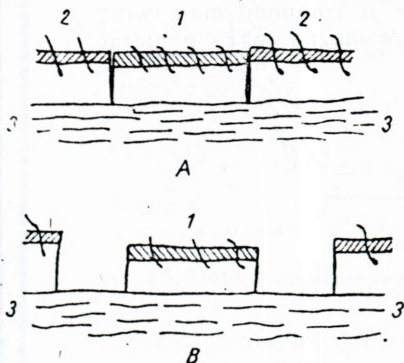


## 8. PODSTAWOWE TECHNIKI CHIRURGICZNE W TRANSPLANTOLOGII

W rozdziale tym zostaną omówione techniki chirurgiczne, stosowane przy przeszczepianiu narządów dla celów immunizacji, immunosupresji, oceny działania środków i metod immunosupresyjnych itp. Należą do nich: przeszczepienie skóry, implantacja fragmentów tkanek do narządów i jam ciała, technika parabiozy, zewnętrzny drenaż chłonny. Technikę przeszczepiania narządów u małych i dużych zwierząt szczegółowo przedstawiono w rozdziałach dotyczących poszczególnych narządów.

### 8.1. Przeszczepianie skóry

Dla celów doświadczalnych wykonuje się jedynie wolne przeszczepy skóry. Mogą to być przeszczepy wpasowane w łożę, lub też przeszczepy położone na dużej powierzchni, stykające się z biorcą podłożem, lecz nie brzegami (ryc. 8.1). Ten ostatni typ przeszczepu jest szczególnie dogodny do obserwacji



Ryc. 8.1. Przeszczepy skóry u zwierząt doświadczalnych. A — Przeszczep wpasowany, połączony z brzegami skóry biorcy; B — przeszczep oddzielony wolną przestrzenią od brzegów skóry biorcy. 1 — Przeszczep skóry, 2 — brzegi skóry biorcy, 3 — *panniculus carnosus* (wg Barkera i Billingham 1).

i oceny jego żywotności na podstawie rozplemu i napełzania nabłonka z brzegów przeszczepu na ziarninującą naokoło powierzchnię. Naskórek lub różnej grubości płat skóry przeszczepia się do łoża, którego dno powinna stanowić powięziowa warstwa naczyniowa, znajdująca się bezpośrednio nad *panniculus carnosus*. Warstwa ta zapewnia prawidłowe unaczynienie.

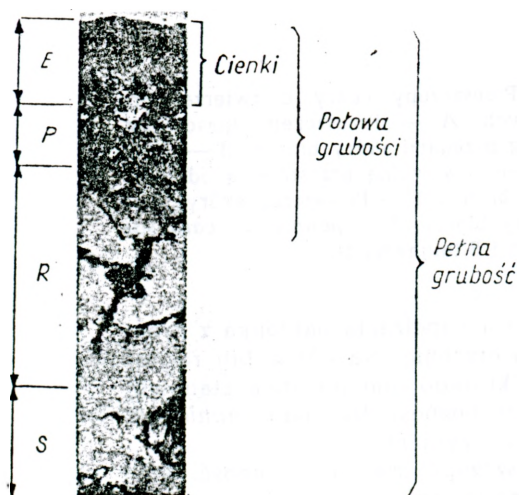
Ogromne znaczenie dla przyjęcia się przeszczepu ma jego grubość. Stosuje się pełną skórę lub warstwę skóry różnej grubości. Przyjęcie się przeszczepu zależy od: a) zdolności przeszczepu do przeżycia początkowego okresu bez krążenia krwi i b) zdolności łożyska rany do połączenia się z przeszczepem.

Okres niedokrwienia w wolnym przeszczepie skóry trwa 24—48 godzin. Im cieńszy jest przeszczep, tym łatwiej przeżyć mu okres niedokrwienia. Unaczynienie przeszczepu skóry rozwija się drogą pączkowania naczyń w łożysku rany i łączenia się ich z naczyniami przeszczepu. Równolegle z połączeniem się naczyń krwionośnych łączą się naczynia chłonne. Pod koniec pierwszego tygodnia istnieją już ustalone połączenia naczyniowe między przeszczepem a biorcą, ale okres pełnego zintegrowania się z biorcą trwa miesiące. Jeżeli proces rewaskularyzacji jest utrudniony, np. wskutek krwawka, ciągłego poruszania się przeszczepu itp., może dojść do martwicy lub tylko częściowego wygojenia się. Przeszczep jest wówczas cienki, ma zmienione zabarwienie wskutek martwicy komórek barwnikowych.

