

# Biopsja nerek u psów i kotów

MARCIN NOWICKI, ANDRZEJ DEPTA

Zakład Diagnostyki Klinicznej Katedry Chorób Wewnętrznych Wydziału Medycyny Weterynaryjnej UW-M,  
ul. Oczapowskiego 14, 10-957 Olsztyn

Nowicki M., Depta A.

## Biopsy of the kidney in dogs and cats

### Summary

Renal biopsy is a modern diagnostic method which allows histological examinations of biopsy specimens of the renal cortex. It is very helpful in diagnosing renal failures and monitoring treatment. Before biopsy, detailed clinical examinations and laboratory investigations are necessary in order to eliminate possible contraindications. There are several techniques for kidney biopsy mainly: percutaneous needle biopsy, „key-hole” technique, ultrasound-guided biopsy. Special needles for this procedure are used: Tru-cut needle, ASAP, Monopty. Biopsy is a minimally invasive method which gives valuable diagnostic results and is therefore highly recommended.

**Keywords:** ultrasound-guided biopsy, fine-needle aspiration, kidney, dog, cat

Biopsja nerek u psów i kotów stwarza nowe możliwości w diagnozowaniu chorób nerek u tych zwierząt. Stanowi ona cenne uzupełnienie powszechnie stosowanych metod badania takich jak: badanie kliniczne, laboratoryjne, rentgenowskie oraz ultrasonograficzne. Niejednokrotnie dopiero stwierdzone zmiany histopatologiczne pozwalają na właściwe rozpoznanie toczącego się procesu chorobowego. Charakter i zakres obserwowanych zmian umożliwia określenie przypuszczalnego kierunku rozwoju choroby. Wykonanie serii biopsji nerek może być użyte w celu monitorowania efektywności leczenia lub postępowania procesu chorobowego w nerkach.

Aspiracja cienkoigłowa (biopsja aspiracyjna) dostarcza tylko niewielką liczbę komórek, bądź płyn z miejsc objętych zmianami. Zabieg ten jest najczęściej stosowany w diagnostyce schorzeń nowotworowych, zmian jamistych (np. ropni), różnicowaniu procesów zapalnych, a także wykonywany w celu pobrania materiału hodowlanego na posiewy bakteriologiczne.

### Przeciwwskazania

Krwotok jest jedną z najpoważniejszych komplikacji przy biopsjach nerek u psów i kotów (tab. 2), dlatego też zwierzęta ze słonnością do krwotoków lub ostrą anemią nie powinny być poddawane temu zabiegowi (1, 5, 9, 11). Przeciwwskazane jest wykonywanie biopsji u zwierząt z niewydolnością nerek, ponieważ towarzysząca jej mocznica powoduje zmiany właściwości krwi. Z uwagi na to, ważne jest aby wstępne badania laboratoryjne obejmowały oznaczenia hematokry-

tu, liczby płytek krwi i czasu krzepnięcia. Przed przystąpieniem do zabiegu, nieprawidłowości w hemostazie powinny zostać skorygowane. Jeśli jest to niemożliwe, biopsji nie należy przeprowadzać. Stwierdzono związek między występowaniem nadciśnienia a wzrostem przypadków krwotoków i tworzeniem się przetok tętniczo-żylnych u ludzi (2, 4, 8), dlatego też przed zabiegiem powinno się badać ciśnienie tętnicze krwi.

Przed wykonaniem biopsji należy brać pod uwagę wielkość nerek (tab. 2). Przy małych nerkach istnieje większe ryzyko krwawienia z uwagi na wysokie prawdopodobieństwo uszkodzenia dużych naczyń. Jest tylko mała szansa, że wyniki takiej biopsji ułatwią właściwe rokowanie i leczenie. Jakkolwiek biopsji nerek dotkniętych wodonerczem, roponerczem, czy występowaniem ropni, nie powinno się przeprowadzać – można użyć cienkich igieł aspiracyjnych w celu pobrania próbki płynu z miejsc zmienionych, do badań cytologicznych i posiewów bakteryjnych. W przypadku zwierząt z jedną tylko funkcjonującą nerką, należy rozważyć wykonanie biopsji biorąc głównie pod uwagę swoje umiejętności, doświadczenie i dostępny sprzęt (USG) (8).

