

Immobilizacja farmakologiczna żubrów

MICHAŁ K. KRZYSIAK, MAGDALENA LARSKA*

Ośrodek Hodowli Żubrów, Białowiecki Park Narodowy, Park Pałacowy 11, 17-230 Białowieża

*Zakład Wirusologii, Państwowy Instytut Weterynaryjny – Państwowy Instytut Badawczy w Puławach, al. Partyzantów 57, 24-100 Puławy

Otrzymano 30.08.2013

Zaakceptowano 27.09.2013

Krzysiak M. K., Larska M.

Pharmacological immobilization of European bison (*Bison bonasus*)

Summary

Białowieża National Park (BNP) takes care of free-ranging bison herds, as well as captive bison reserves. Bison, as a non-domestic animal, requires general immobilization for the purposes of diagnostic sample collection, thorough clinical examination, treatment, and preventive interventions. The paper presents the results of 110 successful immobilizations of European bison, performed between 2009 and 2013 in the Bison Breeding Centre of the BNP. Depending on the use of specific drugs and additional substances for premedication, such as xylazine, immobilized animals were divided into three groups. The preparations were administered with specialized pneumatic Dan-Inject applicators. Experience shows that the use of preparations containing etorphine is safe for both the patient and the personnel after the immobilization of the animal. Following a successful shot, the animal is immobilized within 15 minutes. General pharmacological immobilization is necessary for the efficient and safe performance of veterinary and animal husbandry manipulations, such as blood, swab, and tissue biopsy sampling.

Keywords: pharmacological immobilization, European bison, etorphine hydrochloride, acepromazine maleate, xylazine

W 1919 r. po I wojnie światowej został zabity ostatni żubr (*Bison bonasus*) w Puszczy Białowiejskiej. Od 1929 r. prowadzony jest program intensywnej restytucji tego gatunku dzikiego przeżuwacza w Polsce (6). Białowiecki Park Narodowy (BPN) opiekuje się stadami żyjącymi na wolności oraz żubrami utrzymywanymi w zagrodach rezerwatów zamkniętych. Jednym ze statutowych zadań Ośrodka Hodowli Żubrów BPN, zapisanym w Planie Ochrony, są odłowy i przesiedlenia żubrów mające na celu tworzenie i wzmacnianie populacji poza Puszcą Białowiejską. Dzięki temu w Polsce i na świecie mogą powstawać nowe hodowle żubrów, a już istniejące się rozwijać. W celu przeprowadzenia zabiegów weterynaryjno-zootechnicznych czy związanych z wywozem żubrów z hodowli wolnej BPN zwierzęta najpierw muszą być odłowione w celu odbycia kwarantanny, najczęściej przy zastosowaniu immobilizacji farmakologicznej. Przed wyjazdem za granicę od każdego żubra pobierana jest krew oraz ze względu na potencjalne zakażenie gruźlicą wykonywana jest próba tuberkulinowa, co jest możliwe jedynie dzięki unieruchomieniu zwierzęcia. W 2011 r. rozpoczął się projekt pt. „Ochrona żubra *in situ* w Polsce Północno-Wschodniej” prowadzony na terenie trzech puszczy: Białowiejskiej, Knyszyńskiej i Boreckiej. W ramach projektu żubrom zakłada się nadajniki telemetryczne, co umożliwia jedynie skuteczna i bezpieczna farmakolo-

giczna immobilizacja zwierzęcia (3). Żubr, jako zwierzę nieudomowione, wymaga unieruchomienia nawet przy najprostszych zabiegach lekarsko-weterynaryjnych (20). Pobieranie materiału do diagnostyki laboratoryjnej, przeprowadzenie szczegółowego badania klinicznego, leczenie oraz zabiegi profilaktyczne odbywają się po farmakologicznej immobilizacji pacjenta (6, 14). Związane to jest z zagrożeniem, jakie tak duże i silne zwierzę stwarza dla lekarza weterynarii oraz innych osób z obsługi.