Zarówno skóra dawcy, jak i biorcy musi być odpowiednio przygotowana. Celem jej odkażenia należy włosy zgolić lub zdepilować płynami depilacyjnymi. Golenie, zwłaszcza u myszy lub szczura, może powodować uszkodzenia naskórka. Odkaża się skórę, myjąc ją roztworem mydła, a następnie traktując 70% alkoholem lub alkoholowym roztworem chirurgicznych środków dezynfekujących. Jako opatrunku używa się tiulu impregnowanego sterylizowaną wazeliną, przylepców oraz bandaży gipsowych.

Wykonuje się dwa rodzaje przeszczepów skórnych: przeszczep „szczypa-ny” (pinch), będący okrągłym wycinkiem skóry pełnej grubości o średnicy 3—15 mm, oraz przeszczep częściowej grubości (split thickness). Pierwszy wykonuje się, unosząc skórę pincetką jak namiot, następnie odcinając ją od podłoża u podstawy. Po odcięciu należy oczyścić przeszczep z tkanki tłuszczowej i *panniculus carnosus*. U świnki morskiej i królika skórę łatwo oddzielić od podłoża, u myszy, szczura i chomika jest ona ściśle zrosnięta z *panniculus adiposus* i *carnosus*. Grubość przeszczepu „szczypanego” nie powinna przekraczać 1 mm.

Przeszczepy częściowej grubości składają się z naskórka i górnej warstwy skóry właściwej (ryc. 8.2). Pobiera się je ostrym nożem z grzbietu, a najlepiej z ucha królika, świnki morskiej, bydła lub psa. U szczura, myszy lub chomika trudno jest pobrać przeszczep z ucha, można więc odciąć fragment małżowiny i odpreparować skórę od chrząstki. U myszy i szczura można także pobierać skórę z ogona.



Ryc. 8.2. Przekrój poprzeczny przez warstwy skóry. Naczynia krwionośne wypełnione tuszem. Pokazano trzy typy przeszczepów różnej grubości. E — *epidermis*, P — *stratum papillare*, R — *stratum reticulare*, S — *tela subcutanea*.

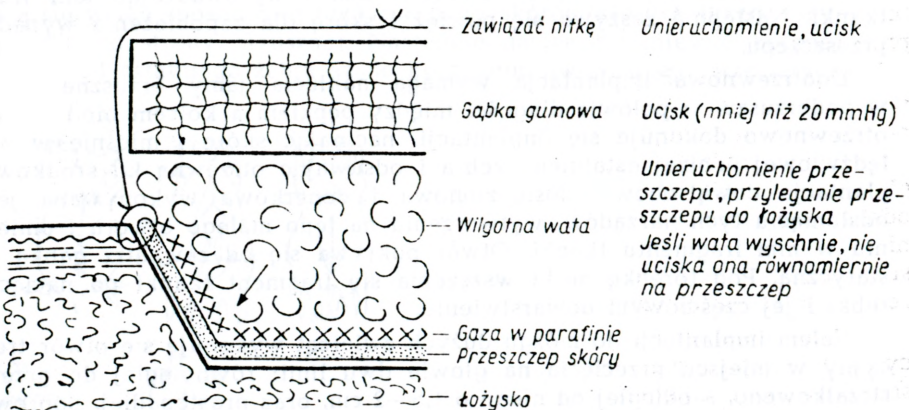
Dla długotrwałych obserwacji zachowania się przeszczepów skóry nie usuwa się z przeszczepianego fragmentu włosów, ponieważ ich długość, kolor i gęstość oraz kierunek wzrostu są znacznikami, mogącymi wskazywać na stan funkcjonalny przeszczepu. Podobnie może służyć do oceny przeszczepu zabarwienie naskórka i jego zmiana.