Przeciwwskazania dotyczące aspiracji cienkoigłowej nerek, są znacznie mniej liczne w porównaniu do biopsji. Chociaż uszkodzenia nerek przy metodzie cienkoigłowej są minimalne, krwotoki mogą wystąpić u zwierząt ze skłonnością do krwawień. W wyniku stosowania biopsji cienkoigłowej może zostać pobrana relatywnie mała liczba komórek i interpretacja zmian bywa niezmiernie trudna.

## Anatomia i topografia nerek u psów i kotów

Znajomość anatomii nerek i sąsiadujących struktur jest warunkiem do przeprowadzenia biopsji. Topograficznie nerki u psów leżą w okolicy lędźwiowej na lewo i na prawo od płaszczyzny pośrodkowej, pozaotrzewnowo i są pokryte otrzewną na ich brzusznej powierzchni skierowanej do jamy brzusznej. Nerki pokrywa torebka włóknista, której twardość jest wyczuwalna podczas wkłuwania igły do mięszu narządu. Każda nerka posiada biegun dogłówny i doogonowy, brzeg przyśrodkowy wklęsły i boczny wypukły, a także powierzchnie wypukłe: grzbietową i brzuszną. Na brzegu przyśrodkowym znajduje się zagłębienie zwane wnęką nerkową (*hilus renalis*), przez które wnikają naczynia i nerwy, a wychodzi moczowód. Mięsz nerkowy jest podzielony na dwie części – zewnętrzną ciemniejszą część korową i wewnętrzną jaśniejszą część rdzenną. Kora nerki zawiera kłębuszki i kanaliki kręte. Rdzeń nerki zawiera kanaliki zbiorcze, które łączą się w przewody brodawkowe, a ich ujścia znajdują się na powierzchni części rdzennej, skierowanej do miedniczki nerkowej. Duże naczynia łukowate przebiegają na granicy części rdzennej i korowej. Nerki psów są kształtu fasolowatego. Biegun dogłówny prawej nerki leży na wysokości XII-XIII żebra we wcięciu nerkowym wątroby. Tylny biegun prawej nerki na wysokości II-III kręgu lędźwiowego. Przyśrodkowo kontaktuje się z żyłą główną doogonową, a bocznie ze ścianą brzucha. Brzusznie sąsiaduje z dwunastnicą i trzustką. Lewa nerka nie jest tak ściśle ustalona w swej pozycji jak prawa. Jej część dogłówna kontaktuje się z lewym płatem trzustki i żołądkiem, gdy ten jest silnie wypełniony. Leży bocznie do śledziony i ściany brzucha, a brzusznie-przyśrodkowo sąsiaduje z okrężnicą zstępującą. Obie nerki można badać palpacyjnie, przez ścianę brzucha, aczkolwiek nerka prawa bywa często trudno dostępna z powodu swojego mocno kranialnego położenia. W przypadku lewej nerki, ze względu na jej ruchomość, zaleca się wykonywanie biopsji pod kontrolą USG (ultrasound-guided biopsy – UGB). Prawą nerkę, ze względu na słabą dostępność do badania palpacyjnego, nakłuwają się zwykle stosując technikę polegającą na wcześniejszym nacięciu skóry w celu lokalizacji narządu (technika „keyhole”), lub też przeprowadza się cienkoigłową biopsję aspiracyjną (8).

Nerki kotów są bardziej przesunięte ku tyłowi w porównaniu do ich położenia u psów, w związku z czym są łatwiejsze do badania. Prawa nerka leży pod wyrostkami poprzecznymi kręgów lędźwiowych I-IV; lewa nerka pod wyrostkami poprzecznymi II-V. Ponieważ obie nerki można stosunkowo łatwo zlokalizować i unieruchomić, dostępne są różne techniki biopsyjne. Ze względu jednak na duże podtorebkowe naczynia krwionośne występujące u tego gatunku, nerki kotów są bardziej narażone na powikłania, takie jak podtorebkowe i okołonerkowe krwotoki (8).

