a liberação de oxigênio aos tecidos. [15-24]

Ao contrário, quando o pH do sangue aumenta, a curva se desvia para esquerda e menor quantidade de oxigênio é liberada pelos tecidos.[9-23]

Em conclusão, as variações mais importantes em relação aos glóbulos vermelhos são: modificação do pH, queda de 2,3-DPG e de ATP.[9-15-23]

Esse estudo tem como prioridade analisar o padrão de qualidade das unidades de concentrados de hemácias não hemolisadas devolvidas ao Hemoce, através do estudo microbiológico, por meio de hemocultura, e bioquímico com a medição do pH e glicose.

O objetivo desse estudo visa aprimorar os métodos para uma análise mais segura dos concentrados de hemácias não hemolizadas devolvidas ao Hemoce, cujas normas são estabelecidas pela Portaria nº 1376, da Secretaria de Saúde, de 19 de novembro de 1993, que aborda sobre as unidades de sangue e hemocomponentes devolvidas aos serviços.

REVISÃO LITERÁRIA

A medida em que aumenta o período de armazenamento, decresce a viabilidade dos eritrócitos e esse fato está associado a várias alterações bioquímicas que incluem um aumento do pH, aumento de ácido lático, diminuição do consumo de glicose, redução dos níveis de ATP e uma perda da função do eritrócito.[15]

O critério usual pelo qual o adequamento do sangue armazenado é avaliado é feito através da análise da proporção de células viáveis que permaneceu em circulação 24 horas após a transfusão.[2-31] Em geral, 70% de sobrevida às 24 horas é considerado evidência de viabilidade adequada.[2-15-31]

Aquelas hemácias que sobreviveram às primeiras 24 horas após a transfusão tem uma sobrevida normal a partir de então.[31]

A medida em que as hemácias envelhecem, o ATP é degradado a difosfato de adenosina (ADP) e a monofosfato de adenosina (AMP). O AMP é irreversivelmente desaminado a monofosfato de inosina IMP.[23-31] As hemácias humanas não contém enzimas com as quais sintetizar adenina ou outras purinas de novo, nem de converter o IMP de volta a AMP.[31] A adenina entretanto, pode ser poupada com a resíntese de AMP pela adenina fosforribosil transferase, que exige pirofosfato de fosforribosil. Assim na presença de uma fonte de energia, o ATP pode ser regenerado. [31]

A compreensão desse processo levou a métodos para prolongar o armazenamento das hemácias pela adição de adenina e fosfato inorgânico exógenos que melhorou a capacidade das células de regenerar ATP.[15-31]

Há correlação entre a baixa de ATP e a menor viabilidade das hemácias pós transfusão, porém é baixa; pois outras alterações das hemácias, não diretamente relacionadas com o conteúdo de ATP, também contribuem para diminuição da viabilidade celular após o armazenamento .[2-15-31]

A depleção na taxa de 2,3 difosfoglicerato (2,3 - DPG) é uma das alterações significativas mais precocemente detectáveis em hemácias armazenadas e a medida desta taxa é uma dos fenômenos biológicos mais importantes da conservação do sangue, pois ela expressa bem a qualidade funcional da hemoglobina do glóbulo.[15-31-26] Quando a concentração de 2,3-DPG está aumentada, a tendência é de se fixar a hemoglobina, diminuindo assim, a afinidade da hemoglobina pelo oxigênio.[9] Baixos níveis de 2,3-DPG influenciam profundamente a curva de dissociação da hemoglobina.[9-15-31]

A taxa de 2,3-DPG é influenciada pelo estado ácido-básico do receptor, metabolismo de fósforo e pelo grau de anemia.[15]

A concentração de 2,3 DPG se modifica com o pH sangüíneo. [9-15-31]

Durante o período de armazenamento, o pH se reduz e a medida que diminui, reduz-se também a concentração de 2,3-DPG nas hemácias.[2] Certos agentes químicos, como a diidroxacetona, piruvato, ácido ascórbico e ascorbato-2-fosfato, fosfoenol peruvato e inosina, são capazes de manter um conteúdo quase normal de DPG nas hemácias durante o armazenamento ou de "rejuvenecer" células depletadas de DPG pela elevação da concentração de DPG antes da transfusão.[26-31]

Após uma transfusão de hemácias depletadas, o DPG é regenerado com retorno aos níveis quase normais cerca de 24 horas após a transfusão.[15-31]

Durante o período de conservação, as hemácias metabolizam a glicose transformando-a em ácido lácteo e ácido pirúvico, ocorrendo o acúmulo de íons hidrogênio diminuindo o pH no plasma.[2]

Para a preservação dos glóbulos vermelhos viáveis, um pH de aproximadamente 7.0 parece ser ótimo.[26]

Os íons fosfatos são um constituinte normal do sangue, tampona melhor toda a variação de pH no sangue armazenado.[15]

O emprego de tampões sólidos representa uma outra técnica para a preservação do sangue e de produtos sangüíneos.^[15] As reservas de troca iônica, como um sistema tampão podem solucionar o problema da manutenção dos níveis de fosfatos nas hemácias estocadas e são facilmente esterilizados, são filtráveis no período de transfusão e liberam íons fosfatos lentamente para o sangue.^[15]

As soluções preservadoras são misturas que além de evitar a coagulação através do citrato, contém elementos capazes de assegurar energia para o metabolismo celular (dextrose), garantindo desse modo, a mobilidade e as funções dos componentes celulares.^[18]

O ácido cítrico é utilizado para formar um tampão com o citrato de modo que o tampão da mistura seja ácido e aumentar a mobilidade das hemácias.^[18] Hoje, sabe-se que este aumento da viabilidade ocorre devido a possibilitar equilíbrio na queda da concentração de íons hidrogênio, que ocorre quando o sangue é resfriado de 37° para 4°C.^[15-18]

Em geral, as soluções aditivas empregadas em sistemas eram compostas de ingredientes padronizados: salina, dextrose e adenina.^[9-15-31]

Os sistemas descritos por Hogman e Lovric diferem apenas ligeiramente em suas técnicas e o sistema de Hogman (SAG) utiliza o anticoagulante CPD padrão na bolsa primária com um solução aditiva de glicose, adenina e solução salina.^[2,15] Foi posteriormente modificado com uma solução de manitol (SAGM)que protegia contra a hemólise espontânea do armazenamento.^[15]

Atualmente existem sistemas aprovados pelo FDA para o armazenamento prolongado de hemácias com uma segunda solução conservante além da solução anticoagulante utilizada. ^[2,15] Baseadas nessas formulações é que duas soluções aditivas foram licenciadas nos Estados Unidos em 1983: a Adsol (AS-1) e Adsol 2 (AS-2). Logo após a Cutter Biological desenvolveu Nutricel (AS-3). ^[2]

A solução Adsol (AS-1) (Fenwal Laboratórios) contém adenina, glicose e manitol tamponado. Ela é acrescida ao CPD como anticoagulante da bolsa primária.
^[2-15]

O consenso do Painel de Aconselhamento do FDA (1985) resultou em modificação da aprovação do Adsol de 49 para 42 dias que é o limite de armazenamento para todas as soluções aditivas nos Estados Unidos e elevação da média mínima aceitável de requisitos de sobrevivência em soluções aditivas de 70 para 75%. [2-14]

Os acidentes transfusionais por sangue contaminado não são tão raros com o atual uso de bolsas plásticas. [32] Há uma tendência à subcomunicação de casos. [32]

Acidentes transfusionais fatais e reações pirogênicas foram relatados inicialmente em nosso meio por Faria (1957). [32] O maior fator de risco para a contaminação de produtos do sangue era considerado a técnica de assepsia inadequada durante a coleta de sangue. Depois da adoção do sistema fechado de coleta e estocagem do sangue a 4° C instituíram-se em procedimentos padronizados, a sepsis causada pela contaminação de produtos sangüíneos tornou-se rara. [1]

Nos Estados Unidos da América, de 1986 a 1991, de 182 transfusões sangüíneas, o FDA (Food and Drug Administration) relacionou 29 (16%) casos que foram causados por contaminação bacteriana dos produtos sangüíneos. O FDA apenas é informado dos casos de complicações transfusionais fatais. [21] Portanto estima-se que os dados obtidos pelo FDA estejam subestimados. [21] Essa incidência também pode estar subestimada devido à falta de suspeita de contaminação bacteriana na vigência de reação adversa transfusional. [21]

Os gram negativos são os organismos que mais freqüentemente contaminam os glóbulos vermelhos e estão associados com reações mais severas que aquelas causadas por organismos gram positivos, devido as endotoxinas produzidas pelos mesmos. [32] No entanto, se o número de cocos gram positivos presentes em unidades de sangue for grande, eles podem ser letal para o receptor. [16-32]

Os principais mecanismos de contaminação dos glóbulos vermelhos e de outros componentes sangüíneos incluem a doação de sangue por pessoas com bacteremia assintomática por *Yersínea enterocolítica* no dia da doação, contaminação do sangue pela flora da pele no momento da coleta ou a contaminação durante o processamento da unidade.[21]

As endotoxinas bacterianas presentes na membrana de bactérias gram negativas é um potente estimulador da ativação de macrófagos, que ativados secretam citocinas tais como Fator de necrose tumoral α (TNF α), interleucina 1 β , interleucina 6 e 8, que são responsáveis por alguns achados clínicos sistêmicos presentes no choque séptico como febre e vasodilatação.[13] As endotoxinas são responsáveis por muitos mas não de todos os sintomas encontrados no paciente durante o choque séptico transfusional. [5]

O melhor deles é que deve levar sempre a suspensão e o início imediato da terapia é a ocorrência de vômitos e diarreia durante ou logo após a transfusão.[5]

As endotoxinas podem ser eliminadas depois do procedimento de filtração dos glóbulos vermelhos e remoção do sobrenadante. [17]

As manifestações clínicas mais comuns decorrente do choque transfusional por sangue contaminado consistem em: tremores, febre alta, geralmente dentro de até 2 horas após o início da transfusão ou durante a transfusão, náuseas, rápida queda de pressão sangüínea com colapso vascular periférico, hemorragia, anúria e morte num período de 30 horas.[32] Reações moderadas como rush ou febre até 38°C com ausência de outros sintomas não são rotineiramente investigada e a cultura por suspeita de contaminação bacteriana é solicitada somente na presença de reações mais severas. [6-16]

Outros sintomas para suspeitar-se de reação transfusional por contaminação bacteriana são: febre (38°C ou mais) ou um acréscimo maior ou igual de 1.0°C do valor da temperatura pós transfusional, taquicardia definida com frequência cardíaca de 120 bpm ou um aumento da frequência cardíaca maior que 30 batimentos por min. do valor basal e queda da pressão sangüínea sistólica maior ou igual a 30 mmHg.

A severidade de reações transfusionais sépticas pode variar muito dependendo de: o organismo envolvido e sua resistência, características do hospedeiro como estado de imunossupressão, contagem de leucócitos, doença de base. [6]

A presença de calafrios ou febre durante a transfusão de glóbulos vermelhos pode também preconizar reações hemolíticas, não hemolíticas ou está ligado a doença de base do paciente. [6]. Embora a mínima concentração de organismo necessária para causar sintomas clínicos é desconhecida, concentrações de 10^8 CFU/ml ou maiores tem sido associados a reações fatais. [6]

Quando há suspeita de sangue associado à bacteremia ou endotoxinas, o sangue residual da unidade envolvida deverá ser guardada para a análise e o sangue e soro do receptor coletado para averiguação similares. [34]

A prática dos modernos bancos de sangue em remover parte do plasma das unidades sanguíneas de origem determina efeitos prejudiciais devido a retirada da maioria dos fatores de defesa, representados pelos granulócitos e pelo sistema complemento-anticorpo. [5] Essa prática torna viável que as frações de glóbulos vermelhos se infectem devendo ser melhor investigadas.[5]

A redução de glóbulos brancos pelo processo de filtração precoce das unidades de glóbulos vermelhos estocados previne a formação de citocinas e reduzindo assim a porcentagem de reações transfusionais citocinas mediadas. [33]

Espécies tais como *Enterobacter agglomerans*, *Pseudomonas species*, *Yersinia enterocolitica* são capazes de se multiplicar no sangue a 4°C .[14-20]

A *Yersinia enterocolitica* é um bacilo gram negativo da família *Enterobacteriaceae*. [34] Como patógeno humano, ele está mais associado ao quadro gastrointestinal com febre, diarreia e dor abdominal. [6]

O organismo é encontrado em todas as partes do mundo e tem sido cultivado em uma variedade de espécies de animais selvagens e domésticos, incluindo gatos, cachorros, porcos, gado e cabras. [34]

Outro gram negativo que tem sido com frequência implicado a contaminação, inclui *Serratia marcescens* que recentemente foi encontrada em grande quantidade nos glóbulos vermelhos devido ao comprometimento do processo de fabricação de bolsas sangüíneas, na Europa. [20]

Aumenta as transfusões autólogas de sangue utilizadas em procedimentos cirúrgicos eletivos para reduzir o risco de infecção comparada à transfusão sangüínea alogênica.[14]

A *Yersinea enterocolítica* (tipo 0:9) foi isolada em cultura de bolsa contendo glóbulos vermelhos em sangue do próprio paciente que desenvolveu sinais de sepses pós transfusão de sangue autóloga.[14]

Assumindo que o sangue foi contaminado na hora da doação, a ausência de crescimento bacteriano no pequeno volume do sistema de segmentos da conexão da bolsa é compatível com o muito baixo nível de contaminação na hora do procedimento.[34]

A tendência em se associar pele a cocos gram positivos ocorre com frequência, porém não há implicação na associação entre glóbulos vermelhos e reação transfusional associada a sepses. [6]

Fragmentos de pele podem ser detectados na bolsa de coleta onde podem servir como foco de infecção. Há métodos em investigação que utilizam dispositivos especiais para evitar esse problema.[20]

Experimentos constataram que a morte precoce de *Yersinea enterocolítica* injetada em sangue doado não requerem a via fagocítica e isso pode ser explicado pela ação complemento mediada. [10-12] A resistência ao complemento pela *Y. enterocolítica* está associada a presença de um plasmídio virulento, pYv e

que expressa essa propriedade a 37°C mas não a temperaturas mais baixas como a 20°C. [10-12]

O plasmídio codifica proteínas que quando expressas promovem a aderência da bactéria ao tecido, aumentando a resistência da bactéria e reduzindo a sensibilidade do organismo ao complemento.[10]

Observações sugerem que a prática de depleção de plasma pode ter contribuído para o aumento da incidência da mortalidade pela *Yersinia enterocolitica* presente em sangue contaminado e que a sua multiplicação no plasma ocorra a 37°C., porém após 6 horas de incubação a 20°C, elas são destruídas.[10] Presumivelmente isso acontece pela inibição do gene que dá resistência ao complemento a essa temperatura.[10]

Reações clinicamente significantes de transfusão associada à sepses de glóbulos vermelhos ocorrem geralmente com unidades que tenham sido estocadas por mais de 21 dias a 4° C.[6]

A cultura de sangue positiva para *Salmonella typhi* tem sido descrita com ausência de quadro clínico de Febre Tifóide [17]. Isso ocorre também com a cepa *Salmonella* não tifóide e a transmissão de sangue e derivados por doadores saudáveis tem sido relatada [17].

Os resultados sugerem que a porcentagem das formas discóides usadas como indicador da concentração de ATP pode ser um indicador útil no controle de qualidade dos glóbulos vermelhos em centros que dispõem de poucos recursos e que as mesmas decrescem com a redução dos níveis de ATP durante a estocagem.[20]

Recentes estudos demonstram que altas concentrações de citocinas (TNF- α , IL-6, IL-8 e IL-1 β) medidas em transfusão associadas a sepses apresenta um ponto de esperança para a possibilidade de tratamento com anticitoquinas ou antagonistas das citocinas.[20]

A contaminação bacteriana não parece ser o estímulo primário para o acúmulo de citocinas, do mesmo modo que unidades estéreis contêm níveis substanciais de citocinas [12]. Fatores como as características naturais do organismo, estado imunológico do paciente, doença de base influenciariam nos níveis de citocinas presentes. [7]

Um estudo utilizando unidades de glóbulos vermelhos inoculados com concentrações de *Yersinia enterocolitica* soro tipo 0:3, preservado em meio AS-3 observou um escurecimento na cor da bolsa que foi notada por volta de 1,5 a 2 semanas após a primeira cultura positiva.[10-19] Essa coloração é resultado do aumento da hemólise e da desaturação da hemoglobina, pois o oxigênio é consumido pela bactéria.[19]

As unidades de sangue nesse estudo citado se encontravam escuras ao contrário dos segmentos da bolsa que permaneciam inalterados servindo de auto controle.[20]

A inspeção visual para unidade de glóbulos vermelhos tem uma sensibilidade de aproximadamente 10^8 CFU/ml. [20]

A espiroqueta *Borrelia burgdorferi* que causa a doença de Lyme é hábil de sobreviver a 4°C em concentrado de glóbulos vermelhos e até em temperaturas mais baixas. [3]

A literatura médica documenta a alta incidência de bacteremia transitória depois de procedimentos dentários, principalmente em extrações dentárias, após sigmoidoscopia, endoscopia digestiva alta, manipulação do trato genito-urinário, pós prática sexual, em presença de inflamação urinária e pélvica e período menstrual.[28]

Essas bactérias são rapidamente retiradas do sangue pelo sistema de defesa fisiológico.[28]

A Brucelose foi diagnosticada em dois pacientes politransfundidos portadores de Talassemia que receberam sangue contaminado de doadores assintomáticos [11]

Pacientes com Talassimia e esplenectomizados apresentam severos déficits de mecanismos de defesa e torna-se de fundamental importância para esses pacientes reconhecer o risco das transfusões em regiões endêmicas para Brucelose.[11]

Estudos utilizando *S.epidermides* sugerem que a leucodepleção por filtros não altera o crescimento da bactéria durante a estocagem. [10] Existem condições que afetam a remoção das bactérias pela filtração e que variam intensamente em diferentes bactérias. [10]

Os mecanismos para remoção de bactérias por filtro de leucócitos é baseado em várias hipóteses: as bactérias são capturadas pelos leucócitos ao longo do processo de defesa e a bactéria então intracelular é removida pela filtração do leucócito; a bactéria adere à membrana do leucócito que é retida pelo filtro; as proteínas do complemento destroem as bactérias mediante a ligação da bactéria ao filtro ou a morte da bactéria resulta na retenção da mesma diretamente pelo processo de filtração. [10]

Há estudos que demonstram que a redução dos glóbulos brancos pela filtração pode ser útil no processo de remoção de bactérias. [4]

Os estudos realizados por P.H.Buchholz demonstraram uma significativa redução na proliferação de *Y.enterocolítica* inoculada no sangue de concentrado de glóbulos vermelhos após ser submetido a leucoredução.[8]

Esse estudo sugere que sob certas condições a pré-estocagem com redução de glóbulos brancos pode conferir efeitos protetores com respeito a proliferação bacteriana.[8]

As reações transfusionais febris podem geralmente ser prevenidas com a remoção residual dos glóbulos brancos do doador antes da transfusão.[8]

Tem-se sugerido atualmente para a análise da presença de bactérias em componentes sanguíneos, testes que utilizam a biologia molecular que incluem técnicas de hibridação de ácido nucleico, reação de polimerase em cadeia.[7]

A abordagem com técnicas de biologia molecular revela menor sensibilidade que técnicas de cultura direta, fato que limitaria a utilidade como padrão de análise dos componentes sanguíneos.[7]

A reação da polimerase em cadeia inclui desvantagens como: requer muitas horas, envolve muitas etapas de processamento, suas técnicas também são sujeitas à problemas de contaminação e uso limitado por algumas espécies de bactérias. [20]

O mais promissor método de biologia molecular para detecção de contaminação bacteriana é o teste de hibridação. Esse teste em alguns casos é capaz de detectar *S. aureus* e na maioria das amostras, contaminação por *B. cereus*, *P. aeruginosa* e *S. epidermides*. [20]

Recentemente uma variedade de novas técnicas envolvendo luz ou irradiação ionizante tem tido utilidade na inativação de bactérias. [20]. Tais métodos incluem irradiação ultra-violeta, laser e irradiação gama ionizante.[20]

Dados como mutagenicidade, alteração na função celular tem limitado essas aplicações para pesquisas laboratoriais.