Przeszczepiać można także płatki naskórka lub zdysocjowane komórki naskórka. Te pierwsze pobiera się brzytwą lub żyłtką. Dla zdysocjowania umieszcza się płatki w roztworze trypsyny.

Pobrane do przeszczepienia fragmenty skóry należy umieścić natychmiast w wilgotnej komorze z roztworem 0,9% NaCl o temp. 4°. Przechowywanie nie powinno trwać dłużej niż 8 godzin. Dla dłuższego przechowywania przez wiele dni czy miesięcy należy umieścić przeszczep w 15% roztworze glicerolu lub dwumetylotlenku siarki i zamrozić do temp. -79°, a przed przeszczepieniem szybko rozmrozić.

Przeszczepia się skórę zwykle na boczne powierzchnie klatki piersiowej i brzucha oraz grzbiet. Ściana klatki piersiowej jest miejscem dogodnym, można bowiem tam zakładać opatrunki unieruchamiające, poza tym ukrwienie podłoża jest odpowiednie. Dla przygotowania łoża przeszczepu w skórze biorcy wycina się odpowiednie jej odcinki. Łożysko, na które kładziemy przeszczep, powinno być dobrze unaczynione oraz wolne od zakażenia.

Przeszczepianie skóry u ptaków wykonuje się podobnie jak u myszy czy szczurów, z tym iż umieszcza się je w okolicy boczno-grzbietowej, powyżej kości krzyżowej.



Ryc. 8.3. Metoda umocowywania przeszczepu skóry.

Przeszczepianie skóry u psów jest bardzo trudne ze względu na dobrze rozwiniętą warstwę *panniculus carnosus*, co powoduje znaczną ruchomość skóry i łożyska przeszczepu. Dla celów immunizacji można skórę pozbawioną włosów implantować podskórnie. U psów można wykonać unaczyniony przeszczep skóry, pobierając płat z dolnej części ściany brzucha wraz z zaopatrującymi go naczyniami, przednią gałęzią tętnicy łonowej i tętnicą głęboką uda oraz odpowiednimi żyłami, następnie łącząc te naczynia np. z naczyniami szynjnymi (8). Umocowanie przeszczepu skóry jest różne u różnych zwierząt. U królika należy położyć na przeszczep tiul z wazeliną, następnie obandażować klatkę piersiową tak, by przeszczep był uciśnięty. Wreszcie należy zało-

żyć okrężny bandaż gipsowy, który przyklejony do sierści zapobiega przemieszczeniu się opatrunku. U świnki morskiej, szczura i chomika należy przymocować tiul mastizolem, a dopiero później nałożyć okrężny bandaż. U myszy oprócz opatrunku tiulowego, zakłada się bandaż gipsowy, który przykleja się do sierści. Małe przeszczepy skóry można pokrywać warstwą kolodium, która po wyschnięciu stanowi mocny opatrunek umocowany do sierści.

Umocowanie przeszczepów skóry i ich przyleganie do podłoża jest szczególnie ważne u dużych zwierząt. Należy dla tego celu stosować specjalną technikę przedstawioną na ryc. 8.3.

## 8.2. Wszczepianie fragmentów tkanek

Implantację wolnych fragmentów tkanek stosuje się jako metodę przeszczepiania tkanki hormonalnej, nowotworowej lub chłonnej, śluzówki jelita, pęcherza moczowego, nerwów itp. Pobrany do przeszczepienia fragment tkanki powinien być natychmiast ochłodzony w buforowanym roztworze Ringera. Po implantacji odżywia się on najpierw drogą dyfuzji lub tzw. krążenia osoczonego. Dopiero po kilku dniach ulega waskularyzacji. Wielkość implantowanego fragmentu nie powinna przekraczać 1—2 mm<sup>3</sup>. W łoży wszczepu nie powinno być krwiaków ani zakażenia.