## Igły biopsyjne najczęściej stosowane u psów i kotów (tab. 3)

Igły Tru-cut. (ryc. 1, 2). Są to igły jednorazowe, dostępne w rozmiarach: średnica 14 i 18 G (gauge); długość 100-150 mm. Składa się ona z wewnętrznego obturatora (inner obturator), który zakończony jest



Ryc. 1. Igła jednorazowa Tru-cut



Ryc. 2. Igła Tru-cut w powiększeniu: a – ostrze na końcu obturatora; b – komora 20 mm na próbkę tkanki; c – kwasoryty w odstępach 1 cm

ściętym ostrzem i wyposażony we wcięcie 20 mm (specimen notch) służące do pomieszczenia próbki tkanki. Drugim elementem jest zewnętrzna kaniula (outer cannula) posiadająca także ostre zakończenie, które łączy się z ostrzem obturatora podczas sprzęgania plastikowych uchwytów, odcinając próbkę tkanki. Igły Tru-cut, jak i inne typy igieł jednorazowych, z powodzeniem można poddawać sterylizacji (1) np. przy użyciu tlenu etylenu (8). Nie można natomiast stosować wysokich temperatur, gdyż niszczą plastikowe elementy urządzenia. Z porównania przydatności igieł nowych i resterylizowanych wynika, że nie ma różnicy w jakości otrzymanych próbek (1).

Igieł Tru-cut używa się w następujący sposób. Oba ostrza igły należy skierować do torebki nerki. Następnie energicznie pchnąć wewnętrzne ostrze, aby weszło w korę narządu. Nie zmieniając położenia wewnętrznego ostrza w korze nerki, nasunąć zewnętrzną kaniulę na wcięcie przeznaczone dla próbki tkanki. Podczas tej operacji należy uważać aby nasuwając zewnętrzną kaniulę, nie cofnąć jednocześnie wewnętrznego ostrza, gdyż spowoduje to skrócenie odcinka pobieranej tkanki lub też nie uda się jej pobrać wcale. Skrócenie wycinka może nastąpić również w przypadku, gdy zewnętrzna kaniula nie zostanie nasunięta na odpowiednią odległość. Igłę zawierającą próbkę kory można już ostrożnie wyciągnąć, a następnie odsunąć zewnętrzną kaniulę i odsłonić zawartość. Należy wziąć pod uwagę, że nieprawidłowe wykonanie zabiegu może wiązać się z uzyskaniem mało wartościowej próbki, a ponadto nadmiernym uszkodzeniem mięszu nerek i krwotokami (8).

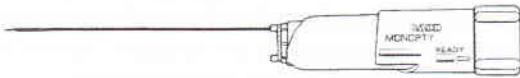
Igły ASAP. (ryc. 3). Igły ASAP są igłami automatycznymi. Zawierają one mechanizm sprężynowy, który wprowadza samoczynnie w dwóch sekwencjach, najpierw wewnętrzne ostrze z komorą dla próbki (17 mm) i niemal natychmiast po nim nasuwa zewnętrzną kaniulę, która odcina pobierany fragment. Kaniule tych igieł, podobnie jak poprzednich, posiadają charakte-