A cultura bacteriana requer mais de 24 horas para concluir os resultados.[20] Falsos positivos podem ocorrer devido a fácil contaminação durante o cultivo. [20]

A coloração de bactérias tem uma sensibilidade de aproximadamente 10^6 CFU /ml para gram positivo e maior que 10^8 CFU/ml para gram negativos [21]. Algumas colorações requerem microscopia fluorescente para a visualização levando

a uma sensibilidade de aproximadamente 10^4 CFU/ml. Pode ocorrer falsos positivos e negativos.[21]

O método da dosagem de endotoxina tem a desvantagem que nem todas as bactérias que causam sepses produzem endotoxinas.

Foi apresentada a Blood Product Advisory Committee (BPAC) do FDA considerações com respeito a redução de 42 dias para 25 dias o tempo de armazenamento máximo envolvendo unidades de glóbulos vermelhos.[20] As razões para a não redução do tempo de estocagem dos glóbulos vermelhos deve-se que em unidades com menos de 25 dias de idade também tem-se demonstrado a produção de sepses por contaminação bacteriana. [20]

A adição de antibióticos ou outros produtos químicos para estocagem nas bolsas tem sido considerado como um meio para prevenir a transfusão associada a sepses por contaminação bacteriana.[20] Há relutância em se empregar essa modalidade porque o uso de antibióticos ou outros aditivos químicos em produtos de transfusão poderia substituir um raro evento, sepses bacteriana, por outros raros eventos, anafilaxia ou reação idiossincrática pela droga. [20]

O objetivo da preservação do sangue é fornecer componentes sangüíneos viáveis, seguros e funcionais para pacientes que necessitem de transfusão sangüínea. [15]

MATERIAIS E MÉTODOS

Foi realizada a análise microbiológica (através de hemocultura) e bioquímica, com a medida de pH e dosagem de glicose em 163 unidades de concentrados de hemácias padrão, que foram devolvidas ao serviço de Hemoterapia e Hematologia do Estado do Ceará. Esses concentrados de hemácias eram provenientes de unidades de saúde do interior do Estado e da capital, no período compreendido entre 01 de outubro à 30 de novembro de 1999.

Os concentrados de hemácias que participaram desse estudo obedeciam a Portaria de nº 1376, de 19 de novembro de 1993, que estabelece os critérios para reintegração de hemocomponentes devolvidos ao serviço de origem.

As unidades de sangue estudadas continham 100 ml de solução preservante CPD-SAG MANITOL e 300 ml aproximadamente de sangue coletado por procedimentos convencionais que eram armazenados em bolsas plásticas, todas pertencentes ao mesmo fabricante (JMS- Japan Medical Supply (s) PTE Ltda).

O sangue foi estocado em temperaturas que variavam de 2 a 6°C em sistema de refrigeração com controle de temperatura permanente.

As unidades de sangue apresentavam hemoglobina de mobilidade eletroforética normal e estudo sorológico para sífilis, chagas, HIV I - II, HTLV I-II, hepatite B e C, negativas e ALT normal.

Todas as bolsas estudadas saíram do Hemoce apenas uma vez.

Ao final do estudo as bolsas eram descartadas pelo Setor de Esterilização pelo processo de auto-clavagem.

As bolsas que eram devolvidas ao Hemoce davam entrada no setor de Distribuição onde eram recadastradas no serviço com os novos dados como: unidade de saúde de origem e data da devolução. Em seguida a bolsa era

transferida para o setor de Fracionamento para ser submetida à inspeção visual, checagem da data do vencimento, estado de integridade da sua estrutura e ao teste de hemólise (descrito mais abaixo).

As bolsas que apresentavam coloração duvidosa ou escura do sangue, presença de agregados, prazo de validade vencido ou teste de hemólise positivo, suspeita de violação do lacre, eram descartadas para uso transfusional, sendo transferidas para o setor de Esterilização e não participavam do estudo.

O teste de hemólise consiste de uma avaliação qualitativa do sobrenadante obtido após a centrifugação a 3500 rpm por 10 min. (Centrífuga Baxter Healthcare Corporation - modelo Immufuge) de uma amostra de 3 ml de sangue obtida através de parte do segmento da bolsa (equipo) após homogeneização. As bolsas que apresentavam turvação do sobrenadante ou aspecto duvidoso eram descartadas tanto para estudo como para finalidade de reutilização transfusional, pois indicavam, embora de modo grosseiro, a presença de hemólise na amostra analisada. As bolsas que apresentavam sobrenadantes límpidos, eram incluídas no estudo, pois como não apresentavam hemólise, eram passíveis de reintegração ao estoque para possível utilização prévia se não fossem solicitadas para estudo.

Iniciava-se então a identificação dos dados das bolsas que eram de relevância para o estudo como: classificação sangüínea quanto ao sistema ABO e Rh, idade da bolsa, tempo de permanência fora, número total de bolsas devolvidas ao serviço e o serviço de saúde que as requisitou, data da coleta, data do vencimento, data da saída e do retorno ao Hemoce, número de vezes que saiu do Hemoce, marca da bolsa, data da avaliação e número de identificação.

Coleta das amostras e análise dos dados

Em seguida iniciava-se a coleta das amostras de sangue no setor de Fracionamento, para a análise bioquímica e microbiológica.

Determinação da hemocultura:

O Fluxo Laminar (TROX do Brasil Ltda - Curitiba Modelo FLY) era ligado por 15 minutos antes do procedimento de retirada da amostra da unidade testada.

A coleta da amostra de 2,5 ml de sangue para hemocultura foi obtida sob ação do Fluxo Laminar, extraída do segmento tubular da bolsa, após o procedimento de homogeneização e assepsia do mesmo com álcool iodado e álcool a 70%, através da secção por agulha estéril e descartável. Em seguida, essas amostras eram inoculadas em frascos Bact\ Alert da Organon que continham meios de cultura para anaeróbios e aeróbios através do sistema automatizado de hemocultura, para detecção de bactérias e fungos. Cada frasco era identificado com o número de bolsa correspondente ao da amostra colhida e imediatamente enviado ao Laboratório Emílio Ribas, aos cuidados do setor de Microbiologia para iniciar o processamento de análise da amostra enviada.

As amostras foram enviadas à unidade de Detecção e eram continuamente monitoradas a cada 10 minutos quanto a presença de microorganismos.

O frasco altera sua cor em presença de CO₂, de verde para amarelo e a mínima alteração de coloração é detectada precocemente. A unidade de detecção emite em cada frasco um feixe de luz que é refletido e medido. Os resultados de cada frasco são automaticamente transmitidos ao computador para análise e interpretação. O computador imediatamente alerta ao laboratório o momento no qual a amostra positiva foi detectada.

Ao final de uma semana, pós análise de hemocultura negativa, o material da amostra colhida destinada à contra prova era desprezado.

O conteúdo do meio anaeróbio incluía:

- 40 ml de Meio Tryptec Soy Broth suplementado com complexo de amino-ácidos e carboidratos.
- Contém SPS (0,035%) como agente anticoagulante.
- Atmosfera de CO₂ em ar.

O conteúdo do meio aeróbio incluía:

- 40 ml de meio Tryptic Soy Broth com suplemento para organismo anaeróbico.
- Contém SPS (0,035%) como agente anticoagulante.
- Contém atmosfera de Co₂ em nitrogênio.

Os microorganismos das culturas positivas são identificados por métodos bioquímicos convencionais. As bolsas cujas amostras são positivas são identificadas e novas amostras coletadas e reinoculadas, seguindo-se a identificação do germe.

Continuando o procedimento das amostras para estudo, fazíamos a homogeneização e ordenha prévias e com a utilização do sistema fechado através do SCD (SCD ® Terumo Medical Corporation- 312 USA) conectávamos um segmento ao segmento da bolsa estudada e retirávamos cerca de 10 cm desse segmento que constituía-se de amostra para a contra prova, se fosse necessário.

Na vigência desse procedimento era obtidas as amostras para análise de pH e glicose.

As amostras destinadas à medida de pH e glicose foram acondicionadas em um isopor contendo gelo e transportadas aos setores de análise, no próprio Hemoce.

Determinação do pH:

Iniciou-se com a homogeneização da amostra e em seguida a leitura foi processada no aparelho pH-metro (Micronal S/A, modelo 474, série 06/11), no setor de Controle de Qualidade do Hemoce.

Determinação da glicose:

A amostra de sangue foi submetida primeiro a centrifugação (centrífuga Baxter Healthcare Corporation modelo Immufuge II) por 15 min. para obtenção do sobrenadante. Em seguida utilizou-se o kit da Labtest (Glicose GOD-ANA) para obtenção dos dados.

Os resultados foram lidos no espectrofotometro (Coleman, 395- UV) a 505 mm no laboratório de Hemoglobina do Hemoce.

Análise estatística:

Utilizamos o teste de correlação linear de Pearso (r) para aferir a correlação entre: tempo de permanência fora (TPF) com o valor do pH, TPF com o valor da glicemia, idade da bolsa com o valor do pH e idade da bolsa com o valor da glicemia, observando-se as unidades de destino das mesmas.

Medimos em seguida o teste de significância para a correlação de Pearson, observando os níveis de significância de $\alpha < 0,05$.

A análise estatística também procedeu-se através de tabelas e gráficos (média = $\bar{x}$, valor relativo e absoluto) com análise da distribuição ABO e Rh, tempo de permanência fora, idade da bolsa, unidade de destino, valor do pH, valor da glicemia e resultado das culturas.

RESULTADOS

Nesse estudo obtivemos os seguintes resultados:

Os nomes dos hospitais estudados estão expressos por siglas cujas identificações encontram-se no Anexo "A".

Dados Gerais:

Nenhuma das 163 unidades estudadas apresentou cultura positiva.

-Avaliação quanto ao grupo sanguíneo e sistema Rh: (Tab. I e II)

A distribuição das 163 bolsas quanto ao grupo sanguíneo foi de 44.8% para o grupo 0 ; 30.1% para o grupo A ; 19% pertencente ao grupo B e 6.1% para o grupo AB.

A classificação quanto ao sistema Rh observou 92% das amostras positivas e 8% negativas.

- Correlação das bolsas e o tempo médio de estocagem: (Tab.V e VI)

A distribuição das bolsas quanto ao tempo de estocagem observou que 89.6% (146 bolsas) tem idade de até 20 dias e há um leve predomínio (35.6%) das bolsas com tempo de armazenamento entre 6-10 dias. Apenas 10.4% (17 bolsas) tem idade que variam de 21 - 30 dias.

- Avaliação da Glicemia (Tab.VII e VIII):

A distribuição das bolsas quanto ao valor de glicemia foi de 29.5% (48 bolsas) apresentaram valor normal de glicose; 68,7% (112 bolsas), valor inferior a

400 mg/ dl e 1.8% (3 bolsas) apresentaram glicemia superior a 600 mg/dl. Das 48 bolsas com glicemia dentro do intervalo normal, 46 bolsas (95.8%) tinham tempo de estocagem que variavam de 6-20 dias.

-Avaliação do pH: (Tab. IX e X)

A distribuição das bolsas quanto ao pH foi de 89.5% (146 bolsas) apresentaram valor de pH normal; 7.36% (12 bolsas) apresentaram valor de pH inferior a 6.5 e 3.06% apresentaram valor de pH superior a 7.0% . Das 146 bolsas que apresentaram valor de pH normal, 128 (78.5%) tinham tempo de estocagem dentro do intervalo de 6-20 dias. Entre as 112 bolsas com pH inferior a 6.5%, 100% tinham tempo de estocagem dentro do intervalo de 11 a 25 dias. Das 5 bolsas com pH superior a 7.0; 3 bolsas (60%) apresentavam tempo de estocagem de 1 a 10 dias.

- Unidades de Saúde relacionadas ao número de bolsas devolvidas
(Tab. XI):

A MEAC foi a unidade de saúde que mais devolveu bolsas com 33.1% (54 bolsas) do total de 163 bolsas devolvidas.

O segundo hospital foi representado pelo HM com um percentual de 18.4% (30 bolsas), acompanhado do HUWC com 16.5% (27 bolsas).

Essas três unidades de saúde juntas perfazem um total de 68% de todas as bolsas estudadas.

As unidades de saúde que menos devolveram bolsas estão incluídas em "Outros" e cada uma delas devolveu apenas uma bolsa e são representadas por CSAM, HGSS, HMAB, HMNSG e Ag.Cascavel.

Os hospitais HCSR e HIAS devolveram apenas 2 bolsas, cada.

- Unidades de saúde relacionadas ao tempo de permanência fora das bolsas:(Tab. XI)

As unidades de saúde que mais tempo ficaram com as bolsas foram HM (9.5 dias); Outros (8,6 dias) e MEAC (7.1 dias). Os hospitais que mais rapidamente devolveram as bolsas foram o HGM (0,6 dias); ICC (1 dia); Ag.Russas (1 dia); HGMB (1.2 dias); e o HSM (1.6 dias).

A média do tempo de permanência fora foi de 4,5 dias e oscilou dentro do intervalo de 0,6 a 9.5 dias.

- Unidades de saúde relacionadas a idade das bolsas devolvidas.
(Tab.XII):

Os hospitais que apresentaram bolsas com maior tempo de armazenamento foi o IJF (17 dias); HM (16.2 dias); HCSR (15.5 dias); MEAC (15.3 dias); HGMB (13.7 dias) e Outros (13.2 dias).

A média de idade das bolsas foi de 11.6 dias, variando no intervalo de 6 a 17 dias.

As unidades que possuíam bolsas com menor idade eram o ICC (6 dias); HSM (6.6 dias) ; o HGM (7.3 dias) e Ag. Russas (8.3 dias).

-Unidades de saúde relacionadas a bolsas com pH e glicose normal (Tab. XIII):

O HSM é a unidade que mais possui bolsas nestas condições. 80% (4 bolsas) seguida dos hospitais ICC, 75% (4 bolsas); HSJ, 75% (4 bolsas) e Ag. Russas; 75% (4 bolsas).

O HGMB é a unidade que não apresenta nenhuma bolsa com essas condições.

Os outros hospitais que menos apresentam bolsas nestas condições são: HGM, com 14.3% (1 bolsa); IJF com 20% (1 bolsa); HM com 20% (6 bolsas); MEAC, com 20% (11 bolsas).

A idade média das bolsas com pH e glicose normais foi de 9.3 dias, variando de 4-11,4 dias.

O tempo médio de permanência fora foi de 3.2 dias variando de 1 a 7.3 dias.

- Unidades de saúde relacionadas ao valor normal da glicose (Tab. XIX):

O HSM apresentou 80% (4 bolsas) com valor normal de glicose, seguido do HSJ com 75% (4 bolsas); ICC com 75% (4 bolsas) e Ag. Russas com 75% (4 bolsas).

Os hospitais que menos apresentaram bolsas com glicemia normal foi o HGMB; nenhuma, seguidos dos hospitais HGM com 14,6% (1 bolsa); IJF com 16.6% (1 bolsa); HM com 20% (6 bolsas) e MEAC com 20% (11 bolsas).

A idade média dessas bolsas com glicose normal foi de 8.7 dias.

O tempo médio de permanência fora para essas bolsas foi de 2,95 dias.

- Unidades de saúde relacionadas a bolsas com glicemia inferior a 400 mg/dl :(Tab. XV)

O HGMB apresentava 100% (3 bolsas) das suas bolsas nestas condições seguido do HGM apresentando 85.7% (6 bolsas); IJF, 83.3% com 5 bolsas e a MEAC com 79.6% (43 bolsas).

O HSM tinha apenas uma bolsa nessas condições (20%), seguido do HPM com 25% (1 bolsa), HSJ com 25% (1 bolsa), Ag. Russas com 25% (1 bolsa) e ICC com 25% (1 bolsa).

A idade média dessas bolsas foi de 6,2 dias, variando de 6 a 21 dias.

A média do tempo de permanência fora foi de 5.3 dias, variando de 0,5 a 13 dias.

- Unidades de saúde relacionadas a glicemia superior a 600 mg/dl:(Tab. XVI)

O HPM apresentou 25% (1 bolsa) dentro desse padrão, enquanto o HM, 6% (2 bolsas).

A idade média dessas bolsas foi de 12,5 dias e oscilou entre 10-15 dias.

O tempo médio de permanência fora, foi de 5.8 dias, variando de 2 a 9.5 dias.

- Unidades de saúde relacionadas ao pH normal: (Tab. XVII)

As unidades de saúde HSM, (5 bolsas), HGMB (3 bolsas), HCSR (2 bolsas), HSJ (4 bolsas), HGFe (3 bolsas), Ag. Russas (4 bolsas), ICC (4 bolsas) e Desc. (3 bolsas), apresentavam 100% das suas bolsas com pH normal.

Os hospitais que menos apresentaram bolsas dentro desse padrão foram HIAS com 50% (1 bolsa); Outros com 60% (3 bolsas) e HM com 73.2% (22 bolsas).

A idade média foi de 11 dias, variando de 5.8 a 15.5 dias.

O tempo de permanência fora foi de 4.1 dias, oscilando de 0,6 dias a 9.7 dias.

- Unidades de saúde relacionadas ao pH menor que 6.5: (Tab. VXIII)

O HIAS apresentou 1 bolsa (50%) dentro desses parâmetros, seguido do HPM com 1 bolsa (25%) e HM, 7 bolsas (23,3%).

A idade média é de 16.6 dias oscilando entre 12-21 dias.

O tempo médio de permanência fora foi de 7.9 dias, oscilando de 4-14.7 dias.

- Unidades de saúde relacionadas com pH maior que 7: (Tab. XIX)

O HGM apresentou 28.5% (2 bolsas) com essas características, seguido de Outros com 20% (1 bolsa) e HM com 6.6% (2 bolsas).

O tempo médio de permanência fora foi de 3.7 dias variando de 0.5 a 10 dias.

Dados Específicos

Foi analisada a significância estatística entre 4 correlações dos parâmetros abaixo e relacionados aos hospitais.

Tempo de permanência fora (TPF) x Glicemia; TPF x pH; idade x glicemia; idade x pH.

1 - HSM -

Devolveu 5 bolsas ao Hemoce (3.1%) do total de bolsas devolvidas, sendo que 4 bolsas (80%) apresentavam pH e glicose normais. Apenas a correlação TPF x pH apresentou alterações com significância estatística.

A média do TPF dessas bolsas foi de 1.6 dias e a idade média, 6.6 dias.

2 - ICC -

Devolveu 4 bolsas ao Hemoce (2.5%) do total de bolsas devolvidas, sendo 3 bolsas (75%) apresentavam pH e glicose normais.

As correlações TPF x glicemia; TPF x pH não apresentaram alterações com significância estatística e as outras duas correlações não foram possível calcular.

A média do TPF das bolsas foi de 1 dia e a idade média foi de 6 dias.

3 - Ag. Russas -

Devolveu 4 bolsas (2,5%) do total de bolsas devolvidas, sendo que apresentou 3 bolsas (75%) com pH e glicose normais.

As correlações Idade x glicemia e Idade x pH não apresentou alterações com significação estatística.