Etorfina jest półsyntetycznym opioidem o działaniu przeciwbólowym ok. 1000-3000 razy silniejszym od morfiny (4). Używana jest na całym świecie do chemicznej immobilizacji zwierząt dzikich (1). Lek wykazuje spory margines bezpieczeństwa, a jego działanie może zostać odwrócone przez diprenorfinę. Do tego celu używa się aplikatora do zdalnej iniekcji. Strzykawkę typu dart napełnia się anestetykiem, zakłada się igłę zabezpieczoną silikonową nakładką, a do tylnej części wprowadza się sprężone powietrze, które po przebicciu ciała zwierzęcia przez igłę powoduje zdeponowanie preparatu do tkanki mięśniowej. Tak przygotowaną strzykawkę umieszcza się w komorze strzelby. Przy użyciu dalmierza wyznacza się odległość do pacjenta, wybiera się właściwe ciśnienie dwutlenku węgla. Następnie przy użyciu przyrządów celowniczych znajdujących się na strzelbie należy wcelować strzy-

kawką w mięsień, najlepiej część udową lub łopatkową, niekiedy mięśnie karku.

Celem niniejszej pracy było ustalenie skutecznych dawek anestetyków w znieczuleniu ogólnym żubrów w Polsce.

Materiał i metody

W latach 2009-2013 Ośrodek Hodowli Żubrów BPN wykonał 110 immobilizacji farmakologicznych żubrów. W przygotowaniu właściwej dawki opierano się na danych dostępnych w literaturze poświęconej immobilizacji dzikich zwierząt. W tym celu korzystano z informacji umieszczonej w ulotce dołączonej do preparatu Large Animal Immobilon/Large Animal Revivon® (Animal Health UK Ltd) z podanymi dawkami dla jeleni oraz koni, a także preparatu M99/M5050® (Novartis South Africa) z dawkowaniem dla zwierząt z kontynentu afrykańskiego. Autorzy podręcznika o chemicznej immobilizacji zwierząt dzikich zalecają dawkowanie 1 mg etorfiny/100 kg m.c. + 50 mg ksylazyny/100 kg m.c. (13). Na stronie internetowej firmy Bayer można znaleźć tabelę Sedation of wild and zoo animals with Rompun®, która rekomenduje dawkę 200 mg ksylazyny/100 kg m.c. Jednak z doświadczenia wiadomo, że podanie dla żubra czystej

ksylazyny uspokaja jedynie zwierzę, nie powodując jego unieruchomienia, przez co nie ma możliwości wykonania bardziej skomplikowanego zabiegu.

Masę ciała zwierząt szacowano empirycznie, tj. po wyglądzie, a także opierając się na danych z literatury dotyczącej biologii żubra (12, 20) oraz na własnym doświadczeniu, opartym na danych z ważenia zwierząt padłych lub eliminowanych.

Ze względu na stosowane preparaty handlowe, a także dodatkowe leki do premedykacji, takie jak ksylazyna, immobilizowane zwierzęta podzielono na trzy grupy.

Do pierwszej grupy zaliczono 71 żubrów (18 samców o masie ciała od ok. 150 do 600 kg oraz 53 samice o masie ciała od ok. 100 do 500 kg) w wieku od 1 roku do 16 lat (średnia wieku 4 lata). Zwierzęta te immobilizowano zarówno w hodowli rezerwatowej, jak i na wolności. Do tego celu używano preparatu o nazwie Large Animal Immobilon® (2,45 mg chlorowodoru etorfiny oraz 10 mg maleinianu acepromazyny w 1 ml, ampułki à 10 ml, Novartis Animal Health UK Ltd). Do odwracania działania etorfiny podawano preparat o nazwie Large Animal Revivon® (3 mg chlorowodoru diprenorfiny w 1 ml, ampułki à 10 ml, Novartis Animal Health UK Ltd) stosowany w dawce 1: 1 (diprenorfina: etorfina) przy podaniu dożylnym lub 1,5: 1 przy podaniu domięśniowym. Acepromazyna nie posiada swojego antagonisty.

Do drugiej grupy zaliczono 20 żubrów (3 samce o masie ciała od ok. 300 do 650 kg oraz 17 samic o masie ciała od ok. 200 do 450 kg) w wieku od 2 do 10 lat (średnia 4 lata). W większości unieruchamiano chemicznie żubry z hodowli wolnej z kilkoma przypadkami immobilizacji w hodowli zagrodowej. Do tego celu używano preparatu o nazwie Large Animal Immobilon® w połączeniu z 10% roztworem Xylased 500 mg® (Ksylazyna, ampułki à 500 mg, Biovetta). Do wybudzania zwierząt stosowano preparat o nazwie Large Animal Revivon® stosowany domięśniowo w dawce 1,5: 1 (diprenorfina: etorfina) w połączeniu z preparatem Revertor® (5 mg chlorowodoru atipemazolu w 1 ml, ampułki à 10 ml, ScanVet Poland), α 2-antagonistą znoszącym działanie ksylazyny.