Ryc. 3. Igła ASAP

rystyczne kwasoryty (ryc. 2), dzięki którym można kontrolować głębokość penetracji. Rozmiary igieł ASAP wahają się w granicach: średnica 15-18-20 G; długość 100-150-210 mm. Zasada wykonania biopsji igłami ASAP jest podobna do poprzednio opisaną. Ostrze wprowadzone przez ścianę jamy brzusznej należy zatrzymać na powierzchni torebki nerki. Aby uzyskać próbkę wystarczy zwolnić blokadę na pomocą przycisku, który uruchamia mechanizm sprężynowy. Wśród igieł ASAP można znaleźć modele z odejmowalnymi rękojeściami i wewnętrznym ostrzem, dzięki czemu możliwe jest wykonanie serii biopsji bez wyciągania całego urządzenia i wielokrotnego wkłuwania się do jamy brzusznej. Po dokonaniu jednej biopsji i wydostaniu próbki, wymienia się ostrze z komorą i wprowadza ponownie przez zewnętrzną kaniulę aby uzyskać kolejną porcję tkanki. Poprzedzone jest to zmianą miejsca wkłucia, w celu otrzymania próbki pochodzącej z innej części kory nerki (8).

Odmianą igieł ASAP są igły Monopty (ryc. 4), których mechanizm działania i konstrukcja są podobne. Dostępne są modele z długością komory 11-22 mm, średnicami 18 G – 20 G i długością ostrzy 100, 160 i 200 mm.



Ryc. 4. Igła Monopty

### Igły do biopsji aspiracyjnej

Termin biopsja aspiracyjna lub też aspiracja cienkoigłowa, dotyczy igieł o średnicy poniżej 1 mm. Zabieg ten najczęściej wykonuje się w celu usunięcia płynu, komórek lub strzępów tkanek z nerki (1, 8). Zwykle używa się igieł do wstrzyknięć podskórnych o średnicy 22 G – 25 G i długości od 15 do 50 mm. U większych pacjentów należy sięgnąć po dłuższe, specjalnie do tego przeznaczone igły aspiracyjne. Dostępne są one w rozmiarach 20-25 G o długości od 25 do 225 mm, a nawet 250 mm (8). Są to cienkościennie

Tab. 1. Wskazania do biopsji nerek u psów i kotów wg (8)

Pomocna
zespół nerczycowy
schorzenia nowotworowe
ostra niewydolność nerek
uporczywa proteinuria niewiadomego pochodzenia, zwłaszcza narastająca
podjęzienie schorzenia na tle zaburzeń immunologicznych
potwierdzenie dziedzicznego schorzenia na tle genetycznym
potwierdzenie okołonerkowych pseudocyst (biopsja aspiracyjna)
potwierdzenie nefropatii zakaźnej przez posiew lub cytologię (biopsja aspiracyjna)
wolno postępujące śródmiąższowo-kanalikowe schorzenia nerek
krwimocz o nieznanym przyczynie
Raczej nieużyteczna
chroniczna niewydolność nerek z obustronną redukcją ich rozmiarów
stwierdzona wielotorbielowość nerek

Tab. 2. Przeciwwskazania przy biopsjach nerek wg (8)

Nie kontrolowane krwawienia
Ostra anemia
Brak jednej nerki
Nie kontrolowane nadciśnienie
Jednostronne nacieki nerkowe o podejrzanym charakterze nowotworowym, które mogłyby dawać przerzuty na wskutek biopsji
Roponercze
Ropnie nerkowe
Wodonercze
Obustronna redukcja wielkości nerek

Tab. 3. Igły stosowane do biopsji nerek

Igły ręczne	Igły automatyczne
Tru-Cut	Biopty
Haako Sonopsy-CI	Monopty
Haako Sonoguide type C2	ASAP
	Ultra-Cut
	Autovac
	Temno
	Quick Core

Tab. 4. Badania poprzedzające biopsję wg (8)

Wywiad i badanie kliniczne
Ryzyko krwotoków (skaża krwotoczna)
Ciąża – nie wykonuje się
Ryzyko związane ze znieczuleniem ogólnym
Zbyt małe nerki, tylko jedna nerka – nie wykonuje się
Niewydolność krążenia, funkcji nerek
Badania laboratoryjne
Krew
Hemogram
Liczba płytek krwi
Czas krzepnięcia krwi u pacjentów z ryzykiem krwotoków
Koncentracja azotu mocznikowego w surowicy
Koncentracja sodu, potasu i dwutlenku węgla w surowicy
Mocz
Przy ropomocz – posiewy
Przy proteinurii – dzienny stosunek białka do kreatyniny
USG, Rtg – w celu określenia wielkości i położenia
Rozpatrzenie potencjalnych korzyści i ryzyka związanych z zabiegiem