Podskórnie wszczepia się fragmenty tkanek pod *panniculus carnosus* przez 5-milimetrowe nacięcie skóry. Ruchy mięśni mogą przesuwac wszczepy, dlatego najlepiej jest dokonywać implantacji pod skórę ucha lub ogona. Domięśniowo dokonuje się implantacji, nacinając skórę oraz powięź mięśni prostowników grzbietu lub przywodzicieli uda i wprowadzając tam fragment tkanki. Następnie zeszywa się powięź i skórę dla zapobieżenia wypadnięciu przeszczepu.

Dootrzewnowa implantacja wymaga nakłucia jamy brzusznej najlepiej w podbrzuszu, w połowie długości między pępkiem a kolcem biodrowym. Zaotrzewnowo dokonuje się implantacji, nacinając skórę i mięśnie w okolicy lędźwiowej poniżej ostatniego zebra i odsuwając otrzewną ku środkowi. Implantacja dowątrobowa, dosledzionowa i donerkowa wykonywana jest po odsłonięciu tych narządów, wytworzeniu na tępo małego otworu i umieszczeniu w nim fragmentu tkanki. Otwór pokrywa się od zewnątrz gąbką hemostatyczną. Pod torebkę nerki wszczepia się fragment tkanki po nacięciu torebki i jej częściowym odwarstwieniu.

Celem implantacji do mózgu dużych zwierząt wykonuje się otwór trepanacyjny w miejscu przecięcia na głowie dwu linii: równoległej do grzebienia strzałkowego, a odległej od niego o 1,5—2 cm, oraz prostopadłej, poprowadzonej przez środek grzebienia. Następnie przecina się oponę oraz mózg na głębokość 1 cm. W powstałym otworze umieszcza się tkankę w ilości nie większej od łepka szpilki. Można również masę tkankową umieścić w tkance mózgowej za pomocą grubej igły.

U myszy lub szczura wykonuje się otwór trepanacyjny borem dentystycznym w górnej okolicy skroniowej. Fragment tkanki wszczepia się w tkankę mózgową pincetką bez otwierania opon.

W celu implantacji do przedniej komory oka należy w znieczuleniu ogólnym lub pozagąłkowym unieruchamiać gałkę oczną za pomocą kleszczyków założonych na spojówkę gałkową. W odległości 1 mm od krawędzi rogówki na górnym jej biegunie wykonuje się nacięcia 2 mm. Masując gałkę oczną

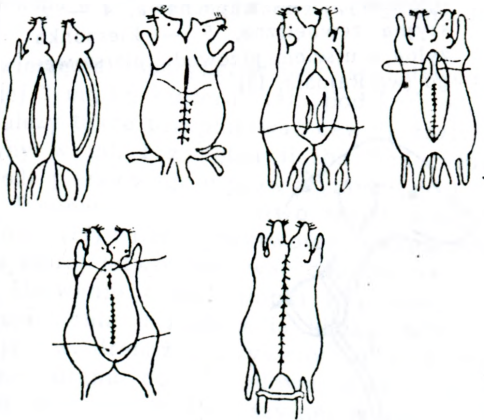
od dołu ku górze, usuwa się nadmiar płynu komorowego. Przez otwór wprowadza się tkankę o wymiarach 1 mm. Przez ucisk na gałkę od góry przeszczep opada na dno przedniej komory. U małych zwierząt zabieg ten należy wykonywać pod lupą.

Implantacja dojądrowa dokonywana jest przez nacięcie moszny i wykonanie na tępo otworu w jednym z biegunów jądra. Przeszczep wprowadzany jest głęboko w miąższ jądra.

### 8.3. Parabioza. Technika zabiegu u szczura

Stosowane są 3 techniki anatomicznego łączenia zwierząt: pierwsza polega na zeszytciu ze sobą płatów skórnych i zbliżeniu obnażonych powierzchni tak, by uzyskać jak najszybszy zrost obu osobników. Druga metoda polega na połączeniu ze sobą obydwu jam otrzewnych, a trzecia — na zbliżeniu bocznych powierzchni ciała, tj. skóry i mięśni oraz łopatek, mięśni szyi i pośladków bez łączenia jam otrzewnych. Tą ostatnią technikę opisano szczegółowo i przedstawiono na ryc. 8.4 (7, 12).

