

## ПРАВИЛА ЗАБОРА И ХРАНЕНИЯ КРОВИ ДЛЯ ЛАБОРАТОРНЫХ ИССЛЕДОВАНИЙ

А. Е. Мурунов, И. Б. Заболотских

ГОУ ВПО Кубанский государственный медицинский университет,  
кафедра анестезиологии, реаниматологии и трансфузиологии  
факультета повышения квалификации и профессиональной переподготовки специалистов, Краснодар

### Rules of Blood Sampling and Storage for Laboratory Diagnosis

A. Ye. Muronov, I. B. Zabolotskikh

Department of Anesthesiology, Intensive Care and Transfusiology,  
Faculty of Advanced Training and Professional Retraining,  
Kuban State Medical University, Krasnodar

Представлен обзор и систематизация рекомендаций, касающихся снижения количества дефектов, происходящих с пробой крови после ее забора в преаналитической фазе, и влияния этих сдвигов на правильность интерпретации клинического состояния больного в постаналитической фазе исследования. *Материал и методы.* В обзорной статье рассмотрены публикации, касающиеся вопросов появления наиболее частых дефектов при заборе крови для оценки кислотно-основного, электролитного, газового и метаболического состояний, а также методы их профилактики и устранения. Основу этих мероприятий составляют: определение клинических показаний к исследованию, выбор источника забора крови, подготовка пациента к забору и определение времени его проведения. Максимально возможного соответствия исследуемых параметров в отобранной пробе крови их истинным величинам *in vivo* позволяет добиться соблюдение ряда технических факторов, к числу которых относят: обеспечение анаэробных условий забора крови, адекватное ее перемешивание и гомогенизация, профилактика разведения, образования сгустков, возникновения гемолиза, а также учет влияния на пробу раствора гепарина и времени ее хранения. Четкое представление о влиянии условий забора на пробу отбираемой для исследования крови, состояния пациента, а также изменений, происходящих при ее хранении, позволяет клиницисту располагать максимально возможной достоверной информацией о КОС, газовом, электролитном, метаболическом гомеостазе и принимать на их основе взвешенные решения по проведению или изменению интенсивной терапии. *Ключевые слова:* правила забора крови, дефекты забора крови, преаналитическая фаза исследования, газовый состав крови, кислотно-основное состояние, содержание электролитов в крови.

*Objective:* to review and to systematize the recommendations on reducing the incidence of defects occurring with a sample of blood after its sampling in the preanalytical phase and the impact of these shifts on the correct interpretation of a patient's clinical status in the postanalytical phase of a study. *Materials and methods.* The review considers reports on the occurrence of the most common defects at blood sampling to evaluate acid-base, electrolytic, gas, and metabolic states and methods for their prevention and elimination. These measures are based on the determination of clinical indications for a blood test, the choice of a source of blood sampling, the preparation of a patient for this procedure, and the timing of its performance. The maximally possible agreement between the study parameters in the taken blood sample and their actual values *in vitro* can be achieved by following a number of technical factors, including the provision of anaerobic conditions for sampling the blood, its adequate mixing and homogenization, the prophylaxis of dilution and the prevention of clot formation and hemolysis, as well as by the consideration of their influence on a heparin solution sample and the time of its storage. A clear idea on the influence of sampling conditions on the sample taken to study blood, a patient's status, and changes occurring with sample storage allows a clinician to have the maximally possible reliable information on acid-base balance, gaseous, electrolytic, and metabolic homeostasis and to take their based weighed decisions to perform or correct intensive care. *Key words:* blood sampling rules, blood sampling defects, preanalytical study phase, blood gas composition, acid-base balance, blood electrolyte levels.

Значение исследования кислотно-основного состояния, газового состава, электролитов и метаболитов крови и оценки их патологических сдвигов на современном этапе развития анестезиологии и реаниматологии не вызывает сомнений. В подтверждение этому достаточно упомянуть выдержки из документов Национального комитета по клиническим лаборатор-

ным стандартам США, гласящие, что анализ газов крови и pH оказывает наиболее существенную помощь при лечении больного, чем любое другое лабораторное исследование [1]. В США частота выполнения таких исследований составляет около 150 млн в год [2], и они являются наиболее востребованными в отделениях реанимации и интенсивной терапии [3, 4]. Важность ин-

формированности о нарушении кислотно-основного состояния (КОС), газового состава, электролитов и метаболитов у больных в критических состояниях подчеркивается также в ряде последних руководств по интенсивной терапии [5, 6].