igły o odpowiednio wyprofilowanym ostrzu, zaopatrzone w mandryn. Po wkluciu się do miejsca pobrania, mandryn usuwa się, a do igły podłącza przygotowaną wcześniej strzykawkę. Wytwarzając podciśnienie w strzykawce, wykonując kilka ruchów tłokiem uzyskuje się pożądaną biopłat. Zarówno igły stosowane do biopsji jak i do zabiegu aspiracji cienkoigłowej muszą być zawsze ostre. Jeżeli ich ostrza stępiają się w wyniku kilkurazowego użycia, należy je naostrzyć lub wymienić.

### Przygotowanie do zabiegu

Przed wykonaniem biopsji zwierzę musi zostać poddane dokładnym badaniom w celu określenia ewentualnego ryzyka i potencjalnych korzyści jakie może przynieść zabieg (tab. 4). Przed biopsją zalecana jest 8-godzinna głodówka, w celu zmniejszenia ryzyka wymiotów i związanego z nimi ewentualnego zachłyśnięcia. Odchylenia w równowadze wodno-elektrolitowej powinny być wyrównane poprzez podawanie pozajelitowo płynów przed, w czasie i po zabiegu. Ponieważ podstawową komplikacją związaną z biopsją nerek jest krwotok, to warunkiem przystąpienia do niej musi być wcześniejsze skorygowanie zaburzeń w hemostazie jeśli takie występują (8, 10).

Zabieg biopsji można wykonywać w znieczuleniu ogólnym lub sedacji połączonej ze znieczuleniem miejscowym. Przeciwwskazaniem do wykonania zabiegu w drugim sposobie często jest niepełne znieczulenie otrzewnej, co powodować może gwałtowne i nie spodziewane ruchy ciała pacjenta, które mogą przyczynić się do poważnych komplikacji (8, 10).

### Techniki

Wybór techniki zależy od takich czynników jak:

- zdobyte umiejętności i doświadczenia w tym zakresie,

- gatunek i wielkość pacjenta,
- wielkość i liczba potrzebnych próbek tkanki,
- dostępny sprzęt,
- nerka poddawana zabiegowi (lewa lub prawa).

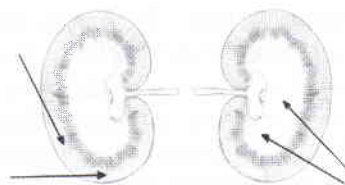
Podstawowe sposoby przeprowadzenia biopsji:

- na podstawie zewnętrznego badania palpacyjnego,
- technika „keyhole”,
- biopsja pod kontrolą USG
- biopsja przez laparotomię
- biopsja pod kontrolą laparoskopową.

**Lokalizacja palpacyjna.** Jest to najprostsza technika, nie wymagająca dodatkowego sprzętu, lecz możliwa do wykonania jedynie w przypadkach kiedy nerka daje się unieruchomić poprzez powłoki brzuszne. Najłatwiej tą metodą przeprowadzić biopsję u kotów, gdyż nerki u tych zwierząt są bardziej ruchome (8, 10).

**Procedura (8, 10)**

1. Przygotowanie miejsca wkłucia (toaleta, dezynfekcja).
2. Lokalizacja i unieruchomienie nerki poprzez omacywanie.
3. Wykonanie małego nacięcia skóry, w celu ułatwienia wprowadzenia igły.



Ryc. 5. Właściwy sposób ustawienia długiej osi igły (strona lewa); niewłaściwe ustawienie (strona prawa)

4. Wprowadzenie igły i ustawienie ostrza na powierzchni torebki nerki.

5. Skierowanie osi igły w ten sposób, aby nie uszkodzić tętnicy, żyły nerkowej oraz miedniczki (ryc. 5).

6. Pobranie biopłatu przy zastosowaniu określonej techniki przeznaczonej dla danej igły biopsyjnej.

**Technika „keyhole”.** Technika pomocna w przypadkach, gdy nerki są niewyczuwalne za pomocą omacywania, a lokalizacja za pomocą USG i Rtg jest niemożliwa ze względu na brak sprzętu. U psów jest to technika najczęściej przeprowadzana w stosunku do prawej nerki. Nerka lewa, ze względu na swą większą ruchomość rzadziej jest poddawana biopsji tą metodą.