As correlações TPF x glicemia, TPF x pH não puderam ser calculadas.

A média do TPF foi de 1 dia e a idade média, 8.3 dias.

4 - HSJ -

Devolveu 4 bolsas ao Hemoce do total de bolsas devolvidas, sendo que 3 bolsas (75%) apresentavam pH e glicose normais. Nenhuma das correlações apresentavam alterações com significância estatística e a média do TPF foi de 2,3 dias e a idade média, 9.3 dias.

5 - Desconhecido -

Devolveu 3 bolsas (1.7%) do total de bolsas devolvidas, sendo que 2 bolsas (66.6%) apresentavam pH e glicose normais.

As correlações TPF x glicemia e Idade x glicemia apresentaram alterações com significância estatística.

A média do TPF foi de 6.2 dias e a idade média; 12.2 dias.

6 - HPM -

Devolveu 4 bolsas (2.5%) do total de bolsas devolvidas, sendo que 2 bolsas (50%) apresentavam pH e glicose normal, e apenas a correlação Idade x pH apresentou alterações com significância estatística.

A média do TPF foi de 3.3 dias e a idade média, 11.3 dias.

7 - HIAS -

Devolveu 2 bolsas (1.1%) do total de bolsas devolvidas, sendo que 1 bolsa (50%) apresentava pH e glicose normais e as correlações entre TPF x pH apresentaram alterações com significância estatística.

As outras duas correlações não foram possível avaliar.

A média do TPF foi de 5 dias e a idade média, 14 dias.

8 - HCSR -

Devolveu 2 bolsas (1.1%) do total de bolsas devolvidas, sendo que 1 bolsa (50%) apresentou pH e glicose normais e nenhuma das correlações foi possível calcular.

A média de TPF foi de 2 dias e a idade média, 15.5 dias.

9 - HGFe -

Devolveu 3 bolsas (1,7%) do total de bolsas devolvidas sendo que 1 bolsa (33,3%) apresentava pH e glicemia normal.

As quatro correlações dos parâmetros tinham alterações com significância estatísticas.

A média do TPF foi de 6,7 dias e a idade média, 11 dias.

10 - HUWC -

Devolveu 27 (16,7%) do total de bolsas devolvidas, sendo que 7 bolsas (25.9%) apresentavam pH e glicose normal.

A correlação do TPF x pH apresentava alterações com significância estatística.

A média TPF foi de 5.6 dias e a idade média, 10.5 dias.

11 - MEAC -

Devolveu 54 bolsas (33.2%) do total de bolsas devolvidas sendo que 11 bolsas (20.3%) apresentavam pH e glicose normais. As correlações Idade x pH e Idade x glicemia apresentavam alterações com significância estatística.

A média do T.P.F. foi de 0.6 dias e a idade média, 7.3 dias.

12 - Outros -

Devolveu 5 bolsas (3.1%) do total de bolsas devolvidas e 2 bolsas (40%) apresentava pH e glicose normais. As correlações TPF x pH e idade x pH apresentaram alterações com significância estatística.

A média do TPF foi de 8,6 dias e a idade média, 13.2 dias.

13 - IJE -

Devolveu 6 bolsas (3.8%) do total de bolsas devolvidas, sendo que apenas 1 bolsa (16,6%) apresentava pH e glicemia normal.

Não houve alterações com significância estatística nas correlações estudadas.

A média do TPF foi de 6 dias e a idade média, 17 dias.

14 - HGM -

Devolveu 7 bolsas (4.4%) do total de bolsas devolvidas, sendo que 1 bolsa (14.2%) apresentava pH e glicose normais. As correlações que apresentavam alterações com significância estatística foram TPF x glicemia; TPF x pH e Idade x pH.

A correlação Idade x glicemia não apresentou alterações com significância estatística.

A média do TPF foi de 0,6 dias e a idade média, 7.3 dias.

15 - HM -

Devolveu 30 bolsas (18.4%) do total de bolsas devolvidas, sendo que 6 bolsas (13.3%) apresentou pH e glicemia normais.

Não houve alterações com significância estatística nas correlações estudadas.

A média do TPF foi de 9.5 dias e a idade média, 16.2 dias.

16 - HGMB -

Devolveu 3 bolsas (1.7%) do total de bolsas devolvidas e nenhuma bolsa apresentou pH e glicose normais.

Não apresentou nenhuma correlação que apresentasse alterações com significância estatística.

A média do TPF foi de 1.2 dias e a idade média, 13.7 dias.

GRÁFICOS E TABELAS

+TABELA I

**DISTRIBUIÇÃO PERCENTUAL DOS CONCENTRADOS DE HEMÁCIAS DEVOLVIDAS AO HEMOCE
QUANTO AO SISTEMA ABO**

GRUPO SANGUÍNEO	%
O	44,8
A	30,1
B	19
AB	6,1
TOTAL	100

GRÁFICO I
DISTRIBUIÇÃO PERCENTUAL DOS CONCENTRADOS DE HEMÁCIAS DEVOLVIDAS
AO HEMOCE QUANTO AO SISTEMA ABO

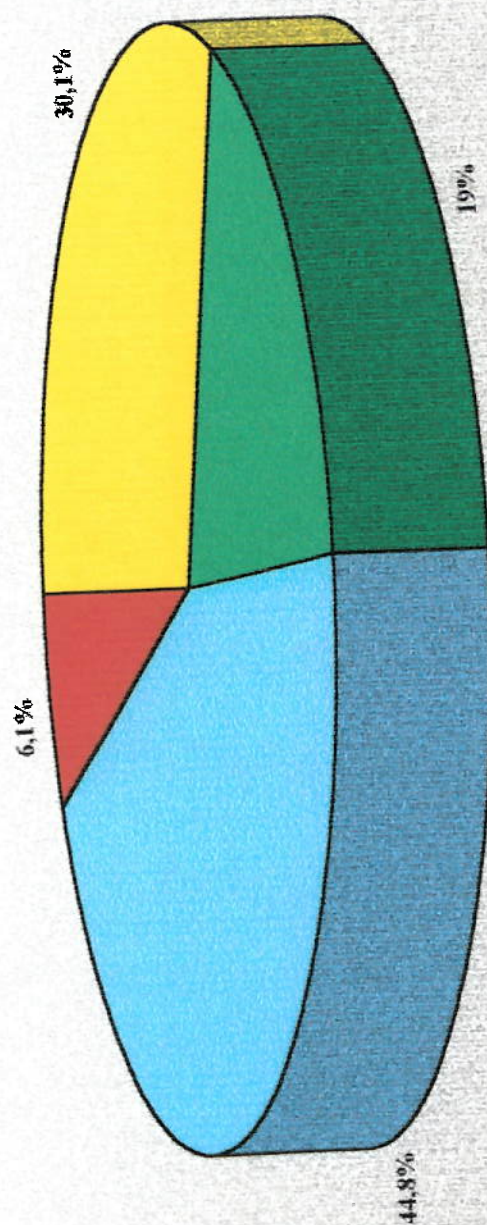


TABELA II

**DISTRIBUIÇÃO PERCENTUAL DOS CONCENTRADOS DE HEMÁCIAS DEVOLVIDAS AO HEMOCE
QUANTO AO SISTEMA Rh (AgD)**

SISTEMA Rh (AgD)	%
Rh (AgD) POSITIVO	92
Rh (AgD) NEGATIVO	8
TOTAL	100

GRÁFICO II
DISTRIBUIÇÃO PERCENTUAL DOS CONCENTRADOS DE HEMÁCIAS
DEVOLVIDAS AO HEMOCE QUANTO AO SISTEMA Rh (AgD)

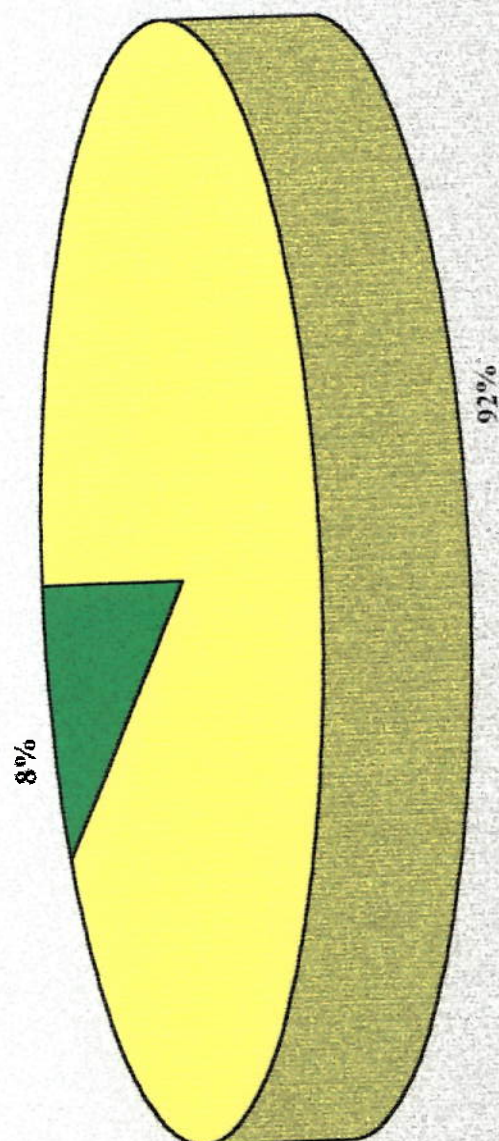


TABELA III

DISTRIBUIÇÃO PERCENTUAL DOS DOADORES DE SANGUE QUANTO AO SISTEMA ABO

GRUPO SANGUÍNEO	PROPORÇÃO ESTIMADA (%)
O	53,36
A	34,79
B	8,82
AB	2,93
TOTAL	100

FONTE: Dados retirados de NEVES, M.L.J., Grupos Sanguíneos ABO e Rh – Estatística em 2354 doadores de sangue. Fortaleza, 1987 – Monografia (Especialização em Hematologia e Hemoterapia) – Universidade Federal do Ceará, 1987.

GRÁFICO III

DISTRIBUIÇÃO PERCENTUAL DOS DOADORES DE SANGUE QUANTO AO SISTEMA ABO

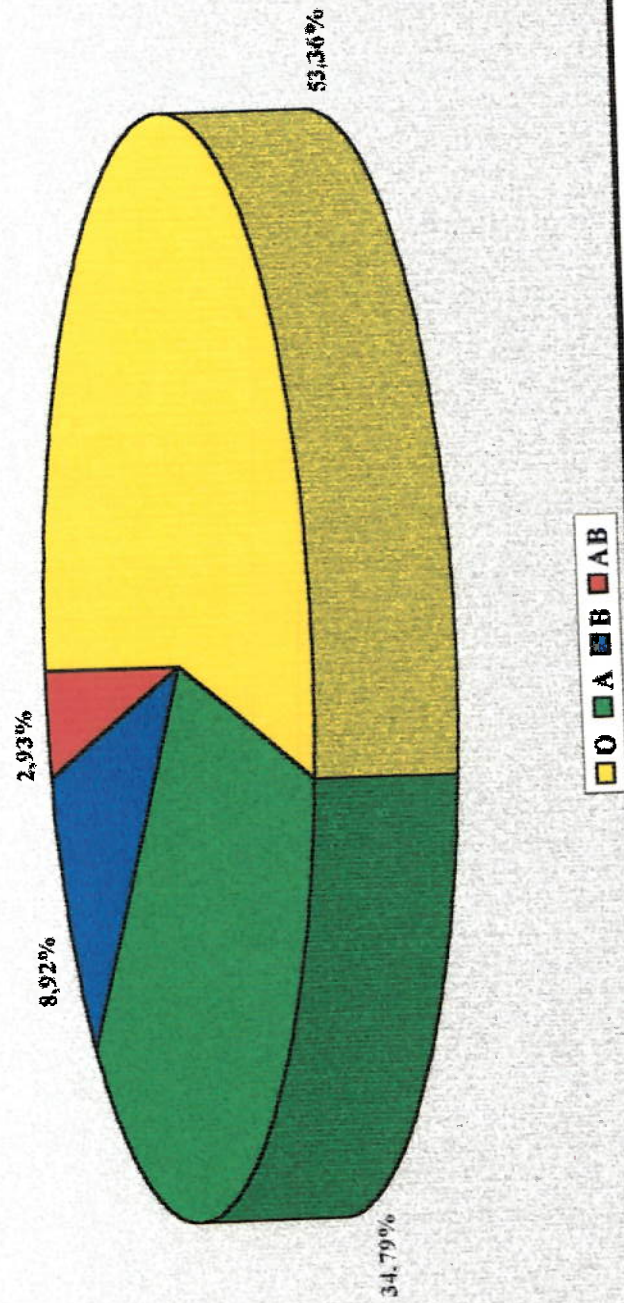


TABELA IV

DISTRIBUIÇÃO PERCENTUAL DOS DOADORES DE SANGUE QUANTO AO SISTEMA Rh (AgD)

SISTEMA Rh	PROPORÇÃO ESTIMADA (%)
Rh (AgD) POSITIVO	90,74
Rh (AgD) NEGATIVO	9,26
TOTAL	100

FONTE: Dados retirados de NEVES. M.L.J., Grupos Sangüíneos ABO e Rh – Estatística em 2354 doadores de sangue. Fortaleza, 1987 – Monografia (Especialização em Hematologia e Hemoterapia) – Universidade Federal do Ceará, 1987.

GRÁFICO IV
DISTRIBUIÇÃO PERCENTUAL DOS DOADORES DE SANGUE QUANTO AO
SISTEMA Rh (AgD)

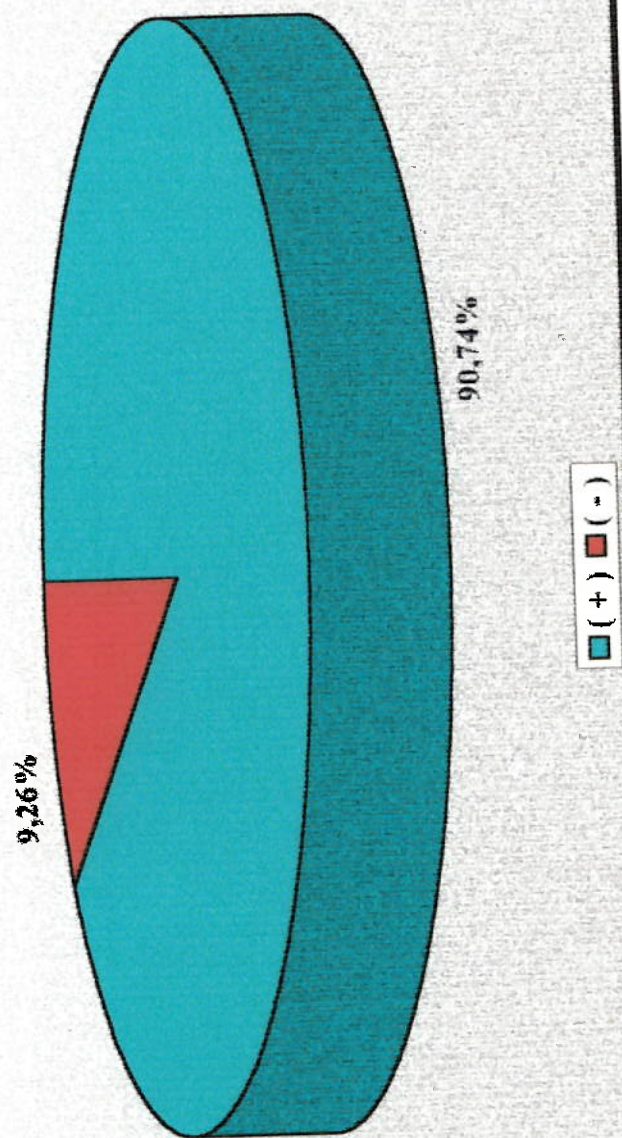


TABELA V

**DISTRIBUIÇÃO PERCENTUAL DOS CONCENTRADOS DE HEMÁCIAS DEVOLVIDAS AO HEMOCE
QUANTO AO SISTEMA ABO X Rh (AgD)**

ABO E Rh (AgD)	%
A +	26,4
A -	3,7
B +	18,4
B -	0,6
O +	43
O -	1,8
AB +	4,3
AB -	1,8
TOTAL	100

GRÁFICO V
DISTRIBUIÇÃO PERCENTUAL DOS CONCENTRADOS DE HEMÁCIAS
DEVOLVIDAS AO HEMOCE QUANTO AO SISTEMA ABO X Rh (AgD)

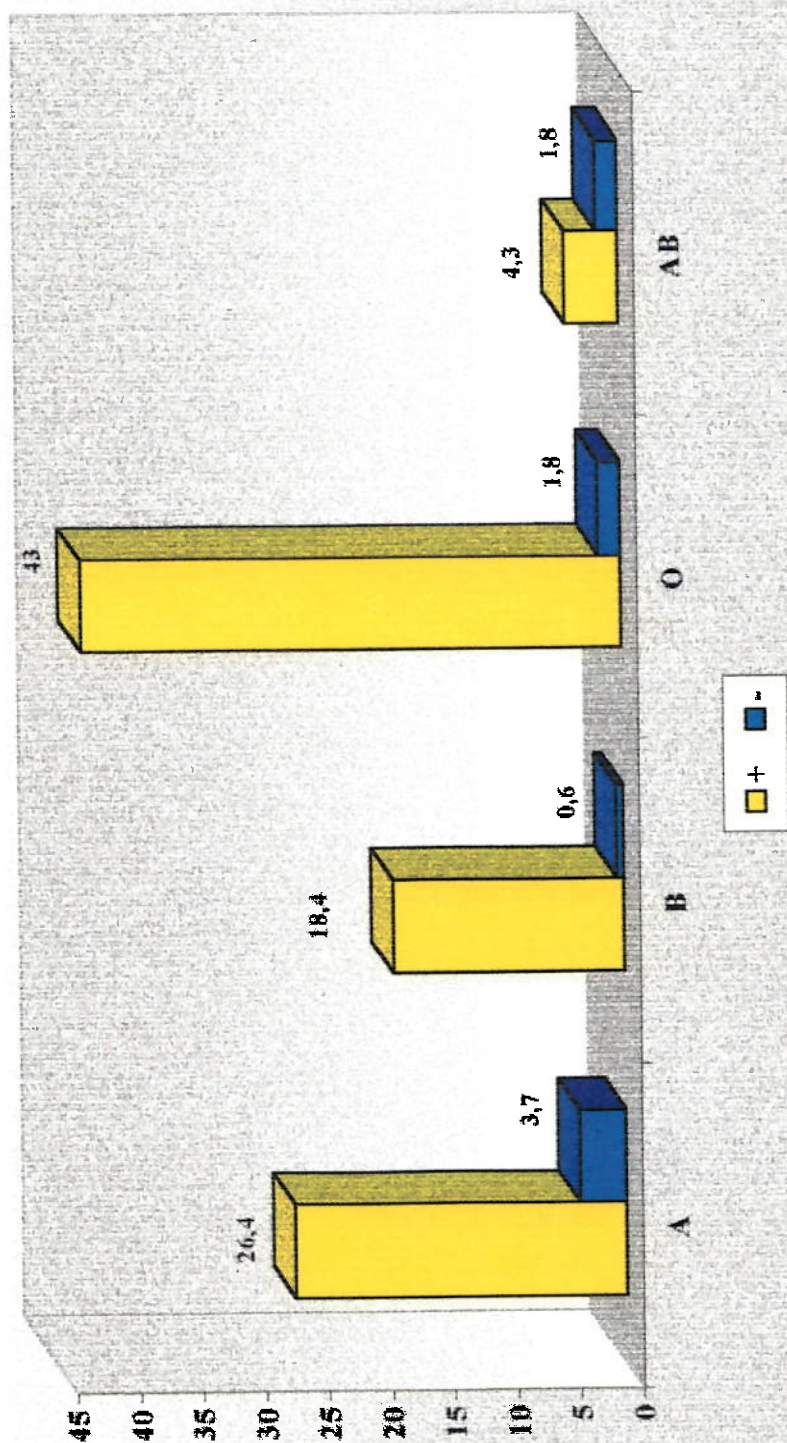


TABELA VI

**DISTRIBUIÇÃO DO TEMPO DE ESTOCAGEM DOS CONCENTRADOS DE HEMÁCIAS DEVOLVIDAS AO HEMOCE X
NÚMERO PERCENTUAL DE BOLSAS**

INTERVALO (DIAS)	NÚMERO DE BOLSAS	%
01 — 05 DIAS	5	3,1
06 — 10 DIAS	58	35,6
11 — 15 DIAS	51	31,3
16 — 20 DIAS	32	19,6
21 — 25 DIAS	15	9,2
26 — 30 DIAS	2	1,2
TOTAL	163	100

