

Technika pobierania krwi tętniczej i żyłnej oraz moczu od zająca szaraka^{*)}

JÓZEF NICPOŃ, AGNIESZKA NOSZCZYK-NOWAK,
PIOTR SŁAWUTA, ROLAND KOZDROWSKI*

Katedra Chorób Wewnętrznych i Pasożytniczych z Kliniką Chorób Koni, Psów i Kotów
Wydziału Medycyny Weterynaryjnej UP, pl. Grunwaldzki 47, 50-366 Wrocław

*Katedra i Klinika Rozrodu, Chorób Przeżuwaczy oraz Ochrony Zdrowia Zwierząt
Wydziału Medycyny Weterynaryjnej UP, pl. Grunwaldzki 49, 50-366 Wrocław

Nicpoń J., Noszczyk-Nowak A., Sławuta P., Kozdrowski R.

Arterial and venous blood and urine collection techniques in European Brown Hares

Summary

Many countries conduct examinations aimed at monitoring the health of hares and investigating causes for the decrease in the number of this species. These in turn, have resulted in studies into techniques of arterial and venous blood collection in vivo which are not detrimental to the animal's health. In addition to this, the present study investigated techniques of urine collection in hares. The research material included 42 clinical healthy hares. Before blood and urine collection the animals were pre-medicated with a mixture of ksylazine 2 mg/kg and ketamine 10 mg/kg i.m. The article also described vessel access (arterial and venous), which permits effective and safe collection of material in adequate amounts.

Keywords: hare, blood and urine

W ostatnich latach obserwuje się wciąż narastający spadek populacji zająca szaraka (*Lepus europaeus*). W wielu krajach podjęto badania mające na celu monitorowanie stanu zdrowia zająca oraz wyjaśnienie szczegółowych przyczyn spadku liczebności tego gatunku (1-5, 7, 8). Ośrodek Badania Zwierzyny Łownej i Środowiska Leśnego Uniwersytetu Przyrodniczego we Wrocławiu (OBZŁ i ŚL) prowadzi badania nad przyczynami spadku populacji zająca szaraka w Polsce oraz prace nad reintrodukcją tego gatunku. W tym celu prowadzone są badania statusu zdrowotnego populacji. Do prowadzenia monitoringu niezbędne jest wykonanie badań morfologicznych i biochemicznych krwi. Do wykonania morfologii wraz z rozmazem krwi potrzeba około 1,0 ml krwi. Do zbadania parametrów biochemicznych: aktywności aminotransferazy alaninowej (AST) i asparaginianowej (ALT), stężenia mocznika, kreatyniny, fosfatazy alkaicznej (FA), stężenia cholesterolu, trójglicerydów, glukozy, sodu, potasu, wapnia całkowitego, fosforu nieorganicznego, chlorków potrzeba około 2 ml surowicy (4 ml krwi pełnej). Celem oznaczenia parametrów równowagi kwasowo-zasadowej niezbędne jest pobranie około 0,5 ml krwi tętniczej. Jednym z elementów oceny stanu zanieczyszczenia środowiska jest określenie zawartości ołowiu, kadmu, glinu i arsenu we krwi zwierząt, celem oszacowania skażenia i kumulacji metali ciężkich w organizmie zająca szaraka. W tym celu konieczne jest uzyskanie przynaj-

mniej 2 ml surowicy. W ramach prowadzonego programu badawczego przeprowadzane są również badania cytogenetyczne populacji zająca. Do ich wykonania niezbędne jest pobranie 2 ml krwi pełnej. Wiadomo, że koniecznym warunkiem przeprowadzenia tak szeroko zakrojonych badań jest uzyskanie odpowiedniej ilości materiału biologicznego, którego minimalna ilość w prowadzonym przez OBZŁ i ŚL projekcie badawczym wynosi 10 ml krwi pełnej, w tym 0,5 ml krwi tętniczej.

Prowadzone badania zrodziły konieczność opracowania techniki przyżyciowego pobierania krwi tętniczej i żyłnej bez szkody dla zdrowia badanych zwierząt. Dodatkowo sprawdzono technikę pozyskiwania moczu od zająca w ilości pozwalającej na wykonanie niezbędnych analiz.