Grupę trzecią stanowiło 19 żubrów (5 samców o masie ciała od ok. 300 do 900 kg oraz 14 samic o masie ciała od ok. 150 do 600 kg) w wieku od 1 roku do 15 lat (średnia 5 lat). Zwierzęta te immobilizowano zarówno na wolności, jak i w hodowli rezerwatowej przy użyciu preparatu o nazwie M99® (9,8 mg chlorowodoru etorfiny w 1 ml, ampułki à 5 ml, Novartis South Africa) w połączeniu z 10% roztworem Xylased 500 mg®. Do odwracania działania etorfiny podawano preparat o nazwie M5050® (12 mg chlorowodoru diprenorfiny w 1 ml, ampułki à 10 ml, Novartis South Africa), stosowany domięśniowo w dawce 1,5: 1 (diprenorfina: etorfina) w połączeniu z preparatem Revertor®.

Preparaty stosowano przy użyciu aplikatorów pneumatycznych zasilanych sprężonym dwutlenkiem węgla Dan-Inject model IM oraz JM.DB. (ryc. 1 i 2) i strzykawkę o pojemności 1,5 i 3,0 ml oraz średnicy 11 mm. W przypadku podawania preparatów zawierających w swoim składzie etorfinę oraz ksylazynę, łączono je w jednej strzykawce.

Statystykę opisową oraz zależności między dawką anestetyka a płcią i wiekiem zwierzęcia na podstawie testów, odpowiednio, Manna-Whitneya i Kruskala-Wallisa oraz analizy regresji opracowano przy użyciu programu STATA version 11.2 (Stata Corp., USA).



Ryc. 1. Aplikator pneumatyczny do immobilizacji Dan-Inject model JM.DB. Numerami zostały oznaczone: celownik optyczny (1); nabój CO₂ (2); manometr zaworu regulacji ciśnienia roboczego CO₂ (3); komora do wprowadzania strzykawk typu dart (4)



Ryc. 2. Oddawanie strzału w celu immobilizacji farmakologicznej żubra na terenie Puszczy Knyszyńskiej aplikatorem Dan-Inject model IM

Tab. 1. Dawkowanie środków znieczulających u samic i samców żubra w mg/100 kg m.c.

Substancja czynna	Wartość średnia (min.-maks.) dla samic	Wartość średnia (min.-maks.) dla samców
Grupa I – immobilizacja kombinacją etorfiny + acepromazyny		
Etorfiny chlorowodorek	1,82 (1,27-2,45)	1,42 (1-2,16)
Acepromazyny maleinian	7,41 (5,1-10)	5,76 (4,2-8,8)
Grupa II – immobilizacja kombinacją etorfiny + acepromazyny + ksylazyna		
Etorfiny chlorowodorek	0,67 (0,57-0,83)	0,71 (0,65-0,84)
Acepromazyny maleinian	2,72 (2,3-3,4)	2,93 (2,7-3,4)
Ksylazyna	18,39 (15-26)	20,8 (16,7-25,7)
Grupa III – immobilizacja kombinacją etorfiny + ksylazyna		
Etorfiny chlorowodorek	0,85 (0,65-1,3)	0,67 (0,49-0,98)
Ksylazyna	32,41 (15-24,9)	24,26 (11,1-33,4)

Wyniki i omówienie

Biorąc pod uwagę wszystkie żubry wykorzystane w badaniach, niezależnie od płci i wieku, w grupie pierwszej średnia dawka chlorowodoru etorfiny wyniosła 1,72 mg/100 kg m.c. (zakres 1-2,45 mg/100 kg m.c.) w połączeniu ze średnią dawką maleinianu acepromazyny równą 6,99 (min. 4,2 – max 10,0) mg/100 kg m.c. W grupie drugiej, w której do unieruchamiania dołączono ksylazynę, średnie dawki chlorowodoru etorfiny i maleinianu acepromazyny w porównaniu z grupą poprzednią zmniejszyły się, odpowiednio, do 0,68 (min. 0,57 – max 0,84) mg/100 kg m.c. i 2,75 (min. 2,3 – max 3,4) mg/100 kg m.c. Ksylazyna w tym połączeniu stosowana była w średniej dawce 18,69 (min. 15,0 – max 26,0) mg/100 kg m.c. W grupie trzeciej średnia dawka chlorowodoru etorfiny wyniosła 0,80 (min. 0,49 – max 1,3) mg/100 kg m.c. w połączeniu z ksylazyną w średniej dawce 30,27 (min. 11,1 – max 42,9) mg/100 kg m.c. Dawki stosowanych środków znieczulających w zależności od płci przedstawiono w tab. 1.