GRÁFICO VI

**DISTRIBUIÇÃO DO TEMPO DE ESTOCAGEM DOS CONCENTRADOS DE
HEMÁCIAS DEVOLVIDAS AO HEMOCE X NÚMERO PERCENTUAL DE BOLSAS**

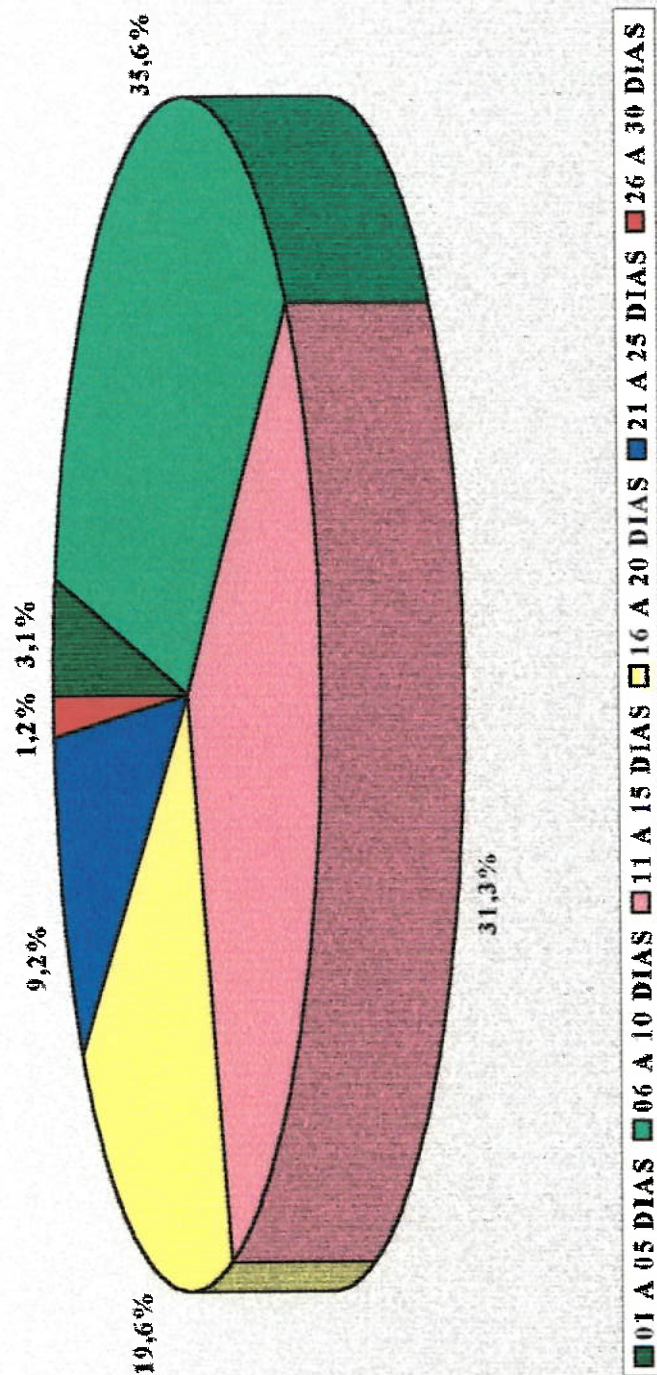


TABELA VII

**DISTRIBUIÇÃO DO TEMPO DE ESTOCAGEM DOS CONCENTRADOS DE HEMÁCIAS DEVOLVIDAS AO HEMOCE X
GLICEMIA (mg/dl) X NÚMERO DE BOLSAS**

INTERVALO (DIAS)	GLICEMIA (mg/dl)			TOTAL
	< 400	400 A 600	> 600	
01 — 05 DIAS	2	3	0	5
06 — 10 DIAS	27	29	1	57
11 — 15 DIAS	40	11	1	52
16 — 20 DIAS	26	5	1	32
21 — 25 DIAS	15	0	0	15
26 — 30 DIAS	2	0	0	2
TOTAL	112	48	3	163

TABELA VIII

DISTRIBUIÇÃO PERCENTUAL DAS BOLSAS X TEMPO DE ESTOCAGEM DOS CONCENTRADOS DE HEMÁCIAS
DEVOLVIDAS AO HEMOCE X GLICEMIA (mg/dl)

INTERVALO (DIAS)	GLICEMIA (mg/dl)			(%)
	< 400	400 A 600	> 600	
01 - 05 DIAS	1,2	1,8	0	3,0
06 - 10 DIAS	16,6	17,8	0,6	35,1
11 - 15 DIAS	24,4	6,7	0,6	31,7
16 - 20 DIAS	16	3,2	0,6	19,8
21 - 25 DIAS	9,2	0	0	9,2
26 - 30 DIAS	1,2	0	0	1,2
TOTAL	68,6	29,4	1,8	100

TABELA IX

DISTRIBUIÇÃO DO TEMPO DE ESTOCAGEM DOS CONCENTRADOS DE HEMÁCIAS DEVOLVIDAS AO HEMOCE X
NÚMERO DE BOLSAS X pH

INTERVALO (DIAS)	pH		
	< 6,5	$6,5 \leq \text{pH} \leq 7,0$	> 7
01 – 05 DIAS	0	4	1
06 – 10 DIAS	0	56	2
11 – 15 DIAS	5	46	0
16 – 20 DIAS	3	27	2
21 – 25 DIAS	4	11	0
26 – 30 DIAS	0	2	0
TOTAL	12	146	5
			163

TABELA X

DISTRIBUIÇÃO PERCENTUAL DAS BOLSAS X TEMPO DE ESTOCAGEM DOS CONCENTRADOS DE HEMÁCIAS
DEVOLVIDAS AO HEMOCE X pH

INTERVALO (DIAS)	pH			
	< 6,5	$6,5 \leq \text{pH} \leq 7,0$	> 7	%
01— 05 DIAS	0	2,5	0,6	3,1
06 — 10 DIAS	0	34,4	1,2	35,6
11— 15 DIAS	3,1	28,2	0	31,3
16 — 20 DIAS	1,8	16,6	1,2	19,6
21— 25 DIAS	2,5	6,7	0	9,2
26 — 30 DIAS	0	1,2	0	1,2
TOTAL	7,4	89,6	3	100

TABELA XI

NÚMERO DE CONCENTRADOS DE HEMÁCIAS DEVOLVIDAS AO HEMOCE X HOSPITAL X TEMPO MÉDIO DE PERMANÊNCIA FORA (DIAS)

HOSPITAL	NÚMERO ABSOLUTO	NÚMERO RELATIVO	MÉDIA (DIAS)
HCSR	2	1,1	2
HIAS	2	1,1	5
DESC.	3	1,7	6,2
HGFe	3	1,7	6,7
HGMB	3	1,7	1,2
AG. RUSSAS	4	2,5	1
HPM	4	2,5	3,3
HSJ	4	2,5	2,3
ICC	4	2,5	1
HSM	5	3,1	1,6
OUTROS	5	3,1	8,6
LJF	6	3,8	6
HGM	7	4,4	0,6
HUWC	27	16,7	5,6
HM	30	18,4	9,5
MEAC	54	33,2	7,1
TOTAL	163	100	4,5

GRÁFICO XI (A)

ANÁLISE DO TEMPO MÉDIO DE PERMANÊNCIA FORA (DIAS) DOS
CONCENTRADOS DE HEMÁCIAS DEVOLVIDOS AO HEMOCE X HOSPITAL

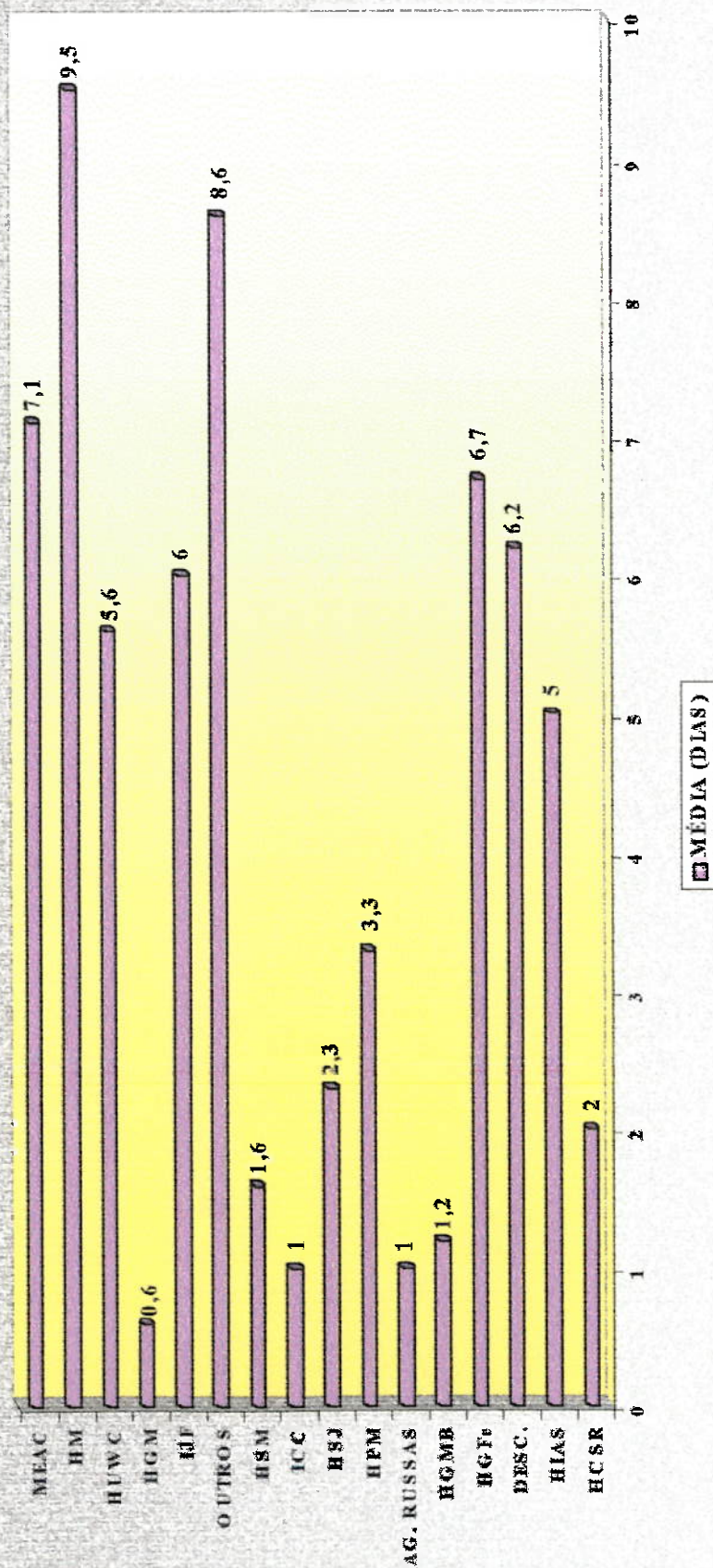


GRÁFICO XI (B)
DISTRIBUIÇÃO DOS CONCENTRADOS DE HEMÁCIAS DEVOLVIDAS AO
HEMOCE X HOSPITAL

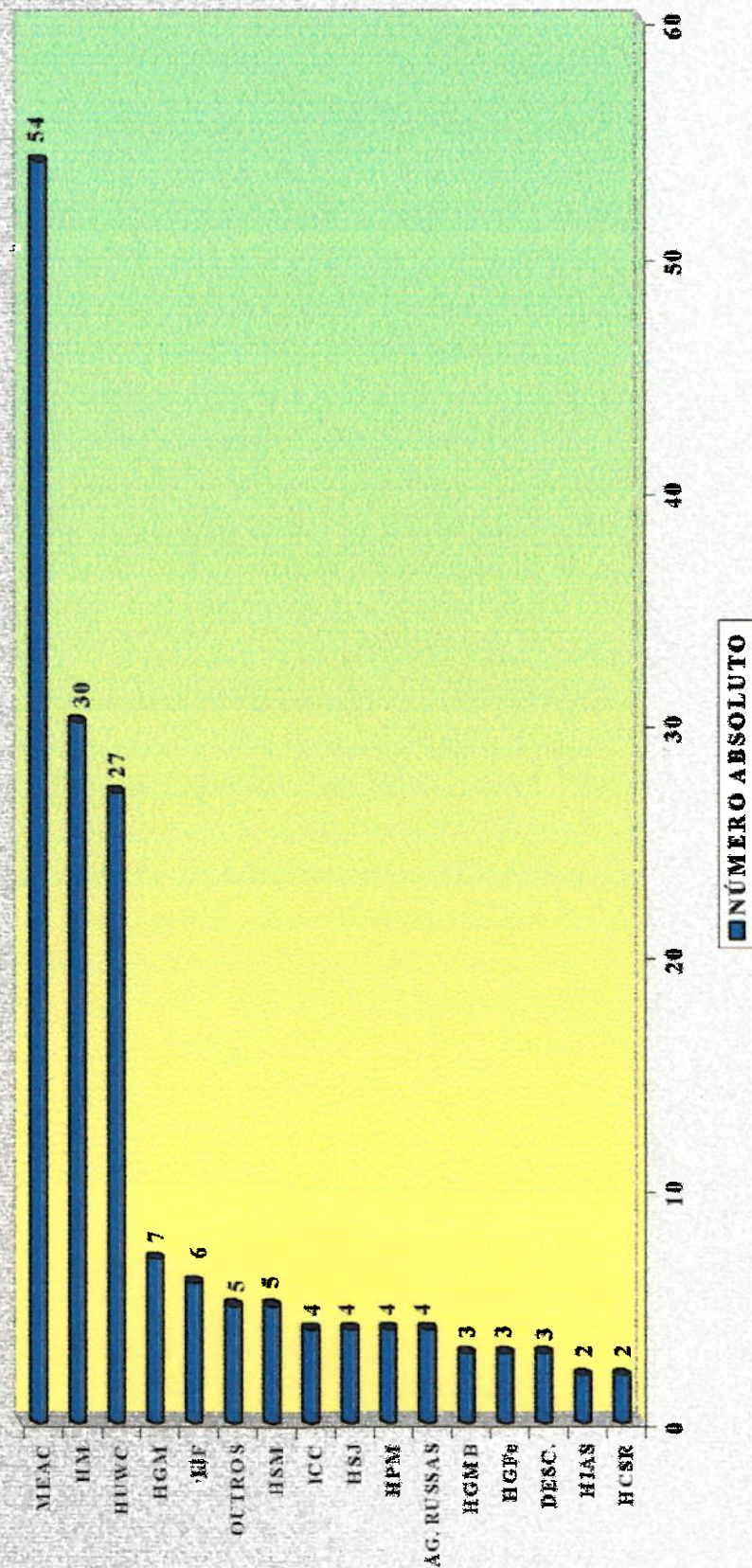


TABELA XII

ANÁLISE DO NÚMERO DE CONCENTRADOS DE HEMÁCIAS DEVOLVIDAS AO
HEMOCE X HOSPITAL X IDADE MÉDIA (DIAS)

HOSPITAL	Nº DE BOLSAS DEVOLVIDAS	IDADE MÉDIA
HCSR	2	15,5
HIAS	2	14
HGMB	3	13,7
HGF _e	3	11
DESC.	3	12,2
ICC	4	6
HSJ	4	9,3
HPM	4	11,3
AG. RUSSAS	4	8,3
OUTROS	5	13,2
HSM	5	6,6
IJF	6	17
HGM	7	7,3
HUWC	27	10,5
HM	30	16,2
MEAC	54	15,3
TOTAL	163	11,6

GRÁFICO XII

ANÁLISE DO NÚMERO DE CONCENTRADOS DE HEMÁCIAS DEVOLVIDAS AO
HEMOCE X HOSPITAL X IDADE MÉDIA DAS BOLSAS (DIAS)

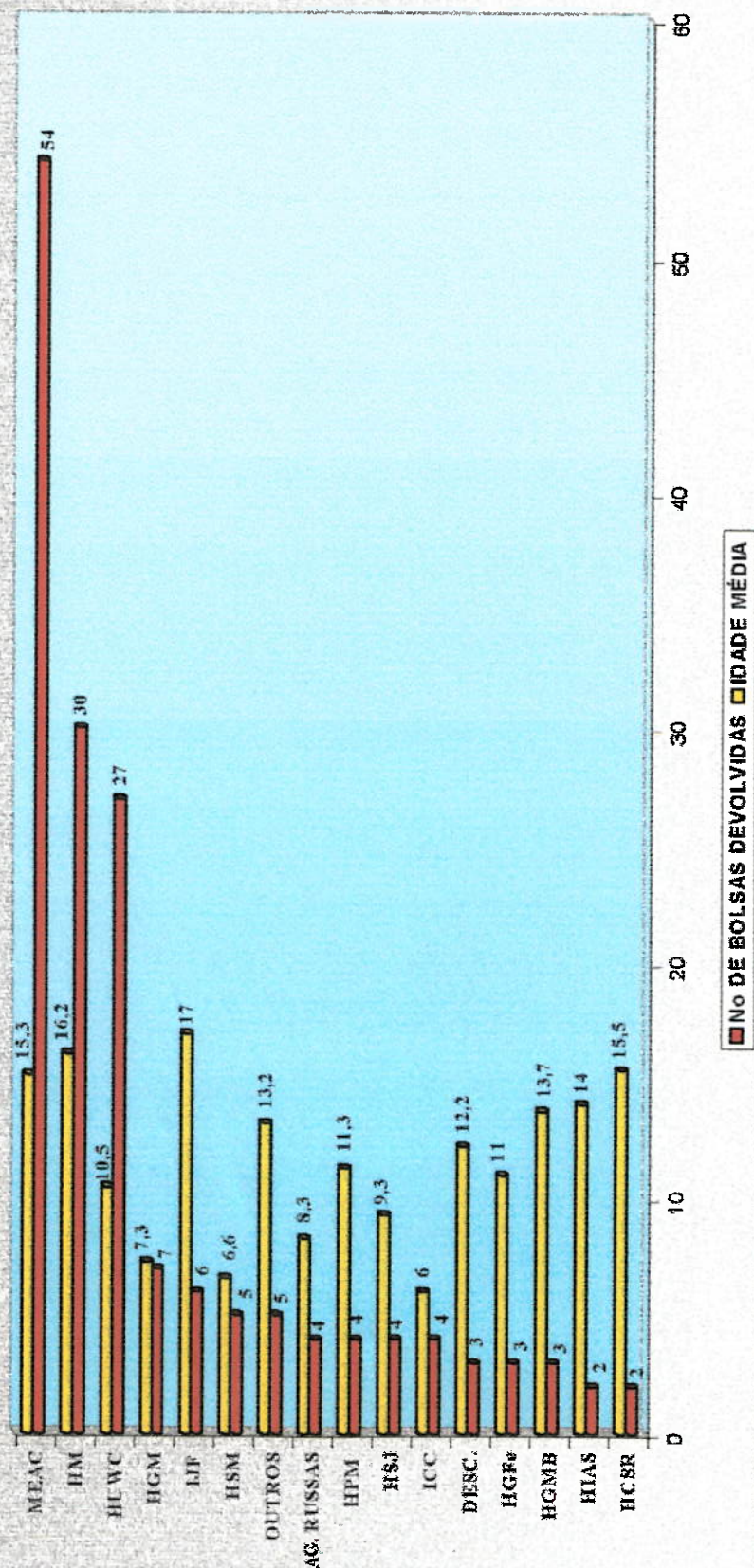


TABELA XIII

ANÁLISE DOS CONCENTRADOS DE HEMÁCIAS DENTRO DO PADRÃO DE NORMALIDADE DE GLICEMIA E pH X HOSPITAL X TEMPO MÉDIO DE PERMANÊNCIA FORA (DIAS) X IDADE MÉDIA (DIAS)