W znieczuleniu ogólnym strzyże się, a następnie goli włosy na bocznej prawej powierzchni ciała u lewego partnera i odwrotnie na lewej u prawego. Włosy usuwa się od podstawy ucha aż do ogona. Obydwa zwierzęta umieszcza się następnie na stole operacyjnym grzbietami do góry, zbliżając boczne powierzchnie ich ciała. Skórę zmywa się 70% alkoholem. Wykonuje się nacięcia skóry na grzbiecie obu zwierząt od podstawy ucha do podstawy ogona. Wytwarzają się w ten sposób dwa brzuszne płaty skórne, których brzegi zszywa się ze sobą od strony brzusznej. Następnie nacina się mięśnie bocznej ściany brzucha od ostatniego żebra aż do kości biodrowej. Brzegi przeciętych,



Ryc. 8.4. Schemat zabiegu parabiozy. Opis w tekście.

mięśni zeszywa się ze sobą. Z kolei zakłada się szwy materacowe na położone koło siebie łopatki obydwu zwierząt. Zbliża się także do siebie mięśnie szyi oraz mięśnie pośladkowe. Następny etap polega na zeszytciu grzbietowych brzegów przeciętej skóry. Ostatnią część zabiegu polega na założeniu opasek z przylepca łączących ogony oraz położone obok siebie wewnętrzne przednie i tylne kończyny.

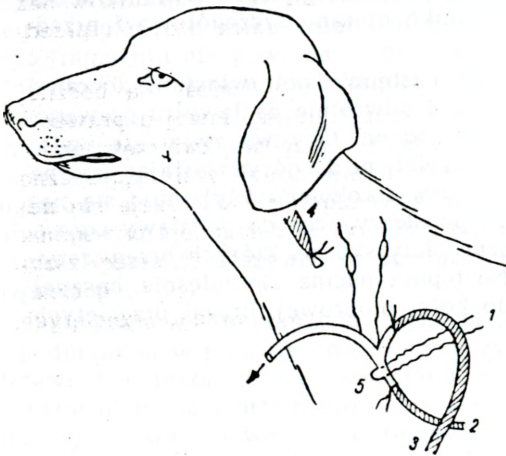
## 8.4. Zewnętrzny drenaż chłonki

Zewnętrzny drenaż chłonki stosuje się w celu usuwania z ustroju recyrkulacyjnych limfocytów, jako metody immunosupresyjnej, pozaustrojowego napromieniania limfocytów, zbierania limfocytów jako materiału antygenowego do wytwarzania surowicy antylimfocytarnej, badania zagadnienia recyrkulacji limfocytów przy różnego rodzaju immunosupresji.

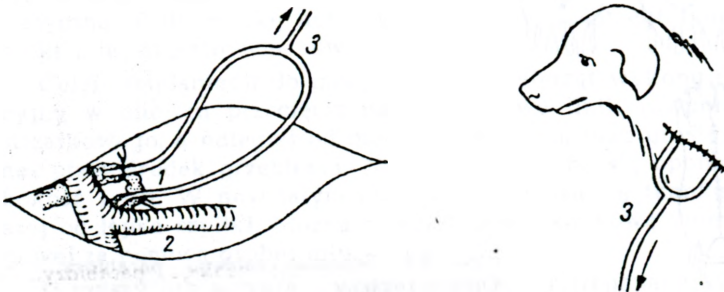
### 8.4.1. Drenaż chłonki u psa

#### 8.4.1.1. Drenaż zewnętrzny szyjnej części przewodu piersiowego

Z cięcia równoległego do lewego obojczyka (około 1 cm nad obojczykiem) i po oddzieleniu przyczepu mięśnia mostkowo-sutkowo-obojczykowego dochodzi się do kąta żylnego utworzonego przez żyłę szyjną i podobojczykową. Przy dokładnym preparowaniu w tej okolicy odnajduje się najpierw drobne

