

Rekomendacje EFLM-COLABIOCLI dotyczące pobierania krwi żyłnej z roku 2018



Wspólne zalecenia

European Federation of Clinical Chemistry and Laboratory Medicine (EFLM)

Latin America Confederation of Clinical Biochemistry (COLABIOCLI)

dotyczące pobierania krwi żyłnej

rekomendowane przez

Krajową Izbę Diagnostów

Laboratoryjnych

i Polskie Towarzystwo

Diagnostyki Laboratoryjnej

Warszawa 2018 r.



Szanowni Państwo,

Oddajemy w Państwa ręce rekomendacje EFLM dotyczące pobierania krwi żyłnej. Wierzę, że pomogą one we wdrożeniu prac nad fazą przedanalizacyjną w Polsce. Niniejszy dokument zawiera zalecenia dotyczące pobierania krwi żyłnej, opracowane wspólnie przez European Federation of Clinical Chemistry and Laboratory Medicine (EFLM) Working Group for Preanalytical Phase (WG-PRE) oraz Latin American Working Group for Preanalytical Phase (WG-PRE-LATAM) of the Latin America Confederation of Clinical Biochemistry (COLABIOCLI). Dokument określa wytyczne dotyczące rekomendacji zapewniających bezpieczeństwo procesu pobierania krwi. Jest to kluczowy element, który ma olbrzymi wpływ na prawidłowy wynik badania.

Bardzo proszę, żeby pracownicy medycznych laboratoriów diagnostycznych zapoznali się z rekomendacjami, ale też żeby przekazali je lekarzom i pielęgniarkom, które bezpośrednio uczestniczą w pobieraniu materiału do badań.

Dziękuję pani dr Katarzynie Fischer za współpracę z europejskimi instytucjami, które opracowały ten dokument, a także firmie Becton Dickinson za sfinansowanie tłumaczenia.

Prezes Krajowej Rady Diagnostów Laboratoryjnych
dr n. med. Elżbieta Puacz

This is a Polish language translation of the Joint EFLM-COLABIOCLI Recommendation for venous blood sampling. **Krajowa Rada Diagnostów Laboratoryjnych oraz Polskie Towarzystwo Diagnostyki Laboratoryjnej** prepared this translation with support from Becton Dickinson. The EFLM has not endorsed nor approved the contents of this translation. The official version of the Recommendation is located at www.EFLM.eu. Users should cite this official version when citing the document.



Ana-Maria Simundic*, Karin Bölenius, Janne Cadamuro, Stephen Church, Michael P. Cornes, Edmée C. van Dongen-Lases, Pinar Eker, Tanja Erdeljanovic, Kjell Grankvist, Joao Tiago Guimaraes, Roger Hoke, Mercedes Ibarz, Helene Ivanov, Svetlana Kovalevskaya, Gunn B.B. Kristensen, Gabriel Lima-Oliveira, Giuseppe Lippi, Alexander von Meyer, Mads Nybo, Barbara De la Salle, Christa Seipelt, Zorica Sumarac and Pieter Vermeersch, w imieniu Working Group for Preanalytical Phase (WG-PRE), of the European Federation of Clinical Chemistry and Laboratory Medicine (EFLM) oraz Latin American Working Group for Preanalytical Phase (WG-PRE-LATAM) of the Latin America Confederation of Clinical Biochemistry (COLABIOCLI)

Wspólne zalecenia EFLM-COLABIOCLI dotyczące pobierania krwi żyłnej
Wersja 1.1, czerwiec 2018
<https://doi.org/10.1515/cclm-2018-0602>
Otrzymano 9 czerwca 2018; zatwierdzono 10 czerwca 2018

*Autor korespondujący: Ana-Maria Simundic, Department of Medical Laboratory Diagnostics, Clinical Hospital "Sveti Duh", Zagreb, Croatia, E-mail: am.simundic@gmail.com, amsimundic@kbsd.hr
Karin Bölenius: Department of Nursing, Umeå University, Umeå, Sweden
Janne Cadamuro: Department of Laboratory Medicine, Paracelsus Medical University, Salzburg, Austria
Stephen Church: BD Life Sciences – Preanalytical Systems, Reading, UK
Michael P. Cornes: Department of Clinical Biochemistry, Worcester Acute Hospitals NHS Trust, Worcester, UK
Edmée C. van Dongen-Lases: Department of Clinical Chemistry, Academic Medical Center, Amsterdam, The Netherlands
Pinar Eker: Ümraniye Research and Training Hospital, Istanbul, Turkey
Tanja Erdeljanovic: Clinic for Otorhinolaryngology and Maxillofacial Surgery, Clinical Center of Serbia, Belgrade, Serbia
Kjell Grankvist: Department of Medical Biosciences, Clinical Chemistry, Umeå University, Umeå, Sweden
Joao Tiago Guimaraes: Department of Clinical Pathology, São João Hospital Center, Department of Biomedicine, Faculty of Medicine, Porto, Portugal; and EPI Unit, Institute of Public Health, University of Porto, Porto, Portugal
Roger Hoke: National Association of Phlebotomists, London, UK
Mercedes Ibarz: Department of Clinical Laboratory, University Hospital Arnau de Vilanova, Lleida, Spain.
<http://orcid.org/0000-0003-0590-946X>
Helene Ivanov: Greiner Bio-One GmbH, Kremsmuenster, Austria
Svetlana Kovalevskaya: Clinical Laboratory Diagnostic and Pathomorphology Department, Autonomous non-profit organization of additional professional education "Institute of Laboratory Medicine", Moscow, Russia
Gunn B.B. Kristensen: Norwegian quality improvement of laboratory examinations, Bergen, Norway
Gabriel Lima-Oliveira: Section of Clinical Biochemistry, University of Verona, Verona, Italy; and Latin American Working Group for Preanalytical Phase (WG-PRE-LATAM) of the Latin America Confederation of Clinical Biochemistry (COLABIOCLI), Verona, Italy
Giuseppe Lippi: Section of Clinical Chemistry, University of Verona, Verona, Italy. <http://orcid.org/0000-0001-9523-9054>
Alexander von Meyer: Institute of Laboratory Medicine, Kliniken Nordoberpfalz AG and Klinikum St. Marien, Weiden and Amberg, Germany
Mads Nybo: Clinical Biochemistry and Pharmacology, Odense University Hospital, Odense, Denmark
Barbara De la Salle: West Hertfordshire Hospitals NHS Trust, Operating UK NEQAS for Haematology and Transfusion, Watford, UK
Christa Seipelt: Sarstedt GmbH & Co.KG, Nümbrecht, Germany
Zorica Sumarac: Center for Medical Biochemistry, Clinical Center of Serbia, Belgrade, Serbia
Pieter Vermeersch: Department of Laboratory Medicine, University of Leuven, Leuven, Belgium

Wydawca:

Krajowa Izba Diagnostów Laboratoryjnych
ul. Konopacka 4, 03-428 Warszawa, tel.: +48 22 741 21 55
www.kidl.org.pl

Skład, przygotowanie do druku i druk:

Wydawnictwo THORG
ul. Dożynkowa 21A/2, 20-223 Lublin, tel.: +48 502 362 522
www.thorg-studio.pl

ISBN: 978-83-950892-8-2

SPIS TREŚCI

Wstęp	5
Zakres opracowanych wytycznych	5
Zastrzeżenie	6
Metodologia	6
I. PROCEDURY PRZED POBRANIEM KRWI	9
Uwagi ogólne dotyczące odpowiedniego sposobu komunikacji z pacjentem	9
Pozycja pacjenta	10
Etap 1 – identyfikacja pacjenta (1C)	12
Etap 2 – Sprawdzenie, czy pacjent jest na czczo i odpowiednio przygotowany do zabiegu (1B)	12
Etap 3 – Przygotowanie wyposażenia niezbędnego do pobrania krwi (2C)	14
Etap 4 – Oznakowanie/identyfikacja probówek (1C)	15
II. POBIERANIE PRÓBKII	17
Etap 5 – Założenie rękawiczek ochronnych (1C)	17
Etap 6 – Założenie stazy (1C)	17
Etap 7 – Wybór miejsca wkłucia (1B)	18
Etap 8 – Dezynfekcja miejsca wkłucia (1B)	20
Etap 9 – Nakłucie żyły (ryc. 3) (1A)	21
Etap 10 – Pobranie krwi do pierwszej probówki (1A)	22
Etap 11 – Zwolnienie stazy (1A)	23
Etap 12 – Delikatne jednokrotne odwrócenie probówki do góry dnem bezpośrednio po pobraniu krwi (1B)	23
Etap 13 – Pobranie krwi do następnych probówek w odpowiedniej kolejności (1B)	25
Etap 14 – Wycofanie igły z żyły i aktywacja mechanizmu zabezpieczającego (1A)	25
Etap 15 – Wyrzucanie igieł (1A)	26
Etap 16 – Opatrunek miejsca wkłucia (1C)	26
Etap 17 – Poinformowanie pacjenta o konieczności delikatnego uciskania przez 5–10 minut i unikania zginania ramienia (1C)	26
Etap 18 – Ponowne, co najmniej czterokrotne odwrócenie wszystkich probówek do góry dnem (1B)	26
Etap 19 – Zdjęcie rękawiczek (1A)	27
III. PROCEDURY PO POBRANIU KRWI	28
Etap 20 – Zalecenie pacjentowi odpoczynku przez 5 minut i przed opuszczeniem pomieszczenia upewnienie się, że krwawienie ustało (1B)	28
IV. WDROŻENIE ZALECEŃ	29
Referencje	37

Streszczenie:

Niniejszy dokument zawiera zalecenia dotyczące pobierania krwi żyłnej, opracowane wspólnie przez European Federation of Clinical Chemistry and Laboratory Medicine (EFLM) Working Group for Preanalytical Phase (WG-PRE) oraz Latin American Working Group for Preanalytical Phase (WG-PRE-LATAM) of the Latin America Confederation of Clinical Biochemistry (COLABIOCLI). Dokument określa wytyczne dotyczące rekomendacji zapewniających bezpieczeństwo procesu pobierania krwi oraz przekazuje informacje praktyczne dotyczące skutecznego pokonywania przeszkód związanych z procesem wdrożenia procedury na szeroką skalę. Grupą docelową zaleceń są pracownicy ochrony zdrowia bezpośrednio zaangażowani w proces pobierania krwi. Zalecenia dotyczą wykorzystania zamkniętych systemów do pobierania krwi i nie znajdują zastosowania w przypadku systemów otwartych, takich jak igła ze strzykawką lub cewnik. Ponadto w dokumencie nie omówiono zagadnień związanych z uzyskaniem zgody pacjenta, zlecaniem oznaczeń, obsługą ani transportem próbki, pobieraniem krwi u dzieci i osób z utratą przytomności. Zalecana procedura powstała w oparciu o dostępne dowody naukowe. Każdy z etapów został zaszeregowany w oparciu o system, w ramach którego ocenia się zarówno jakość materiału naukowego jak i siłę zaleceń. Proces oceny przeprowadzono na drodze wielu konsultacji, w których udział brała wymieniona powyżej grupa interesariuszy. Najważniejsze aspekty niniejszych zaleceń to: 1) procedury przed pobraniem krwi, 2) procedura pobrania krwi, 3) procedury po pobraniu krwi oraz 4) wdrożenie. Wstępną wersję zaleceń przekazano członkom EFLM w ramach konsultacji publicznych. Swoje uwagi do dokumentu wnieśli również członkowie WG-PRE-LATAM. Poprawioną wersję przesłano do głosowania wszystkim członków EFLM i COLABIOCLI. Uzyskała ona poparcie 33/40 członków EFLM i 21/21 członków COLABIOCLI. Zachęcamy specjalistów z Europy i Ameryki Łacińskiej do wdrożenia niniejszych rekomendacji w celu poprawy jakości praktyk związanych z pobieraniem krwi oraz poprawy bezpieczeństwa pacjentów i pracowników ochrony zdrowia.

Słowa kluczowe:

na czczo, bezpieczeństwo ochrony zdrowia, identyfikacja pacjenta, przygotowanie pacjenta, pobieranie krwi, faza przedanalizyczna, pobieranie krwi żyłnej.

Wstęp

Celem niniejszego dokumentu jest przekazanie prostych i zwięzłych zaleceń dotyczących pobierania krwi żyłnej, opracowanych w oparciu o czynniki ryzyka i dostępny materiał naukowy. Wprawdzie powstało już wiele dokumentów o podobnym celu i zakresie, jednak naszym zdaniem niniejsze opracowanie jest potrzebne jako katalizator standaryzacji praktyk w zakresie pobierania krwi w Europie i Ameryce Łacińskiej. Tylko 7 z 28 krajów Europy objętych badaniem EFLM WG-PRE w 2013r. posiadało zatwierdzone na poziomie krajowym protokoły (zalecenia, wytyczne) w zakresie pobierania krwi żyłnej [1]. Ponadto, obecne zalecenia międzynarodowe nie przedstawiają jednoznacznych wytycznych dotyczących wszystkich etapów w procesie pobierania krwi, przez co mogło dojść do pominięcia istotnych kwestii. Z uwagi na fakt, że nie wszystkie etapy są jednakowo istotne z punktu widzenia bezpieczeństwa uważamy, że wytyczne i zalecenia powinny zawierać również elementy oceny krytycznej potencjalnego ryzyka związanego z brakiem zgodności. Jest to bardzo istotny czynnik umożliwiający laboratoriom określenie priorytetów oraz ukierunkowanie działań naprawczych i profilaktycznych. Ponadto, niektóre z zaleceń nie znajdują oparcia w dowodach naukowych, materiał ten nie został odpowiednio zdefiniowany lub nie poddano ocenie jego jakości.

Istotnym aspektem, który nie został opisany w dotychczasowych opracowaniach jest sposób skutecznego wdrożenia zalecanej procedury. W niniejszym dokumencie zawarto wszechstronny opis najważniejszych etapów standaryzowanej procedury pobierania krwi oraz zaleceń praktycznych w zakresie pokonania przeszkód związanych z jej wdrożeniem na szeroką skalę.

Niniejsze opracowanie jest wynikiem starań European Federation of Clinical Chemistry and Laboratory Medicine (EFLM) Working Group for Preanalytical Phase (WG-PRE) i Latin American Working Group for Preanalytical Phase (WG-PRE-LATAM) of the Latin America Confederation of Clinical Biochemistry (COLABIOCLI) w zakresie znalezienia rozwiązania powyższych problemów. Autorami opracowania są specjaliści z zakresu medycyny laboratoryjnej, jak również przedstawiciele krajowych stowarzyszeń pielęgniarskich (K.B.), pielęgniarek szpitalnych (T.E.), specjalistów w zakresie pobierania krwi (R.H.) i przedstawicieli producentów systemów do pobierania krwi (S.C., C.S. i H.I.). Pragniemy podziękować im za nieoceniony wkład w powstanie niniejszego opracowania. Zachęcamy specjalistów z Europy i Ameryki Łacińskiej do przyjęcia i wdrożenia tych zaleceń, co pozwoli poprawić jakość procesu pobierania krwi oraz zwiększyć bezpieczeństwo pacjentów i pracowników ochrony zdrowia.

Zakres opracowanych wytycznych

Opracowanie obejmuje wszystkie etapy procesu pobierania krwi żyłnej u pacjentów hospitalizowanych i ambulatoryjnych. W tych przypadkach procedura różni się przede wszystkim przygotowaniem pacjenta, pozycją, w której pobierana jest krew i aktywnością fizyczną przed pobraniem próbki, co zostało opisane

w stosownych rozdziałach. Pozostałe zagadnienia w takim samym stopniu dotyczą obu typów pacjentów.

Opracowanie odnosi się wyłącznie do zamkniętych systemów do pobierania krwi (czyli systemów, w których przez cały czas trwania procesu nie zdejmuje się zatyczki z próbki) i nie zawiera informacji dotyczących pobierania krwi w systemach otwartych – igła i strzykawka. Zalecenia ograniczają się do pobierania krwi za pomocą igły i dlatego nie znajdują zastosowania w odniesieniu do procesu pobierania krwi przez cewnik dożylny. Nie zalecamy pobierania krwi poprzez cewnik dożylny, ponieważ wiele badań wykazało wtedy zwiększone ryzyko hemolizy [2 – 4]. W przypadku, gdy pobranie krwi z cewnika dożylnego jest jedynym rozwiązaniem, należy dołożyć wszelkich starań, aby nie dopuścić do wystąpienia hemolizy i kontaminacji próbki wywołanej wymieszaniem płynów dożylnych lub odczynnika płuczącego (te czynności nie zostały opisane w niniejszym opracowaniu). EFLM WG-PRE pracuje obecnie nad zaleceniami dotyczącymi istotnego zagadnienia jakim jest pobieranie krwi za pośrednictwem cewnika dożylnego.