**Procedura (7, 8, 10)**

1. Przygotowanie miejsca zabiegu.

2. Ułożenie pacjenta w pozycji bocznej i wykonanie ukośnego nacięcia skóry, wystarczającego na wprowadzenie palca wskazującego nad powierzchnię tylnego bieguna nerki. Nacięcie to wykonuje się za ostatnim żebrem i zaraz poniżej dolnego brzegu mięśni lędźwiowych.

3. Rozdzielenie na tępo tkanki podskórnej, mięśni i otrzewnej.

4. Wprowadzenie palca wskazującego do jamy otrzewnej w celu omacywania nerki i otaczających tkanek. Określenie wielkości, kształtu, położenia i konsystencji narządu.

5. Wykonanie niewielkiego, sąsiedniego nacięcia w ścianie powłok brzusznych w celu wprowadzenia igły.

6. Wprowadzenie igły do jamy otrzewnej, a następnie do powierzchni nerki pod kontrolą palca wskazującego.

7. Unieruchomienie nerki poprzez przyciśnięcie jej do ściany brzucha lub otaczających struktur.

8. Ustawienie igły w sposób pozwalający na ominięcie tętnicy i żyły nerkowej oraz miedniczki nerkowej (ryc. 5).

9. Pobranie biopłatu stosując właściwą technikę przeznaczoną dla danej igły biopsyjnej.

**Biopsja pod kontrolą USG (Ultrasound-guided biopsy).** Jest to technika najbezpieczniejsza, pozwalająca dokładnie monitorować drogę przejścia igły biopsyjnej (3). Eliminuje to w dużym stopniu ryzyko nieprawidłowego wkłucia i ewentualnych powikłań. Do przeprowadzenia tego zabiegu niezbędne są dwie osoby.

**Procedura (7, 8, 11)**

1. Dokładne ogolenie i dezynfekcja skóry, a następnie pokrycie sterylnym żelem.

2. Skanowanie nerki w dwóch płaszczyznach – pionowej i poziomej w celu określenia jej wielkości, kształtu i położenia.

3. Wykonanie nacięcia skóry i wprowadzenie igły.

4. Ponowne skanowanie i ustawienie osi długiej igły w pożądanym sposobie (ryc. 5).

5. Dokonanie wkłucia stosując odpowiednią technikę dla igły.

6. Skanowanie nerki po zabiegu w celu kontroli ewentualnych krwawień.

**Biopsja chirurgiczna przez laparotomię.** Wyróżnia się dwa typy biopsji chirurgicznej – excisional biopsy, która oznacza całkowite usunięcie narządu lub wszystkich zmienionych tkanek oraz incisional biopsy – obejmująca tylko pobranie fragmentu zmienionej tkanki danego narządu. Zabieg incisional biopsy nie wymaga specjalistycznego sprzętu. Polega na wykonaniu dwóch sąsiednich nacięć poprzez torebkę nerki na krzywiźnie większej, w celu wyizolowania cienkiego fragmentu tkanki. Korę nerki łączy się z szwem materacowym, a torebkę szwem ciągłym (7). Głównymi przeciwwskazaniami do tego zabiegu są konieczność znieczulenia ogólnego oraz ewentualne trudności techniczne w przypadku otyłych pacjentów.

**Biopsja pod kontrolą laparoskopową.** Jest to metoda wymagająca kosztownego sprzętu i niezbyt popularna. Co prawda umożliwiała ona dokładną kontrolę wzrokową przeprowadzanej biopsji, lecz w żaden sposób nie podwyższa jakości pobieranej próbki, a także nie obniża ryzyka potencjalnych powikłań (11).