HOSPITAL	Nº DE BOLSAS DEVOLVIDAS	400mg\dl ≤ GLICEMIA ≤ 600mg\dl e 6.5 ≤ pH ≤ 7.0		
		Nº de Bolsas	Média (dias)	Idade média (dias)
HUWC	27	7	4.9	9.3
HSM	5	4	1.8	6
IJF	6	1	5	19
HSJ	4	3	2.3	9.3
HIAS	2	1	2	7
HM	30	6	7.3	11
HGFe	3	1	2	6
HCSR	2	1	1	10
HPM	4	2	3.5	7.5
HGM	7	1	1	4
OUTROS	5	2	8	15
AG. RUSSAS	4	3	1	8
MEAC	54	11	6.3	11.4
DESC.	3	2	3	10
ICC	4	3	1	6
HGMB	3	0	-	-
TOTAL	163	48	3.2	9.3

GRÁFICO XIII (A)

ANÁLISE DOS CONCENTRADOS DE HEMÁCIAS DENTRO DO PADRÃO DE NORMALIDADE DE GLICEMIA E pH X HOSPITAL X N° DE BOLSAS DEVOLVIDAS

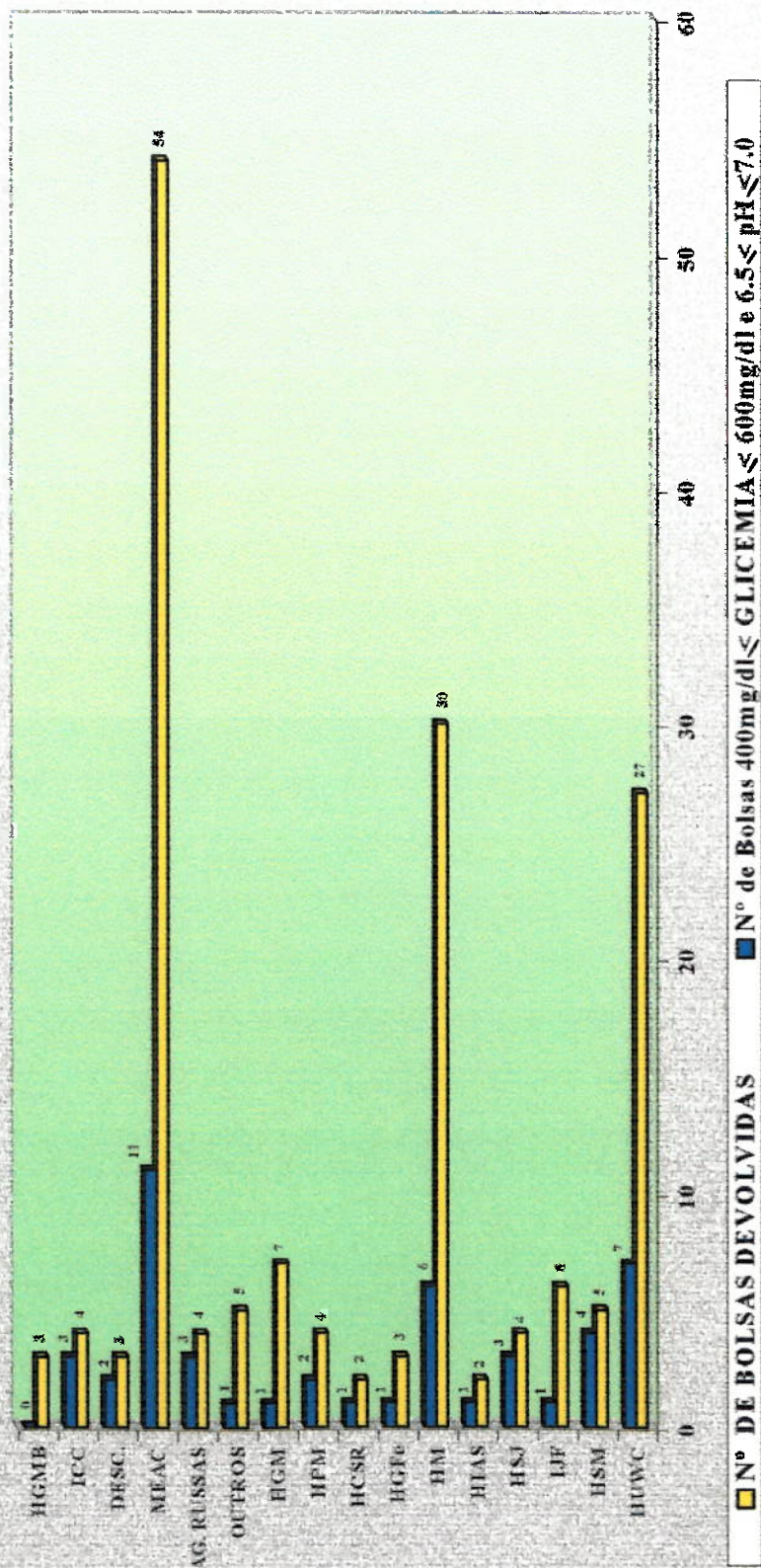


GRÁFICO XIII (B)
ANÁLISE DOS CONCENTRADOS DE HEMÁCIAS DENTRO DO PADRÃO DE NORMALIDADE DE GLICEMIA E
pH X HOSPITAL X TEMPO DE PERMANÊNCIA FORA (DIAS)

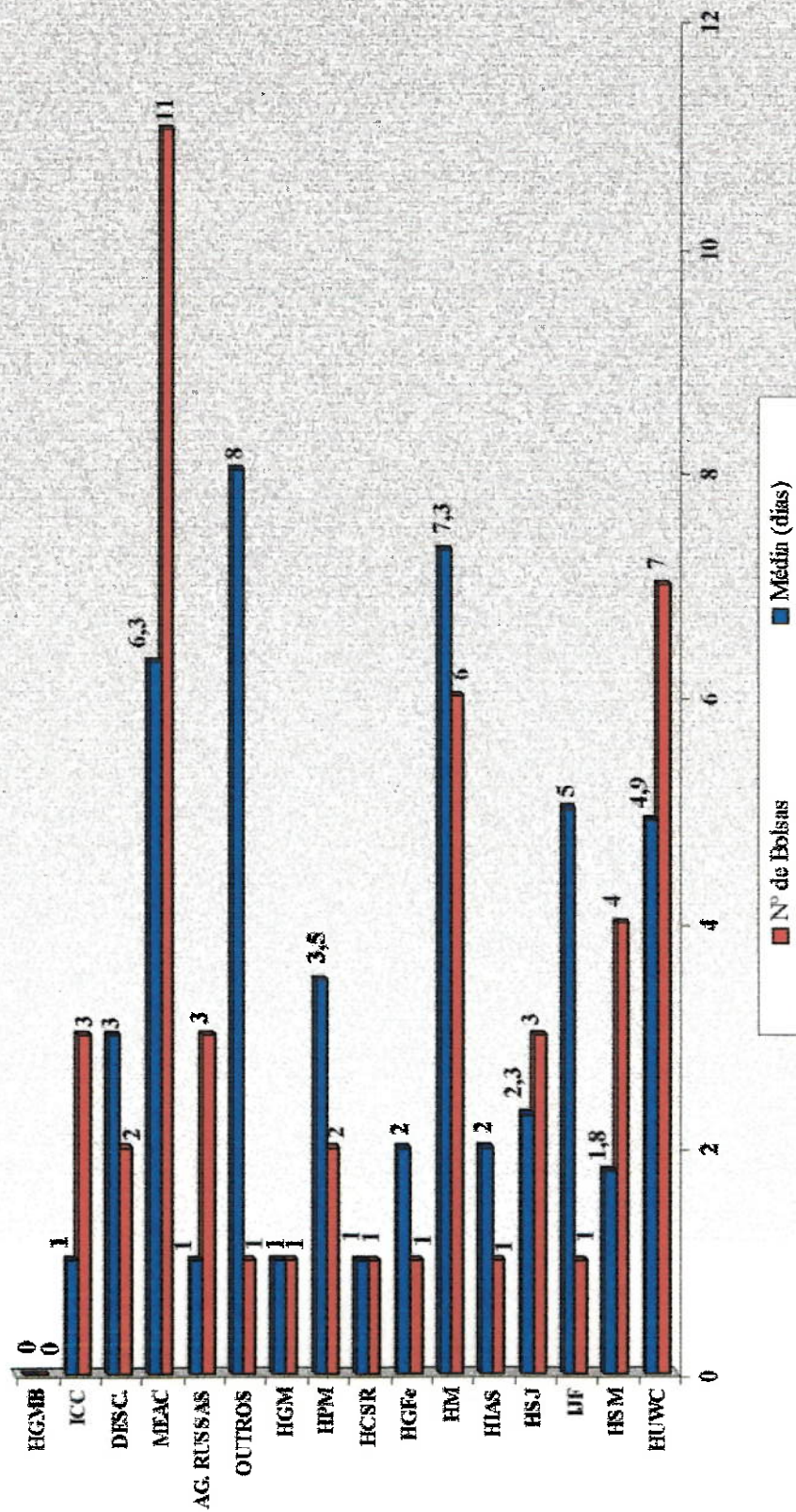


TABELA XIV

ANÁLISE DE CONCENTRADOS DE HEMÁCIAS DENTRO DO PADRÃO DE NORMALIDADE DE GLICEMIA X HOSPITAL X TEMPO MÉDIO DE PERMANÊNCIA FORA (DIAS) X IDADE MÉDIA (DIAS)

HOSPITAL	Nº DE BOLSAS DEVOLVIDAS	400mg\dl ≤ GLICEMIA ≤ 600mg\dl		
		Nº de Bolsas	Média (dias)	Idade média (dias)
HUWC	27	7	4,9	9,3
HSM	5	4	1,8	6
MEAC	54	11	6,3	11,5
HSJ	4	3	2,7	10
HIAS	2	1	2	7
HGFe	3	1	2	6
LJF	6	1	5	19
HCSR	2	1	1	10
HPM	4	2	3,5	7,5
HGM	7	1	1	4
HM	30	6	7,5	13,7
OUTROS	5	2	4,5	10,5
ICC	4	3	1	6
AG. RUSSAS	4	3	1	8
DESC.	3	2	3	10
HGMB	3	0	-	-
TOTAL	163	48	3	9,1

GRÁFICO XIV
ANÁLISE DE CONCENTRADOS DE HEMÁCIAS DENTRO DO PADRÃO DE
NORMALIDADE DE GLICEMIA X TEMPO DE PERMANÊNCIA FORA (DIAS)

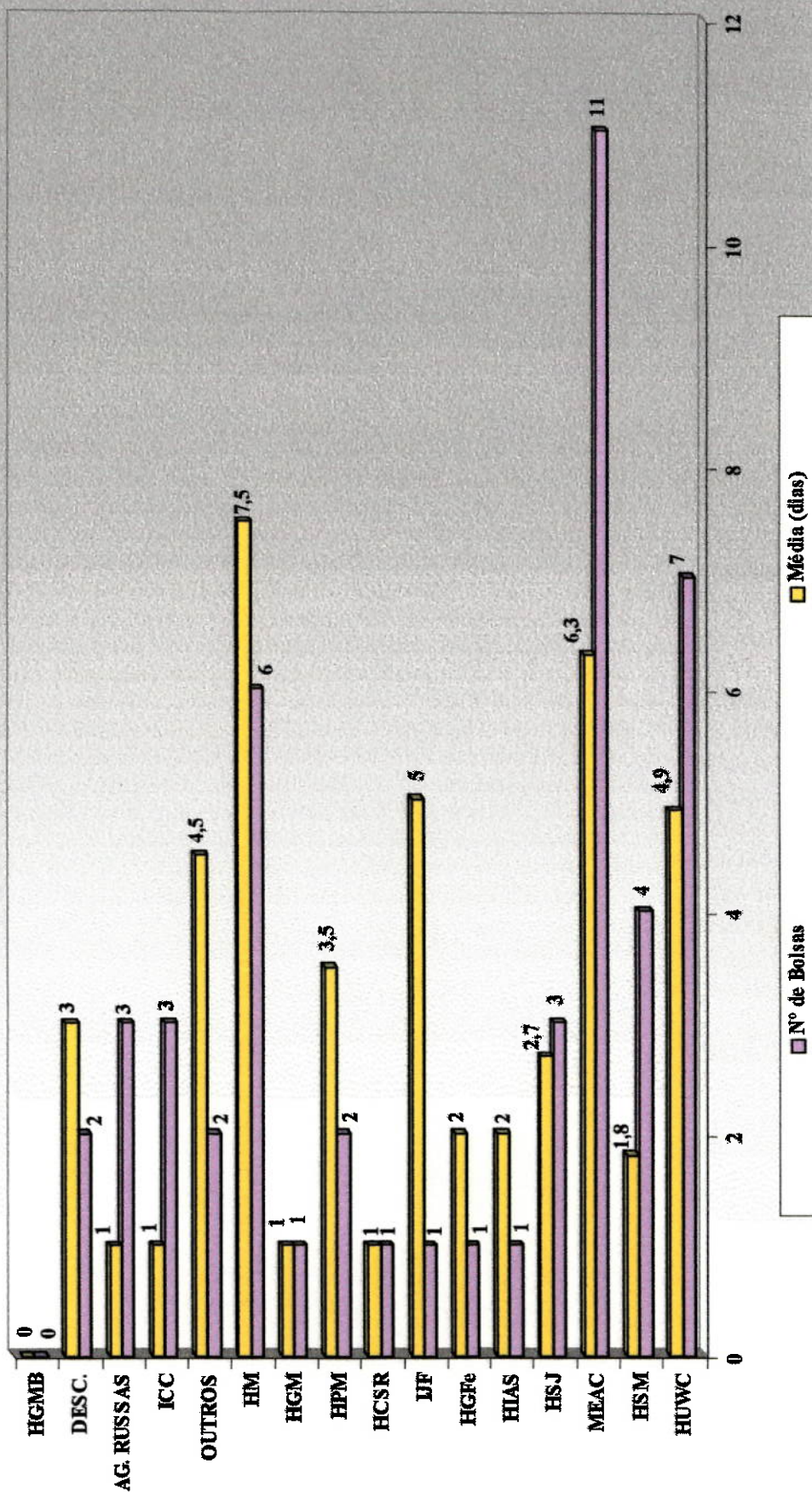


TABELA XV

ANÁLISE DE CONCENTRADOS DE HEMÁCIAS DENTRO DO PADRÃO DE NORMALIDADE DE GLICEMIA X HOSPITAL
X TEMPO MÉDIO DE PERMANÊNCIA FORA (DIAS) X IDADE MÉDIA (DIAS)

HOSPITAL	Nº DE BOLSAS DEVOLVIDAS	GLICEMIA < 400mg\dl		
		Nº de Bolsas	Média (dias)	Idade média (dias)
IJF	6	5	6,2	16,6
HUWC	27	20	6,1	11
OUTROS	5	3	11,2	15
HSM	5	1	1	9
HGMB	3	3	1,2	13,7
HCSR	2	1	3	21
MEAC	54	43	7,5	15,4
HPM	4	1	4	20
HSJ	4	1	0,5	7
HIAS	2	1	8	21
HM	30	22	11	17,5
HGFe	3	2	9	13,5
AG. RUSSAS	4	1	1	9
DESC.	3	1	13	17
ICC	4	1	1	6
HGM	7	6	0,5	6,2
TOTAL	163	112	5,3	13,7

GRÁFICO XV
ANÁLISE DE CONCENTRADOS DE HEMÁCIAS COM GLICEMIA MENOR QUE
400 mg/dl X HOSPITAL X TEMPO DE PERMANÊNCIA FORA (DIAS)

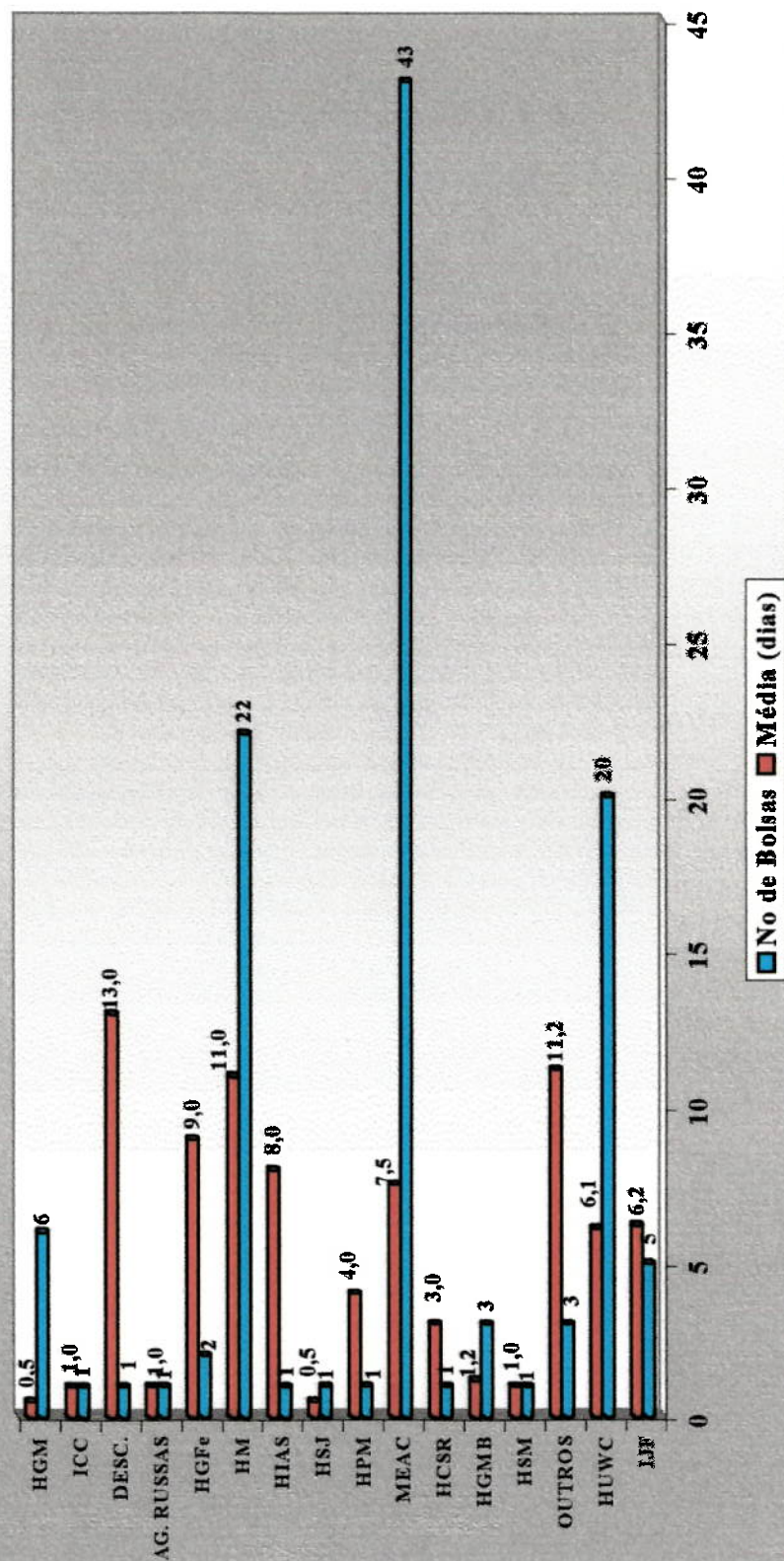


TABELA XVI

ANÁLISE DE CONCENTRADOS DE HEMÁCIAS FORA DO INTERVALO NORMAL DE GLICEMIA X HOSPITAL X TEMPO MÉDIO DE PERMANÊNCIA FORA (DIAS) X IDADE MÉDIA (DIAS)