Norma ISO/TS 20658:2017 ‘Laboratoria medyczne – wymagania dotyczące pobrania, transportu, odbioru i obsługi próbek’ opisuje kluczowe wymagania w zakresie pobierania, transportu, odbioru i obsługi próbki w warunkach normy ISO 15189. W naszych zaleceniach omawiamy najlepsze praktyki mające na celu spełnienie tych wymagań, lecz nie są one obowiązkowe i nie mają charakteru nadrzędnego nad zarządzaniem ryzykiem lokalnym zgodnie z zaleceniami ISO 15189 i ISO 20658 [5, 6].

Niniejsze opracowanie zostało skierowane przede wszystkim do pracowników ochrony zdrowia biorących bezpośredni udział w procesie pobierania krwi (dalej zwanych „osobami pobierającymi krew”) i ogranicza się do procedury pobierania krwi. Zawiera wytyczne dotyczące wymagań związanych z zapewnieniem bezpieczeństwa procesu pobierania krwi oraz skoncentrowaniem się na pacjencie. Należy pamiętać, że w przypadku różnic, wszystkie przepisy i zalecenia krajowe mają znaczenie nadrzędne nad niniejszym opracowaniem.

W opracowaniu nie omówiono zagadnień związanych z uzyskaniem zgody pacjenta, ponieważ zależą one od polityki obowiązującej w danej placówce. Dokument nie obejmuje również zaleceń dotyczących badań, obsługi i transportu próbki, ani pobierania krwi od osób nieprzytomnych i dzieci.

Zastrzeżenie

Producenci wytwarzają zróżnicowane systemy z zakresu pobierania krwi żyłnej. Opracowanie odnosi się do wszystkich z nich. Autorzy opracowania niniejszym oświadczają, że nie mają preferencji dotyczących określonego producenta ani określonego systemu do pobierania krwi.

Metodologia

Dokument został opracowany przez EFLM WG-PRE i zatwierdzony przez WG-PRE-LATAM, w następstwie określenia krytycznych procedur fazy przedanali-

tycznej, związanych z pobieraniem krwi żyłnej [7] i, tam gdzie to możliwe, jest zgodny z wytycznymi Clinical and Laboratory Standards Institute (CLSI) oraz WHO [8, 9]. Etapy procedury zostały opisane w oparciu o najlepszej jakości dostępny materiał naukowy. Wspólna uzgodniona opinia jest wynikiem szczegółowych konsultacji pomiędzy zainteresowanymi specjalistami z dziedziny medycyny laboratoryjnej oraz laboratoriów naukowych z 16 krajów członkowskich EFLM, w tym pielęgniarek (K.B. i T.E.), osób pobierających krew (R.H.), specjalistów w zakresie medycyny laboratoryjnej oraz przedstawicieli producentów systemów do pobierania krwi żyłnej (S.C., C.S. i H.I.).

Po uzgodnieniu wszystkich etapów procedury pobierania krwi żyłnej, każdy z etapów został zaszeregowany w oparciu o system, w ramach którego ocenia się zarówno jakość materiału dowodowego jak i siłę zaleceń [10, 11]. Zastosowano system zaszeregowania, ponieważ umożliwia on ustanowienie procesu o najwyższych standardach (tzw. „złoty standard”) przy jednoczesnej możliwości dostosowania niżej zaszeregowanych etapów do wymagań lokalnych. Rozpiętość stopni zaszeregowania zaczyna się od 1A – etap najsilniejszy i najlepiej udokumentowany do 2C – etap najsłabiej udokumentowany i zalecany. System zaszeregowania podano w Tabeli 1. Etapy i odpowiadające im stopnie zaszeregowania względem jakości materiałów naukowych oraz siły zaleceń podano w Tabeli 2. Proces zaszeregowania został dokonany w oparciu o dyskusje i spotkania pomiędzy specjalistami wymienionymi powyżej. W przypadku braku materiału dowodowego zalecenie powstawało w wyniku opinii uzgodnionej w oparciu o wiedzę fachową i doświadczenie członków grupy.

Wstępną wersję rekomendacji rozprowadzono wśród członków EFLM celem dokonania konsultacji publicznych. Członkowie EFLM i WG-PRE-LATAM zostali poproszeni o udostępnienie dokumentu swoim współpracownikom i odesłanie wspólnie opracowanej opinii i uwag do proponowanych rekomendacji. 11 spośród 40 członków EFLM odesłało swoje uwagi. Komentarze otrzymane w fazie konsultacji publicznych oraz odpowiedzi i kontrargumenty dotyczące wszystkich uwag zgłoszonych przez stowarzyszenia krajowe, znajdują się na końcu niniejszego dokumentu (Materiały uzupełniające, Załącznik 1). Podczas nanoszenia poprawek do wersji wstępnej wzięto pod uwagę wszystkie otrzymane komentarze. Wersję poprawioną poddano pod głosowanie wszystkich 40 członków EFLM i 21 członków COLABIOCLI. Zgodnie z podręcznikiem procedur EFLM, zalecenia i wytyczne EFLM muszą uzyskać akceptację ponad połowy stowarzyszeń członkowskich EFLM, aby zostać uznane za ostateczne stanowisko w tej sprawie [12].

W oparciu o wyniki głosowania dokument został oficjalnie zatwierdzony przez EFLM i COLABIOCLI i należy go interpretować jako oficjalne stanowisko EFLM i COLABIOCLI. Wyniki głosowania prezentują się następująco: 33/40 członków EFLM głosowało za dokumentem (Albania, Austria, Belgia, Bośnia i Hercegowina, Chorwacja, Cypr, Czechy, Dania, Estonia, Finlandia, Francja, Niemcy, Grecja, Węgry, Irlandia, Izrael, Włochy, Litwa, Macedonia, Czarnogóra, Polska, Portugalia, Rumunia, Rosja, Serbia, Słowacja, Słowenia, Hiszpania, Szwecja, Szwajcaria, Turcja, Wielka Brytania i Ukraina), dwóch członków EFLM głosowało przeciw (Holandia i Norwegia) a pięciu członków EFLM wstrzymało się od głosu (Bułga-

ria, Islandia, Kosowo, Łotwa, Luksemburg). Wszystkich 21 członków COLABIOCLI głosowało za (Argentyna, Boliwia, Brazylia, Kostaryka, Kolumbia, Kuba, Chile, Ekwador, Salwador, Hiszpania, Gwatemala, Honduras, Meksyk, Nikaragua, Panama, Paragwaj, Peru, Portoryko, Dominikana, Urugwaj i Wenezuela).

Autorzy opracowania pragną podziękować wszystkim, którzy zaakceptowali i wsparli niniejsze rekomendacje.

Główne rozdziały dokumentu to: I) procedury przed pobraniem krwi, II) procedura pobrania krwi, III) procedury po pobraniu krwi, IV) wdrożenie.

I. PROCEDURY PRZED POBRANIEM KRWI

Uwagi ogólne dotyczące odpowiedniego sposobu komunikacji z pacjentem

Podczas pracy z pacjentem kluczowa jest odpowiednia komunikacja [13, 14]. Ważne jest aby podczas całego procesu wykazać empatię i pewność siebie. Należy przestrzegać podstawowych rekomendacji:

1. Należy przedstawić się z imienia i nazwiska, aby zmniejszyć dystans, a następnie objaśnić swoją rolę w danej placówce ochrony zdrowia.
2. Po potwierdzeniu tożsamości pacjenta (patrz krok 1 poniżej), należy wyjaśnić na czym polega procedura, dlaczego należy ją wykonać i jak powinien zachowywać się pacjent. Należy zachować spokój i stanowczość, aby pacjent miał pewność, że znajduje się pod fachową opieką.
3. Osoba pobierająca krew powinna poinformować pacjenta o celu spotkania (pobranie krwi) i uzyskać zgodę pacjenta. W przypadku braku zgody nie należy przystępować do pobrania krwi.
4. Jeżeli pacjent zapyta, należy poinformować go o przybliżonym czasie trwania samej procedury oraz o wykonywanych badaniach. Należy udzielać precyzyjnych informacji. Bardzo często osoba pobierająca krew widzi tylko kody kreskowe w formie elektronicznej, przez co czasami nie ma możliwości udzielić informacji o prawdopodobnym czasie uzyskania wyników, jeżeli nie ma wglądu do poszczególnych zleconych oznaczeń. W takim przypadku osoba pobierająca krew powinna poinformować pacjenta, gdzie szukać takich informacji.
5. Zapytać pacjenta, czy został odpowiednio poinformowany o przebiegu procedury i czy ma dalsze pytania. Należy uważnie wysłuchać obaw pacjenta. Czasami można w ten sposób uzyskać informacje, która żyła najlepiej nadaje się do pobierania krwi.
6. Zapytać pacjenta, czy obawia się pobrania krwi. Udowodniono, że to proste pytanie pozwala zidentyfikować osoby z grupy podwyższonego ryzyka wystąpienia omdlenia wazowagalnego [15]. Zaleca się również zapytanie pacjenta, czy kiedykolwiek w przeszłości miał złe doświadczenia z pobieraniem krwi, co pozwoli wyeliminować ryzyko omdlenia, uszkodzenia ciała lub innych skutków niepożądanych podczas wykonywania procedury. Jeżeli pacjent ma obawy, należy go uważnie obserwować w trakcie i po pobraniu krwi, aby nie dopuścić do uszkodzenia ciała w przypadku omdlenia. Jeżeli pacjent jest zdenerwowany czekającym go zabiegiem, można dać mu do wykonania proste zadanie, takie jak odliczanie albo kontrola oddechu przed włączeniem. Jeżeli pacjent oświadczy, że boi się pobierania krwi, lub zacznie się bać w trakcie, należy go poprosić aby się położył.

Pozycja pacjenta

Udowodniono, że zmiana pozycji ciała z leżącej na pionową i odwrotnie może bardzo istotnie wpływać na stężenie wielu oznaczanych substancji [16–19]. Z tej przyczyny pacjent nie powinien zmieniać pozycji w ciągu 15 minut przed pobraniem krwi. Jeżeli pacjent leżał, w takiej pozycji należy pobierać krew (dotyczy to przede wszystkim pacjentów hospitalizowanych). Pacjenci ambulatoryjni powinni na 15 minut przed pobraniem krwi odpocząć w pozycji siedzącej. Jeżeli w tym czasie zmiana pozycji jest nieunikniona, należy to odnotować, aby móc uwzględnić ten fakt podczas interpretacji wyników [20]. Jeżeli pacjent odpowiednio długo oczekiwał w przychodni, pokonanie krótkiego dystansu pomiędzy poczekalnią a gabinetem zabiegowym nie wymaga odnotowania.

Tabela 1. Stopnie zaszerogowania rekomendacji wykorzystane w ocenie dostępnego materiału naukowego

Stopień zaszerogowania	Stosunek czynników ryzyka do korzyści	Jakość materiału naukowego	Konsekwencje
1A Silna rekomendacja, wysoka jakość dowodów	Korzyści wyraźnie przewyższają czynniki ryzyka i obciążenia, lub odwrotnie	Spójny materiał naukowy z prawidłowo wykonanych randomizowanych kontrolowanych badań lub silne materiały naukowe w innej formie. Dalsze badania prawdopodobnie nie zmienią naszego zaufania dotyczącego informacji na temat korzyści i ryzyka.	Silne zalecenia, mogą dotyczyć większości pacjentów w różnych okolicznościach, bez zastrzeżeń. Klinicyści powinni stosować się do silnych zaleceń o ile nie występuje jasna i przekonująca przyczyna powzięcia innego podejścia.
1B Silna rekomendacja, przeciętna jakość dowodów	Korzyści wyraźnie przewyższają czynniki ryzyka i obciążenia, lub odwrotnie	Materiał naukowy z randomizowanych kontrolowanych badań o istotnych ograniczeniach (niespójne wyniki, wady metodologii, badania pośrednie lub niedokładne) lub bardzo silne wskazania do odmiennego zaprojektowania badań. Dalsze badania (jeżeli zostaną wykonane) będą prawdopodobnie mieć wpływ na nasze zaufanie do oszacowania korzyści i ryzyka i mogą spowodować jego zmianę.	Silne zalecenia, dotyczą większości pacjentów. Klinicyści powinni stosować się do silnych zaleceń, o ile nie występuje jasna i przekonująca przyczyna powzięcia innego podejścia.
1C Silna rekomendacja, niska jakość dowodów	Korzyści prawdopodobnie przewyższają czynniki ryzyka i obciążenia, lub odwrotnie	Materiał naukowy z badań obserwacyjnych, niesystematyczne doświadczenia kliniczne, lub z randomizowanych kontrolowanych badań obarczonych istotnymi wadami. Niepewne oszacowanie lub wpływ.	Silne zalecenia, dotyczą większości pacjentów, jednak część materiału naukowego wspierającego zalecenia jest niskiej jakości
2A Słaba rekomendacja, wysoka jakość dowodów	Korzyści, czynniki ryzyka i obciążenia bilansują się	Spójny materiał naukowy z prawidłowo wykonanych randomizowanych kontrolowanych badań lub istotna ilość materiału naukowego w innej postaci. Dalsze badania prawdopodobnie nie zmienią naszego zaufania do oszacowania w zakresie korzyści i ryzyka.	Słabe zalecenia, najlepsze działania mogą być różne w zależności od okoliczności, pacjentów oraz wartości społecznych

2B Słaba rekomendacja, przeciętna jakość dowodów	Korzyści i czynniki ryzyka bilansują się, występuje element niepewności dotyczący szacowanych korzyści, ryzyka i obciążeń	Materiał naukowy z randomizowanych kontrolowanych badań o istotnych ograniczeniach (niespójne wyniki, wady metodologii, badania pośrednie lub niedokładne) lub bardzo silne wskazania do odmiennego zaprojektowania badań. Dalsze badania (jeżeli zostaną wykonane) będą prawdopodobnie mieć wpływ na nasze zaufanie do oszacowania w zakresie korzyści i ryzyka i mogą spowodować zmianę szacunków.	Słabe zalecenia, w przypadku niektórych pacjentów i okoliczności lepiej sprawdzą się alternatywne metody
2C Słaba rekomendacja, niska jakość dowodów	Element niepewności dotyczący szacowanych korzyści, ryzyka i obciążeń. Korzyści, czynniki ryzyka i obciążenia mogą się bilansować	Materiał naukowy z badań obserwacyjnych, niesystematyczne doświadczenia kliniczne, lub z randomizowanych kontrolowanych badań obarczonych istotnymi wadami. Niepewne oszacowanie lub wpływ.	Bardzo słabe zalecenia, inne rozwiązania mogą być tak samo uzasadnione

Tabela 2. Pobieranie krwi żyłnej – kolejność wykonywanych czynności

	Etap	Siła materiału naukowego
1	Identyfikacja pacjenta	1C
2	Sprawdzenie, czy pacjent jest na czczo i odpowiednio przygotowany do zabiegu	1B
3	Przygotowanie wyposażenia niezbędnego do pobrania krwi	2C
4	Oznakowanie/identyfikacja probówek	1C
5	Założenie rękawiczek ochronnych	1C
6	Założenie stazy	1A
7	Wybranie miejsca wkłucia	1B
8	Dezynfekcja miejsca wkłucia	1B
9	Nakłucie żyły	1A
10	Pobranie krwi do pierwszej probówki	1A
11	Zwolnienie stazy	1A
12	Delikatne jednokrotne odwrócenie probówki do góry dnem (jedno pełne odwrócenie)	1B
13	Pobranie krwi do następnych probówek w odpowiedniej kolejności	1B
14	Wycofanie igły z żyły i aktywacja mechanizmu zabezpieczającego	1A
15	Wyrzucanie igieł	1A
16	Opatrzenie miejsca wkłucia	1C
17	Poinformowanie pacjenta o konieczności delikatnego uciskania przez 5 – 10 minut i unikania zginania ramienia	1C
18	Czterokrotne odwrócenie wszystkich probówek do góry dnem	1B
19	Zdjęcie rękawiczek	1A
20	Zalecenie pacjentowi odpoczynku przez 5 minut i przed opuszczeniem pomieszczenia upewnienie się, że krwawienie ustało	1B

Etap 1 – identyfikacja pacjenta (1C)

1. Zalecamy stosowanie bransoletek identyfikacyjnych u wszystkich pacjentów hospitalizowanych.
2. Każdego pacjenta należy zidentyfikować w aktywny sposób, poprzez zadanie mu pytań „Jak się pan/pani nazywa?” i „Proszę podać datę urodzenia” [21].
3. W celu właściwej identyfikacji należy zadać co najmniej dwa pytania (nazwisko i data urodzenia pacjenta), a najlepiej potwierdzić identyfikację poprzez zadanie dodatkowego pytania, na przykład o:
 - adres
 - numer ubezpieczenia zdrowotnego
 - numer identyfikacyjny pacjenta
 - numer dowodu osobistego lub inny numer identyfikacyjny.