Высокая информативность этих исследований и оптимизация на их основе мероприятий интенсивной терапии возможны лишь в случае предотвращения возможных ошибок, вероятность появления которых достаточно высока, начиная с принятия решения о заборе крови до изменений схемы лечения, на основании полученных результатов [7–9]. Поэтому весь цикл получения, хранения и работы с результатами анализа разбит на 3 фазы: преаналитическую, аналитическую и постаналитическую. На каждой из них были выявлены наиболее характерные и часто встречающиеся дефекты и даны рекомендации по их предотвращению [10]. При анализе встречаемости дефектов аналитического процесса, проведенного в крупных зарубежных клиниках, было установлено, что 46% лабораторных ошибок относится к преаналитической, 7% — к аналитической, 47% — постаналитической стадии исследования [11]. В этой работе будут рассмотрены рекомендации, касающиеся снижения доли дефектов, наиболее часто встречающихся на преаналитическом этапе исследования.

В связи с этим, целью статьи является обзор и систематизация рекомендаций, касающихся снижения количества дефектов, происходящих с пробой крови после ее забора в преаналитической фазе и влияния этих сдвигов на правильность интерпретации клинического состояния больного в постаналитической фазе исследования.

Преаналитическая фаза включает такие этапы, как принятие решения о заборе крови и его источнике, подготовку пациента к лабораторным исследованиям, непосредственный забор крови и ее хранение [10]. Этому этапу исследований уделяется особое место, что находит отражение в выдержках национального комитета по клиническим лабораторным стандартам США, в которых указано, что взятие образцов крови, обращение с ними и транспортировка, являются основными факторами точности клинического лабораторного анализа и качества предоставляемой медицинской помощи, а неправильный результат анализов газов крови и pH часто может быть хуже для больного, чем отсутствие результата вообще [1].

### Принятие решения о заборе крови

Решение о заборе крови для исследования КОС, газового состава, электролитов и метаболитов обычно основывается на клинических или инструментальных данных, отражающих наличие патологического процесса или состояния [12, 13], нарушающего деятельность одной или более функциональных систем организма [10, 14]. Эти данные используются для подтверждения диагноза, оценки степени тяжести патологических сдвигов и определения стратегии интенсивной терапии и реанимации [8]. Имеющаяся в доступной литературе

информация относительно такого рода показаний к забору крови может быть сгруппирована в виде следующего набора спектров нарушенных функций или состояний организма:

1. Вентиляционного статуса [5, 13, 15].
2. Оксигенационного статуса [12, 13, 15].
3. Гемодинамического статуса [5, 13, 15, 16].
4. Метаболического статуса [5, 15].

Оценка оксигенации, вентиляции и КОС показана также при проведении интенсивной терапии, которая может привести к сдвигам этих параметров. К этим методам можно отнести: респираторную поддержку [5] и изменение ее тактики [15], инфузионно-трансфузионную терапию [10], экстракорпоральные методы детоксикации, замещение функции почек [14], а также терапию препаратами, вызывающими сдвиги в деятельности органов и систем, осуществляющих функцию поддержания КОС [15].

Наличие в современных анализаторах возможности определения содержания гемоглобина и его патологических форм за короткий промежуток времени при использовании небольшого количества крови (около 1 мл [17]) служит еще одним показанием для забора проб крови [5].

### Источник забора крови

Кровь для исследования рассматриваемых параметров может быть получена не только из артериальных сосудов, но и капилляров, периферических и центральных вен, а также легочной артерии. Артериальная кровь является лучшим источником для оценки оксигенационной, вентиляционной функции легких и величины доставки кислорода тканям [15].

При затруднениях, связанных с получением пробы артериальной крови, альтернативным источником этих данных может быть капиллярная кровь [18–20], забираемая из мякоти концевых фаланг среднего и безымянного пальцев кисти [14] или мочки уха [7]. Однако возможность использования этого источника для оценки рассматриваемых функций легких ограничена при любом состоянии, сопровождающемся значительным снижением кожного кровотока, например, при шоке [7, 10]. Даже при наличии возможности использовать забор капиллярной крови достаточно трудным остается соблюдение при этой процедуре анаэробных условий [7]. С целью предотвращения последнего недостатка было предложено в качестве источника пробы крови использовать периферические подкожные вены конечностей [7, 18]. Несмотря на это, точность оценки кислородного и вентиляционного статусов организма в этом случае сильно зависит от эффективности периферического кровообращения и метаболических потребностей тканей конечности [7].