Celem badań było opracowanie skutecznej i bezpiecznej metody premedykacji zająca szaraka do pobierania krwi i moczu oraz określenie miejsc, które pozwoliłyby na pobranie odpowiedniej ilości krwi tętniczej i żyłnej do badań.

Materiał i metody

Materiał do badań stanowiły 42 klinicznie zdrowe zające: 36 sztuk (24 samice, 12 samców) odłowione na terenie południowo-wschodniej Polski oraz 6 sztuk (3 samce, 3 samice) urodzonych w 2006 roku na terenie 9 ha zagrody Ośrodka Badań Zwierzyny Łownej i Środowiska Leśnego Uniwersytetu Przyrodniczego we Wrocławiu. Teren, na którym odbywają się odłowy, zamykany był rozpiętą na palikach miękką bawełnianą lub nylonową siecią długości od 100 do 400 m i wysokości od

^{*)} Praca została wykonana w ramach projektu badawczego (grantu KBN) nr rej. R12 070 03.

120 do 150 cm. Sieć zawieszona była na palikach (tzw. kosturach), przy pomocy pozbawionych łebków gwoździ, w ten sposób, aby swobodnie zwisała, a jej dolna krawędź leżała na ziemi. Nagonka pędziła zając na sieć, które uderzając w nią, powodowały jej opadnięcie. Opisany sposób minimalizował ryzyko urazu.

Po wyłapaniu zając umieszczano po 3 osobniki w drewnianych klatkach wysłanych sianem celem transportu do Katedry Chorób Wewnętrznych i Pasożytniczych Wydziału Medycyny Weterynaryjnej Uniwersytetu Przyrodniczego we Wrocławiu. W klinice pobierano materiał i przeprowadzano jego analizy, część krwi przesyłano do Państwowego Instytutu Weterynarii w Puławach.

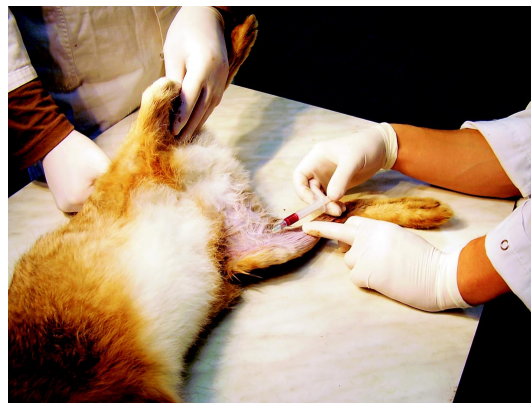
Przed pobraniem krwi i moczu do badań zwierzęta poddawano premedykacji przy użyciu mieszaniny anestetycznej: ksylazyna 3 mg/kg m.c. i ketamina 10 mg/kg m.c. podanych domięśniowo.

Wyniki i omówienie

Po premedykacji zając układano na boku. Krew tętniczą pobierano z odgałęzienia tętnicy usznej (*ramus caudalis a. auricularis*) po zewnętrznej stronie małżowiny, igłą o średnicy 0,7 mm (ryc. 1). Skórę na uchu dezynfekowano 40% alkoholem etylowym. Tętnicę uwidaczniano poprzez ucisk dystalnej części małżowiny usznej. Niewielka średnica tej tętnicy i wynikające trudności z jej nakłuciem oraz stosunkowo mała ilość krwi możliwa do uzyskania z tego naczynia nie zawsze pozwalały na przeprowadzenie badań równowagi kwasowo-zasadowej. Kolejnym naczyniem, wykorzystywanym w przeprowadzonych badaniach do pobierania krwi tętniczej od zająca była tętnica udowa (*a. femoralis*) (ryc. 2). Krew tętniczą pobierano do strzykawki z heparyną lub bezpośrednio do probówek. Tętnica udowa przebiega po przyśrodkowej stronie uda, w okolicy mięśnia smukłego (*m. gracilis*) i w pobliżu mięśnia krawieckiego (*m. sartorius*). Okolicę przyśrodkową uda dezynfekowano alkoholem etylowym i odwodzono kończynę miedniczną w kierunku tylny-dolny. Tętnicę identyfikowano poprzez wycucie na niej tętna, które na tętnicy udowej jest dobrze wyczuwalne. Naczynie to uwidacznia się pod skórą w postaci postronkowego tworu. Tętnicę nakłuwano igłą o średnicy 0,8-0,9 mm, wprowadzając igłę pod palec wyczuwające tętnienie naczynia. Pobierano ok. 5 ml krwi do heparynizowanej strzykawki lub