4. Im więcej danych zostanie wykorzystanych w celu identyfikacji pacjenta, tym mniejsze ryzyko popełnienia błędu [13]

Dane identyfikujące pacjenta należy porównać z danymi na zleceniu. Jeżeli próbówki zostają oklejone etykietami przed pobraniem krwi, osoba pobierająca krew powinna również porównać dane pacjenta z etykietą na próbówce. Jeżeli dane uzyskane od pacjenta różnią się od danych na skierowaniu lub na etykiecie próbówki, należy odłożyć pobranie krwi do czasu wyjaśnienia niezgodności.

Zalecenia 1.1–1.4 mają stopień zaszeregowania 1C. Należy je stosować bez wyjątku, każdorazowo, u każdego pacjenta. Wprawdzie stanowczo zalecamy, aby wykonywać je ściśle zgodnie z powyższym opisem, jednak niestety brak jest wystarczających dowodów na ryzyko dla pacjenta w przypadku braku przestrzegania tych zaleceń. Wierzymy, że korzyści z przestrzegania powyższych zaleceń bezwzględnie przewyższają wartość czasu i wysiłku zainwestowanego w ich przestrzeganie

Etap 2 – Sprawdzenie, czy pacjent jest na czczo i odpowiednio przygotowany do zabiegu (1B)

1. Zgodnie z uprzednio opublikowanym zaleceniem, krew na wszystkie badania należy pobierać rano (pomiędzy godziną 7 i 9) od pacjenta na czczo, 12 godzin po ostatnim posiłku. Dopuszcza się picie wody, jednak w ciągu 24 godzin poprzedzających pobranie krwi należy powstrzymać się od spożywania napojów alkoholowych (oraz kawy, napojów energetycznych i herbaty). Rano przed pobraniem krwi pacjent nie powinien również palić papierosów [22], nie należy również żuć gumy. Przed pobraniem krwi nie należy też przyjmować leków, o ile nie jest to niezbędne.
2. Rozumiejąc, że zachowanie postu może sprawiać kłopoty logistyczne, w sytuacjach awaryjnych lub w przypadku wykonywania oznaczeń, które nie wymagają powstrzymania się od spożywania posiłków, dopuszcza się pobranie krwi od pacjenta w ciągu dnia.
3. Przed pobraniem krwi należy upewnić się, że pacjent zachował odpowiednio długi odstęp od ostatniego posiłku. O ile to możliwe, nie należy pobierać krwi

od pacjenta, który nie jest odpowiednio przygotowany (za wyjątkiem sytuacji nagłych). Jeżeli krew pobierana jest od pacjenta po posiłku lub pacjent nie jest odpowiednio przygotowany, należy to odnotować w dokumentacji, ponieważ informacja ta zostanie wzięta pod uwagę podczas interpretacji wyników.

4. Na 24 godziny przed pobraniem krwi pacjent powinien powstrzymać się od intensywnego wysiłku fizycznego (przekraczającego zwyczajowy poziom codziennej aktywności).
5. Godzina pobrania krwi w celu monitorowania terapeutycznego stężenia leków zależy od oznaczanej substancji i celu wykonania badania (dostosowanie dawki leku, monitorowanie odpowiedzi organizmu na lek, działania niepożądane, toksyczność itp.). W przypadku oznaczania terapeutycznego stężenia leku należy przestrzegać zaleceń dotyczących czasu pobrania krwi, określonych przez lekarza zlecającego badanie.
6. Istnieją również inne czynniki, które mogą potencjalnie mieć wpływ na stężenie określonych substancji we krwi, takie jak regularna i/lub niedawna aktywność fizyczna, spożyte potrawy i leki, leki dostępne bez recepty, suplementy diety, preparaty ziołowe, itp. Należy sprawdzić, czy przed pobraniem krwi pacjent przestrzegał niezbędnych zaleceń [23–25]. Jeżeli stwierdzono wystąpienie któregokolwiek z powyższych czynników, a nie ma możliwości przełożenia zabiegu pobrania krwi na późniejszy termin, personel laboratoryjny powinien, w miarę możliwości, udokumentować wszystkie odnośne warunki przedanalizyczne, co ułatwi prawidłową interpretację wyników.
7. Dodatkowe pobranie krwi w ciągu dnia można zalecić w przypadku monitorowania substancji, których stężenie zmienia się w cyklu dobowym. Należy wtedy przestrzegać zaleceń dotyczących czasu pobrania krwi, określonych przez lekarza zlecającego badanie.

Poposiłkowa odpowiedź na produkty spożywcze i napoje zależy od wielu czynników podlegających lub niepodlegających modyfikacji (wiek, płeć, genetyka, grupa krwi itp.). Czynniki podlegające modyfikacji to dieta [26-29], przyjmowane leki, leki bez recepty, suplementy diety i preparaty ziołowe [30], tryb życia, aktywność fizyczna taka jak nurkowanie, maratony, wyczerpujące ćwiczenia oraz inne [31–33], masa ciała, palenie tytoniu, spożywanie alkoholu, itp. W celu ograniczenia zmienności odpowiedzi poposiłkowej wynikającej z różnic osobniczych, w 2014r. EFLM WG-PRE opublikowała zalecenia dotyczące standaryzacji wymagań związanych z zachowaniem postu [22]. Opisane powyżej wymagania są w pełni zgodne z tymi zaleceniami.

Aktywność fizyczna jest bardzo istotnym i podlegającym modyfikacji czynnikiem wywierającym ostry i przewlekły wpływ na metabolizm i skład krwi. Przewlekłe skutki uprawiania sportu można uznać za dostosowanie się organizmu, jednak skutkom ostrym można zapobiegać unikając intensywnego wysiłku fizycznego na 24h przed pobraniem krwi.

Etap 3 – Przygotowanie wyposażenia niezbędnego do pobrania krwi (2C)

Rozdział ten koncentruje się przede wszystkim na pobieraniu krwi w warunkach ambulatoryjnych i tylko w niewielkim stopniu dotyczy pacjentów hospitalizowanych.

1. Krew należy pobierać w czystym i cichym pomieszczeniu zapewniającym prywatność. Można w nim zawiesić zdjęcia relaksujących krajobrazów, aby zwiększyć komfort pacjenta.
2. W pomieszczeniu musi znajdować się fotel i/lub łóżko specjalnie przeznaczone do pobierania krwi, jak również stołek dla osoby pobierającej krew. Podłokietnik powinien mieć możliwość regulacji, co pozwoli zapewnić optymalną pozycję pacjenta. W przypadku braku fotela do pobierania krwi, krzesło, na którym siedzi pacjent musi posiadać podłokietniki, co pozwoli zapobiec upadkowi pacjenta w przypadku zasłabnięcia [8, 9, 34].
3. Pomieszczenie musi posiadać miejsce do odkażenia lub umycia rąk mydłem i/lub odpowiednimi środkami odkażającymi oraz zapas ręczników papierowych, aby zapewnić odpowiednią higienę rąk.
4. Pomieszczenie, w którym pobierana jest krew powinno być oddzielone od rejestracji/poczekalni, aby zapewnić prywatność pacjenta. Prywatność powinna zostać zachowana przez cały czas trwania procedury. Rozumiemy, że warunki ambulatoryjne i szpitalne mogą się różnić w tym zakresie, jednak należy zawsze pamiętać o poszanowaniu prawa pacjenta do prywatności.
5. Należy zapewnić odpowiednią dostępność wyposażenia i niezbędnych wyrobów jednorazowego użytku, spełniających warunki, do których są przeznaczone w procesie pobierania krwi. Dostępne wyposażenie to między innymi:
 - wózek
 - tacki do pobierania krwi
 - rękawiczki
 - bezpieczny system do pobierania krwi (igły i uchwyty lub igły ze zintegrowanymi uchwytami)
 - próbki do pobierania krwi (pełen zestaw probówek o różnych objętościach, o nieprzekroczonej dacie ważności)
 - stazy (preferowane są stazy jednorazowego użytku)
 - środek do odkażenia miejsca wkłucia
 - opatrunki
 - gaziki
 - pojemnik na zużyte przedmioty ostre
 - mieszadło do próbek
 - szczelne torby transportowe.
6. Wszystkie niezbędne materiały do pobrania krwi na określone badania należy przygotować przed rozpoczęciem procedury. Stanowisko pracy należy zaaranżować w taki sposób, aby osoba pobierająca krew mogła mieć w zasięgu wszystkie niezbędne elementy, bez konieczności oddalania się od pacjenta.

7. Wyposażenie należy przechowywać w odpowiednich warunkach, z zachowaniem czystości.
8. W placówce należy wdrożyć system zarządzania zapasami, aby żaden z elementów wyposażenia nie przekroczył daty ważności.
9. Igła, uchwyt i probówka tworzą integralny system do pobierania krwi. W ramach systemu należy używać wyłącznie elementów pochodzących od jednego producenta. Wprawdzie producenci zapewniają o pełnej kompatybilności elementów systemu, jednak nigdy nie należy łączyć zestawów z elementów niepochodzących od jednego producenta, ponieważ połączenie takie nie zostało zwalidowane w zakresie zamierzonego użycia i może narazić bezpieczeństwo pacjenta i pracownika ochrony zdrowia [35]. Jeśli z jakiegokolwiek powodu spełnienie tego wymagania w całości nie jest możliwe i zachodzi konieczność użycia elementów pochodzących od różnych producentów (np. w sytuacji, gdy nie są dostępne probówki specjalistyczne wytwarzane przez firmę dostarczającą dla danej placówki probówki podstawowe), wykonywanie serii wkłuć w celu zapewnienia kompatybilności elementów systemu pobierania krwi jednego producenta nie jest uzasadnione.

Przechowywanie probówek w warunkach niezgodnych z zaleceniami producenta może mieć wpływ na objętość pobranej próbki oraz stabilność żelu i konserwantów. Czynniki środowiskowe, takie jak temperatura, wilgotność, wysokość nad poziomem morza i narażenie na działanie światła mogą mieć istotny wpływ na jakość zestawów do pobierania krwi. Probówki próżniowe po upływie daty ważności tracą swoje optymalne właściwości, co może skutkować pobraniem mniejszej niż wymagana objętości próbki i zaburzeniem prawidłowych proporcji krwi i konserwantów [36, 37]. Ponadto, po upływie daty ważności, może dojść do częściowego rozkładu konserwantu zawartego w probówkach, co ma wpływ na jakość próbki. Probówki po upływie daty ważności należy wyrzucić.

Zalecenia podane w punktach 3.1–3.8 zostały zaszeregowane jako 2C (rekomendacje słabe, materiał naukowy niskiej jakości). Autorzy opracowania nie znaleźli niezbitych dowodów, poza zaleceniami producenta, jednym badaniem w grupie ludzi i jednym badaniem weterynaryjnym na poparcie powyższych rekomendacji [36, 37].

Etap 4 – Oznakowanie/identyfikacja probówek (1C)

1. Probówki należy oznakować lub zidentyfikować (w przypadku probówek z etykietą naklejoną fabrycznie) w obecności pacjenta. W przeciwnym przypadku zachodzi ryzyko nieoznakowania probówki i jej nieprawidłowej identyfikacji. Wyboru pomiędzy oznakowaniem lub identyfikacją próbki przed i po pobraniu krwi dokonuje się indywidualnie w każdej placówce, na podstawie analizy ryzyka związanego z procedurą pobierania krwi.
2. Każda placówka powinna posiadać standardowe procedury w formie pisemnej, do których powinni stosować się wszyscy pracownicy.

3. Podstawowe informacje dotyczące próbki i pacjenta należy zarejestrować w laboratorium w sposób umożliwiający odnalezienie i jednoznaczne przypisanie próbki do pacjenta, pobranej próbki, zlecenia badań, lekarza zlecającego i osoby pobierającej krew. Dane te to między innymi:
 - identyfikacja osoby zlecającej, czyli mającej uprawnienia (zgodnie z przepisami prawa lokalnego) do zlecenia badań krwi
 - imię i nazwisko pacjenta
 - data urodzenia pacjenta
 - adres pacjenta (adres domowy lub nazwa oddziału szpitalnego w przypadku pacjentów hospitalizowanych)
 - unikalny numer identyfikacyjny próbki
 - data i godzina pobrania
 - identyfikator osoby pobierającej próbkę.
4. W celu identyfikacji próbki należy sprawdzić co najmniej dwie (imię i nazwisko pacjenta oraz jego data urodzenia), lub zalecane trzy (dwie powyższe + jedna dodatkowa, np. numer identyfikacyjny próbki) informacje identyfikujące pacjenta. Nie ma konieczności zapisywania na próbce wszystkich informacji podanych powyżej. Jeżeli informacje nie zostaną zapisane na próbce, należy je zapisać na formularzu papierowym lub połączyć z laboratoryjnym systemem informatycznym w sposób zapewniający łatwe odszukanie.

II. POBIERANIE PRÓBKKI

Etap 5 – Założenie rękawiczek ochronnych (1C)

1. W celu zapewnienia ochrony pacjenta i pracownika ochrony zdrowia, do pobierania krwi należy założyć nową parę rękawiczek.
2. Przed założeniem rękawiczek należy umyć ręce, co pozwala ograniczyć ryzyko zakażenia podczas zdejmowania rękawiczek oraz zapewnić pacjenta o przestrzeganiu zasad higieny.

Wprawdzie autorzy opracowania uważają to zalecenie za bardzo istotne, jednak nie znaleziono wysokiej jakości dowodów naukowych na jego uzasadnienie. Niedawny przegląd biblioteki Cochrane wykazał, że rola i poziomy zabezpieczenia, które zapewniają środki ochrony osobistej, nadal nie zostały do końca poznane [38]. Niemniej jednak, biorąc pod uwagę potencjalne ryzyko, do czasu przedstawienia dowodów przeciwnych zalecamy używanie rękawiczek w celu ochrony pacjenta i pracownika ochrony zdrowia. W przypadku zakłucia rękawiczki stanowią barierę ochronną pozwalającą ograniczyć ilość krwi, która przedostanie się przez igłę [39, 40]. Zważywszy na fakt, że znaczna część pracowników bezpośrednio zaangażowanych w proces pobierania krwi, była w swojej karierze zawodowej narażona na zakłucie podczas wykonywania swoich obowiązków, zakładanie rękawiczek wydaje się być uzasadnionym środkiem zapobiegawczym [41, 42]. Oprócz ryzyka zakłucia, pobieranie krwi jest również związane z ryzykiem kontaktu z krwią i kontaminacji podczas trwania procedury. Istnieją dowody potwierdzające ograniczenie ryzyka dzięki użyciu rękawiczek [45, 46]. Wykazano, że mycie rąk jest kluczowym czynnikiem ograniczenia ryzyka zakażenia pracowników ochrony zdrowia oraz wzajemnej kontaminacji patogenami opornymi na środki przeciw drobnoustrojom. Ponadto prawidłowe umycie rąk i założenie rękawiczek chroni pacjenta przed infekcjami [47]. Niestety wykazano również, że rękawiczki nie są w powszechnym użyciu przez pracowników ochrony zdrowia [48].

Wytyczne CLSI GP41-A7 zalecają założenie rękawiczek po założeniu stazy, jednak udowodniono, że stosowanie się do tych wytycznych może przedłużyć czas utrzymywania stazy ponad 1 minutę [49]. Dlatego w celu uniknięcia przedłużonego zastoju krwi zalecamy zakładanie rękawiczek w pierwszej kolejności.

3. Należy dołączyć igłę a) do uchwytu (jeżeli nie jest fabrycznie zintegrowana) lub b) do uchwytu zintegrowanego z probówką (użytkownicy systemów aspiracyjnych).