В клинической практике открытым остается вопрос об адекватности использования в качестве смешанной венозной крови, забираемой из верхней полой вены. В частности установлено, что у пациентов со стабильной

гемодинамикой значения степени насыщения гемоглобина венозной крови кислородом ( $SvO_2$ ) в верхней полой вене и легочной артерии схожи и между ними не имеется достоверной разницы. Лишь у 5,4% исследованных лиц различия превышают 5% [24]. Однако отличия между этими параметрами усиливаются в условиях гемодинамической нестабильности — при шоках, остановке кровообращения [25, 26]. При этом в ряде исследований не было найдено корреляций между сдвигами  $SvO_2$  в крови из верхней полой вены и легочной артерии [27–29]. В других исследованиях показано наличие динамической связи между величинами сатурации в этих сосудах [30, 31]. Технические сложности при получении проб «смешанной» венозной крови в настоящее время делает забор центральной венозной крови из системы верхней полой вены достаточно привлекательным. Однако авторы отмечают, что клиническое значение в этой ситуации приобретают не столько абсолютные величины  $SvO_2$ , сколько их динамическая оценка в ответ на проводимую интенсивную терапию [32]. Так было установлено, что  $SvO_2$  венозной крови из легочной артерии, верхней полой вены наряду с сердечным индексом являются более чувствительными критериями в отношении диагностики нарушений тканевой оксигенации, формирующейся при геморрагическом шоке, в сравнении с частотой сердечных сокращений, артериальным, центральным венозным и давлением заклинивания легочной артерии [22].

### Подготовка пациента к забору крови

Перед забором крови для анализа необходимо выполнить подготовительные мероприятия, позволяющие получить максимально точную и полную информацию и избежать ряда дефектов. В их число входят:

1. Мероприятия, нивелирующие влияние пациента на исследуемые параметры, путем снижения чувства тревоги, страха и боли:

- информирование пациента о проводимом заборе крови при наличии сознания [33];

- местное обезболивание раствором лидокаина 1–2% или 0,5% новокаина (без использования раствора адреналина) [7, 34].

- предварительная постановка артериального катетера (артериальной линии).

2. Мероприятия, позволяющие избежать непреднамеренного затягивания времени до проведения анализа (например, в результате калибровки газоанализатора), и оценить степень достоверности результатов:

- информирование сотрудников лаборатории о необходимости проведения анализа [33];

- фиксация времени забора крови [35].

- ежедневная калибровка газоанализатора с учетом атмосферного давления [10].

3. Мероприятия, позволяющие использовать результаты анализа для получения дополнительной информации о состоянии пациента:

- проведение термометрии (использование температурной поправки) [14];

- фиксация фракционной концентрации кислорода во вдыхаемой газовой смеси [35].

4. Мероприятия, позволяющие нивелировать возможные осложнения:

- в случае забора крови из лучевой артерии — проведение теста Аллена [36, 37];

- определение адекватности коллатерального кровотока с помощью ультразвуковой доплерографии, фотоплетизмографии или пульсоксиметрии [36];

- использование для пункции артерий игл 21–25 G [21, 26].

5. Мероприятия по «артериализации» капиллярной и венозной крови в зонах ее забора, в случае их использования для оценки вентиляционной и оксигенационной функций легких [7, 38]:

- для «артериализации» капиллярной крови используют грелку или водяную баню с температурой 42°C в течение 5–10 минут [39] или источник сухого тепла с температурой 39–40°C экспозицией 3 мин [10];

- для проведения «артериализации» венозной крови рекомендуется использовать источник нагрева с температурой 45°C в течение 20 минут [7].

### Выбор времени забора крови

Для проведения повторных заборов крови с целью оценки эффективности проводимой интенсивной терапии необходимо добиться стабильного клинического состояния. Интервал времени для его достижения может составлять от 5 минут при смене значений фракционной концентрации кислорода во вдыхаемой газовой смеси 15 до 15–20 минут при изменении тактики инфузионно-трансфузионной терапии [14]. Также для решения вопроса о повторном заборе крови целесообразно руководствоваться следующими соображениями: 1) закономерностями течения патологического процесса и метаболизма исследуемых маркеров; 2) быстротой развития достоверных количественных сдвигов величин исследуемых параметров (например, учет времени распределения гидрокарбоната между водными секторами организма при введении его растворов) [8].