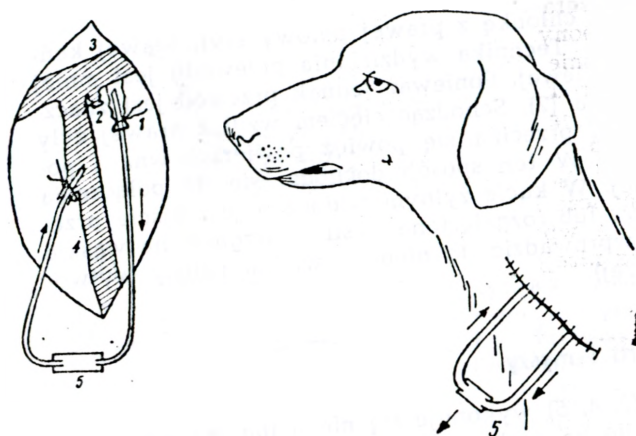


Ryc. 8.5. Technika całkowitego drenażu przewodu piersiowego u psa poprzez kieszonkę żylną. 1 — Przewód piersiowy, 2 — pień ramienno-głowy, 3 — ż. pachowa, 4 — ż. szyjna zewnętrzna, 5 — kieszonka żylna z ujściem przewodu piersiowego (wg Rajpała, 11).



Ryc. 8.6. Technika przerywanego drenażu przewodu piersiowego u psa. Dren umieszczony jest w obwodowym odcinku oraz bańce przewodu piersiowego tak, iż chłonka może swobodnie przepływać do żyły. Jeśli chcemy drenażować chłonkę na zewnątrz, wystarczy otworzyć zewnętrzne ramię drenu. 1 — Dren w obwodowym odcinku przewodu wspólnego, 2 — dren w bańce przewodu, 3 — pętla drenu z ramieniem odprowadzającym (wg Girardet, 6).

naczynia chłonne, odprowadzające chłonkę szyjną, a następnie główny pień przewodu. Podwiązanie przewodu powoduje znaczne jego rozszerzenie, co znakomicie ułatwia dalsze wydzielanie z okolicznych tkanek. Cewnik o średnicy 2 mm wprowadza się do wydzielonego przewodu i przywiązuje do ściany przewodu. Cewnik na ogół nie wchodzi głębiej niż 1—1,5 cm, czyli do pierwszej zastawki. Wypływająca chłonka łatwo krzepnie. Należy więc podawać



Ryc. 8.7. Technika przerywanego drenażu przewodu piersiowego u psa. Jedno ramię drenu umieszczone jest w obwodowym odcinku przewodu, drugie wprowadzone zostało do ż. szyjnej przez jej drobne odgałęzienie. 1 — Dren w obwodowym odcinku przewodu piersiowego, 2 — podwiązana bańka przewodu, 3 — pień żylny ramiennie-głowy, 4 — ż. szyjna zewnętrzna, 5 — pętla drenu może być otwierana, a chłonka drenowana w całości na zewnątrz (wg Browna, 3).

zwierzęciu heparynę, w pierwszej dawce 1 mg/kg dożylnie, w 4 godziny później 3 mg/kg ciężaru ciała podskórnie i powtarzać tę dawkę co 24 godziny. Należy także przepłukiwać cewnik roztworem 100 j. penicyliny + 10 j. heparyny w ml. Przeciętą liczbą limfocytów otrzymywana przy drenażu przewodu piersiowego u psów wynosi 9 do  $15 \times 10^6$ /min.

Ponieważ cewnik łatwo ulega zamknięciu lub wypada z przewodu, niektórzy (11) zalecają wytworzenie kieszonki z żył, do których uchodzi przewód i z której łatwo drenować chłonkę na zewnątrz (ryc. 8.5).

Usuwanie całej chłonki z przewodu piersiowego powoduje konieczność uzupełniania u zwierzęcia białka, wody i elektrolitów. Stąd niektórzy zalecają tzw. drenaż przerywany. W tym celu wprowadza się jeden biegun długiego drenu do obwodowego odcinka przewodu, drugi do dośrodkowego (ryc. 8.6) lub do żyły szyjnej (ryc. 8.7). Pętlę drenu wyprowadza się na zewnątrz, w ten sposób można chłonkę pobierać w zależności od zapotrzebowania, w międzyczasie odpływa ona normalnie do krążenia żylnego.