Etap 6 – Założenie stazy (1C)

Mianem stazy określa się wyrób uciskający (elastyczny), który można wykorzystać w celu redukcji przepływu krwi żyłnej w kończynie (zazwyczaj jest zakładana na ramię) w ograniczonym czasie. Z powodu braku wyrobu pozwalają-

cego uwidocznic żyły staza może spełnić takie zadanie, szczególnie u pacjentów o słabo widocznych żyłach.

1. Zalecamy jednak, aby pobierać krew bez użycia stazy (szczególnie u pacjentów o widocznych żyłach), o ile nie zachodzi taka konieczność. W przypadku użycia stazy osoba pobierająca krew powinna skrócić czas jej zastosowania do poniżej 1 minuty.
2. Stazę należy założyć około 7,5 cm powyżej planowanego miejsca wkłucia, w sposób powstrzymujący przepływ krwi żyłnej, lecz nie tętniczej.
3. Zalecamy używanie staz jednorazowych, w celu ograniczenia ryzyka zakażenia i wzajemnej kontaminacji pomiędzy pacjentem i pracownikiem ochrony zdrowia.

Udowodniono, że stazy wielokrotnego użytku mogą być skolonizowane przez drobnoustroje wielolekooporne, przez co mogą stanowić źródło licznych patogenów dla hospitalizowanych pacjentów [50-52]. Stazy wielokrotnego użytku mogą być zakażone opornymi na metycylinę bakteriami *Staphylococcus aureus* (MRSA), co stanowi istotne ryzyko dla pacjentów i pracowników ochrony zdrowia. Zważywszy na ryzyko związane z użyciem staz wielokrotnego użytku oraz jakość dostępnego materiału naukowego, niniejsza rekomendacja została zaklasyfikowana jako 1A. Niestety stazy jednorazowego użytku nie są rozpowszechnione, szczególnie w krajach rozwijających się i krajach najślabiej rozwiniętych [53]. Zarząd szpitala powinien mieć świadomość ryzyka związanego z używaniem staz wielokrotnego użytku oraz potencjalnymi korzyściami dla pacjentów i pracowników ochrony zdrowia płynącymi z używania staz jednorazowych.

4. W celu ograniczenia ryzyka zastojów krwi żyłnej, szczególnie jeżeli krew jest pobierana do kilku probówek, zamiast stazy można zastosować iluminator naczyniowy (skaner żył), szczególnie u pacjentów z „trudnymi” żyłami. Iluminatory naczyniowe stanowią przydatną alternatywę dla staz, pozwalając uniknąć zastojów przepływu krwi żyłnej, a w następstwie, zmian stężenia licznych parametrów biochemicznych, hematologicznych i koagulologicznych [54–56]. Zastosowanie iluminatorów naczyniowych może stanowić cenne rozwiązanie w przyszłości, jednak przed wydaniem zaleceń na szeroką skalę, niezbędne jest zebranie większej ilości dowodów klinicznych.
5. Należy uprzedzić pacjenta, aby nie zaciskał pięści, ani nie wykonywał dłońmi serii ruchów zaciskających i zwalnających, ponieważ może to spowodować wystąpienie pseudohiperkalemii oraz zaburzenie innych parametrów biochemicznych i hematologicznych [57-62].

Etap 7 – Wybór miejsca wkłucia (1B)

1. Aby wybrać miejsce wkłucia, należy ułożyć ramię pacjenta w pozycji wyprostowanej, skierowane w dół.
2. Jeżeli jest to możliwe, pierwszym wyborem powinny być żyły w dole łokciowym (czyli żyła odpromieniowa, odłokciowa, żyła pośrodkowa łokcia, żyła

pośrodkowa przedramienia) (ryc. 1). Preferowana jest żyła łokciowa, ponieważ jest ona zazwyczaj najbardziej widoczna, nie przesuwana pod skórą i występuje w tym samym miejscu u większości pacjentów.

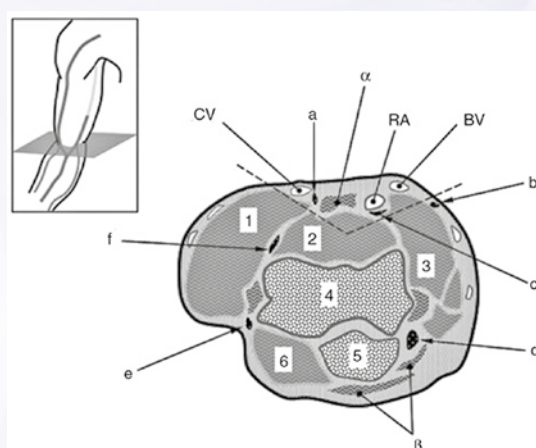
3. Wkłucie można wykonać również do żyły grzbietowej w dłoni, jednak wyłącznie w przypadku, gdy inne żyły nie są dostępne.
4. Nie zaleca się pobierania krwi z żył nadgarstka.
5. Wycucie żyły metodą palpacyjną może pomóc w określeniu odpowiedniego miejsca wkłucia.

Prezentacja graficzna przekroju dołu łokciowego została odzwierciedlona na ryc. 2. Zrozumienie anatomii tego obszaru pomaga ograniczyć ryzyko zranienia pacjenta podczas pobierania krwi.

6. Nie należy pobierać krwi z cewnika wcześniej założonego do żyły obwodowej, żył stwardniałych, połączeń tętniczo-żylnych, miejsc objętych wylewem, stanem zapalnym lub obrzękiem, z ramienia z protezą naczyniową, z kończyny objętej niedowładem lub zaburzeniem drenażu limfatycznego.
7. Należy odpowiednio udokumentować fakt pobrania krwi z alternatywnego miejsca (np. żyła stopy lub dłoni lub jakiegokolwiek miejsce nie podane powyżej).



Ryc. 1. Najczęstsza zmienność naczyń żylnych przedramienia. Przedruk z [63] za zgodą Elsevier GmbH.



Ryc. 2. Anatomia dołu łokciowego. Przekrój na wysokości łokcia.

Naczynia: CV – żyła odpromieniowa, RA – tętnica promieniowa, BV – żyła odłokciowa, ścięgna: α ścięgno mięśnia dwugłowego, β ścięgno mięśnia trójgłowego; nerwy: a nerw skórny boczny przedramienia, b nerw skórny przyśrodkowy przedramienia, c nerw pośrodkowy, d nerw łokciowy, e nerw splotu ramiennego, f nerw promieniowy; mięśnie i kości: 1. Mięsień ramiennie-promieniowy, 2. Mięsień ramienny, 3. Mięsień nawrotny obły, 4. Błoczek (kość ramienna), 5. Wyrostek łokciowy (łokieć), 6. Mięsień łokciowy. Przedruk z [59] za zgodą Croatian Society of Medical Biochemistry and Laboratory Medicine

Zalecenia 7.1–7.7 zaszeregowano w kategorii 1B. Należy je stosować bez wyjątku w każdym warunku i w stosunku do wszystkich pacjentów.

Wybranie najodpowiedniejszej żyły i miejsca wkłucia jest bardzo istotne dla jakości uzyskiwanej próbki, satysfakcji pacjenta, pozwala uniknąć uszkodzenia nerwu, przekłucia tętnicy, umożliwia łatwe, szybkie i skuteczne pobranie krwi [59]. Istnieje wiele dowodów na to, że w przypadku nieznalezienia odpowiedniej żyły do wykonania wkłucia, procedura pobrania krwi może spowodować wiele poważnych urazów [64, 65].

Etap 8 – Dezynfekcja miejsca wkłucia (1B)

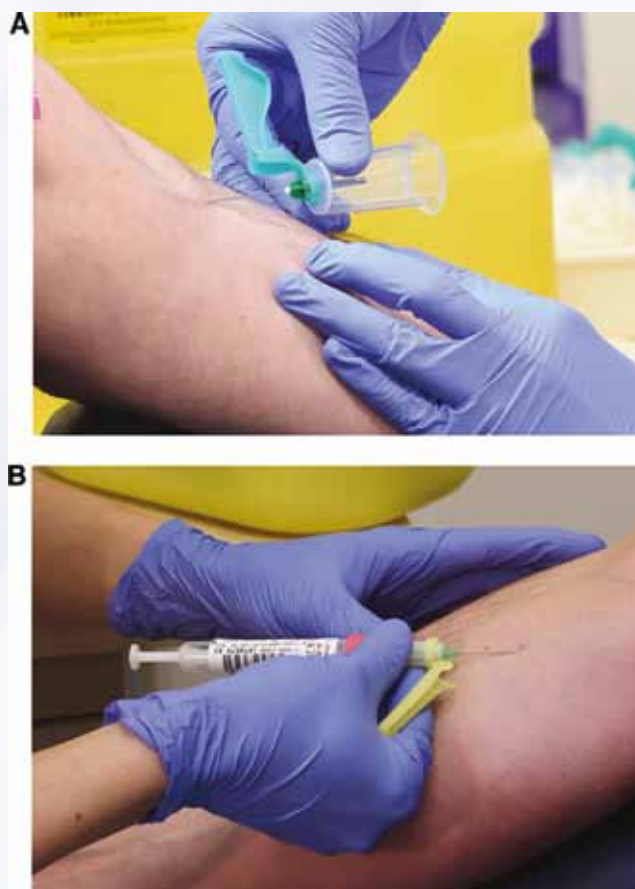
1. Przed pobraniem krwi wybrane miejsce wkłucia należy odkażić alkoholem etylowym 70% lub innym odpowiednim środkiem odkażającym, aby uniknąć kontaminacji patogenami bytującymi na skórze. Skórę należy przetrzeć jednym ruchem i pozostawić do wyschnięcia. Nie wycierać miejsca wkłucia tym samym gazikiem dwukrotnie.
2. W przypadku pobierania krwi na posiew zalecamy, aby przestrzegać zaleceń działu mikrobiologii w placówce i/lub informacji podanych przez producenta środka odkażającego. Zaleca się dwukrotne odkażenie miejsca wkłucia przy użyciu dwóch oddzielnych gazików. Należy odczekać co najmniej 60 sekund do wyschnięcia środka odkażającego [66, 67].
3. Po odkażeniu nie należy dotykać miejsca wkłucia.

Wykazano, że w przypadku nieprawidłowego odkażenia miejsca wkłucia może dojść do zanieczyszczenia krwi przez prawidłową florę bakteryjną skóry [68, 69], dlatego też w przypadku pobierania krwi na posiew odkażenie jest bardzo istotnym elementem procesu.

Alkohol szybko się ulatnia i już w ciągu 10 sekund jego ilość zmniejsza się o połowę [70]. Jeżeli skóra odpowiednio nie wyschnie, u niektórych pacjentów może dojść do podrażnień, jednak nie ma to wpływu na procedurę pobierania krwi ani na jakość próbki. Udowodniono, że obecność alkoholu (jeżeli nie pozostawiono miejsca wkłucia do wyschnięcia) w miejscu wkłucia nie jest przyczyną hemolizy [71]. Ponadto, w idealnych warunkach do pobierania krwi, zastosowanie etanolu przed pobraniem krwi nie powoduje interferencji z oznaczeniem stężenia alkoholu we krwi [72]. Niemniej jednak, w celu uniknięcia fałszywie dodatnich wyników oznaczenia zalecamy, aby w przypadku pozyskiwania krwi do oznaczeń alkoholu dla celów kryminalistycznych, przed pobraniem krwi odczekać, aż alkohol wyschnie. W celu uniknięcia ryzyka kontaminacji można również użyć bezalkoholowego środka dezynfekującego dopuszczonego do użytku w placówce.

Etap 9 – Nakłucie żyły (ryc. 3) (1A)

1. Żyłę należy nakłuć ustawivszy igłę ściętą krawędzią do góry, ponieważ zmniejsza to odczucie bólu i ogranicza ryzyko przekłucia tylnej ściany naczynia żylnego.
2. Należy napiąć skórę pacjenta, aby nie dopuścić do przemieszczania się żyły.
3. Wbić igłę stanowczym ruchem, wzdłużnie, pod kątem około 5–30 stopni w zależności od głębokości żyły, tak aby umieścić igłę w żyłę na głębokość co najmniej 0,5 cm.
4. Stabilnie trzymać uchwyt probówki, opierając dłoń o ramię pacjenta. Upewnić się, że pacjent nie zaciska pięści [8, 9, 73].



Ryc. 3. Igłę należy wbić pod kątem 5 – 30 stopni, w zależności od głębokości żyły

A. Wkłucie – probówki próżniowe

B. Wkłucie – systemy do pobierania krwi techniką aspiracyjną.

5. Jeżeli nie można znaleźć żyły, pomocna może okazać się nieznaczna zmiana położenia igły (delikatne wycofanie i ponowne wsunięcie igły).
6. Zastosowanie igieł ze wskaźnikiem przepływu krwi może być pomocne, szczególnie dla niedoświadczonego personelu, w przypadku pobrań u dzieci lub u osób z „trudnymi” żyłami. Takie igły posiadają wskaźnik, w którym po umieszczeniu igły w żyłę, widoczny jest przepływ krwi. (Ryc. 4).



Ryc. 4. Urządzenie do pobierania krwi ze wskaźnikiem przepływu krwi (po lewej stronie igła motylkowa, po prawej stronie igła z widocznym wskaźnikiem obecności krwi).

Etap 10 – Pobranie krwi do pierwszej próbki (1A)

1. Krew należy pobrać poprzez a) umieszczenie próbki w uchwycie, w którym dochodzi do przekłucia zatyczki i pobrania krwi (technika próżniowa) lub b) powolne wycofanie tłoka (technika aspiracyjna). Należy przestrzegać zalecanej przez EFLM kolejności napełniania próbek [74]. Techniki pobierania krwi mogą się różnić w zależności od producenta, dlatego należy zawsze przestrzegać zaleceń producenta oraz zaleceń podanych w niniejszym opracowaniu.

Zalecana kolejność napełniania próbek:

1. próbka na posiew
 2. próbka z cytrynianem
 3. Probówka bez dodatków lub z aktywatorem skrzepu
 4. Probówka z heparyną
 5. Probówka z EDTA
 6. Probówka z inhibitorem glikolizy
 7. Inne
2. Jeżeli próbka koagulologiczna jest pierwszą lub jedyną napełnianą probówką:
 - a do pobrania krwi używa się prostej igły, nie jest potrzebna próbka do odrzucenia [75. 76]
 - a do pobrania krwi używa się zestawu motylkowego, należy pobrać krew do próbki odrzuceniowej, aby nie dopuścić do niewystarczającego wypełnienia próbki, co mogłoby prowadzić do odchylenia wyników [8].
 3. Należy upewnić się, że wszystkie próbki zostały w pełni napełnione (czyli do znacznika umieszczonego na próbce). Niedopełnianie próbek (poniżej 90% ich nominalnej objętości) jest stanowczo niezalecane.

Wprawdzie niektórzy specjaliści uważają, że błędna kolejność napełniania próbek w przypadku używania systemów zamkniętych nie prowadzi do kontaminacji [77, 78], jednak udowodniono, że do kontaminacji dochodzi częściej niż można oczekiwać i jest ona trudna do rozpoznania [79–82]. Przyczyną jest prawdopodobnie fakt, że procedura nie zawsze wykonywana jest w idealnych warunkach. W warunkach klinicznych, takich jak na przykład Szpitalny Oddział Ratunkowy, krew często nie jest pobierana w warunkach

optymalnych i tylko niewielki odsetek pobrań wykonywany jest przy zastosowaniu standardowych systemów zamkniętych [83]. Biorąc pod uwagę powyższe argumenty oraz fakt, że nie stwierdzono oczywistych wad napełniania probówek w określonej kolejności, zalecamy przestrzeganie tej kolejności podczas każdego pobierania krwi, bez wyjątku.

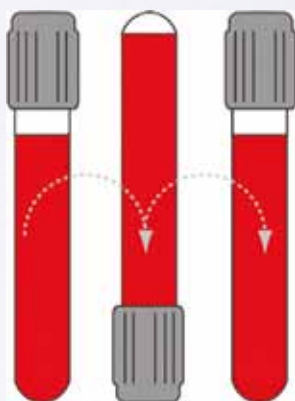
Etap 11 – Zwolnienie stazy (1A)

1. Stazę należy zwolnić bezpośrednio po rozpoczęciu napełniania pierwszej probówki.
2. Jeżeli pobranie krwi okaże się niemożliwe, należy zwolnić stazę i wykonać wkłucie w innym miejscu.