HOSPITAL	Nº DE BOLSAS DEVOLVIDAS	GLICEMIA > 600mg\dl		
		Nº de Bolsas	Média (dias)	Idade média (dias)
HM	30	2	9,5	15
HPM	4	1	2	10
TOTAL	34	3	5,8	12,5

GRÁFICO XVI

ANÁLISE DE CONCENTRADOS DE HEMÁCIAS COM GLICEMIA SUPERIOR QUE 600mg/dl
X HOSPITAL X TEMPO DE PERMANÊNCIA FORA (DIAS)

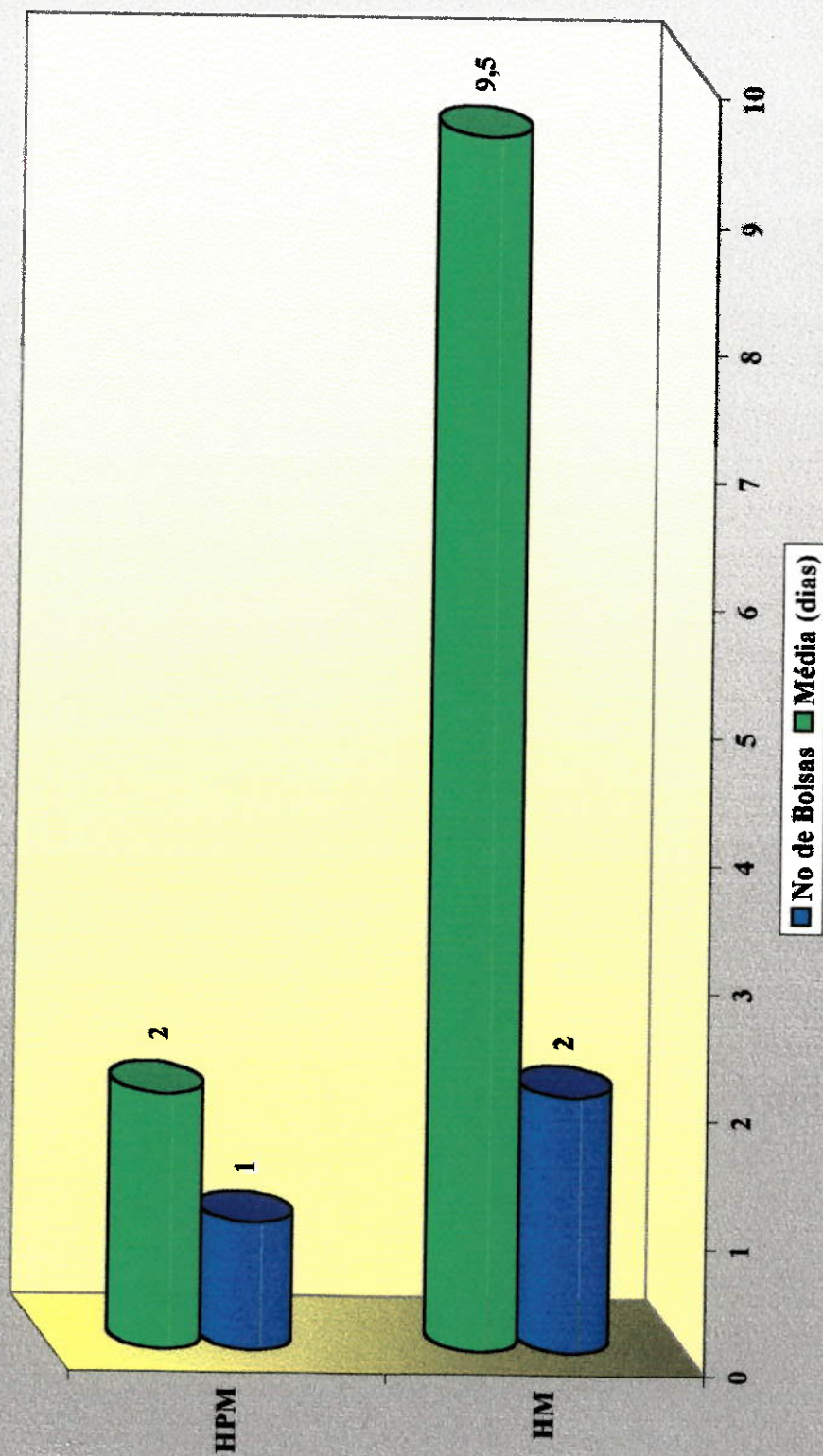


TABELA XVII

ANÁLISE DE CONCENTRADOS DE HEMÁCIAS DENTRO DO PADRÃO DE NORMALIDADE DO pH X HOSPITAL X
TEMPO MÉDIO DE PERMANÊNCIA FORA (DIAS) X IDADE MÉDIA (DIAS)

HOSPITAL	Nº DE BOLSAS DEVOLVIDAS	6,5 ≤ pH ≤ 7		
		Nº de Bolsas	Média (dias)	Idade média (dias)
IJF	6	5	6	18
HUWC	27	26	5,4	10,4
OUTROS	5	3	9,7	14,2
HSM	5	5	1,6	6,6
HGMB	3	3	1,2	13,7
HCSR	2	2	2	15,5
MEAC	54	53	8,5	14,7
HSJ	4	4	2,5	9,5
HIAS	2	1	2	7
HM	30	22	7,9	15,5
HGFe	3	3	6,7	11
HPM	4	3	3	8,2
HGM	7	5	0,6	5,8
AG. RUSSAS	4	4	1	8,3
DESC.	3	3	6,2	12,2
ICC	4	4	1	6
TOTAL	163	146	4,1	11

GRÁFICO XVII

ANÁLISE DE CONCENTRADOS DE HEMÁCIAS DENTRO DO PADRÃO DE NORMALIDADE DO pH X HOSPITAL X TEMPO DE PERMANÊNCIA FORA (DIAS)

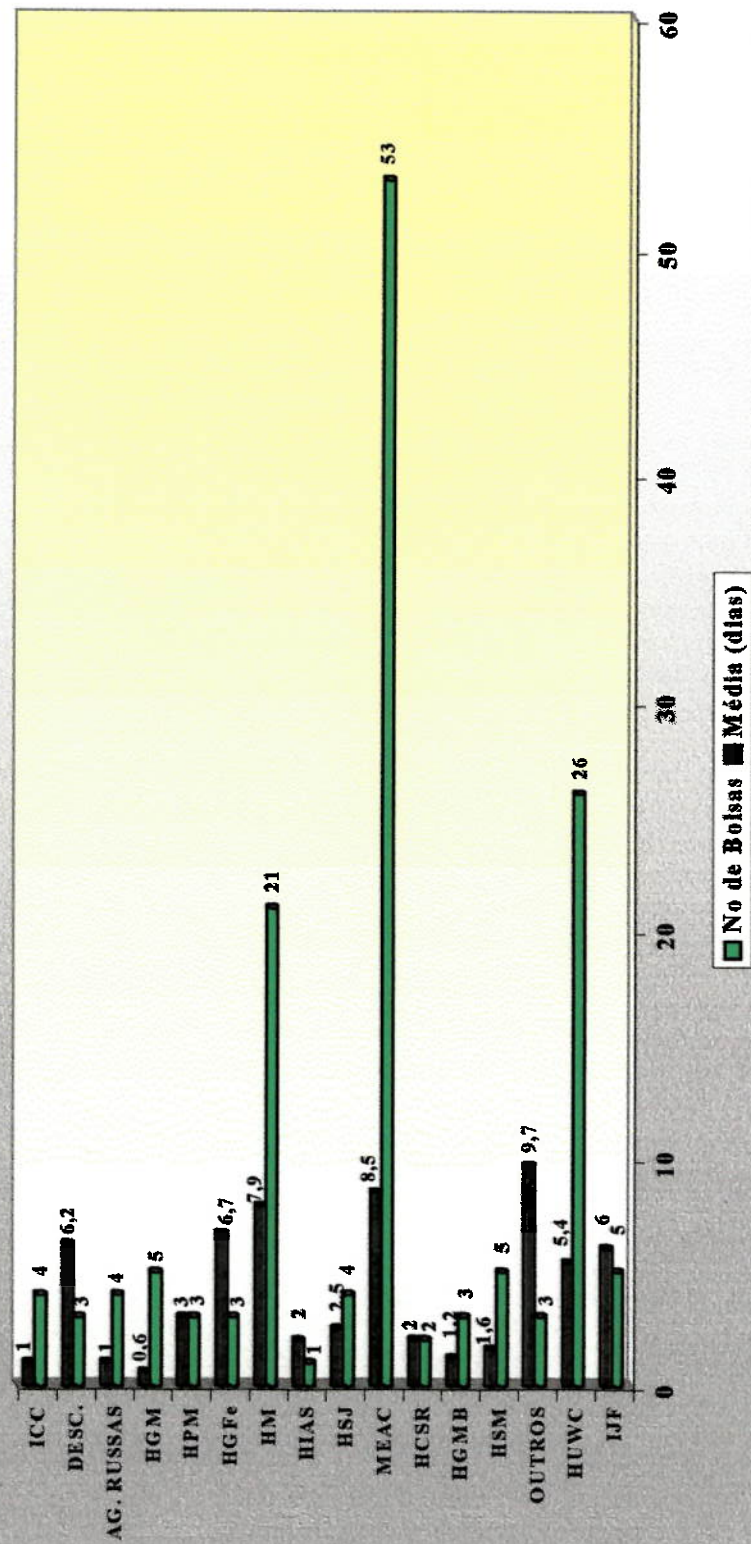


TABELA XVIII

ANÁLISE DE CONCENTRADOS DE HEMÁCIAS COM pH < 6,5 X HOSPITAL X TEMPO MÉDIO DE PERMANÊNCIA FORA (DIAS) X IDADE MÉDIA (DIAS)

HOSPITAL	Nº DE BOLSAS DEVOLVIDAS	pH < 6,5		
		Nº de Bolsas	Média (dias)	Idade média (dias)
IJF	6	1	6	12
HUWC	27	1	6	12
MEAC	54	2	8,5	15,5
HPM	4	1	4	20
HIAS	2	1	8	21
HM	30	6	14,7	19
TOTAL	123	12	7,9	16,6

GRÁFICO XVIII
ANÁLISE DE CONCENTRADO DE HEMÁCIAS COM pH < 6,5 X HOSPITAL X TEMPO MÉDIO
DE PERMANÊNCIA (DIAS)

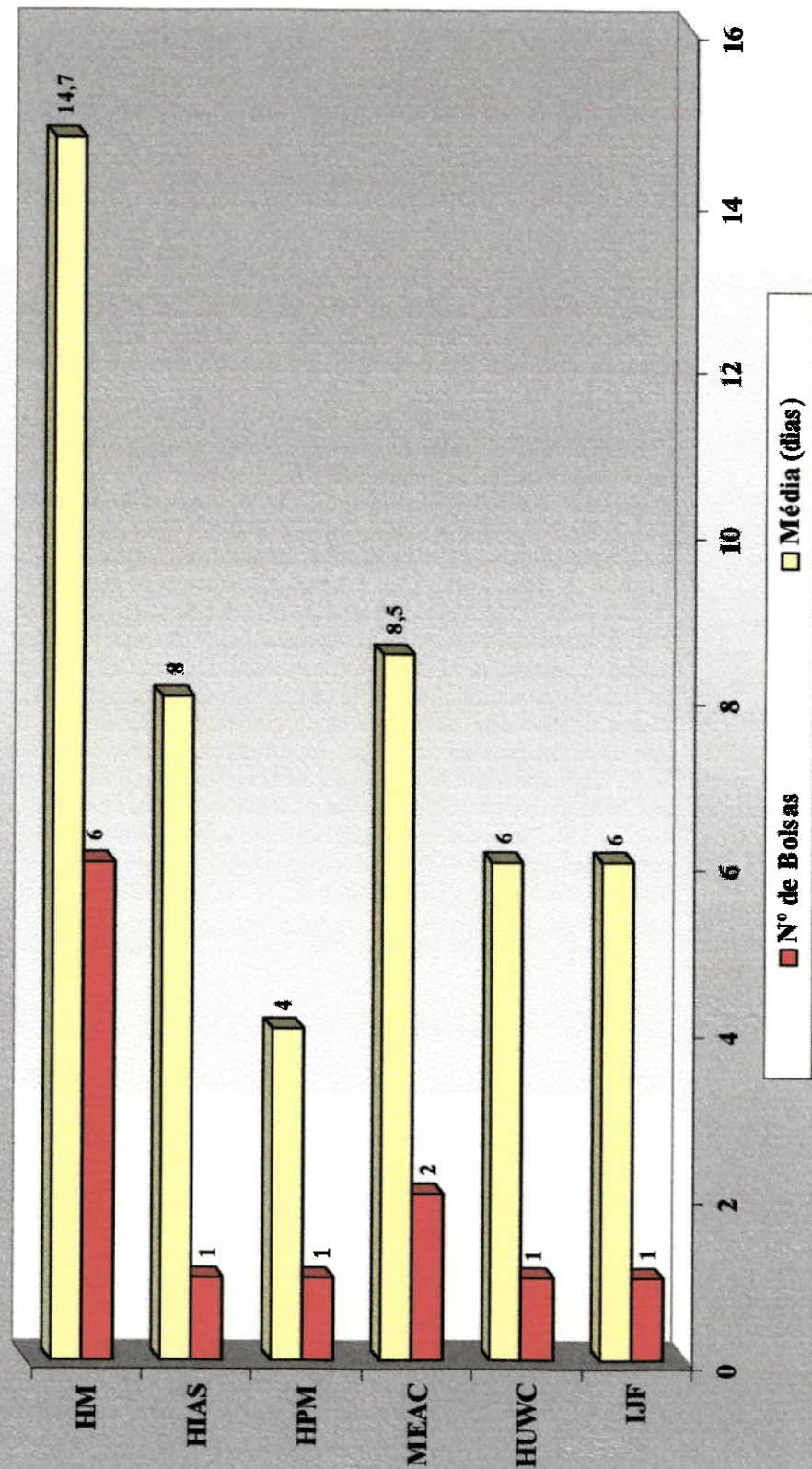


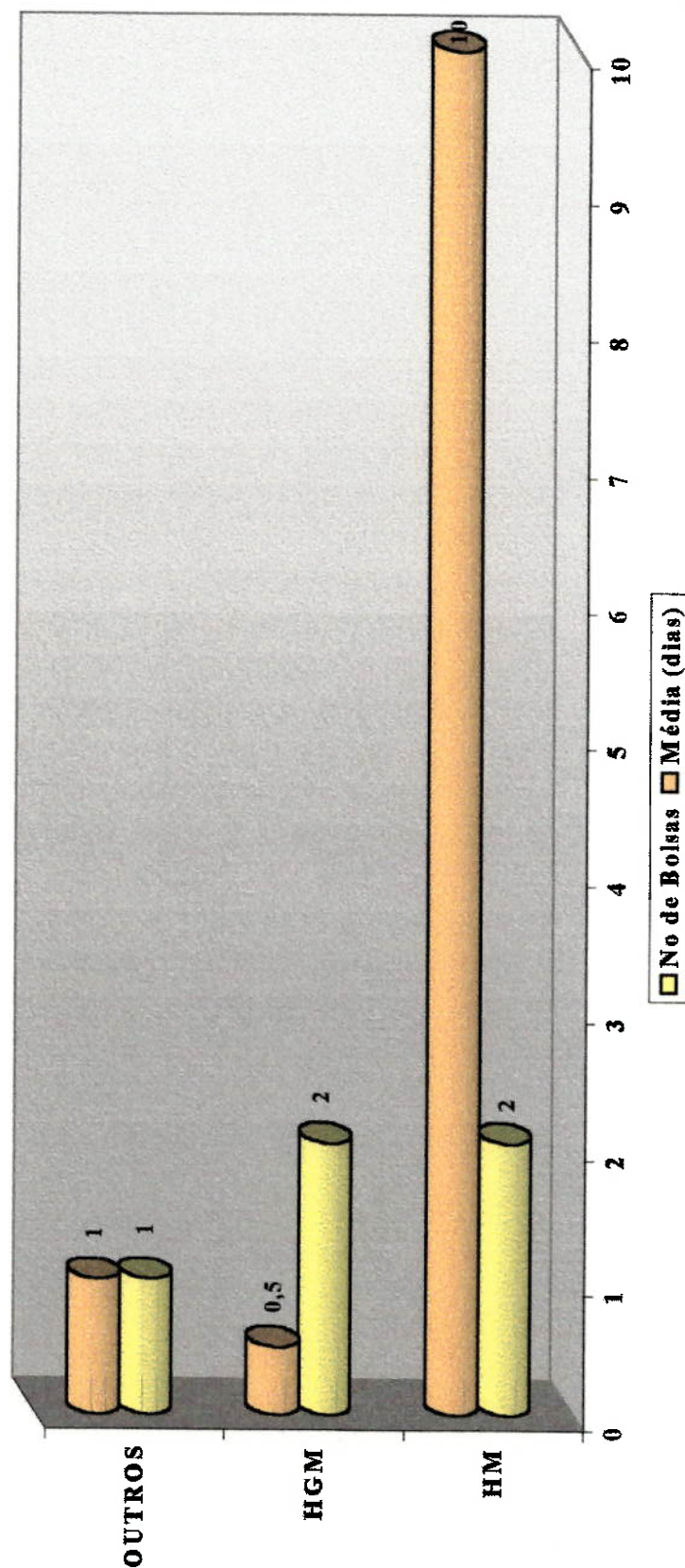
TABELA XIX

ANÁLISE DE CONCENTRADOS DE HEMÁCIAS COM pH > 7 X HOSPITAL X TEMPO MÉDIO DE PERMANÊNCIA FORA (DIAS) X IDADE MÉDIA (DIAS)

HOSPITAL	Nº DE BOLSAS DEVOLVIDAS	pH > 7		
		Nº de Bolsas	Média (dias)	Idade média (dias)
HM	30	2	10	19
HGM	7	2	0,5	6
OUTROS	5	1	1	6
TOTAL	42	5	3,7	10,2

GRÁFICO XIX

ANÁLISE DE CONCENTRADOS DE HEMÁCIAS COM pH > 7 X HOSPITAL X TEMPO DE PERMANÊNCIA FORA (DIAS)



CORRELAÇÕES LINEARES DE PEARSON (r) E TESTES DE SIGNIFICÂNCIA (t), ENTRE AS VARIÁVEIS TEMPO DE PERMANÊNCIA FORA (TPF) E IDADE DA BOLSA (Idade) x (pH e GLICEMIA), POR UNIDADE DE DESTINO.