#### 8.4.1.2. Drenaż piersiowej części przewodu piersiowego

Metoda ta jest dużo prostsza od opisanej poniżej. Jest ona stosowana do zbierania chłonki przez kilka do kilkunastu godzin dla uzyskania dużych ilości limfocytów. Wykonuje się torakotomię długości 12—15 mm przez pra-

we VII międzyżebrze, dochodzi do przewodu piersiowego tuż powyżej jego przejścia przez przeponę. Po uniesieniu ku górze żyły głównej dolnej widoczny staje się w tylnym prawym śródpiersiu przewód średnicy 3 mm. Wprowadza się do niego cewnik i umocowuje zarówno do ścian, jak i do okolicznych tkanek. Klatkę piersiową zamyka się, drenując metodą syfonu do naczynia z płynem.

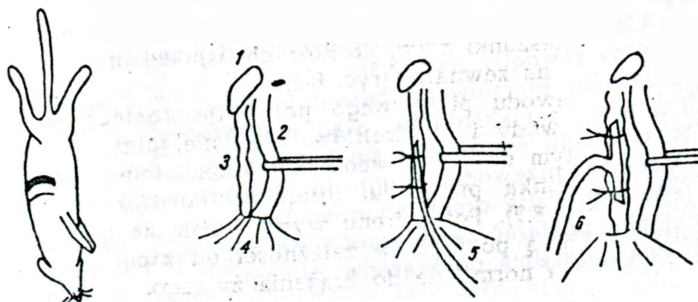
#### 8.4.1.3. Drenaż prawego przewodu piersiowego

Prawy przewód piersiowy zbiera chłonkę z prawej połowy szyi, prawej kończyny przedniej, płuc i przepony. Technika wydzielenia przewodu jest mniej więcej taka sama jak po stronie lewej. Ponieważ jednak przewód jest znacznie węższy, kaniulacja jest trudna (2). Schodząc cięciem wzdłuż prawej żyły szyjnej aż do pierwszego żebra, przecina się powięź powierzchowną i powierzchowny mięsień piersiowy. W ten sposób dochodzi się do połączenia żyły podobojczykowej i szyjnej. W kącie żylnym widoczne jest ujście przewodu. Może ono być pojedyncze lub rozgałęzione. Jeśli ze względu na wąskie światło przewodu nie można wprowadzić do niego cewnika, należy wytworzyć kieszonkę żylną (patrz niżej).

#### 8.4.2. Drenaż chłonki u szczura i myszy

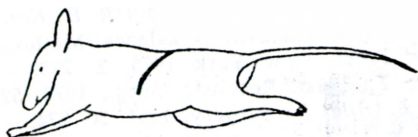
Drenaż przewodu piersiowego (2, 4, 5) wykonuje się nieco inaczej niż u psa. Mianowicie u szczura położonego na grzbiecie przecina się powłoki poniżej ostatniego lewego żebra poprzecznie od linii środkowej aż do brzegu mięśnia czworogłowego łądźwi. Odsuwa się ku dołowi lewą nerkę oraz wszystkie inne struktury na stronę prawą, odsłaniając w ten sposób t. główną. Unosząc tę ostatnią ku górze odsłania się dolny odcinek przewodu piersiowego. Umieszcza się w nim kaniulę, którą przymocowuje się do ściany przewodu (ryc. 8.8). Liczba limfocytów, którą można uzyskać w ciągu minuty, wynosi około  $10^6$ .

Podobnie wykonuje się drenaż chłonny u myszy. Ponieważ zbiornik mleczu oraz przewód piersiowy są bardzo wąskie, należy operować w bezkrwawym polu, by ich nie uszkodzić (ryc. 8.9). Dren należy wprowadzać pod lupą lub pod mikroskopem operacyjnym. Liczba komórek, którą można otrzymać w ciągu godziny, wynosi od  $1,5$  do  $2,0 \times 10^6$ .