Staza powoduje czasową okluzję żył i zastój krwi. Zbyt długi czas utrzymania stazy (powyżej 1 minuty) powoduje istotne zmiany w składzie krwi, z uwagi na przechodzenie wody i małych cząsteczek, takich jak jony, z łożyska naczyniowego do przestrzeni pozanaczyniowej. Duże cząsteczki, takie jak lipoproteiny, białka oraz substancje związane z białkami, komórki i czynniki krzepnięcia pozostają w naczyniu, dlatego też stopniowo wzrasta ich stężenie. Przed upływem 1 minuty od założenia stazy większość z tych zmian nie ma istotnego znaczenia, jednak później mogą się stać istotne kliniczne [84-86]

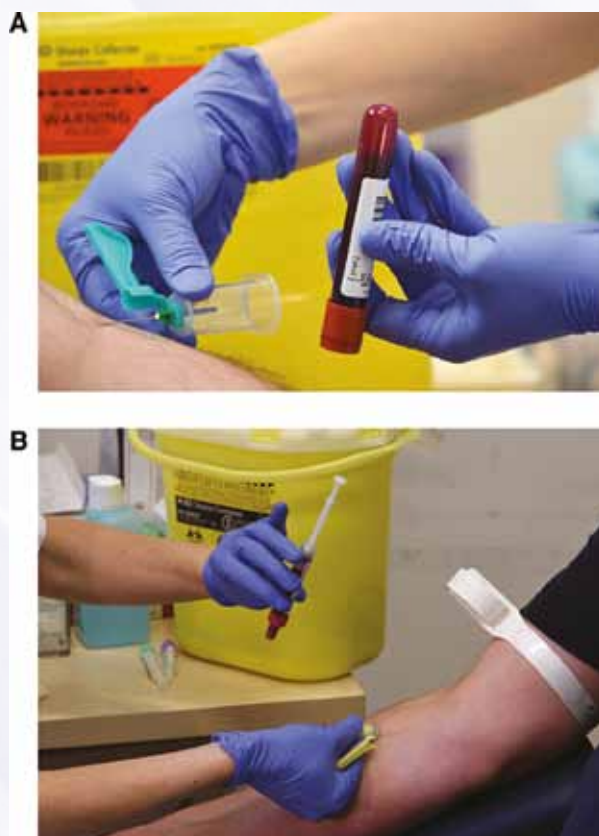
Etap 12 – Delikatne jednokrotne odwrócenie probówki do góry dnem bezpośrednio po pobraniu krwi (1B)

1. Bezpośrednio po pobraniu krwi należy jednokrotnie odwrócić każdą probówkę do góry dnem. Opóźnienie tej czynności może mieć niekorzystny wpływ na jakość próbki.
2. Każdą próbkę należy delikatnie jednokrotnie odwrócić do góry dnem przed napełnieniem kolejnej probówki. Jedno odwrócenie do góry dnem oznacza obrócenie próbki o 180° do pozycji pionowej, a następnie powrót do pierwotnego położenia (ryc. 5).



Ryc. 5. Jeden cykl mieszania. Jedno odwrócenie do góry dnem oznacza obrócenie próbki o 180° do pozycji pionowej, a następnie powrót do pierwotnego położenia. Przedruk z [25] za zgodą Croatian Society of Medical Biochemistry and Laboratory Medicine.

3. Przez cały czas trwania procedury igłę i uchwyt należy trzymać ręką dominującą. Uchwyt należy trzymać tą samą ręką przy napełnianiu wszystkich kolejnych probówek (ryc. 6).
4. Należy unikać energicznego mieszania próbek (np. potrząśnięcia probówką), ponieważ może to powodować uszkodzenie krwinek, hemolizę, aktywację płytek lub powstanie skrzepu [87].
5. Zaleca się stosowanie automatycznych mieszadeł, ponieważ umożliwia to natychmiastowe wymieszanie próbki bez udziału osoby pobierającej krew.



Ryc. 6. Bezpośrednio po pobraniu krwi należy jednokrotnie odwrócić każdą probówkę do góry dnem. Igłę i uchwyt należy trzymać ręką dominującą przez cały czas trwania procesu. Uchwyt należy trzymać tą samą ręką przy napełnianiu wszystkich kolejnych probówek. (A) mieszanie próbki przez użytkownika probówek próżniowych, (B) mieszanie próbki przez użytkownika systemu do pobierania krwi metodą aspiracyjną

Prawidłowe wymieszanie materiału po pobraniu jest istotnym elementem procesu, ponieważ zapewnia odpowiednie wymieszanie konserwantu zawartego w probówce (antykoagulant, aktywator skrzepu, itp.) oraz pozwala zachować jednorodność, integralność i jakość próbki. Producenci podają określone zalecenia dotyczące liczby odwróceń każdej z probówek, np. odwrócenie co najmniej pięć- lub dziesięciokrotne, w zależności o rodzaju probówki [8, 88, 89].

Od kilku lat trwają dyskusje dotyczące wpływu mieszania na jakość próbki. Niektóre badania nie wykazały przesunięcia w wynikach większości oznaczeń w przypadku braku wymieszania materiału w probówce pierwotnej.

Może to być spowodowane faktem, że cyrkulacja krwi wywołane przez standardowe ciśnienie w probówce pierwotnej podczas procesu pobierania wystarczy, aby zapewnić rozpuszczenie, wymieszanie i stabilizację konserwantów we krwi [93 – 95]. Jednak w warunkach granicznych brak wymieszania może prowadzić do pogorszenia jakości próbki, wystąpienia hemolizy lub powstania skrzepu. Z uwagi na powyższe, zalecamy mieszanie próbek w każdych okolicznościach.

W przypadku, gdy niezbędne jest pobranie krwi do kilku probówek, praktycznie niemożliwe jest wymieszanie probówki pierwotnej i jednoczesne umieszczenie kolejnej probówki w uchwycie, jeżeli osoba pobierająca krew trzyma uchwyt w jednej ręce, a drugą ręką miesza materiał w probówce. Jeżeli osoba pobierająca krew miesza materiał w probówce (na przykład przez dziesięciokrotne odwrócenie), średni czas niezbędny do wymieszania próbki i umieszczenia kolejnej probówki w uchwycie wynosi nie mniej niż 15 sekund (na podstawie danych niepublikowanych). W przypadku konieczności napełnienia kilku probówek, całkowity czas utrzymywania igły w żyłę pacjenta znacznie się przedłuża. Aby uniknąć takiej sytuacji i ograniczyć dyskomfort pacjenta, zalecamy odwrócenie każdej z probówek do góry dnem tylko jeden raz, a następnie ich czterokrotne odwrócenie dopiero po napełnieniu wszystkich niezbędnych probówek oraz wyjęciu igły z żyły (patrz Etap 18). Nie ma to istotnego wpływu na pogorszenie jakości próbek.

Etap 13 – Pobranie krwi do następnych probówek w odpowiedniej kolejności (1B)

1. Należy napełnić wszystkie kolejne probówki i jednokrotnie odwrócić każdą z nich, zgodnie z wyjaśnieniem podanym w etapie 12.
2. Należy napełniać probówki w zalecanej kolejności (patrz Etap 10).

Etap 14 – Wycofanie igły z żyły i aktywacja mechanizmu zabezpieczającego (1A)

Po wyjęciu ostatniej probówki należy umieścić gazik na miejscu wkłucia, bez dociskania go. Delikatnie wysunąć igłę, aby nie spowodować urazu i ucisnąć miejsce wkłucia gazikiem, aby nie dopuścić do wypływu krwi.

Na rynku dostępne są bezpieczne systemy do pobierania krwi, które różnią się sposobem aktywacji (np. kiedy igła nadal znajduje się w żyłę lub po wysunięciu igły z żyły). Zgodnie z dyrektywą 2010/32 UE zalecamy, aby stosować wyłącznie bezpieczne systemy do pobierania krwi, które pozwalają uniknąć narażenia pracownika ochrony zdrowia oraz pacjenta na kontakt ze skażoną igłą [96]. W tym zakresie należy przestrzegać zaleceń producenta określonego systemu.

Etap 15 – Wyrzucanie igieł (1A)

1. Bezpośrednio po aktywowaniu mechanizmu zabezpieczającego, zużyty system do pobierania krwi należy wyrzucić do odpornego na przekłucie pojemnika na odpady ostre.
2. Pojemnik na odpady ostre powinien znajdować się w zasięgu ręki pracownika. Nie zezwala się na przechodzenie od stanowiska pobierania krwi do pojemnika.

Etap 16 – Opatrzanie miejsca wkłucia (1C)

1. Należy sprawdzić, czy krwawienie ustało. Następnie opatrzyć miejsce wkłucia poprzez naklejenie plastra lub opatrunku w formie suchego gazika i ściślego naklejenia na nim plastra opatrunkowego.

Etap 17 – Poinformowanie pacjenta o konieczności delikatnego uciskania przez 5–10 minut i unikania zginania ramienia (1C)

1. Należy zawsze pouczyć pacjenta o konieczności delikatnego uciśnięcia miejsca wkłucia i unikaniu zginania ramienia, aby zminimalizować ryzyko powstania krwiaka lub przedłużonego krwawienia.
2. W zatamowaniu krwawienia z miejsca wkłucia może pomóc uniesienie ręki w górę.

Należy delikatnie uciskać miejsce wkłucia do czasu zatamowania krwawienia, co trwa zazwyczaj nie dłużej niż 2 minuty w przypadku standardowego pobrania krwi i do 10 minut u pacjentów przyjmujących leki przeciwkrzepliwne. Jeżeli nakłuto żyłę łokciową, ramię pacjenta powinno pozostać w pozycji wyprostowanej. Wprawdzie w badaniu przeprowadzonym w Danii stwierdzono brak zależności pomiędzy pozycją ramienia i ryzykiem zasinienia [97], jednak w większości badań udowodniono, że ryzyko wystąpienia oraz rozległość zasinienia może wzrosnąć, jeżeli miejsce wkłucia nie było uciskane do czasu ustania krwawienia [100].

Etap 18 – Ponowne, co najmniej czterokrotne odwrócenie wszystkich próbek do góry dnem (1B)

1. Po wysunięciu igły z żyły i aktywacji mechanizmu zabezpieczającego, należy odwrócić wszystkie próbki do góry dnem co najmniej czterokrotnie, tak aby łącznie wykonać 5 odwróceń – pierwszy raz bezpośrednio po napełnieniu próbki i następnie cztery kolejne razy po napełnieniu wszystkich próbek (po wysunięciu igły z żyły). Idealnym byłoby odwrócenie próbek tyle razy, ile rekomenduje ich producent. Dalsze informacje dotyczące prawidłowego mieszania próbek zostały opisane w etapie 12.
2. W przypadku pobierania krwi tylko do jednej próbki, proces odwracania należy wykonać pięciokrotnie bezpośrednio po napełnieniu próbki.

3. Po wymieszaniu wszystkie probówki należy pozostawić w pozycji pionowej do czasu dalszego opracowania próbek.

Etap 19 – Zdjęcie rękawiczek (1A)

1. Zużyte rękawiczki mogą być skażone płynami ustrojowymi i/lub drobnoustrojami, dlatego zalecamy ich zmianę po każdym pobraniu krwi.
2. Zalecamy zastosowanie następującej procedury: zdjąć jedną rękawiczkę i przewrócić ją na lewą stronę (ryc. 7 z lewej), następnie owinąć ją rękawiczką zdejmowaną z drugiej ręki (ryc. 7 z prawej)
3. Wyrzucić rękawiczki i umyć ręce [101].



Ryc. 7. Zdejmowanie rękawiczek: zdjąć jedną rękawiczkę i przewrócić ją na lewą stronę (zdjęcie z lewej), następnie owinąć ją rękawiczką zdejmowaną z drugiej ręki (zdjęcie prawej)

III. PROCEDURY PO POBRANIU KRWI

Etap 20 – Zalecenie pacjentowi odpoczynku przez 5 minut i przed opuszczeniem pomieszczenia upewnienie się, że krwawienie ustało (1B)

1. Należy zalecić pacjentowi pięciominutowy odpoczynek lub odczekanie do czasu ustania krwawienia (jeżeli nie nastąpi to w ciągu 5 minut), przed opuszczeniem placówki.
2. Należy zachować empatyczną postawę i przed opuszczeniem gabinetu zabiegowego zapytać pacjenta o samopoczucie. Pomoże to ocenić ryzyko wystąpienia zawrotów głowy lub nawet omdlenia.
3. Należy podziękować pacjentowi i zapewnić, że otrzyma wyniki badań tak szybko, jak będzie to możliwe. W przypadku pytania o dokładny termin otrzymania wyników, należy poinformować pacjenta (jeżeli termin jest znany) lub wskazać, gdzie może uzyskać takie informacje (patrz Procedury przed pobraniem krwi, punkt 4).

Pragniemy zwrócić uwagę właśnie na czas bezpośrednio po pobraniu krwi, podczas którego może dojść do zawrotów głowy lub nawet omdlenia wazowagalnego. Niektórzy pacjenci odczuwają strach przed igłami lub dyskomfort na widok krwi. U takich pacjentów, szczególnie w młodym wieku, w pewnych warunkach może nawet dojść do omdlenia w trakcie lub w bezpośrednim następstwie pobierania krwi [102, 103]. Może to być spowodowane niepokojem lub gwałtownym odczuciem ulgi po zakończeniu stresującej procedury [104]. Dlatego też należy zalecić pacjentowi co najmniej pięciominutowy odpoczynek (lub dłuższy, do czasu ustania krwawienia) w gabinecie zabiegowym lub w poczekalni, aby sprawdzić jego samopoczucie oraz upewnić się, że nie doszło do ostrych powikłań. Sugerujemy, aby w tym czasie osoba upoważniona monitorowała stan pacjenta, lub aby pacjent odpoczywał bez nadzoru i w razie potrzeby poprosił o pomoc. Wprawdzie większość pacjentów po pobraniu krwi nie odczuwa niepokoju ani zawrotów głowy, jednak autorzy opracowania uważają, że korzyści płynące z wykonania powyżej opisanej czynności przekraczają ewentualne niedogodności z nią związane.

Jak już wyjaśniono (w rozdziale Komunikacja z pacjentem), wykazanie empatii i stanowczości jest bardzo istotnym elementem satysfakcjonującej komunikacji z pacjentem. Ocena natężenia uczucia strachu przed pobraniem krwi może pomóc zidentyfikować pacjenta o podwyższonym ryzyku omdlenia podczas lub po wykonaniu procedury [15, 105]. Zapewnienie komfortu i odwrócenie uwagi od wykonywanych czynności może poprawić odpowiedź pacjenta na stres związany z pobieraniem krwi i zmniejszyć ryzyko omdlenia.

IV. WDROŻENIE ZALECEŃ

Możliwe bariery i wyzwania

Skuteczne wdrożenie zaleceń zależy od pokonania ewentualnych barier i sprostanienia wyzwaniom. W celu opracowania odpowiedniego, łatwego do wdrożenia planu, należy najpierw określić wszelkie możliwe problemy i sposoby ich rozwiązania (Tabela 3).

Potencjalne trudności na poziomie pracowników, mogące utrudnić skuteczne wdrożenie zaleceń to niechęć pracowników do zmian, bariera językowa oraz brak wiedzy, świadomości i zrozumienia. Ponadto, nawet w przypadku pozytywnego nastawienia do zmian, samo ich wdrożenie może być utrudnione w przypadku braku osoby odpowiedzialnej za zarządzanie tym procesem lub inne, ważniejsze zadania, które osoba odpowiedzialna ma do wykonania.

Trudności na poziomie szpitala mogą mieć charakter finansowy lub być związane z brakiem pracowników, którzy mogliby podjąć się zarządzania zmianą. Proces będzie trudny do wdrożenia, jeżeli zarząd szpitala nie przywiązuje do niego wagi.

Istnieją również bariery na poziomie krajowym. Podobnie jak w przypadku poszczególnych placówek, może to być brak świadomości i zrozumienia konieczności wdrożenia zaleceń oraz brak podmiotu mogącego wziąć odpowiedzialność za zarządzanie zmianą. W niektórych krajach istnieje kilka stowarzyszeń branżowych, których członkowie są zaangażowani w proces pobierania krwi. Brak chęci współpracy pomiędzy tymi stowarzyszeniami może być przeszkodą na drodze do wdrożenia zaleceń.