### Взятие крови для исследования

Взятие образцов крови, обращение с ними при хранении и транспортировке, являются ключевыми факторами точности клинического лабораторного анализа и качества предоставляемой медицинской помощи пациенту [1].

#### Соблюдение анаэробных условий забора крови.

Забор крови для исследования КОС и газового состава необходимо проводить в анаэробных условиях. При несоблюдении этого условия обычные сдвиги газового состава в пробе крови характеризуются повышением  $pO_2$ ,  $pH$  и снижением  $pCO_2$  [20]. Направленность изменений параметров КОС и газового состава зависит от их исходных величин, но касается преимущественно  $pO_2$  [33]. Сдвиги определяются объемом воздушного пу-

**«Удаляемые объемы» крови из катетера или артериальной линии, обеспечивающие устранение дефекта, связанного с ее разведением раствором, содержащимся в катетере**

Параметры	«Удаляемый объем»	Авторы
pH, pаCO <sub>2</sub> , HCO <sub>3</sub> <sup>-</sup> , pO <sub>2</sub> , SO <sub>2</sub>	1,5–4	[49, 56, 57, 58]
Гемоглобин, Электролиты	1,5–2	[49, 56, 57, 58]
Глюкоза	2,5–8	[56]

**Примечание.** За 1 принимается объем «мертвого пространства» системы.

зырька и его экспозицией. Значимым принято считать объем пузырька, составляющий 0,5–1% от объема крови [40], при его существовании более 30 с [41]. Указанные дефекты усугубляются при колебаниях и перемешивании пробы [40], а также хранении ее в холодной воде [14, 42]. При попадании пузырька в пробу крови, его немедленно удаляют. С целью обеспечения анаэробных условий лучше применять специальные средства для забора крови (шприцы PICO 70, Pro-Vent, Quick-ABG).

**Перемешивание и гомогенизация пробы.**

Цель данной процедуры — придание пробе однородности и равномерное распределение антикоагулянта для предотвращения образования сгустков. Проводится сразу после забора крови и удаления воздушного пузырька и непосредственно перед анализом пробы. Методика выполнения проста. При заборе в шприц около 5 раз его переворачивают и затем вращают между ладоней в течение 5 секунд. При заборе в капилляр — смешивают движением металлического стержня с помощью магнита по всей длине капилляра от 5 до 20 раз [10]. Недостаточная гомогенизация считается основным источником ошибок при заборе крови [22]. Она приводит к неправильной оценке содержания гемоглобина, гематокрита, актуального и стандартного гидрокарбоната, содержания кислорода [20].

**Профилактика образования сгустков.**

Образование микросгустков в пробе начинается через 15 секунд, в связи с чем необходимо обеспечить полную антикоагуляцию в пробе [1]. Традиционно для предотвращения коагуляции крови в образце используется раствор натриевой соли гепарина [15, 20]. Использовать антикоагулянт необходимо в достаточном количестве (12–50 Ед сухого и 4–6 Ед раствора гепарина на 1 мл крови для пластикового шприца) и немедленно [10]. В случае подозрения на наличие коагуляции в пробе, необходимо использовать ловушку сгустков.

Концентрация гепарина в пробе не должна превышать 50 Ед/мл [20], а «мертвое пространство» шприца, заполненное гепарином, не должно быть более 5% от объема взятой крови [10].

Гепарин оказывает следующие влияния на пробу крови:

1. Изменение газового состава крови (как при попадании воздушного пузырька) [15].
2. Ацидификация пробы [15, 20] вплоть до формирования псевдоацидоза [21], снижение концентрации кальция, и повышение — калия и натрия [43]. Данный

эффект менее выражен при применении разбавленных форм гепарина, содержащих 1000 Ед в 1 мл [15].

3. Разведение пробы жидким гепарином, в клинической практике составляет 10–40% [44–47]. При этом на 10% изменяются значения pCO<sub>2</sub>, гемоглобина, метаболитов, а изменения электролитов снижаются до 14% по сравнению с истинными значениями. Степень этих сдвигов зависит от исходного значения гематокрита [14].

Практически все указанные изменения, происходящие при смешивании крови с гепарином, могут быть предотвращены при использовании специальных устройств для ее забора, содержащих сбалансированный лиофилизированный гепарин.