Ryc. 1. Pobieranie krwi z odgałęzienia tętnicy usznej (*ramus caudalis a. auricularis*)



Ryc. 2. Pobieranie krwi z tętnicy udowej (*a. femoralis*)

bezpośrednio do probówek. Uzyskiwanie tak niewielkiej ilości krwi tętniczej było spowodowane tym, że już po kilku sekundach następowało obkurczenie warstwy mięśniowej tętnicy i zamknięcie światła naczynia. Związane jest to z mechanizmami obronnymi, które u zwierzęcia wolno żyjącego, narażonego w naturze na atak drapieżników, muszą być szczególnie silnie rozwinięte. Na podstawie własnych obserwacji stwierdzono, że u zająca szaraka czas uciskania naczynia zapobiegający wystąpieniu krwiaka po nakłuciu tętnicy jest stosunkowo krótki i wynosi ok. 1 min. Krew tętniczą pobierano również z tętnicy udowej w tzw. trójkącie udowym znajdującym się w pobliżu pachwiny



Ryc. 3. Pobieranie krwi z tętnicy udowej (*a. femoralis*) w trójkącie udowym w okolicy pachwiny



Ryc. 4. Pobieranie krwi z żyły odpromieniowej (*v. cephalica*)



Ryc. 5. Pobieranie krwi z żyły odstrzałkowej (*v. saphena lateralis*)

5 ml krwi do heparynizowanej strzykawki lub



Ryc. 6. Pobieranie krwi z żyły udowej (*v. femoralis*)



Ryc. 7. Pobieranie krwi żyłnej z odgałęzienia doogonowego żyły odstrzałkowej (*ramus caudalis v. saphenae lateralis*)



Ryc. 8. Pobieranie moczu od zająca poprzez ucisk pęcherza przy pionowym trzymaniu zająca

(ryc. 3). Tętno jest tam dobrze wyczuwalne, co pozwala na łatwe zlokalizowanie naczynia. Trzeba jednak zwrócić uwagę, by nie uszkodzić nerwu goleniowego (*n. saphenus*), przebiegającego w tej okolicy. Ze względu na wysokie ciśnienie w tej części naczynia (bezpośrednio po odejściu od aorty) wymagany jest dłuższy czas uciskania tętnicy po nakłuciu w celu zapobiegnięciu wystąpienia krwiaka. Przy jego organizacji może dojść do ograniczenia światła głównej tętnicy, która jest główną tętnicą dla kończyny miednicznej.

W piśmiennictwie opisano jedynie możliwość pobierania krwi z żyły brzeżnej ucha (6). Z powodu małej średnicy są trudności z pozyskaniem większej ilości krwi z tego naczynia. Dlatego w przeprowadzonych badaniach krew żylną pozyskiwano z żyły odpromieniowej (*v. cephalica*) przebiegającej na dorsalnej części przedramienia (ryc. 4). Krew pobierano igłą o \varnothing 0,7 mm. Żyłę uwidaczniano poprzez założenie opaski uciskowej powyżej łokcia i dezynfekcji okolicy alkoholem etylowym. Naczynie to jest łatwe do lokalizacji ze względu na niewielką ilość mięśni na przedramieniu. Występują jednak trudności z uzyskaniem odpowiedniej ilości krwi do analiz. Mała średnica naczynia wymaga użycia igieł o niewielkiej średnicy, co wiąże się z szybkim krzepnięciem krwi w konusie igły. Dlatego, aby uzyskać większą ilość krwi żyłnej pobierano ją z żyły odstrzałkowej (*v. saphena lateralis*), przebiegającej po przedniobocznej stronie uda (ryc. 5). Jest to naczynie o dużej średnicy, co pozwala na stosowanie igieł o \varnothing 0,9 mm. Naczynto uwidaczniano zakładając stażę powyżej planowanego miejsca nakłucia i dezynfekcji okolicy. Z tego dostępu można uzyskać ok. 6-8 ml krwi żyłnej. Dużą ilość krwi można pobrać nakłuwając żyłę udową (*v. femoralis*) (ryc. 6), przebiegającą obok tętnicy, po przysrodkowej stronie uda. Istnieje również możliwość pobierania krwi żyłnej z odgałęzienia doogonowego żyły odstrzałkowej (*ramus caudalis v. saphenae lateralis*) (ryc. 7). Przebiega ona po zewnętrznej stronie podudzia i uwidacznia się po założeniu stazy powyżej