Tabela 3. Trudności, które można napotkać na drodze do skutecznego wdrożenia wytycznych i zaleceń

Trudności	Rozwiązania
1. Na poziomie pracownika a) niechęć pracowników do zmian b) bariera językowa c) brak wiedzy, świadomości i zrozumienia konieczności wdrożenia zaleceń	a) zarządzanie zmianą (wspólna wizja i praca zespołowa) b) przetłumaczenie dokumentu na język lokalny c) edukowanie pracowników
2. Na poziomie szpitala a) przyczyny finansowe b) brak pracowników, którzy mogliby podjąć się zarządzania zmianą c) niski priorytet dla zarządu szpitala	a) wykazanie zarządowi kosztów związanych z niską jakością b) wytypowanie „ambasadora” na terenie szpitala i stworzenie zespołu c) przedstawienie zarządowi szpitala korzyści płynących z wdrożenia (oszczędności, bezpieczeństwo pacjenta, prestiż szpitala, itp.)

<p>3. Na poziomie krajowym</p> <p>a) brak świadomości i zrozumienia konieczności wdrożenia zaleceń</p> <p>b) brak podmiotu mogącego wziąć odpowiedzialność za zarządzanie zmianą</p> <p>c) istnienie kilku stowarzyszeń branżowych, których członkowie są zaangażowani w proces pobierania krwi</p> <p>d) poparcie wyłącznie dla zaleceń wydanych przez krajowy organ kontrolny</p> <p>e) brak zgodności pomiędzy zaleceniami a obowiązującymi przepisami w danym kraju</p> <p>f) trudności we wdrożeniu zaleceń, które nie zostały oficjalnie zatwierdzone lub uwzględnione w dokumentach regulacyjnych uznanych na arenie międzynarodowej (jak CLSI, ISO, itp.)</p>	<p>a) wytypowanie „ambasadora” na poziomie krajowym</p> <p>b) ustanowienie krajowej grupy roboczej dla fazy przedanalizycznej</p> <p>c) współpraca multidyscyplinarna wszystkich instytucji zainteresowanych</p> <p>d) współpraca z krajowymi organami kontrolnymi</p> <p>e) dostosowanie zaleceń do przepisów lokalnych</p> <p>f) kontakt EFLM z międzynarodowymi organami kontrolnymi</p>
---	---

W niektórych krajach trudności we wdrożeniu rekomendacji mogą być związane z brakiem oficjalnych zaleceń czy uwzględnienia ich w innych międzynarodowych regulacjach (np. CLSI, ISO itp.).

Biorąc pod uwagę opisane trudności w związku ze znalezieniem odpowiednich kanałów komunikacji lub kontaktem z krajowymi organami kontrolnymi, członkowie EFLM i COLABIOCLI mogą napotkać na trudności związane z zaakceptowaniem i wdrożeniem zaleceń. Proponujemy więc ramy skutecznego wdrożenia zaleceń z nadzieją, że okażą się przydatne w procesie implementacji.

Tabela 4. Ramy skutecznego wdrożenia zaleceń EFLM-COLABIOCLI w zakresie pobierania krwi żyłnej

Edukacja pracowników	<ul style="list-style-type: none"> – Dostępna w czasie trwania formalnej edukacji – Dostępna dla wszystkich nowych pracowników – Dostępna okresowo (co najmniej co 3 lata) – Preferowany tryb e-learning – Ustanowienie systemu szkolenia trenerów wewnętrznych – Test wiedzy wykonywany przed i po szkoleniu
Szkolenia praktyczne dla pracowników	<ul style="list-style-type: none"> – Dostępne w czasie trwania formalnej edukacji – Dostępne dla wszystkich nowych pracowników – Dostępne okresowo (co najmniej co 3 lata) – Najlepiej, aby było prowadzone w laboratorium świadczącym usługi ambulatoryjne – Trwające co najmniej 1 tydzień (co najmniej 100 pobrań krwi)
Certyfikacja pracowników zaangażowanych w proces pobierania krwi	<ul style="list-style-type: none"> – Dotyczy pracowników zaangażowanych w proces pobierania krwi – Nadawana nowym pracownikom po pozytywnym ukończeniu: <ul style="list-style-type: none"> a) wstępnego programu edukacyjno-szkoleniowego b) testu wiedzy i wyniku obserwacji – Okresowe odnawianie certyfikacji
Audyty procedury pobierania krwi	<ul style="list-style-type: none"> – Ustanowienie okresowego systemu audytu – Powtórzenie szkolenia w ramach działań naprawczych – Obserwacja prowadzona w oparciu o listę kontrolną – Audit obejmuje co najmniej 20 pobrań krwi, wykonanych przez co najmniej trzech różnych pracowników – Wskaźniki jakości stosowane w monitorowaniu jakości próbki – Wskaźniki jakości stosowane w celu wdrożenia działań naprawczych
Zespół szpitalny odpowiedzialny za wdrożenie	<ul style="list-style-type: none"> – „Ambasador” na terenie szpitala – Zespół głównych interesariuszy szpitala

Stowarzyszenia krajowe	<ul style="list-style-type: none"> – „Ambasador” na poziomie krajowym – Grupa robocza w zakresie fazy przedanalizacyjnej w stowarzyszeniach krajowych – Tłumaczenie zaleceń na język lokalny – Wytypowanie głównych interesariuszy – Wdrożenie na drodze współpracy z głównymi interesariuszami – Organy regulacyjne i rządowe wspierają działania wdrożeniowe – Wszystkie przepisy krajowe mają charakter nadrzędny nad zaleceniami, stworzenie mechanizmu uzgadniania zmian – Pomoc ze strony wydawców krajowych czasopism branżowych poprzez zwiększanie świadomości
------------------------	---

Ramy skutecznego wdrożenia zaleceń

Elementy niezbędne dla skutecznego wdrożenia zaleceń podano w tabeli 4. Poniżej opisano każdy z nich oraz podano jego istotność.

Niechęć do zmian można niwelować na wiele sposobów [106]. Większość pracowników medycznych przykłada ogromną wagę do bezpieczeństwa i dobrostanu pacjentów, dlatego autorzy opracowania uważają, że niechęć do przyswojenia i wdrożenia nowej procedury spowodowana jest brakiem zrozumienia zagrożenia dla pacjentów oraz ich samych, będącego następstwem nieprzestrzegania zalecanej procedury. Informując pracowników o potencjalnym ryzyku dla pacjentów, spowodowanym złą jakością procedury pobierania krwi, zwiększa się świadomość konieczności stosowania się do zaleceń [107 – 109]. Edukacja zwiększa poziom pewności i poprawia jakość procedur [110], jednak jej efekt jest zazwyczaj krótkotrwały i dlatego musi ona być procesem ciągłym [111].

Studenci nauk biomedycznych (medycyna, farmacja, weterynaria) wykazują się niskim poziomem wiedzy i zrozumienia określonych podstawowych zagadnień związanych z fazą przedanalizacyjną [1, 112]. Szkolenia w zakresie pobierania krwi powinny być elementem formalnej edukacji wszystkich pracowników medycznych, co pozwoliłoby im uzyskać kwalifikacje teoretyczne i praktyczne. W krajach europejskich w proces pobierania krwi zaangażowane są osoby pełniące różne funkcje – lista zawodów, dla których należy wdrażać programy edukacyjne może się różnić w zależności od kraju [113].

Edukacja w zakresie pobierania krwi powinna być dostępna dla wszystkich nowych pracowników, którzy w ramach swoich obowiązków będą pobierać krew. Oprócz edukacji, która ma charakter teoretyczny, nowi pracownicy powinni otrzymać szkolenie praktyczne w zakresie procedury pobierania krwi. Szkolenie praktyczne powinno być dostępne najlepiej w laboratorium dla pacjentów ambulatoryjnych i powinno trwać przez 1 tydzień. Podczas szkolenia pracownik powinien wykonać co najmniej 100 pobrań krwi, pod nadzorem osoby odpowiedzialnej. Należy również przeprowadzić obserwację podczas pierwszych i ostatnich 5 pobrań, aby ocenić poziom zgodności z zalecaną procedurą i określić ewentualne odstępstwa od niej.

Podana liczba pobrań i czas trwania szkolenia praktycznego stanowią minimalne zalecenia, które są wspólną opinią autorów niniejszego opracowania, wypracowaną w oparciu o wiedzę fachową i doświadczenie. Minimalna liczba pobrań krwi może zależeć od placówki, poziomu umiejętności i doświadczenia

osoby szkolonej, złożoności docelowej kategorii pacjentów, itp. Obowiązkiem edukatorów i trenerów jest zapewnienie minimalnego odpowiedniego doświadczenia i wiedzy w zakresie pobierania krwi.

Zalecamy, aby każda placówka ustanowiła własny system certyfikacji pracowników pobierających krew. Nowy pracownik może uzyskać certyfikację wyłącznie po satysfakcjonującym ukończeniu wstępnego programu edukacyjno-szkoleniowego. Zaleca się, aby warunkiem certyfikacji było sprawdzenie wiedzy oraz obserwacja pracownika – aby uzyskać certyfikat należy zdać test wiedzy i uzyskać co najmniej 80% prawidłowych odpowiedzi, jednak o minimalnym standardzie decyduje placówka samodzielnie.

Zalecamy również stworzenie systemu audytu, ponownych szkoleń i odnawiania certyfikacji, obejmującego wszystkich pracowników. Audyt powinien przyjąć formę obserwacji w oparciu o wystandaryzowaną listę kontrolną (tabela 5). Obserwację należy prowadzić w każdym dziale klinicznym okresowo, nie rzadziej niż co rok. Podczas każdego audytu należy ocenić co najmniej 20 pobrań wykonanych przez co najmniej trzech różnych pracowników (minimum trzy pobrania wykonane przez każdego z obserwowanych pracowników). Ponownie, o minimalnym standardzie decyduje placówka samodzielnie.

Edukacja okresowa (teoretyczna i praktyczna) powinna być dostępna dla każdego pracownika nie rzadziej niż co trzy lata. W miarę możliwości może ona mieć postać e-learningu. Proces edukacyjno-szkoleniowy może wymagać wiele czasu, dlatego przy ograniczonych zasobach zalecamy wprowadzenie systemu szkolenia trenerów („Train the trainer”), co oznacza, że każdy oddział posiada pracownika medycznego (pielęgniarka oddziałowa), odpowiedzialnego za edukację, szkolenie i obserwację pracowników.

Zalecamy wprowadzenie testów wiedzy, pozwalających ocenić poziom wiedzy i zrozumienia oraz podniesienie świadomości pracowników przed rozpoczęciem procesu szkoleń. Test wiedzy należy również wykorzystać w celu oceny poziomu wiedzy i świadomości pracowników po zakończeniu szkolenia. Test wiedzy powinien poddawać ocenie zrozumienie podanych poniżej zagadnień:

- najczęściej popełniane błędy fazy przedanalizycznej
- wpływ błędów fazy przedanalizycznej na jakość próbek i wyniki pacjentów
- prawidłowy sposób przygotowania pacjenta do pobrania krwi
- jak definiuje się pobranie na czczo i dlaczego jest to ważne
- prawidłowy proces identyfikacji pacjenta i oznakowania probówek
- typy probówek, konserwanty
- kolejność napełniania probówek
- sposób użycia stazy
- odpowiednia procedura mieszania
- dlaczego istotne jest zachowanie odpowiednich proporcji pomiędzy krwią i konserwantem
- przyczyny i skutki hemolizy
- przyczyny i skutki powstawania skrzepu
- bezpieczeństwo pacjenta i pracownika ochrony zdrowia.

Wskaźniki jakości są skutecznym narzędziem uzyskania informacji o ryzyku wystąpienia błędów, częstotliwości ich występowania i ich rozkładzie w czasie całego procesu oznaczeń [114]. Zalecamy wykorzystywanie wskaźników jakości w celu monitorowania jakości próbek wpływających do laboratorium [115 – 117]. Laboratoria powinny monitorować częstotliwość występowania przypadków niewystarczającego napełnienia probówek, próbek ze skrzepem lub hemolizą, błędów identyfikacji itp., ponieważ umożliwia to wykrycie „punktów szczytowych” i określenie problemów w procedurze pobierania krwi. Wybór stosowanych wskaźników jakości zależy od wymagań lokalnych oraz określonych problemów występujących w każdej z placówek, a ich zadaniem jest podjęcie działań naprawczych w zakresie tych problemów.

W celu pokonania bariery językowej należy przetłumaczyć zalecenia na język lokalny i przekazać je wszystkim pracownikom biorącym udział w procesie pobierania krwi. Zachęcamy stowarzyszenia krajowe do udzielenia pomocy w wykonaniu tłumaczenia.

Pokonanie trudności na terenie szpitala jest możliwe poprzez przedstawienie korzyści płynących z wdrożenia zaleceń, takich jak koszt złej jakości próbki, potencjalne oszczędności, ograniczenie ryzyka dla pacjenta lub poprawa bezpieczeństwa i satysfakcji pacjenta [118, 119]. Udowodniono również, że przestrzeganie zalecanej procedury pobierania krwi ogranicza ryzyko dla pacjenta oraz odsetek próbek nienadających się do wykonania oznaczeń [120], na co należy zwrócić uwagę zarządu szpitala. Ponadto kierownictwo szpitala powinno być zainteresowane każdym działaniem, które potencjalnie może podnieść prestiż szpitala wśród podobnych placówek.

Tabela 5. Formularz kontroli procesu pobierania krwi EFLM-COLABIOCLI

Nazwisko audytora						
Oddział/dział						
Data pobrania						
Nazwisko/identyfikator osoby pobierającej						
Numer pobrania	Pobranie 1		Pobranie 2		Pobranie 3	
1. Czy osoba pobierająca prawidłowo zidentyfikowała pacjenta	Tak	Nie	Tak	Nie	Tak	Nie
2. Czy osoba pobierająca sprawdziła, czy pacjent jest na czczo i czy został odpowiednio przygotowany do pobrania krwi	Tak	Nie	Tak	Nie	Tak	Nie
3. Czy osoba pobierająca przygotowała przybory niezbędne do pobrania krwi	Tak	Nie	Tak	Nie	Tak	Nie
4. Czy próbki zostały oznakowane w obecności pacjenta	Tak	Nie	Tak	Nie	Tak	Nie
5. Czy osoba pobierająca założyła nowe, nieużywane rękawiczki	Tak	Nie	Tak	Nie	Tak	Nie
6. Czy stażę założono w odległości czterech palców (7,5 – 10 cm) ponad miejscem wkłucia	Tak	Nie	Tak	Nie	Tak	Nie
7. Czy wybrano odpowiednie miejsce wkłucia zgodnie z zalecaną praktyką	Tak	Nie	Tak	Nie	Tak	Nie

8. Czy miejsce wkłucia zostało odpowiednio odkażone. Czy było dotykane pod odkażeniem	Tak	Nie	Tak	Nie	Tak	Nie
9. Czy osoba pobierająca zwołniała stażę w momencie rozpoczęcia wypływu krwi	Tak	Nie	Tak	Nie	Tak	Nie
10. Czy pierwszą próbkę (oraz wszystkie kolejne) zmieszano poprzez odwrócenie probówki do góry dnem bezpośrednio po pobraniu	Tak	Nie	Tak	Nie	Tak	Nie
11. Czy mechanizm zabezpieczający system do pobierania krwi został natychmiast aktywowany	Tak	Nie	Tak	Nie	Tak	Nie
12. Czy igła/system do pobierania krwi został niezwłocznie wyrzucony w bezpieczny sposób	Tak	Nie	Tak	Nie	Tak	Nie
13. Czy osoba pobierająca krew umieściła gazik na miejscu wkłucia	Tak	Nie	Tak	Nie	Tak	Nie
14. Czy pacjent został poinformowany o konieczności uciskania miejsca wkłucia do czasu zatamowania krwawienia oraz trzymania ramienia w pozycji wyprostowanej	Tak	Nie	Tak	Nie	Tak	Nie
15. Czy wszystkie próbki wymieszano poprzez dodatkowe czterokrotne odwrócenie probówki do góry dnem	Tak	Nie	Tak	Nie	Tak	Nie
16. Czy osoba pobierająca krew zdjęła rękawiczki po zakończeniu procesu	Tak	Nie	Tak	Nie	Tak	Nie
17. Czy pacjentowi zalecono odpoczynek przez 5 minut przed opuszczeniem przychodni, aby upewnić się, że krwawienie ustało	Tak	Nie	Tak	Nie	Tak	Nie

W celu prawidłowej identyfikacji osoby pobierającej oraz placówki, niezbędne mogą okazać się dodatkowe informacje ogólne. Zależy to od polityki placówki oraz innych uwarunkowań lokalnych. Kryteria kwalifikacji: pacjent musi być przytomny, powyżej 18. roku życia, krwi nie należy pobierać z cewnika. Wytyczne: należy wypełnić jeden formularz dla każdej osoby pobierającej krew. Każdą osobę pobierającą krew należy obserwować podczas trzech kolejnych pobrań.