**Профилактика разведения пробы.**

В случае забора крови из артериальной линии, артериального или венозного катетера возможно загрязнение и разведение крови раствором, содержащимся в катетере [15]. С целью предотвращения этого дефекта рекомендуют удалять при заборе крови из катетера некоторый ее объем, кратный объему «мертвого пространства» артериальной линии или катетера, т. н. «удаляемый объем» [1, 48]. В настоящее время отсутствуют стандартизованные указания о величине «удаляемого объема» [49]. Отдельные авторы рекомендовали проводить исследование необходимой его величины в каждом лечебном учреждении [48]. В литературе встречаются сообщения об удалении перед забором пробы из артериальной линии объема крови, составляющего до 16,7 объемов «мертвого пространства» системы [50, 51]. Рекомендуемые величины, используемые для предотвращения дефекта разведения в отношении параметров оксигенации, КОС, электролитов, метаболитов, концентрации гемоглобина, представлены в табл. 1.

Значительные «удаляемые объемы» при частых заборах крови могут стать причиной ятрогенной анемии [15, 44, 52–54]. Тесты на содержание артериальных газов обычно приводят к потере 40–70 мл крови в сутки [34, 52, 55]. Для минимизации кровопотери используют специальные наборы для консервации крови [15] или конструкцию из 2-х коннекторных кранов на катетере [34].

**Профилактика гемолиза в пробе крови.**

Причиной гемолиза в пробе наиболее часто являются: создание высокого давления в катетере или системе для забора крови (при форсированном заполнении устройства через узкий канал), слишком энергичное перемешивание пробы, хранение пробы на льду и, особенно, замерзание ее части. При заборе в капилляр при-

Таблица 2

## Рекомендуемые максимальные интервалы времени от момента забора крови до проведения анализа

Интервал	Условия хранения	Материал устройства для забора крови	Авторы
10 минут	Охлаждение (0–4°С)	—	[35]
30 минут	Охлаждение (0–4°С)	—	[10, 20]
30 минут	Комнатная температура	Стекло	[60]
180 минут	Охлаждение (0–4°С)	Стекло	[16]

Таблица 3

## Содержание лейкоцитов, тромбоцитов и гемоглобина, обуславливающее необходимость немедленного анализа проб крови на газовый состав и КОС

Лейкоциты	Тромбоциты	Гемоглобин	Авторы
10 <sup>9</sup> кл/мкл // 100×10 <sup>9</sup> /л	—	—	[15]
10 <sup>9</sup> /мм <sup>3</sup> // 100×10 <sup>9</sup> /л	10 <sup>6</sup> /мм <sup>3</sup> // 1000×10 <sup>9</sup> /л	—	[21]
20×10 <sup>9</sup> /л	Тромбоцитоз 500×10 <sup>9</sup> /л	Менее 75 г/л	[10]

ной гемолиза является слишком энергичное растирание или сжатие кожи. Результатом гемолиза является искажение истинных величин ионизированного калия, кальция, натрия и хлоридов. Риск данного дефекта высок при заборе капиллярной крови, а также у пациентов с высокими цифрами гематокрита [14].

**Хранение крови.**

Точность анализа зависит от быстроты его выполнения [21]. Идеально, если анализ выполняется сразу после забора [59, 60]. В клинической практике оптимальным считают время выполнения анализа в течение 5–7 [10], 10 [1, 33, 15], 15 минут [16]. Рекомендуемые интервалы хранения крови для проведения анализа крови для оценки КОС и газов крови приведены в табл. 2.

Немедленное выполнение анализа требуется в следующих ситуациях:

1. Выраженный лейкоцитоз [60], лейкопения [14], лейкозы [15], выраженный тромбоцитоз [21], анемия [10] (табл. 3).
2. Пробы крови с высоким значением напряжения кислорода (рО<sub>2</sub>>200 мм рт.ст.). При этом лучше использовать устройства для забора крови, выполненные из стекла [59].
3. Проведение специальных расчетов газообмена. В этом случае пробы также лучше отбирать в устройстве из стекла. Максимально допустимое время задержки анализа не должно превышать 5 минут [33].
4. Наличие у пациента гиперкоагуляции [60].
5. Забор пробы крови из головки плода [60].

В случае невозможности выполнить анализ сразу, оценку оксигенационного статуса рационально проводить с помощью метода пульсоксиметрии [15].

Две группы факторов ответственны за изменения состава пробы крови в результате ее хранения: 1-я — физиологические процессы в пробе, вызванные продолжением метаболизма клеточных элементов крови [15], 2-я — воздействие физических факторов [10].