Ryc. 8.8. Drenaż przewodu piersiowego u szczura: 1 — nadnercze, 2 — t. główna, 3 — przewód piersiowy, 4 — przepona (technika wg Bollmana i wsp., i Girardeta i wsp., 2, 5), 5 — drenaż całkowity, 6 — drenaż boczny.





Ryc. 8.9. Technika drenażu przewodu piersiowego u myszy oraz umocowywania drenu. 1 — Przewód piersiowy, 2 — t. główna (wg Deatona, 4).

### 8.5. Pobieranie szpiku kostnego

Szpik kostny pobiera się u psa najłatwiej z kości ramiennej, udowej i biodrowej (9). W tym celu do kości ramiennej, równoległe do jej osi długiej, wprowadza się przez szyjkę anatomiczną grubą igłę na głębokość kilkunastu centymetrów. Można także wprowadzać igłę do jamy szpikowej, ustawiając ją prostopadłe do osi długiej i przechodząc przez grzebień przednio-boczny, biegnący ku dołowi od guzowatości większej. Do kości udowej wprowadza się igłę w miejscu połączenia szyjki z krętarzem większym. Ściana krętarża jest cienka i pozwala na pobieranie szpiku z górnej jednej trzeciej kości udowej. Z kości biodrowej można pobierać szpik, wprowadzając igłę przez grzebień lub guzowatość kulszową.

Opisaną metodą można pobrać od psa średniej wagi od 50 do 150 ml z kości ramiennej, od 25 do 75 z kości udowej oraz 10 do 15 z kości biodrowej. Pobrany szpik zawieszają w roztworze soli kuchennej o osmolarności 280—300 miliosmoli/1 ml, pH 7,2—7,4, z dodatkiem penicyliny w dawce 100 j/1 ml i streptomycyny 100 µg/ml oraz heparyny 0,05 mg/ml.

U małych zwierząt dla otrzymania szpiku kostnego wyjmuje się kości udowe i puszczelowe, usuwa otaczające je mięśnie i tkankę łączną, odcina nasady i strumieniem roztworu Ringera przez strzykawkę wypłukuje zawartość jamy szpikowej.

### 8.6. Technika przeszczepiania narządów u zwierząt doświadczalnych

Technikę przeszczepiania nerki u psa, szczura i myszy przedstawiono na str. 184, wątroby u psa, świni, szczura na str. 211, 213, 215, płuca i serca na str. 242, 237, jelita u psa i szczura na str. 264, 266, trzustki u psa i szczura na str. 255.

## Piśmiennictwo

1. *Barker C. F., Billingham R. E.*: J. exp. Med., 1973, 138, 289. — 2. *Bollman J. L., Cain J. C., Grindlay J. H.*: Lab. clin. Med., 1948, 33, 1349. — 3. *Brown C. S., Hardenbergh E.*: Surgery, 1951, 29, 502. — 4. *Deaton J. G.*: Lymphology, 1972, 5, 115. — 5. *Girardet R. E., Benninghoff D. L.*: Surg. Res., 1973, 15, 168. — 6. *Girardet R. E., Karlsson K. E.*: J. Lab. clin. Med., 1972, 79, 157. — 7. *Hall C.*: Parabiosis. W książce: Methods of animal experimentation, Fay (ed.). Academic Press, New York 1965, 2, 223. — 8. *Harashina T., Mikata A., Epstein L. I., Fujino T.*: Plast. Reconstr. Surg., 1973, 52, 390. — 9. *Longerbeam J. K., Lillehei R. C., Yunis E., Hilal S.*: Surgery, 1961, 50, 274. — 10. *Meyer E. C.*: J. Surg. Res., 1968, 8, 544.
11. *Rajpal S. G., Kirkpatrick J. R.*: J. Surg. Res., 1972, 13, 260. — 12. *Wilson D. B.*: Parabiosis. W książce: Transplantation of tissues and cells. Billingham (ed.). The Wistar Institute, Philadelphia 1961, 57.