W celu skutecznego wdrożenia zaleceń należy powołać pracownika odpowiedzialnego za zarządzanie zmianą na poziomie szpitala (tak zwany „ambasador”), który poświęci czas na wykonanie czynności z tym związanych.

Osobie tej powinien podlegać zespół składający się z kilku najważniejszych interesariuszy w szpitalu, takich jak przełożona pielęgniarek i przedstawiciele:

- laboratorium
- klinicystów (lekarzy)
- techników laboratoryjnych
- epidemiologów
- zespołu kontroli zakażeń i bezpieczeństwa pracowników
- działu jakości
- zarządu szpitala.

Zespół powinien odbywać regularne spotkania w celu omówienia strategii skutecznego wdrożenia oraz stałego udoskonalania procesu.

„Ambasador” prowadzący proces wdrażania zaleceń powinien zostać również powołany na poziomie krajowym. Wdrożenie powinna wspierać grupa ro-

bocza do spraw fazy przedanalizacyjnej lub inna jednostka odpowiedzialna za edukację i budowanie świadomości wśród interesariuszy i specjalistów (o podobnym doświadczeniu i poziomie wykształcenia) biorących udział w procesie pobierania krwi. Zachęca się wydawców czasopism krajowych, aby również budowały świadomość w zakresie fazy przedanalizacyjnej oraz pobierania krwi, poprzez wykorzystanie czasopisma jako platformy wymiany wiedzy i informacji [121–123]. Proces wdrożenia powinien stanowić wspólny wysiłek i bliską współpracę multidyscyplinarną wszystkich interesariuszy na poziomie krajowym. „Ambasadorzy” krajowi odpowiadają za identyfikację i powołanie kluczowych interesariuszy, takich jak krajowe zrzeszenie pielęgniarek, stowarzyszenia branżowe medycyny laboratoryjnej, a nawet pacjenci.

Zaleca się pozyskanie wsparcia organów regulacyjnych, takich jak izby, stowarzyszenia, organizacje regulacyjne a nawet jednostki rządowe, takie jak ministerstwo zdrowia, dla procesu wdrożenia i czynności z tym związanych.

W przypadku, gdy zalecenia pozostają w konflikcie z przepisami krajowymi, należy wdrożyć mechanizm uzgadniania modyfikacji zaleceń na poziomie krajowym i zatwierdzania poprawionych wersji dokumentu.

Wnioski

EFLM WG-PRE, jako wiodące stowarzyszenie specjalistyczne zaangażowane w fazę przedanalizacyjną, czuje się odpowiedzialne za opracowanie ram skutecznego wdrożenia niniejszego dokumentu na poziomie europejskim [124, 125]. Naszym celem jest zachęcenie European Association for Accreditation do wspierania zaleceń jako standardu i promowania ich na poziomie krajowym, w każdym z krajów europejskich podczas ocen akredytacyjnych.

EFLM WG-PRE przygotowała następujące narzędzia wspierające wdrożenie:

1. prezentacja w programie PowerPoint, opisująca podstawowe zagadnienia związane z pobieraniem krwi żyłnej oraz całą procedurą (do wykorzystania w szkoleniach pracowniczych)
2. film opisujący całą procedurę (do wykorzystania w szkoleniach pracowniczych)
3. test wiedzy pozwalający ocenić poziom wiedzy i budować świadomość pracowników przed i po szkoleniu
4. listę kontrolną do wykorzystania w okresowych audytach procedury pobierania krwi (tabela 5)
5. plakaty z rysunkami opisującymi procedurę (do wykorzystania w punktach pobrań).

Narzędzia te są powszechnie dostępne na stronie internetowej EFLM (www.eflm.eu) w zakładce EFLM Committes/Science/WG:preanalytical phase, Resources/Educational Material. Zachęcamy do pobierania i wykorzystania materiałów

w procesie wdrażania procedury pobierania krwi i ustanowienia systemu jakości pozwalającego utrzymać i stale ulepszać jakość procedury.

Uwagi autorów: wszyscy autorzy przyjmują odpowiedzialność za pełną zawartość złożonego rękopisu oraz zatwierdzoną treść.

Finansowanie badań: nie zadeklarowano

Przywódstwo: nie zadeklarowano

Honorarium: nie zadeklarowano

Sprzeczność interesów: organizacje finansujące nie miały wpływu na projekt badania, na zebranie, analizę i interpretację danych, na napisanie raportu ani na decyzję o jego publikacji.

Referencje

1. Simundic AM, Cornes M, Grankvist K, Lippi G, Nybo M, Kovalevskaya S, et al. Survey of national guidelines, education and training on venous blood collection in 28 European countries: an original report by the European Federation of Clinical Chemistry and Laboratory Medicine (EFLM) working group for the preanalytical phase (WG-PA). *Clin Chem Lab Med* 2013;51:1585–93.
2. Lippi G, Cervellin G, Mattiuzzi C. Critical review and metaanalysis of spurious hemolysis in blood samples collected from intravenous catheters. *Biochem Med (Zagreb)* 2013;23:193–200.
3. Mrazek C, Simundic AM, Wiedemann H, Kraemer F, Felder TK, Kipman U, et al. The relationship between vacuum and hemolysis during catheter blood collection: a retrospective analysis of six large cohorts. *Clin Chem Lab Med* 2017;55:1129–34.
4. Heiligers-Duckers C, Peters NA, van Dijck JJ, Hoeijmakers JM, Janssen MJ. Low vacuum and discard tubes reduce hemolysis in samples drawn from intravenous catheters. *Clin Biochem* 2013;46:1142–4.
5. ISO/TS 15189:2012 Medical laboratories – Requirements for quality and competence.
6. ISO/TS 20658:2017 Medical laboratories – Requirements for collection, transport, receipt, and handling of samples.
7. Simundic AM, Church S, Cornes MP, Grankvist K, Lippi G, Nybo M, et al. Compliance of blood sampling procedures with the CLSI H3-A6 guidelines: an observational study by the European Federation of Clinical Chemistry and Laboratory Medicine (EFLM) working group for the preanalytical phase (WG-PRE). *Clin Chem Lab Med* 2015;53:1321–31.
8. Clinical Laboratory Standards Institute. GP41: procedures for collection of diagnostic blood specimens by venipuncture; approved guideline, 7th ed. CLSI document GP41. Wayne, PA: Clinical and Laboratory Standards Institute, 2007.
9. World Health Organization. WHO guidelines on drawing blood. http://whqlibdoc.who.int/publications/2010/9789241599221_eng.pdf. Accessed: 11 Jan 2013.
10. Guyatt GH, Oxman AD, Kunz R, Falck-Ytter Y, Vist GE, Liberati A, et al. Going from evidence to recommendations. *Br Med J* 2008;336:1049–51.
11. <http://www.uptodate.com/home/grading-guide#gradingrecomendations>. Accessed: June 2018.
12. EFLM Procedure Manual v1.15, April 2017; Accessed: 9 Jun 2018, under Official Documents/Rules and regulations at: <https://www.eflm.eu/site/page/a/1056>.
13. American College of Obstetrics and Gynecologists Committee on Health Care for Underserved Women, Committee on Patient Safety, Quality Improvement. ACOG Committee Opinion No. 587: effective patient-physician communication. *Obstet Gynecol* 2014;123:389–93.
14. Ha JF, Longnecker N. Doctor-patient communication: a review. *Ochsner J* 2010;10:38–43.
15. France CR, France JL, Himawan LK, Stephens KY, Frame-Brown TA, Venable GA, et al. How afraid are you of having blood drawn from your arm? A simple fear question predicts vasovagal reactions without causing them among high school donors. *Transfusion* 2013;53:315–21.
16. Simundic AM, Nikolac N, Guder W. Preanalytical variation and preexamination processes. In: Rifai N, Horvath R, Wittwer C, editors. *Tietz textbook of clinical chemistry and molecular diagnostics*, 6th ed. St. Louis, Missouri, USA: Elsevier, 2018:81–120.
17. Lippi G, Salvagno GL, Lima-Oliveira G, Danese E, Favaloro EJ, Guidi GC. Influence of posture on routine hemostasis testing. *Blood Coagul Fibrinolysis* 2015;26:716–9.
18. Lippi G, Salvagno GL, Lima-Oliveira G, Brocco G, Danese E, Guidi GC. Postural change during venous blood collection is a major source of bias in clinical chemistry testing. *Clin Chim Acta* 2015;440:164–8.
19. Lippi G, Cervellin G. Acutely developing, spurious anemia without actual blood loss. A paradigmatic case report. *Biochem Med* 2017;27:421–5.
20. Lima-Oliveira G, Guidi GC, Salvagno GL, Danese E, Montagnana M, Lippi G. Patient posture for blood collection by venipuncture: recall for standardization after 28 years. *Rev Bras Hematol Hemoter* 2017;39:127–32.
21. van Dongen-Lases E, Cornes MP, Grankvist K, Ibarz M, Kristensen GB, Lippi G, et al. Patient identification and tube labelling – a call for harmonisation on behalf of the Working Group for Preanalytical Phase (WG-PRE), European Federation of Clinical Chemistry and Laboratory Medicine (EFLM). *Clin Chem Lab Med* 2016;54:1141–5.
22. Simundic AM, Cornes M, Grankvist K, Lippi G, Nybo M. Standardization of collection requirements for fasting samples. For the Working Group on Preanalytical Phase (WG-PA) of the European Federation of Clinical Chemistry and Laboratory Medicine (EFLM). *Clin Chim Acta* 2014;432:33–7.
23. Lima-Oliveira G, Volanski W, Lippi G, Picheth G, Guidi GC. Pre-analytical phase management: a review of the procedures from patient preparation to laboratory analysis. *Scand J Clin Lab Invest* 2017;77:153–63.
24. Simundic AM, Dorotić A, Fumic K, Gudasic-Vrdoljak J, Kackov S, Klenkar K, et al. Patient preparation for laboratory testing: recommendation of the Croatian Society of Medical Biochemistry and Laboratory Medicine. *Biochem Med* 2018. In press.
25. Nikolac N, Supak-Smolcic V, Simundic AM, Celap I. Croatian Society of Medical Biochemistry and Laboratory Medicine: national recommendations for venous blood sampling. *Biochem Med* 2013;23:242–54.

26. Montagnana M, Danese E, Salvagno GL, Lippi G. Short-term effect of dark chocolate consumption on routine haemostasis testing. *Int J Food Sci Nutr* 2017;68:613–6.
27. Lippi G, Lima-Oliveira G, Salvagno GL, Montagnana M, Gelati M, Picheth G, et al. Influence of a light meal on routine haematological tests. *Blood Transfus* 2010;8:94–9.
28. Lima-Oliveira G, Salvagno GL, Lippi G, Gelati M, Montagnana M, Danese E, et al. Influence of a regular, standardized meal on clinical chemistry analytes. *Ann Lab Med* 2012;32:250–6.
29. Lima-Oliveira G, Salvagno GL, Lippi G, Danese E, Gelati M, Montagnana M, et al. Could light meal jeopardize laboratory coagulation tests? *Biochem Med (Zagreb)* 2014;24:343–9.
30. Simundic AM, Filipi P, Vrtaric A, Miler M, Nikolac Gabaj N, Kocsis A, et al. Patient's knowledge and awareness about the effect of the over-the-counter (OTC) drugs and dietary supplements on laboratory test results: a survey in 18 European countries. *Clin Chem Lab Med*. 2018, in press.
31. Perovic A, Nikolac N, Braticevic NM, Milcic A, Sobocanec S, Balog T, et al. Does recreational scuba diving have clinically significant effect on routine haematological parameters? *Biochem Med* 2017;27:325–31.
32. Danese E, Salvagno GL, Tarperi C, Negrini D, Montagnana M, Festa L, et al. Middle-distance running acutely influences the concentration and composition of serum bile acids. Potential implications for cancer risk? *Oncotarget* 2017;8:52775–82.
33. Corsetti R, Lombardi G, Barassi A, Lanteri P, Colombini A, D'Eril GM, et al. Cardiac indexes, cardiac damage biomarkers and energy expenditure in professional cyclists during the Giro d'Italia 3-weeks stage race. *Biochem Med* 2012;22:237–46.
34. Rasaiah B, Hoag G. Guidelines for a venous blood collection chair. *Can Med Assoc J* 1992;146:108–9.
35. Lippi G, Cornes MP, Grankvist K, Nybo M, Simundic AM. Euro-pean Federation of Clinical Chemistry and Laboratory Medicine (EFLM) Working Group for Preanalytical Phase (WG-PRE) opinion paper: local validation of blood collection tubes in clinical laboratories. *Clin Chem Lab Med* 2016;54:755–60.
36. Bostic G, Thompson R, Atanasoski S, Canlas C, Ye H, Kolins M, et al. Quality improvement in the coagulation laboratory: reducing the number of insufficient blood draw specimens for coagulation testing. *Lab Med* 2015;46:347–55.
37. Domingos MC, Médaille C, Concordet D, Briend-Marchal A. Is it possible to use expired tubes for routine biochemical analysis in dogs? *Vet Clin Pathol* 2012;41:266–71.
38. Verbeek JH, Ijaz S, Mischke C, Ruotsalainen JH, Mäkelä E, Neuvonen K, et al. Personal protective equipment for preventing highly infectious diseases due to exposure to contaminated body fluids in healthcare staff. *Cochrane Database Syst Rev* 2016;4:CD011621.
39. Kinlin LM, Mittelman MA, Harris AD, Rubin MA, Fisman DN. Use of gloves and reduction of risk of injury caused by needles or sharp medical devices in healthcare workers: results from a case-cross-over study. *Infect Control Hosp Epidemiol* 2010;31:908–17.
40. Mast ST, Woolwine JD, Gerberding JL. Efficacy of gloves in reducing blood volumes transferred during simulated needlestick injury. *J Infect Dis* 1993;168:1589–92.
41. De Carli G, Abiteboul D, Puro V. The importance of implementing safe sharps practices in the laboratory setting in Europe. *Biochem Med (Zagreb)* 2014;24:45–56.
42. Bhargava A, Mishra B, Thakur A, Dogra V, Loomba P, Gupta S. Assessment of knowledge attitude and practices among health-care workers in a tertiary care hospital on needle stick among injury. *Int J Health Care Qual Assur* 2013;26:549–58.
43. Self WH, Mickanin J, Grijalva CG, Grant FH, Henderson MC, Corley G, et al. Reducing blood culture contamination in community hospital emergency departments: a multicenter evaluation of a quality improvement intervention. *Acad Emerg Med* 2014;21:274–82.
44. Self WH, Speroff T, Grijalva CG, McNaughton CD, Ashburn J, Liu D, et al. Reducing blood culture contamination in the emergency department: an interrupted time series quality improvement study. *Acad Emerg Med* 2013;20:89–97.
45. Mansouri M, Tidley M, Sanati KA, Roberts C. Comparison of blood transmission through latex and nitrile glove materials. *Occup Med* 2010;60:205–10.
46. Wittman A, Kralj N, Köver J, Gasthaus K, Lerch H, Hofmann F. Comparison of 4 different types of surgical gloves used for preventing blood contact. *Infect Control Hosp Epidemiol* 2010;31:498–502.
47. Pittet D, Allegranzi B, Sax H, Dharan S, Pessoa-Silva CL, Donaldson L, et al. Evidence-based model for hand transmission during patient care and the role of improved practices. *Lancet Infect Dis* 2006;6:641–52.
48. Dukic K, Zoric M, Pozaic P, Starcic J, Culjak M, Saracevic A, et al. How compliant are technicians with universal safety measures in medical laboratories in Croatia? – a pilot study. *Biochem Med* 2015;25:386–92.
49. Lima-Oliveira G, Lippi G, Salvagno GL, Montagnana M, Picheth G, Guidi GC. Impact of the venous blood collection training based on CLSI/NCCLS H03–A6 – procedures for the collection of diagnostic blood specimens by venipuncture. *Biochem Med (Zagreb)* 2012;22:342–51.
50. Culjak M, Gveric Grginic A, Simundic AM. Bacterial contamination of reusable venipuncture tourniquets in tertiary-care hospital. *Clin Chem Lab Med* 2018; doi: 10.1515/cclm-2017–0994.
51. Mehmood Z, Muhammad Mubeen S, Shehzad Afzal M, Hus-sain Z. Potential risk of cross-infection by tourniquets: a need for effective control practices in Pakistan. *Int J Prev Med* 2014;5:1119–24.