Охлаждение пробы способствует замедлению метаболических процессов, происходящих в образце крови, но не предотвращает их полностью. В крови, хранящейся в охлажденной воде, рСО<sub>2</sub> повышается приблизительно на 3–10 мм рт. ст. в час, вызывая ацидификацию пробы со

снижением рН [21]. Тем не менее, методика охлаждения пробы до 0–4°С используется в большинстве случаев, когда необходимо хранение крови и подавление метаболических процессов, скорость которых снижается в 10 раз [1]. Охлаждения добиваются, помещая пробу в холодильник, охлажденную воду или водно-ледяную суспензию [1, 20]. Охлаждение необходимо проводить медленно [21], кровь не должна контактировать со льдом. Лучше хранить пробу в горизонтальном положении. Другим способом подавления метаболизма является добавление к пробе цианидов [21], но в этом случае возможен дефект при оценке содержания электролитов.

Действие физических факторов определяется преимущественно проницаемостью устройства для забора крови. В среднем пластиковые устройства непроницаемы для газов в течение 15-и минут, а стеклянные — в течение 2-х часов [10]. Если образец крови должен храниться в течение длительного времени, предпочтительно использовать стеклянные, а не пластиковые устройства [16]. При хранении в условиях охлаждения в пластиковом шприце диффузия газов происходит интенсивнее, что вызывает более значительные сдвиги газового состава [15, 21].

**Заключение**

Процесс получения достоверной информации о состоянии газового, кислотно-основного, электролитного и метаболического гомеостаза является сложным и многокомпонентным. Объективность получаемой информации кроется в обоснованном для решения определенной клинической или терапевтической задачи выборе источника забора крови, времени его проведения, подготовке пациента, а также типа устройства, антикоагулянта, его количества и концентрации. Такая «тактика» в подходе к получению крови обоснована тем, что различные факторы при заборе в разной степени влияют на отклонения исследуемых параметров от истинных величин. Выбор оптимальной комбинации типа устройства, антикоагулянта с учетом времени и особенностей хранения позволяют максимально точно отразить в результатах анализа интересующий гомеостатический спектр организма.