kolana. Światło naczynia pozwala na stosowanie igieł o średnicy 0,8-0,9 mm. Z tej żyły udaje się uzyskać do 6 ml krwi.

Mocz do badań pobierano poprzez ucisk na pęcherz moczowy przez powłoki brzuszne zająca przytrzymanego w pozycji pionowej (ryc. 8).

Opisane powyżej dostępy naczyniowe (tętnicze i żyłne) pozwalają na skuteczne i bezpieczne pobranie krwi. Określona ilość krwi, możliwa do uzyskania z poszczególnych miejsc, pozwala na zaplanowanie miejsca pobrania, dla wykonania planowanych badań. Zastosowanie premedykacji z użyciem ksylazyny i ketaminy w podanych dawkach jest w pełni bezpieczną i wystarczającą metodą do pobrania odpowiedniej ilości krwi i moczu od zająca.

Piśmiennictwo

1. Duff J. P., Chasey D., Munro R., Wooldridge M.: European brown hare syndrome in England. *Vet. Rec.* 1994, 134, 669-673.
2. Frolich K., Meyer H. H., Pielowski Z., Ronsholt L., von Seck-Lanzendorf S., Stolte M.: European brown hare syndrome in free-ranging hares in Poland. *J. Wildl. Dis.* 1996, 32, 280-285.
3. Frolich K., Wisser J., Schmuser H., Fehlberg U., Neubauer H., Grunow R., Nikolaou K., Priemer J.: Epizootiologic and ecologic investigations of European brown hares (*Lepus europaeus*) in selected populations from Schleswig-Holstein, Germany. *J. Wildl. Dis.* 2003, 39, 751-761.
4. Gavner-Widen D., Morner T.: Epidemiology and diagnosis of the European brown hare syndrome in Scandinavian countries. *Rev. Sci. Tech.* 1991, 10, 453-458.
5. Gustafsson K., Svensson T., Uggla A.: Studies on an idiopathic syndrome in the brown hare (*Lepus europaeus* P.) and mountain hare (*Lepus timidus* L.) in Sweden, with special reference to hepatic lesions. *Zntbl. Vet. Med. A.* 1989, 36, 631-637.
6. Marco I., Cuenca R., Pastor J., Velarde R., Lavin S.: Hematology and serum chemistry values of the European brown hare. *Vet. Clin. Pathol.* 2003, 32, 195-198.
7. Nowotny N., Bascunana C. R., Ballagi-Pordany A., Gavner-Widen D., Uhlen M., Belak S.: Phylogenetic analysis of rabbit haemorrhagic disease and European brown hare syndrome viruses by comparison of sequences from the capsid protein gene. *Arch. Virol.* 1997, 142, 657-673.
8. Schmidt N. M., Asferg T., Forchhammer M. C.: Long-term patterns in European brown hare population dynamics in Denmark: effects of agriculture, predation and climate. *BMC Ecol.* 2004, 12, 15-19.

Adres autora: prof. dr hab. Józef Nicpoń, pl. Grunwaldzki 47, 50-322 Wrocław; e-mail: nicpon@ozi.ar.wroc.pl