Biopsja nerek jest cenną pomocą w rozpoznawaniu schorzeń nerek. Dostarcza informacji, których nie można uzyskać w żaden inny sposób, dzięki którym często możliwe jest ustalenie przyczyny i rodzaju toczących się procesów chorobowych, a co za tym idzie postawienie właściwej diagnozy i ustalenie odpowiedniego leczenia. Nie można jednak zapominać, że za-

bieg biopsji nie jest całkowicie nieszkodliwy dla zwierzęcia i nie powinien być nigdy przeprowadzany pochopnie, a w szczególności nie może być stawiany ponad dokładne badania kliniczne i laboratoryjne, które zawsze muszą ten zabieg poprzedzać.

### Piśmiennictwo

1. *De Rycke L. M. J. H., Van Bree H. J. J., Simoens P. J. M.*: Ultrasound-guided tissucore biopsy of liver, spleen and kidney in normal dogs. *Vet. Radiol.* 1999, 40, 294-299.
2. *Grauer G. F., Twedt D. C., Mero K. N.*: Evaluation of laparoscopy for obtaining renal biopsy specimens from dogs and cats. *J. Am. Vet. Med. Assoc.* 1983, 183, 677-679.
3. *Hager D. A., Nyland T. G., Fisher P.*: Ultrasound-guided biopsy of the canine liver, kidney and prostate. *Vet. Radiol.* 1985, 26, 82-88.
4. *Harvey J. M., Howie A. J., Lee S. J.*: Renal biopsy findings in hypertensive patients with proteinuria. *Lancet* 1992, 340, 1435-1436.
5. *Holt P.*: Color Atlas and Text of Small Animal Urology. Mosby-Wolfe, London 1994, s. 44-46.
6. *Jeraj K., Osborne C. A., Stevens J. B.*: Evaluation of renal biopsy in 197 dogs and cats. *J. Am. Vet. Med. Assoc.* 1982, 181, 367-369.
7. *Macdougall D. F., Lamb Ch. R.*: Manual of Canine and Feline Nephrology and Urology. BSAVA, UK 1996, s. 148-159.
8. *Osborne C. A., Bartges J. W., Polzin D. J., Lulich J. P., Johnston G. R., Cox V.*: Percutaneous needle biopsy of the kidney. *Vet. Clin. North. Am.* 1996, 26, 1461-1503.
9. *Osborne C. A., Stevens J. B., Perman V.*: Kidney biopsy. *Vet. Clin. North. Am.* 1974, 4, 351-365.
10. *Osborne C. A.*: Clinical evaluation of needle biopsy of the kidney and its complications in the dog and cat. *J. Am. Vet. Med. Assoc.* 1971, 158, 1213-1228.
11. *Wise L. A., Allen T. A., Cartwright M.*: Comparison of renal biopsy techniques in dogs. *J. Am. Vet. Med. Assoc.* 1989, 195, 935-939.

Adres autora: lek. wet. Marcin Nowicki, ul. Oczapowskiego 14, 10-957 Olsztyn; e-mail:diagon@moskit.uwm.edu.pl

**NOWE WYDANIE – wg stanu prawnego na dzień 1. 01. 2001 r.**

prof. Edmund K. Prost i współpracownicy

## POLSKIE PRZEPISY

# SANITARNO-WETERYNARYJNE

Tom I. Obrót, ubój i badanie san.-wet. zwierząt rzeźnych i mięsa oraz normalizacja

Tom II. Nadzór sanitarny nad produkcją i obrotem żywności zwierzęcego pochodzenia

**Objętość ok. 550 stron, cena obu tomów 40,- zł**

Zamówienia (pismo lub fax) przesyłane na adres:  
**„Medycyna Weterynaryjna”, – Redakcja, ul. Akademicka 12;  
 20-033 Lublin, tel./fax (081) 53 329 12**  
 – z podaniem nazwy instytucji lub osoby zamawiającej, adresu oraz liczby zamawianych egzemplarzy.