## Литература

1. National committee for clinical laboratory standards: Blood gas pre-analytical considerations: Specimen collection, calibration and controls. Document C 27-A; 1993.
2. Sasse S. A., Chen P. A., Mahutte C. K. Variability of arterial blood gases over time in stable medical ICU patients. *Chest* 1994; 106: 187–193.
3. Ellstrom K. Blood loss associated with phlebotomy in the ICU. *Heart Lung* 1989; 18: 307–308.
4. Muakkassa F. F., Rutledge R., Fakhry S. M. et al. ABGs and arterial lines: The relationship to unnecessarily drawn arterial blood gas samples. *J. Trauma* 1990; 30: 1087–1095.
5. Gross R. L., Dellinger R. P. Arterial blood gas interpretation. In: *Textbook of Critical Care* 2005.
6. Task force on guidelines, society of critical care medicine: Guidelines for standards of care for patients with acute respiratory failure on mechanical ventilatory support. *Crit. Care Med.* 1991; 19: 275–278.
7. Сайкс М. К., Мак Никол М. У., Кэмпбелл Э. Дж. М. Дыхательная недостаточность. Пер. с англ. Под ред. проф. В. А. Голоторского. М.: Медицина; 1974.
8. Назаренко Г. И., Кришкун А. А. Лабораторные методы диагностики неотложных состояний. М.: Медицина; 2002.
9. Титов В. Н. Контроль качества в клинической биохимии. *Клинич. лаб. диагностика* 1994; 3: 44–47.
10. Деметьева И. И. Клинические аспекты состояния и регуляции кислотно-основного гомеостаза. М.: ЮНИМЕД-пресс; 2002.
11. Boone D. J. Governmental perspectives on evaluating laboratory performance. *Clin. Chem.* 1993; 39: 1461–1467.
12. Fulmer J. D., Snider G. L. ACCP-NHLBI national conference on oxygen therapy. *Chest* 1984; 86: 234–247.
13. Raffin T. A. Indications for arterial blood gas analysis. *Ann. Intern. Med.* 1986; 105: 390–398.
14. Малышев В. Д. Кислотно-основное состояние и водно-электролитный баланс в интенсивной терапии. М.: ОАО Изд-во Медицина; 2005.
15. Hess D. Газы артериальной крови. В кн.: Парсонз П. Э., Хеффер Д. Э. (ред.) *Секреты пульмонологии*. М.: МЕДпресс-информ; 2004. 45–54.
16. Sanham E. M. Исследование газового состава крови. В кн.: Парсонз П. Э., Винер-Кронин Дж. П., Максудова А. Н. (ред.) *Секреты неотложной помощи*. М.: МЕДпресс-информ; 2006. 43–46.
17. Salem M., Chernow B., Burke R. et al. Bedside diagnostic blood testing: Its accuracy, rapidity and utility in blood conservation. *JAMA* 1991; 266: 382–389.
18. Баранов В. Л., Куренкова И. Г., Казанцев В. А., Харитонов М. А. Исследование функции внешнего дыхания. СПб.: Элби-СПб.; 2002.
19. Дембо А. Г. Недостаточность функции внешнего дыхания. Л.: Гос. изд-во мед. лит. МЕДГИЗ; 1957.
20. Штефан Х. Анализ газов крови. В кн.: Недашковский Э. В. (ред.) *Освежающий курс лекций*. Выпуск 6. Архангельск: Архангельская гос. мед. академия; 2000. 132–141.
21. Марини Д. Дж., Уиллер А. П. Медицина критических состояний. М.: Медицина; 2002.
22. Pearse R. M., Rhodes A. Mixed and central venous oxygen saturation. In: Vincent J. -L. (ed.) *Yearbook of intensive care and emergency medicine*. Springer-Verlag, Berlin, Heidelberg, N. Y.; 2005.
23. Ефунци С. Н., Шпектор В. А. Гипоксические состояния. Механизмы развития и пути коррекции. В кн.: Ефунци С. Н. (ред.) *Руководство по гипербарической оксигенации (теория и практика клинического применения)*. М.: Медицина; 1986. 5–28.
24. Forsyth R., Hoffbrand V., Melmon K. Re-distribution of cardiac output during hemorrhage in the unanesthetized monkey. *Circ. Res.* 1970; 27: 311–320.
25. Edwards J. D., Mayall R. M. Importance of the sampling site for measurement of mixed venous oxygen saturation in shock. *Crit. Care Med.* 1998; 26: 1356–1360.
26. Glattann D. B., Lange R. A., Hillis L. D. Incidence and significance of a «step-down» in oxygen saturation from superior vena cava to pulmonary artery. *Am. J. Cardiol.* 1991; 68: 695–697.
27. Dongre S. S., McAslan T. C., Shin B. Selection of the source of mixed venous blood samples in severely traumatized patients. *Anesth. Analg.* 1977; 56: 527–532.
28. Reinhart K., Rudolph T., Bredle D. L. et al. Comparison of central-venous to mixed-venous oxygen saturation during changes in oxygen supply/demand. *Chest* 1989; 95: 1216–1221.
29. Schou H., Perez de Sa V., Larsson A. Central and mixed venous blood oxygen correlate well during acute normovolemic hemodilution in anesthetized pigs. *Acta Anaesthesiol. Scand.* 1998; 42: 172–177.
30. Martin C., Auffray J.-P., Badetti C. et al. Monitoring of central venous oxygen saturation versus mixed venous oxygen saturation in critically ill patients. *Intensive Care Med.* 1992; 18: 101–104.
31. Reinhart K., Kuhn H. J., Hartog C., Bredle D. L. Continuous central venous and pulmonary artery oxygen saturation monitoring in the critically ill. *Intensive Care Med.* 2004; 30: 1572–1578.