52. Pinto AN, Phan T, Sala G, Cheong EY, Siarakas S, Gottlieb Reusable venesection tourniquets: a potential source of hospital transmission of multiresistant organisms. *Med J Aust* 2011;195:276–9.
53. Nikolac N, Lenicek Krleza J, Simundic AM. Preanalytical external quality assessment of the Croatian Society of Medical Biochemistry and Laboratory Medicine and CROQALM: finding undetected weak spots. *Biochem Med* 2017;27:131–43.
54. Lima-Oliveira G, Lippi G, Salvagno GL, Montagnana M, Man-guera CL, Sumita NM, et al. New ways to deal with known preanalytical issues: use of transilluminator instead of tourniquet for easing vein access and eliminating stasis on clinical biochemistry. *Biochem Med* 2011;21:152–9.
55. Lima-Oliveira G, Lippi G, Salvagno GL, Montagnana M, Scartezini M, Guidi GC, et al. Transillumination: a new tool to eliminate the impact of venous stasis during the procedure for the collection of diagnostic blood specimens for routine haematological testing. *Int J Lab Hematol* 2011;33:457–62.
56. Lima-Oliveira G, Salvagno GL, Lippi G, Montagnana M, Scartezini M, Picheth G, et al. Elimination of the venous stasis error for routine coagulation testing by transillumination. *Clin Chim Acta* 2011;412:1482–4.
57. Don BR, Sebastian A, Cheitlin M, Christiansen M, Schambelan Pseudohyperkalemia caused by fist clenching during venous blood collection. *N Engl J Med* 1990;322:1290–2.
58. Seimiya M, Yoshida T, Sawabe Y, Sogawa K, Umemura H, Matsushita K, et al. Reducing the incidence of pseudohyperkalemia by avoiding making a fist during venous blood collection: a quality improvement report. *Am J Kidney Dis* 2010;56:686–92.
59. Ialongo C, Bernardini S. Phlebotomy, a bridge between laboratory and patient. *Biochem Med* 2016;26:17–33.
60. Loh TP, Sethi SK. A multidisciplinary approach to reducing spurious hyperkalemia in hospital outpatient clinics. *J Clin Nurs* 2015;24:2900–6.
61. Lima-Oliveira G, Guidi GC, Salvagno GL, Lippi G. The impact of fist clenching and its maintenance during venipuncture on routine hematology testing. *J Clin Lab Anal* 2017;31. doi: 10.1002/jcla.22108.
62. Lima-Oliveira G, Guidi GC, Salvagno GL, Brocco G, Danese E, Lippi G. Estimation of the imprecision on clinical chemistry testing due to fist clenching and maintenance during venipuncture. *Clin Biochem* 2016;49:1364–7.
63. Putz R, Pabst R, editors. Sobotta: atlas of human anatomy, 20th ed. Munich, DE: Urban & Schwarzenberg/Elsevier, 1993.
64. Horowitz SH. Venipuncture-induced causalgia: anatomic relations of upper extremity superficial veins and nerves, and clinical considerations. *Transfusion* 2000;40:1036–40.
65. Ramos JA. Venipuncture-related lateral antebrachial cutaneous nerve injury: what to know? *Braz J Anesthesiol* 2014;64:131–3.
66. Seifert H, Abele-Horn M, Fätkenheuer G, Shah PM. Mikrobiologische-infektiologische Qualitätsstandards (MiQ) – Blutkultur-diagnostik, Urban&Fischer 2007, S.16–27 (in German).
67. Anforderungen an die Hygiene bei Punktionen und Injektionen Empfehlung der Kommission für Krankenhaushygiene und Infektionsprävention beim Robert Koch-Institut (RKI). *Bundesgesundheitsbl* 2011;54:1135–44. (in German).
68. Patel TG, Shukla RV, Gupte SC. Impact of donor arm cleaning with different aseptic solutions for prevention of contamination in blood bags. *Indian J Hematol Blood Transfus* 2013;29:17–20.
69. Ibáñez-Cervantes G, Bello-López JM, Fernández-Sánchez V, Domínguez-Mendoza CA, Acevedo-Alfaro LI. Prevalence of bacterial contamination in platelet concentrates at the National Center of Blood Transfusion (Mexico). *Transfus Clin Biol* 2017;24:56–61.
70. Pendlington RU, Whittle E, Robinson JA, Howes D. Fate of ethanol topically applied to skin. *Food Chem Toxicol* 2001;39:169–74.
71. Salvagno GL, Danese E, Lima-Oliveira G, Guidi GC, Lippi G. Avoidance to wipe alcohol before venipuncture is not a source of spurious hemolysis. *Biochem Med* 2013;23:201–5.
72. Lippi G, Simundic AM, Musile G, Danese E, Salvagno G Tagliaro F. The alcohol used for cleansing the venipuncture site does not jeopardize blood and plasma alcohol measurement with head-space gas chromatography and an enzymatic assay. *Biochem Med* 2017;27:398–403.
73. Hadaway LC, Millam DA. On the road to successful I.V. starts. *Nursing* 2005;35(Suppl On):1–14; quiz 14–6.
74. Cornes M, van Dongen-Lases E, Grankvist K, Ibarz M, Kristensen G, Lippi G, et al. Order of blood draw: opinion paper by the Euro-pean Federation for Clinical Chemistry and Laboratory Medicine (EFLM) Working Group for the Preanalytical Phase (WG-PRE). *Clin Chem Lab Med* 2017;55:27–31.
75. Smock KJ, Crist RA, Hansen SJ, Rodgers GM, Lehman CM. Discard tubes are not necessary when drawing samples for specialized coagulation testing. *Blood Coagul Fibrinolysis* 2010;21:279–82.
76. Lippi G, Guidi GC. Effect of specimen collection on routine coagulation assays and D-dimer measurement. *Clin Chem* 2004;50:2150–2.
77. Sulaiman RA, Cornes MP, Whitehead S, Othonos N, Ford C, Gama R. Effect of order of draw of blood samples during venous blood collection on routine biochemistry results. *J Clin Pathol* 2011;64:1019–20.
78. Salvagno G, Lima-Oliveira G, Brocco G, Danese E, Guidi GC, Lippi G. The order of draw: myth or science? *Clin Chem Lab Med* 2013;51:2281–5.

79. Cornes MP, Ford C, Gama R. Spurious hyperkalaemia due to EDTA contamination: common and not always easy to identify. *Ann Clin Biochem* 2008;45:601–3.
80. Lima-Oliveira G, Lippi G, Salvagno GL, Montagnana M, Picheth G, Guidi GC. Incorrect order of draw could be mitigate the patient safety: a phlebotomy management case report. *Biochem Med (Zagreb)* 2013;23:218–23. Sharratt CL, Gilbert CJ, Cornes MP, Ford C, Gama R. EDTA sample contamination is common and often undetected, putting patients at unnecessary risk of harm. *Int J Clin Pract* 2009;63:1259–62.
81. Cadamuro J, Felder TK, Oberkofler H, Mrazek C, Wiedemann H, Haschke-Becher E. Relevance of EDTA carryover during blood collection. *Clin Chem Lab Med* 2015;53:1271–8.
82. Berg JE, Ahee P, Berg JD. Variation in venous blood collection techniques in emergency medicine and the incidence of haemolysed samples. *Ann Clin Biochem* 2011;48(Pt 6):562–5.
83. Lippi G, Salvagno GL, Montagnana M, Brocco G, Guidi GC. Influence of short-term venous stasis on clinical chemistry testing. *Clin Chem Lab Med* 2005;43:869–75.
84. Lippi G, Salvagno GL, Montagnana M, Guidi GC. Short-term venous stasis influences routine coagulation testing. *Blood Coagul Fibrinolysis* 2005;16:453–8.
85. Lippi G, Salvagno GL, Montagnana M, Franchini M, Guidi GC. Venous stasis and routine hematologic testing. *Clin Lab Haema-tol* 2006;28:332–7.
86. Lima-Oliveira G, Lippi G, Salvagno GL, Montagnana M, Gelati M, Volanski W, et al. Effects of vigorous mixing of blood vacuum tubes on laboratory test results. *Clin Biochem* 2013;46:250–4.
87. Karlsson J, Helmersson-Karlqvist J, Larsson A. Delayed mixing of vacuum tubes clearly affects platelet counts but not haemoglobin concentration and prothrombin time (INR) results. *Int J Lab Hematol* 2013;35:15–7.
88. Clinical Laboratory Standards Institute. Collection, Transport, and Processing of Blood Specimens for Testing Plasma-Based Coagulation Assays and Molecular Hemostasis Assays. CLSI H21-A5 document. 5th ed. Wayne, PA: Clinical Laboratory Standards Institute, 2008.
89. Lima-Oliveira G, Lippi G, Salvagno GL, Brocco G, Gaino S, Dima F, et al. Processing of diagnostic blood specimens: is it really necessary to mix primary blood tubes after collection with evacuated tube system? *Biopreserv Biobank* 2014;12:53–9.
90. Parenmark A, Landberg E. To mix or not to mix venous blood samples collected in vacuum tubes? *Clin Chem Lab Med* 2011;49:2061–3.
91. Lippi G, Salvagno GL, Montagnana M, Banfi G, Guidi GC. Evaluation of different mixing procedures for K2 EDTA primary samples on hematological testing. *Lab Med* 2007;38:723–5.
92. Lippi G, Salvagno GL, Montagnana M, Guidi GC. Influence of primary sample mixing on routine coagulation testing. *Blood Coagul Fibrinolysis* 2007;18:709–11.
93. Lippi G, Plebani M. Primary blood tubes mixing: time for updated recommendations. *Clin Chem Lab Med* 2012;50: 599–600.
94. Lima-Oliveira G, Lippi G, Salvagno GL, Picheth G, Guidi GC. Laboratory diagnostics and quality of blood collection. *J Med Biochem* 2015;34:288–94.
95. Directive 2010/32/EU – prevention from sharp injuries in the hospital and healthcare sector. <https://osha.europa.eu/es/legislation/directives/council-directive-2010-32-eu-prevention-from-sharp-injuries-in-the-hospital-and-healthcare-sector>. Accessed: 20 Jul 2017.
96. Hansen HC, Harboe H, Drenck NE. Bruising after venepuncture. *Ugeskr Laeger* 1989;151:626–7.
97. Blackmore M. Minimising bruising in the antecubital fossa after venipuncture. *Br Med J (Clin Res Ed)* 1987;295:332.
98. Dyson A, Bogod D. Minimising bruising in the antecubital fossa after venipuncture. *Br Med J (Clin Res Ed)* 1987;294:1659.
99. Godwin PG, Cuthbert AC, Choyce A. Reducing bruising after venepuncture. *Qual Health Care* 1992;1:245–6.
100. Backman C, Zoutman DE, Marck PB. An integrative review of the current evidence on the relationship between hand hygiene interventions and the incidence of health care-associated infections. *Am J Infect Control* 2008;36:333–48.
101. Vissers D, Matthyssen B, Truijien S, Blommaert S, Van De Velde K, Van Gaal L. Fainting and hemolysis during blood sampling in youngsters: prevalence study. *Int J Nurs Stud* 2008;45:760–4.
102. Martens RJ, Geijselaers SL, Stehouwer CD, Henry RM; Maastricht Study Group. Timing of syncope during blood sampling – the Maastricht Study. *Eur J Intern Med* 2017;43:e46–7.
103. Graham DT. Prediction of fainting in blood donors. *Circulation* 1961;23:901–6.
104. France CR, France JL, Kowalsky JM, Ellis GD, Copley DM, Geneser A, et al. Assessment of donor fear enhances prediction of presyncopal symptoms among volunteer blood donors. *Transfusion* 2012;52:375–80.
105. Kotter JP. *Leading change*. Harvard Business Review Press, 1996.
106. Makhumula-Nkhoma N, Whittaker V, McSherry R. Level of confidence in venepuncture and knowledge in determining causes of blood sample haemolysis among clinical staff and phlebotomists. *J Clin Nurs* 2015;24:370–85.
107. Dorotić A, Anton ić D, Biljak VR, Nedić D, Beletić A. Hemolysis from a nurses' standpoint—survey from four Croatian hospitals. *Biochem Med (Zagreb)* 2015;25:393–400.

109. Milutinović D, Andrijević I, Li ina M, Andrijević L. Confidence level in venipuncture and knowledge on causes of in vitro hemolysis among healthcare professionals. *Biochem Med (Zagreb)* 2015;25:401–9.
110. Lima-Oliveira G, Lippi G, Salvagno GL, Montagnana M, Picheth G, Guidi GC. Impact of the phlebotomy training based on CLSI/NCCLS H03-A6 – procedures for the collection of diagnostic blood specimens by venipuncture. *Biochem Med* 2012;22:342–51.
111. Bölenius K, Lindkvist M, Brulin C, Grankvist K, Nilsson K, Söderberg J. Impact of a large-scale educational intervention program on venous blood specimen collection practices. *BMC Health Serv Res* 2013;13:463.
112. Dukic L, Jokic A, Kules J, Pasalic D. The knowledge and understanding of preanalytical phase among biomedicine students at the University of Zagreb. *Biochem Med* 2016;26:90–7.
113. Simundic AM. Who is doing Phlebotomy in Europe? In: Guder WG, Narayanan S, editors. *Pre-examination procedures in laboratory diagnostics. Preanalytical Aspects and their Impact on the Quality of Medical Laboratory Results*. Berlin, Boston: De Gruyter, 2015.
114. Sciacovelli L, Panteghini M, Lippi G, Sumarac Z, Cadamuro J, Galoro CA, et al. Defining a roadmap for harmonizing quality indicators in Laboratory Medicine: a consensus statement on behalf of the IFCC Working Group “Laboratory Error and Patient Safety” and EFLM Task and Finish Group “Performance specifications for the extra-analytical phases”. *Clin Chem Lab Med* 2017;55:1478–88.
115. Plebani M, Sciacovelli L, Aita A, Chiozza ML. Harmonization of pre-analytical quality indicators. *Biochem Med (Zagreb)* 2014;24:105–13.
116. Plebani M, Sciacovelli L, Aita A, Pelloso M, Chiozza ML. Performance criteria and quality indicators for the pre-analytical phase. *Clin Chem Lab Med* 2015;53:943–8.
117. Plebani M; EFLM Task Force on Performance Specifications for the extra-analytical phases. Performance specifications for the extra-analytical phases of laboratory testing: why and how. *Clin Biochem* 2017;50:550–4.
118. Karcher DS, Lehman CM. Clinical consequences of specimen rejection: a College of American Pathologists Q-Probes analysis of 78 clinical laboratories. *Arch Pathol Lab Med* 2014;138:1003–8.
119. Lippi G, Bonelli P, Cervellin G. Prevalence and cost of hemolyzed samples in a large urban emergency department. *Int J Lab Hematol* 2014;36:e24–6.
120. Ong ME, Chan YH, Lim CS. Reducing blood sample hemolysis at a tertiary hospital emergency department. *Am J Med* 2009;122:1054.e1–6.
121. Simundic AM, Cadamuro J, Cornes J. *Biochemia Medica* introduces new section: pre-analytical mysteries. *Biochem Med* 2017;27:418–20.
122. Cornes M. Case report of unexpected hypocalcaemia in a slightly haemolysed sample. *Biochem Med (Zagreb)* 2017;27:426–9.
123. Cadamuro J, Wiedemann H, Felder TK, Mrazek C, Kipman U, Hannes O, et al. What/s floating on my plasma? *Biochem Med (Zagreb)* 2017;27:430–3.
124. Lippi G, Simundic AM; European Federation for Clinical Chemistry and Laboratory Medicine (EFLM) Working Group for Preanalytical Phase (WG-PRE). The EFLM strategy for harmonization of the pre-analytical phase. *Clin Chem Lab Med* 2017. doi: 10.1515/cclm-2017-0277
125. Cornes MP, Church S, van Dongen-Lases E, Grankvist K, Guimarães JT, Ibarz M, et al. The role of European Federation of Clinical Chemistry and Laboratory Medicine Working Group for Preanalytical Phase in standardization and harmonization of the preanalytical phase in Europe. *Ann Clin Biochem* 2016;53(Pt 5):539–47



ISBN: 978-83-950892-8-2