Hospital	Correlação	r	t
HCSR			
Quantidade de bolsas = 2	TPF x Glicemia	-1	NA
	TPF x pH	1	NA
	Idade x glicemia	-1	NA
	Idade x pH	1	NA
Agência Russas			
Quantidade de bolsas = 4	TPF x glicemia	NA	NA
	TPF x pH	NA	NA
	Idade x glicemia	0,0838	NS
	Idade x pH	-0,4988	NS
HGM Barra do Ceará			
Quantidade de bolsas = 3	TPF x glicemia	0,5	NS
	TPF x pH	0,155543	NS
	Idade x glicemia	-0,5	NS
	Idade x pH	-0,15554	NS
IJF			
Quantidade de bolsas = 6	TPF x glicemia	-0,09305	NS
	TPF x pH	-0,26401	NS
	Idade x glicemia	0,401823	NS
	Idade x pH	-0,07135	NS
HSM			
Quantidade de bolsas = 5	TPF x glicemia	0,496362	NS
	TPF x pH	0,900149	S*
	Idade x glicemia	-0,65891	NS
	Idade x pH	0,327327	NS
ICC			
Quantidade de bolsas = 4	TPF x glicemia	0,531117	NS
	TPF x pH	-0,67937	NS
	Idade x glicemia	NA	NA
	Idade x pH	NA	NA
HIAS			
Quantidade de bolsas = 2	TPF x glicemia	-1	NA
	TPF x pH	-1	NS
	Idade x glicemia	-1	NA
	Idade x pH	-1	NS

Hospital	Correlação	r	t
HSJ			
Quantidade de bolsas = 4	TPF x glicemia	0,387657	NS
	TPF x pH	-0,61685	NS
	Idade x glicemia	0,186872	NS
	Idade x pH	-0,74331	NS
HM			
Quantidade de bolsas = 30	TPF x glicemia	-0,18636	NS
	TPF x pH	-0,23222	NS
	Idade x glicemia	-0,33314	NS
	Idade x pH	-0,11434	NS
HUWC			
Quantidade de bolsas = 27	TPF x glicemia	-0,10763	NS
	TPF x pH	0,385004	S*
	Idade x glicemia	-0,05889	NS
	Idade x pH	0,186804	NS
HPM			
Quantidade de bolsas = 4	TPF x glicemia	-0,48182	NS
	TPF x pH	-0,22236	NS
	Idade x glicemia	-0,55701	NS
	Idade x pH	-0,88217	S
MEAC			
Quantidade de bolsas = 54	TPF x glicemia	-0,03607	NS
	TPF x pH	-0,21636	NS
	Idade x glicemia	-0,45888	S
	Idade x pH	-0,030322	S
Outros			
Quantidade de bolsas = 5	TPF x Glicemia	-0,41342	NS
	TPF x pH	-0,87877	S
	Idade x glicemia	-0,04739	NS
	Idade x pH	-0,7874	S
Desconhecido			
Quantidade de bolsas = 3	TPF x glicemia	-0,94491	S
	TPF x pH	-0,22502	NS
	Idade x glicemia	-0,97073	S
	Idade x pH	-0,71944	NS
HGM			
Quantidade de bolsas = 7	TPF x glicemia	0,974463	S*
	TPF x pH	-0,94302	S
	Idade x glicemia	-0,63592	NS
	Idade x pH	0,7586607	S*

Hospital	Correlação	r	t
HGeF			
Quantidade de bolsas = 3	TPF x glicemia	-0,98501	S
	TPF x pH	-0,97289	S
	Idade x glicemia	-0,98501	S
	Idade x pH	-0,97289	S

CORRELAÇÃO GERAL ENTRE TODAS AS UNIDADES DE SAÚDE ESTUDADAS

	Correlação	r	t
Quantidade de bolsas = 163	TPF X glicemia	-0,13154	NS
	TPF x pH	-0,33737	S
	Idade x glicemia	-0,26311	S
	Idade x pH	-0,35867	S

LEGENDA:

NA - Teste não significativo
 S* - Significante (Inv. do esperado)
 S - Significante
 NS - Não significativo

DISCUSSÃO

O estudo das 163 unidades de concentrados de hemácias padrão devolvidas ao Hemoce no período decorrente entre 01 de outubro a 30 de novembro de 1999, foi dividido em duas partes: a análise microbiológica avaliada através da hemocultura e a análise bioquímica através das medidas de pH e glicose.

O sangue devolvido ao banco não se deve destinar à transfusão caso não obedeça aos seguintes critérios:[2]

1. O lacre da bolsa não deve ter sido violado nem manipulado de nenhuma forma.[2]
2. O sangue deve manter-se conservado em todo o momento entre 1 a 10°C, preferentemente entre 2 a 6°C.[2]
3. Os registros devem indicar que o sangue foi readmitido no serviço e considerado apto para ser utilizado após ter sido inspecionado previamente.[2]

Com uma maior disponibilidade da terapia transfusional, houve um crescimento no uso de produtos sanguíneos.[31]

Por ser de origem biológica, o sangue e os seus derivados tem um suprimento limitado e trazem consigo certos riscos na medicina.[31]

Os acidentes transfusionais por sangue contaminado não são tão raros, mesmo com o atual uso de bolsas plásticas.[32] A falta de conhecimentos sobre o assunto dificulta o diagnóstico, especialmente quando ocorre intervenção cirúrgica, sendo prejudicado o quadro clínico característico.[32]

O FDA não exige realizar provas de esterelidade do sangue e de seus componentes, a menos que o lacre hermético da bolsa se rompa durante a sua preparação. É recomendado utilizar cultivos quando observa-se que o aspecto do sangue e dos seus componentes não são normais ou se o paciente apresenta uma reação adversa que clinicamente se acredite ser devido a algum tipo de contaminação no sangue do doador.[2]

O teste para a avaliação do sangue contaminado antes da transfusão vê-se impraticável, devido a baixa frequência dessa complicação, da baixa sensibilidade do exame pela coloração de gram, além da possibilidade de contaminação das unidades pela manipulação.[11]

É conveniente examinar periodicamente as unidades de sangue total e hemácias armazenadas sobretudo antes da transfusão ou ao enviá-las para outro centro.[2]

As reações clinicamente significantes de transfusão de glóbulos vermelhos associados a sepses ocorrem geralmente com unidades que tenham sido estocadas por mais de 21 dias a 4°C.[6]

Em nosso estudo, observando a distribuição das unidades quanto ao tempo de estocagem, percebemos que a grande maioria das bolsas (89.6%), apresenta tempo de estocagem máxima de 20 dias. Apenas 10.4% das bolsas apresentam tempo de estocagem maior que 21 dias. A idade média das bolsas estudadas foi de 11.6 dias oscilando no intervalo de 6 a 17 dias (Tab. XII). Talvez a baixa idade das bolsas estudadas tenha sido um dos fatores que propiciou o grande número de culturas negativas, porém também sabemos que a incidência atual de contaminação em unidades de sangue é rara e que a nossa amostra estudada pertence a um universo muito reduzido.

O método visual de identificação de unidades contaminadas de sangue poderia reduzir a incidência de sepses por transfusão com contaminação bacteriana.[20]

Deve-se suspeitar de contaminação se a massa de hemácias aparece de cor púrpura, quando observa-se uma zona de hemólise sobre a massa celular; na presença de coágulos ou se o sobrenadante aparece de coloração escura.[2] Um plasma de cor parda, púrpura pode alertar o risco do sangue não ser adequado para a transfusão. [2]

Os segmentos de tubos fixados à bolsas contaminadas com inoculação de microorganismos voluntariamente não demonstraram escurecimento e não apresentaram crescimento bacteriano.[20]

Avanços tecnológicos desenvolveram técnicas capazes de inibir o excessivo crescimento bacteriano, como com a adição de substâncias não tóxicas ao sangue que destruiria a bactéria ou inibiria o crescimento bacteriano.[10]

Se a alteração da cor é dúbia em natural, a unidade deverá ficar em quarentena por 1 semana e reexaminá-la novamente.[10] Uma tonalidade verde do plasma deve-se a pigmentos produzidos pela exposição a luz e não é motivo para que o sangue seja descartado.[2]

Tem sido visto que o tempo esperado para o crescimento de bactérias pós inoculação em unidades é geralmente entre 7 a 20 dias.[20]

O nosso estudo adotou o método de automação para detecção de microorganismos nas amostras de hemoculturas que determina uma leitura sensível e mais precoce.

O uso experimental de monitoramento bacteriológico dos componentes sanguíneos durante o processo de manufaturamento do sangue poderia ser de grande utilidade.[7]

Estudos demonstraram que se o monitoramento é feito dentro das primeiras 24 horas da coleta de sangue, há possibilidade de obtenção de testes falsos-negativos.[7] Outro problema é que a coloração de gram só é sensível para detectar um grande número de organismos nas unidades de sangue contaminadas e o sangue recém colhido apresenta um número de bactérias pequeno.[8]

Embora a redução dos glóbulos vermelhos seja realizada na hora da transfusão, estudos recentes afirmam que a qualidade dos glóbulos vermelhos aumenta se os glóbulos brancos são removidos das unidades antes que as mesmas sejam estocadas.[8]

É sugerido que a presença de glóbulos brancos no sangue do doador durante as primeiras horas depois da coleta, promova a remoção de algumas espécies de bactérias e que o processo de retirada dos glóbulos brancos durante a coleta possa impedir esse potente efeito benéfico.[8] A redução dos glóbulos brancos pelo processo de filtração precoce das unidades de glóbulos vermelhos

estocados previne a formação de citocinas e pode prevenir, reduzir a ocorrência de reações adversas citocinas mediadas. [33]

A maioria das reações provocadas por anticorpos antileucócitos dependem do número de leucócitos e uma redução de 50% do número dos mesmos em uma unidade de hemácias evitaria a incidência dessas reações.[2] No entanto, em alguns pacientes a eliminação de mais de 95% dos leucócitos pode não anular a resposta febril.[2].

Pode-se alcançar pelo método de filtração uma grande eficácia (>99%) na eliminação de leucócitos.[2]

Os métodos adotados que podem reduzir o risco de transfusão associada a sepse por contaminação incluem preocupações como: melhora de critérios para escolha dos doadores, limite do tempo de estocagem dos componentes sanguíneos, detecção pré-transfusional de bactérias em componentes sanguíneos, modificações no processamento sanguíneo, sistema seguro de vigilância e remoção da primeira alíquota de sangue.[6]

A transfusão de hemácias lavadas, reduz a incidência de reações febris, urticárias e provavelmente também reações anafiláticas.[2]

Estudos sugerem que a contaminação é uma complicação incomum da transfusão e que a coloração do gram e cultura são métodos deficientes para a investigação da contaminação bacteriana.[4]

Devemos explorar novas técnicas para uma avaliação melhor dos componentes sanguíneos como medidas de dosagem de endotoxinas, aborgagem molecular (como detecção de ribossoma bacteriano e PCR) , uso de inativadores bacterianos fotoquímicos, análise gasométrica e observação óptica do sangue. [7,10,14]

Os testes quando ideal para detectar a contaminação bacteriana devem ser simples, sensível, específico, rápido e econômico para que possa ser facilmente implantado e executado no serviço de transfusão.[20]

As reações transfusionais continuam a ser a preocupação na prática transfusional, mas a maioria dos casos investigados laboratorialmente revelam que somente em poucos casos se define a etiologia da reação.[16]

Como a prevalência de unidades contaminadas com sangue é baixa, esses estudos podem requerer um grande número de pacientes para melhor avaliação.[17]

A análise dos parâmetros bioquímicos são de grande importância para avaliação da viabilidade funcional e sobrevivência dos glóbulos sanguíneos estocados. A medida que aumenta o período de armazenamento das hemácias, decresce a viabilidade dos eritrócitos e isso está associado a várias alterações bioquímicas.[15]

As alterações mais importantes incluem um aumento do pH, diminuição do consumo de glicose, redução dos níveis de ATP com diminuição da sobrevivência das hemácias.[15]

Durante o armazenamento a integridade das células sangüíneas dependem de um delicado equilíbrio bioquímico entre vários fatores especialmente da glicose, dos íons de hidrogênio e do trifosfato de adenosina (ATP).[2]

A regulação do pH prolonga significativamente a vida de armazenamento do sangue e possui grande e complexa influência sobre a função e metabolismo celular.[15]

As unidades estudadas foram armazenadas em SAG-MANITOL embora os parâmetros de pH e glicose adotados como referências foram os mesmos da solução aditiva SA-1.

Os valores aproximados de glicose variam de 400-600 mg/dl (após os cálculos do desvio padrão) e o pH em torno de 6.5. Essas soluções preservativas são muito semelhantes [2] e por isso os seus dados foram adotados como referências. Para a preservação dos glóbulos vermelhos o pH de aproximadamente 7.0 parece ser ótimo.[26]

Durante o período de armazenamento o pH se reduz e a medida que diminui, reduz também a concentração de 2,3 DPG nas hemácias e a hemoglobina aumenta a sua afinidade pelo oxigênio [2]

Um pH melhor sustentado leva a níveis maiores de 2,3-DPG, determinando a redução da afinidade da hemoglobina pelo oxigênio.[15]

Em certos pacientes criticamente enfermos sem reservas cardíacas compensatórias, a oxigenação tissular pode ser comprometida se forem transfundidas hemácias com níveis insuficientes de 2-3 DPG.[31]

Em pacientes com um sangramento volumoso, a elevação da concentração de hemoglobina é de importância suprema, mesmo que a hemoglobina circulante não esteja funcionando num nível ótimo. [31]

As variações mais importantes em relação aos glóbulos vermelhos são: modificação do pH, queda de ATP e de 2,3 - DPG.[9]

Vários estudos em animais demonstraram a mortalidade significativamente aumentada, associada à transfusão de sangue com baixos níveis de 2,3-DPG na anemia persistente, hipotensão, hipóxia, choque cardíaco e hemorrágico.[15]

Certos agentes químicos como a inosina e o piruvato podem, juntos com soluções contendo glicose, fosfato e adenina, tratar hemácias que ultrapassaram a data de vencimento e aumentar a sobrevida e afinidade por oxigênio das mesmas.[15]

Iniciando a análise dos dados quanto a distribuição do grupo sanguíneo ABO, o nosso estudo observou uma incidência discrepante sobre os resultados de um grande estudo [29] realizado em 2354 doadores do Hemoce em 1987 que classificou o grupo sanguíneo desses doadores.

No nosso estudo obtivemos o percentual de 6.1% e 19% para os grupos sanguíneos AB e B respectivamente; enquanto o estudo prévio demonstrou um resultado de 2,93% e 8,82 % para os grupos sanguíneos AB e B respectivamente.

A análise percentual proporcional para o sistema Rh obteve resultados semelhantes.

Na análise dos dados estudados, observamos que 89.6% (146 bolsas das 163 estudadas) apresentavam idade máxima de 20 dias de armazenamento e o tempo médio de permanência fora foi de 11.6 dias, oscilando entre o intervalo de 6-17 dias. Há um predomínio de bolsas armazenadas no intervalo de 6-15 dias (66.9%). Portanto, há um nítido predomínio de hemácias jovens e apenas 10.4% (17 bolsas) tem idade que variam de 21-30 dias.

Ocorreu um predomínio de bolsas com pH normal representado por 89.6% (146 bolsas). Entre essas bolsas, 78.4% (128) tinham tempo de estocagem dentro do intervalo de 6-20 dias. Apenas 2 bolsas (1.2%) se encontravam no intervalo de 26-30 dias de estocagem e apresentavam pH normal.

Foi observado um aumento da média do tempo de estocagem em bolsas que apresentavam pH inferior a 6.5 comparado à unidade com pH normal que apresentavam idade média superior às mesmas. (Tab. XVIII e XIX).

Não foi observado o predomínio de bolsas jovens com pH superior a 7 (Tab. XIX).

A glicólise é a degradação da glicose em ácido láctico com a produção de energia sob forma de ATP, que permite extrair a energia química da glicose [9,15,23].

O eritrócito humano tira toda a sua energia da glicólise e a medida que as hemácias envelhecem, o ATP é degradado a ADP.[9] Há necessidade da manutenção da fonte de energia que permita o reestabelecimento do ATP; durante o longo armazenamento das hemácias.[15,31]

A análise das bolsas estudadas revelam que apenas 29.5% (48 bolsas) apresentaram valores de pH dentro do normal e 91.7 % (44 bolsas) entre elas apresentavam idade máxima de até 15 dias.

Grande parte das bolsas, 70.5% (115 bolsas) das 163 do estudo, apresentavam valores com a glicose fora do normal e 112 dessas bolsas (68.7%)

tinham glicose inferior a 400 mg/dl e apenas 3 bolsas (1.8%) apresentavam glicose superior a 600 mg/dl.

Também foi observado que bolsas com glicose inferiores a 400 mg/dl apresentavam maiores tempo médio de estocagem (13.7 dias) que as bolsas com valores de glicose normais. (9.1 dias) e 12.5 dias para as bolsas com glicose superiores a 600 mg/dl, confirmando os dados da literatura científica que diz que há uma redução da taxa de glicose conforme o tempo de estocagem das hemácias.

Percebemos também que as bolsas com valores de glicemia normais foram as que apresentaram o menor tempo médio de permanência fora (3 dias) comparada a 5.3 dias das bolsas com glicose inferiores a 400 mg/dl.

Foi visto também que 100% (12 bolsas) das bolsas que tinham pH inferior a 6.5 apresentavam tempo de estocagem dentro do intervalo de 11-20 dias.

Sabemos que a variação da temperatura é um dos fatores importantes no aumento do metabolismo celular, que seria responsável pelo maior consumo de glicose, maior produção de íons hidrogênios com redução também do pH das unidades.

Será que ocorreu isso com as bolsas estudadas? Será que foi o armazenamento em temperaturas mais altas, mesmo que por breve período (tempo maior que 30 min.) provocou o consumo de glicose e queda na taxa de glicose? Isso poderia ter acontecido durante o transporte inadequado de bolsas, armazenamento em locais que a temperatura não estivesse sendo monitorada constantemente, despreparo, descuido de profissionais que manipulou essas unidades de sangue, falta de manutenção adequada de aparelhos, e muitas outras causas.

Sabe-se que mesmo o sangue alcançando temperaturas superiores ao intervalo de 1-6° C , ainda que se resfrie posteriormente, essas condições tende a acelerar o metabolismo das hemácias provocando hemólise e pode permitir o crescimento bacteriano nessas unidades.[2]

A maioria dos serviços de transfusão não readmite como válidas as unidades de sangue que tenham permanecido fora de um frigorífico controlado mais de 30 min.[2]

A temperatura do sangue total e dos componentes eritrorritários deve-se manter entre 1 a 10°C durante o transporte.[9,18,31]

Cuidado deve ser tomado também para não se rebaixe muito a temperatura e nem se produza microtraumas para não provocar a hemólise do sangue.[9,18]

O sangue transportado por via aérea pode congelar-se no compartimento de cargas.[2]

As unidades móveis de transporte devem garantir as condições de transporte sob temperaturas adequadas para cada componente sangüíneo.[2,31]

É difícil comprovarmos qual o fator (ou fatores) responsável por essa baixa taxa de glicose nas bolsas estudadas e porque os níveis de pH se mantiveram na sua maioria tão inalterados.

Avaliação específica das unidades de saúde estudadas: (Tab. XI)

- O MEAC foi a unidade de saúde que mais devolveu bolsas ao Hemoce: 54 bolsas (33.1%)
- O HM foi o segundo hospital a devolver mais bolsas ao Hemoce: 30 bolsas (18.4%)
- O HUWC foi o terceiro hospital a devolver mais bolsas ao Hemoce: 27 bolsas (16.7%)

Esses três hospitais foram responsáveis por 68.2% do movimento de bolsas devolvidas ao Hemoce.