32. Soti N. Swan song for the Swan-Ganz catheter? *BMJ* 1996; 313: 763–764.
33. Хиззис К. Расшифровка клинических лабораторных анализов. Под ред. проф. В. Л. Эмануэля. М.: БИНОМ. Лаборатория знаний; 2004.
34. Levin P. D., Gozal Y. Arterial cannulation and invasive blood pressure measurement. In: *Critical care*; 2005.
35. Левшанков А. И. Респираторная поддержка при анестезии, реанимации и интенсивной терапии. СПб.: СпецЛит; 2005.
36. Latham P., Whitten C. W. Мониторинг и манипуляции. В кн.: Дюк Д. Секреты анестезии. Под общ. ред. А. П. Зильбера, В. В. Мальцева. М.: МЕДпресс-информ; 2005.
37. Shapiro B. A., Harrison R. A., Cane R. D., Templin R. Clinical application of blood gases. In: *Year book medical publishers*. 4th ed. Chicago; 1989.
38. National committee for clinical laboratory standards: Procedures for the collection of diagnostic blood specimens by skin puncture. 3rd ed. NCCLS Document H4-A3; 1991.
39. Burnett R. W., Covington A. K., Fogh-Anderson N. et al. Recommendation on whole blood sampling, transport, and storage for simultaneous determination of pH, blood gases, and electrolytes. *JIFCC* 1994; 6 (4): 115–120.
40. Mueller R. G., Lang C. E., Beam J. M. Bubbles in samples for blood gas determination – a potential source of error. *Am. J. Clin. Pathol.* 1976; 65: 242–249.
41. Harsten A., Berg B., Inerot S., Muth L. Importance of correct handling of samples for the results of blood gas analysis. *Acta Anaesthesiol. Scand.* 1988; 32: 365–368.
42. Muller-Plathe O. Preanalytical aspects in STAT analysis. *Blood Gas. News* 1998; 7: 4–11.
43. Toffaletti J., Ernst P., Hunt P., Abrams B. Dry electrolyte-balanced heparinized syringes evaluated for determining ionized calcium and other electrolytes in whole blood. *Clin. Chem.* 1991; 10: 1730–1733.
44. Borders J. C., Eisele D. W., Lyles A. Diagnostic blood loss in the patient undergoing head and neck surgery. *Arch. Otolaryngol. Head. Neck. Surg.* 1994; 120: 707–710.
45. Goodwin N. M., Schreiber M. T. Effects of anticoagulants on acid-base and blood gas estimations. *Crit. Care Med.* 1979; 7 (10): 473–474.
46. Grawford A. G. Liquid versus non-liquid heparinization of blood samples. *Resp. Ther.* 1983; 5: 103–105.
47. Hutchison A. S., Ralston S. H., Dryburgh F. J. et al. Too much heparin: possible source of error in blood gas analysis. *Brit. Med. J.* 1983; 287: 1131–1132.
48. Dennis R. C., Ng R., Yeston N. S. et al. Effect of sample dilutions on ABG. *Crit. Care Med.* 1985; 13: 1067–1068.
49. Rickard C. M., Couchman B. A., Schmidt S. J. et al. A discard volume of twice the deadspace ensures clinically accurate arterial blood gases and electrolytes and prevents unnecessary blood loss. *Crit. Care Med.* 2003; 31 (6): 1654–1658.
50. Low L. L., Harrington G. R., Stolz D. P. The effects of arterial lines on blood-drawing practices and costs in intensive care units. *Chest* 1995; 108: 216–219.
51. Silver M. J., Li Y.-H., Gragg I. A. et al. Reduction of blood loss from diagnostic sampling in critically ill patients using a blood-conserving arterial line system. *Chest* 1993; 104: 1711–1715.
52. Alazia M., Colavolpe J. C., Botti G. et al. Blood loss from diagnostic laboratory tests performed in intensive care units: Preliminary study. *Ann. Fr. Anesth. Reanim.* 1996; 15: 1004–1007.
53. Foulke G. E., Harlow D. J. Effective measures for reducing blood loss from diagnostic laboratory tests in intensive care unit patients. *Crit. Care Med.* 1989; 17: 1143–1145.
54. Smoller B. R., Kruskall M. S. Phlebotomy for diagnostic laboratory tests in adults: Pattern of use and effect on transfusion requirements. *N. Engl. J. Med.* 1986; 314: 1233–1235.
55. Corwin H. L., Parsonnet K. C., Gettinger A. RBS Transfusion in the ICU: Is there a reason? *Chest* 1995; 106: 767–771.
56. Weiss M., Fischer J., Boeckmann M. et al. Evaluation of a simple method for minimizing iatrogenic blood loss from discard volumes in critically ill newborns and children. *Intensive Care Med.* 2001; 27: 1064–1072.
57. Clapham M. C. C., Willis N., Mapleson W. W. Minimum volume discard for valid blood sampling from indwelling arterial cannulae. *Br. J. Anaesth.* 1987; 12: 232–235.
58. Preusser B. A., Lash J., Stone K. S. et al. Quantify the minimum discard sample required for accurate ABGs. *Nurs. Res.* 1989; 38: 276–279.
59. Blonshine S., Alberti R., Olesinski R. L. Procedures for the collection of arterial blood specimens; Approved standard – Third Edition, NCCLS document H11-A3 1999; 12: 8.
60. Woolley A., Hickling K. Errors in measuring blood gases in the intensive care unit: Effect of delay in estimation. *J. Crit. Care* 2003; 18: 31–37.

Поступила 03.02.08