- O HCSR e o HIAS foram as unidades de saúde que devolveram menos bolsas ao Hemoce, 2 bolsas respectivamente (1.2%)

- As unidades de saúde que mais tempo permaneceram com as bolsas foram: H.M. 9.5 dias, Outros (8.6 dias) e MEAC com 7.1 dias.
- As unidades de saúde que menos tempo permaneceram com as bolsas foram: HGM (0.6 dias); ICC (1 dia); Ag.Russas (1 dia); HGMB (1.2 dias); HSM (1.6 dias) e HCSR (2 dias).
- As unidades de saúde que pegaram bolsas mais jovens foram: ICC (6 dias); HSM (6.6 dias); HGM (7.3 dias); Ag.Russas (8.3 dias) e HSJ (9.3 dias).

A nomenclatura “Outros” foi utilizada para designar os hospitais que apresentavam pequeno número de bolsas (1 bolsa para cada hospital) o que tornaria inviável a aplicação dos métodos estatísticos para análise dessas bolsas.

Os “Outros” são formados pelos seguintes hospitais: CSAM, HGSS, HMAB, HMNSG.

A nomenclatura “desconhecida” foi usada para hospitais cujas bolsas não foram possíveis identificar a unidade de origem no momento da devolução ao Hemoce.

Análise específica para cada hospital:

Avaliação quanto ao critério bioquímico:

- O HSM apresentou excelentes índices de padrão de qualidade das bolsas, pois 80% das suas bolsas apresentavam pH e glicose normais.
- O ICC apresentou bom índice de padrão de qualidade das bolsas, pois 75% delas tinham pH e glicose normais.
- A Ag. de Russas apresentou também bom índice do padrão de qualidade de suas bolsas, pois 75% delas apresentavam pH e glicose normal.
- O HSJ apresentou também bom índice de padrão de qualidade, visto que 75% de suas bolsas apresentavam pH e glicose normal.

- As agências Desc. apresentaram bom índice de padrão de qualidade pois 66.6% das suas bolsas apresentavam pH e glicose normal.
- O HPM apresentou regular índice de padrão de qualidade, pois apenas 50% das suas bolsas apresentaram glicose e pH normal.
- O HIAS apresentou regular índice do padrão de qualidade, pois apenas 50% das suas bolsas tinham pH e glicose normal.
- O HCSR também apresentou regular índice do padrão de qualidade, pois 50% das suas bolsas possuíam pH e glicose normal.
- Os “Outros” apresentaram insatisfatórios índices do padrão de qualidade, pois apenas 40% das bolsas tinham pH e glicose normais.
- O HGFe obteve índice insatisfatório do padrão de qualidade, pois apenas 33.3% das bolsas apresentaram pH e glicose normal.
- O HUWC também apresentou índices insatisfatórios do padrão de qualidade, pois 25.9% das bolsas tinham pH e glicose normal.
- A MEAC apresentou índices insatisfatórios do padrão de qualidade, pois somente 20.3% de suas bolsas estavam com pH e glicose normais.
- O IJF apresentou índice insatisfatório do padrão de qualidade, pois apenas 16.6% tinham pH e glicose normais.
- O HGM apresentou índice insatisfatório do padrão de qualidade, pois apenas 14.2% obtiveram pH e glicose normais.
- O HM apresentou índice insatisfatório do padrão de qualidade, pois somente 13.3% das bolsas apresentaram pH e glicose normais.
- O HGMB apresentou um péssimo índice do padrão de qualidade, pois nenhuma bolsa devolvida estava com pH e glicose normais.

Para facilitar nossa discussão, agruparemos as unidades de saúde com índices de padrão de qualidade semelhantes.

Observamos que as unidades: HSM, ICC, HSJ e Ag.Russas constituem 25% das unidades estudadas, sendo responsáveis por 10.4% (17 bolsas) do movimento de bolsas devolvidas ao Hemoce. Dessas 17 bolsas, 13 (7.9%) apresentavam um excelente - bom padrão de qualidade.

Relembramos que das 163 unidades estudadas apenas 48 (29.3%) apresentavam pH e glicose normais e essas unidades que pertenciam a 4 hospitais contribuíram com 27.1% do total de bolsas dentro desse padrão.

Essas unidades têm em comum o fato de a maioria apresentar média de idades baixas das bolsas devolvidas.

Os resultados desse estudo nos mostram que as unidades que possuíam bolsas mais novas eram: ICC (6 dias); HSM (6.6 dias); HGM (7.3 dias) e Ag.Russas (8.3 dias) - Tab. XII.

Esses hospitais também estão incluídos na sua maioria como unidades que apresentavam menores médias do tempo de permanência fora das suas bolsas. Talvez esses 2 critérios aliados tenham favorecido os resultados encontrados. Deve-se levar em conta que a maioria desses hospitais estão na própria capital, o que facilitaria o deslocamento dessas bolsas até o Hemoce, porém a Ag. de Russas é bem mais distante e suas bolsas garantiram um bom critério de padrão de qualidade.

Outro grupo de hospitais avaliados incluem: HUWC, MEAC, HM, IJF, HGM, Outros, HGFe e HGMB.

As bolsas desses hospitais totalizaram 135 (82,7%) do total das bolsas estudadas. Dessas 135 bolsas, apenas 29 bolsas (20%) estão dentro do padrão de normalidade do pH e glicose. A sua porcentagem dentro das 48 bolsas que apresentaram pH e glicose normais é de 60.3%.

Observamos que o IJF, com média de 17 dias, é a unidade de saúde que possui bolsas com maior idade seguida pelo HM (16.2 dias), HCSR (15.5 dias); MEAC (15.3 dias); HGMB (13.7 dias), Outros (13.2 dias) - Tab. XI.

Se observarmos, apenas o HGM e o HGFe apresentam médias de idade menores, sendo respectivamente 7.3 e 11 dias. Talvez a idade média elevada das bolsas tenha sido um dos fatores preponderantes para um desempenho ruim desses unidades de saúde.

Outro fator preocupante é que nesse grupo de hospitais encontram-se grandes centros hospitalares como o MEAC, HUWC, IJF, que também se destinam à formação de profissionais acadêmicos, onde deveríamos esperar unidade com melhores níveis do padrão de qualidade.

Quanto ao tempo médio de permanência fora desses hospitais, houve muitas variantes, onde encontram-se desde valores pequenos como 0,6 dias para o HGM, 1.2 dias para o HGMB até 8,6 dias para o "Outros".

Outros grupos de hospitais incluem: Desc., HPM, HIAS, HCSR, que são responsáveis pela devolução de 6.75% (11 bolsas) do total de unidades estudadas. Dessas 11 unidades, apenas 6 bolsas (3.67%) apresentavam-se com bom padrão de qualidade. Das 48 bolsas que apresentavam pH e glicose normal, essas 6 bolsas correspondem à 12.8%.

Esses hospitais apresentavam também altas médias do tempo de permanência fora, que oscilava de 11.3 a 15.5 dias. As médias das idades das bolsas eram baixas, oscilando entre 2 a 6.2 dias. Juntos esses dois fatores poderiam ter contribuído com o nível regular do padrão de qualidade das mesmas.

Foi realizada também a análise estatística entre as correlações dos vários parâmetros analisados para investigação da significância entre os dados estudados.

Deve-se tomar cuidado na interpretação desses dados que indicam que os parâmetros estudados apresentavam ou não alterações nas suas correlações.

Teoricamente , então, os hospitais cujas bolsas não apresentaram nenhuma alteração com significância estatística, representariam àquelas unidades onde as bolsas devolvidas ao serviço não sofreram modificações das suas propriedades fisiológicas de modo significativo, indicando que as mesmas foram submetidas a apropriadas condições de estocagem por esses hospitais.

Enquanto os hospitais que mais apresentaram bolsas com presença de alterações significativas das correlações estudadas deveriam ser considerados aqueles onde as bolsas devolvidas apresentaram certamente alterações em seu metabolismo que poderia levar até ao seu descarte, indicando que as mesmas não foram estocadas de forma apropriada por aquela unidade hospitalar.

Através dessa apreciação, identificamos os hospitais que não apresentaram nenhuma alteração na correlação dos parâmetros. Foram eles: IJF, HSJ, HM e HGMB.

O hospital que teve todas as correlações com alterações de significação estatística, foi: HGFe.

Para o correlacionamento geral entre todas as unidades de saúde, observamos que três das quatro correlações de parâmetros estudados ou seja, 75% deles apresentam alterações com significância estatísticas.

Os critérios estudados nas correlações foram: Idade x glicemia, idade x pH, TPF x glicemia, e TPF x pH. Os parâmetros que mais se observaram alterações significativas nas correlações foram entre o TPF x pH e TPF x glicose e os parâmetros em que menos se observaram alterações com significância estatística foi entre Idade x glicemia.

Não foi possível obter-se todas as significâncias estatísticas nas correlações devido à impossibilidade de alguns cálculos matemáticos o que levou a uma análise incompleta dos dados obtidos pelo nosso estudo.

A comparação entre os resultados obtidos por análise estatística e os observados pelo estudo diferem em alguns pontos como em relação a classificação das unidades de saúde quanto ao padrão de qualidade de suas bolsas. Porém a análise estatística demonstrou a influência significativa do tempo de permanência fora com valor do pH e da glicose como o parâmetro que mais determinou a alteração dos mesmos.

A realização de um novo estudo com maior número de amostras e um grupo controle seria importante para uma análise mais fidedigna dos critérios investigados.

CONCLUSÃO

- Todas as 163 unidades de concentrados de hemácias padrão não hemolisadas que foram devolvidas ao Centro de Hemoterapia e Hematologia do Ceará (Hemoce) não apresentaram crescimento bacteriano.
- Observamos que a análise bioquímica do pH isoladamente, demonstrou grande percentual de bolsas com valor normal.
- Encontramos grande incidência de unidades que apresentaram alterações apenas do valor da glicose.
- Existe correlação do tempo de permanência fora e o tempo de armazenamento das unidades com padrão de qualidade dos concentrados de hemácias não hemolisadas devolvidas ao Hemoce.
- Foram encontradas alterações bioquímicas significativas (do pH e glicose) simultaneamente) na maioria das unidades de sangue devolvidas ao Hemoce.
- As unidades de saúde no presente estudo devem melhorar a qualidade de estocagem do sangue devolvido ao Hemoce.

O nosso estudo concluiu que há necessidade de se intensificar os meios para uma análise mais criteriosa dos concentrados de hemácias não hemolisadas devolvidas ao Hemoce de modo que possamos assegurar ao receptor uma prática transfusional segura e eficaz.

ABSTRACT

This estudy focused on the microbiologic and biochemistry analysis through the haemoculture accomplishment, measure of pH and glucose in 163 units of concentrates of non haemolised red blood cells returned to the Centre of Haematology and Haemotherapy of Ceará (Centro de Hematologia e Hemoterapia do Ceará - Hemoce), in the period of October 01 to November 30, 1999.

The objective was of enlarging the approaches of analysis of the concentrates of non haemolised red blood cells returned to Hemoce seeking to obtain larger rigidity in the pattern of quality of those units reused for transfusion.

Biochemical alterations and absence of bacterial growth were observed in those samples.

We concluded that there is need of restudy the approaches established by the Entrance no. 1376 of the Ministry of the Health of November 19, 1993 that establishes the norms for the reutilization of the units of blood and haemocomponents returned to the services.

REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS

- 1 - **ARDUÍNO, M.J. et al.** Growth and endotoxin production of *Yersinia enterocolitica* and *Enterobacter agglomerans* in packed erythrocytes. Journal of Clinical Microbiology; p. 1483-1485; July-1989

- 2 - **ASSOCIAÇÃO AMERICANA DE BANCOS DE SANGUE.** Manual Técnico. 10 ed.
Arlington, 1990.

- 3 - **BANDON, S.J.; FISTER, R.D.; CABLE, R.G.;** Survival of *Borrelia burgdorferi* in blood products; Transfusion. v.29; p.581-583; 1989.

- 4 - **BARRET, B.B.; ANDERSEN, J.W.; ANDERSON, K.C.;** Strategies for the avoidance of bacterial contamination of blood components. Transfusion; v.33; p.228-233; 1993.

- 5 - **BJUNE, G.; RUUD, T.E.; ENG, J.;** Bacterial shock due to transfusion with *Yersinia enterocolitica* infected blood. Scand J. Infect Dis.; v.16; p.411-412; 1984.

- 6 - **BLAJCHMAN, M.A.;** Bacterial contamination and proliferation during the storage of cellular blood products; Vox Sanguinis. v.74 (suppl. 2); p.155-159; 1998.

- 7 - **BLAJCHMAN, M.A.;** Transfusion - associated bacterial sepsis: The phoenix rises yet again; Transfusion; v.34; n.11; p.940-941, November, 1995.

- 8 - **BUCHHOLZ, D.H. et al;** Effects of white cell reduction on the resistance of blood components to bacterial multiplication. Transfusion; v. 34; p.852-857; 1994.

- 9 - **CAIRUTAS, C.M.;** Componentes e derivados do sangue para uso terapêutico, Recife, Universitária; p. 29-37; 1985.

- 10 - **DZIK, W.;** Use of leukodepletion filters for the removal of bacteria.
Immunological Investigation, v.24; Boston; p. 95-115; 1995.
- 11 - **ECONOMIDOU, J. et al;** Brucellosis in two thalassaemic patients infected by blood transfusion from the same donor. Acta Haemat; v.55; p. 244-249; 1976.
- 12 - **GIBB, A.P. et al;** Modeling the growth of *Yersinia enterocolitica* in donated blood. Transfusion; v. 34; p. 304-310; 1994.
- 13 - **GOLDMAN, M.; BLAJCHMAN, M.A.;** Bacterial contamination. In: Popovsky, M.A. (Ed.) Transfusion reactions. Bethesda, Maryland: AABB Press, 1996. chap, 4, p. 125-165.
- 14 - **HADITSCH, M. et al;** *Yersinia enterocolitica* septicemia in autologous blood transfusion. Transfusion; v.34; p.907-909; 1994.
- 15 - **HARMENNIN, D.P.;** Técnicas modernas em banco de sangue e transfusão. 2 ed., Rio de Janeiro, Revinter; p.1-10, 1992.
- 16 - **HENDERSON, R.A. et al;** Acute transfusion reactions. NZ Medical Journal; n.103; p. 509-11; 1990.
- 17 - **JACOBS, J.;** *Yersinia enterocolitica* in donor blood: a case report and review. Journal of Clinical Microbiology. v.27; n.5; p.1119-1121; May 1989.
- 18 - **JUNQUEIRA, P.C.;** O essencial da transfusão de sangue. São Paulo, Organização Andrei, p. 223-233; 283-285; 1979.
- 19 - **KIM, D.M. et al.;** Visual identification of bacterially contaminated red cell. Transfusion; v. 32; p.221-225; 1992.
- 20 - **KRISHNAN, L.A.G.; Brecher M.E;** Transfusion - Transmitted bacterial infection. Transfusion Medicine II; v. 9, nº 1; 1995.

- 21 - **LEONART, M.S.S.;** Correlation of discocyte frequency and ATP concentration in preserved blood. Amorphological indicator of red blood cell viability. Brazilian Journal of Medical and Biological Research; n.30; p. 745-747; 1997.

- 22 - **LEVIN, J.;**Estatística aplicada a ciências humanas. São Paulo; Harbra, 1987. cap. 1 Correlação; p. 276-288.

- 23 - **LORENZI, T.F.;** Hemopoese. Origem das células do sangue. Citologia das células do sangue e dos órgãos hemoformadores e Fisiologia das células do sangue e da hemostasia. Manual de hematologia - propedeutica e clínica, 2 ed. Medsi, São Paulo, 1996, Cap. 1 e 2.

- 24 - A medicina e sua história. Rio de Janeiro: EPU, 1989. P.11

- 25 - Ministério da Saúde; Secretaria de Assistência à Saúde; Departamento de Assistência e Promoção à Saúde; Coordenação de sangue e hemoderivados: Normas técnicas para coleta, processamento e transfusão de sangue, componentes e derivados. Brasília, Ministério da Saúde, 1994.

- 26 - **MOLLISON, P.L.; ENGELFRIET, C.D.; CONTRERAS,M.;** Blood Transfusion in clinical medicine. 10th ed. London: Black weel science, 1997. Chap.1: The Transfusion of red cell, p. 278-293.

- 27 - **NAOUM, P.C.;** Hemoglobinopatias e Talassemias, São Paulo, Sarvier, p. 11-24; 1997.

- 28 - **NESS, P.M.; PERKINS, H.A.;** Transient Bacteremia after dental procedures and other minor manipulation. Transfusion; v.20; n.1; p. 82-85; 1980.

- 29 - **NEVES, M.L.J.;** Grupos sangüíneos ABO e Rh: Estatística em 2354 doadores de sangue. Fortaleza, 1987. Monografia (especialização em Hematologia e Hemoterapia) Universidade Federal do Ceará, 1987.

- 30 - RICHARD, A.G.; FOSTER, K.L.; et al.(ed)** Red blood cell transfusion contaminated with *Yersinia enterocolitica*. United States, 1991-1996, end initiation of a National Study to detect bacteria - associated transfusion reaction. MMWR - Morbidity and mortality weekly report; v. 46; n. 24; june 1997.
- 31 - SCHROEDER, M.L.; RAYNER, H.L.** Transfusão de sangue e dos compostos sangüíneos. In: Lee, G.R. et al. (Eds) Wintrobe hematologia clínica, São Paulo: Manole, 1998. v.1; cap. 21; p.708-716.
- 32 - SOERENSON,B. ;** Os riscos da transfusão sanguínea: Acidentes transfusionais por sangue contaminados e derivados. São Paulo, Sarvier, cap. 1, p. 1-4, 1994
- 33 - STACK, G. et al;** Cytokine generation in stored, write cell-reduced, and bacterially contaminated units of red cell. Transfusion; v.35; p. 199-203; 1995.
- 34 - TIPPLE, M.A. et al;** Sepsis associated with transfusion of red cells contaminated with *Yersinia enterocolitica*. Transfusion; v.30; n.3, p. 207-213; 1990.
- 35 - WENDEL, N.S.;** O sangue e sua formação. In: Verrato, T.; Lorenzi, T.; Wendel, N.S., Hematologia e Hemoterapia: fundamentos de morfologia, fisiologia; patologia e clínica. São Paulo: Atheneu. 1996. cap. 23. p.237-238.

ANEXOS

ANEXO “A”

LEGENDA DAS SIGLAS DAS UNIDADES DE SAÚDE QUE PARTICIPARAM DO TRABALHO

1- Ag.Russas	Agência de Russas
2- Desc.	Unidades de Saúde desconhecidas
3- HCSR	Hospital e Casa de Saúde de Russas
4- HGFe	Hospital Geral de Fortaleza do exército
5- HGM	Hospital Geral de Maracanaú
6- HGMB	Hospital Geral e Maternidade Barra do Ceará
7- HIAS	Hospital Infantil Albert Sabin
8- HM	Hospital de Messejana
9- HPM	Hospital da Polícia Militar
10- HSJ	Hospital São José
11- HSM	Hospital São Matheus
12- HUWC	Hospital Universitário Walter Cantídio
13- ICC	Instituto do Câncer do Ceará
14- IJF	Instituto Dr. José Frota
15- MEAC	Maternidade Escola Assis Chateaubriand
16- Outros:	Ag. Cascavel
	CSAM (Casa de Saúde Adília Maria)
	HGCC (Hospital Geral César Calls)
	HMAM (Hospital e Maternidade Adolfo de Menezes)
	HMNSG (Hospital e Maternidade N.Sra.das Graças)