Z opisanego powyżej średniego dawkowania wynika, że skojarzenie substancji czynnych jest korzystniejsze zwłaszcza ze względu na obniżenie poszczególnych dawek leków. Po zastosowaniu domieszki ksylazyny średnia skuteczna dawka etorfiny w grupie drugiej i trzeciej zmniejszyła się o ponad połowę w porównaniu z grupą pierwszą. Obecnie na rynku dostępne są tylko preparaty zawierające czysty chlorowodorek etorfiny. M99® (Novartis South Africa) w Europie, a także Captivon® (Mc Pharma Ltd) w Republice Południowej Afryki. Wymogi prawne związane z uzyskaniem zgody na stosowanie i import preparatów weterynaryjnych, które nie są zarejestrowane na terytorium Rzeczypospolitej Polskiej, a także bardzo wysokie koszty zakupu i sprowadzenia preparatów zawierających w swoim składzie etorfinę zmuszają nas do ciągłego poszukiwania alternatywnych sposobów immobilizacji dzikich zwierząt. Jednym z nich jest łączenie preparatów, co pozwala na zmniejszenie dawek poszczególnych substancji czynnych.

Ścisłą zależność między dawkami chlorowodoru etorfiny i maleinianu acepromazyny, a wiekiem (odpowiednio: $p = 0,0001$ i $p = 0,0009$) stwierdzono jedynie w grupie pierwszej. W pozostałych dwóch grupach parametry te charakteryzowały się nieznaczną zależnością ($p > 0,05$) lub były zupełnie niezależne. Dodatkowo ustalono, że w grupie pierwszej dawka chlorowodoru etorfiny i maleinianu acepromazyny były odwrotnie proporcjonalne do wieku zwierzęcia. Wraz z wiekiem średnie dawki jednego i drugiego anestetyku malały, odpowiednio, o 0,06 mg/100 kg i 0,22 mg/100 kg na rok.

Do farmakologicznego unieruchomienia bliskich kuzynów żubra tj. bizonów amerykańskich (*Bison bison*) najczęściej stosuje się połączenie ksylazyny z carfentanilem (8, 11). Niekiedy do immobilizacji bizonów stosuje się znieczulenie oparte na medetomidynie lub ksylazynie w połączeniu z zolazepamem oraz tiletaminą (5). Substancje te wydają się jak najbardziej właściwe, by zastosować je u żubra, jednak w Polsce nie były używane ze względu na niedostępność preparatów zawierających w swoim składzie substancje czynne, takie jak: carfentanil, zolazepam czy tiletamina. Większość preparatów tego typu wytwarzana jest w Stanach Zjednoczonych, a ich sprowadzenie przewyższa niejednokrotnie koszty zakupu.

Stosowanie etorfiny do unieruchamiania wolno żyjących lub utrzymywanych w niewoli dużych zwierząt roślinożernych niesie ze sobą ryzyko wystąpienia hipoksji i hiperkapnii, w konsekwencji prowadząc do kwasicy (7, 21). Jest to spowodowane tym, że podczas znieczulenia ma miejsce depresja ośrodka oddechowego w mózgu, w konsekwencji czego oddechy są płytsze i rzadsze. Dodatkową komplikacją po zastosowaniu wspomnianych środków jest podwyższenie wewnętrznej ciepłoty ciała (17), dlatego przy wykonywaniu immobilizacji chemicznej, nawet w warunkach terenowych, warto pomyśleć o butli tlenowej, aby zapobiec skutkom niedotlenienia zwierzęcia oraz w jak największym stopniu neutralizować ryzyko wychłodzenia się pacjenta.

Doświadczenie pokazuje, że stosowanie preparatów zawierających etorfinę jest bezpieczne zarówno dla pacjenta, jak i personelu obsługującego zwierzę po immobilizacji (16). Po oddaniu celnego strzału żubr nieruchomieje maksymalnie po 15 minutach. Immobilizacja pozwala na pobranie prób od unieruchomionego zwierzęcia, wykonanie zabiegów lekarsko-weterynaryjnych, w tym prostych zabiegów chirurgicznych oraz ginekologiczno-położniczych (9, 14, 15). Zwierzęta mogą pozostawać unieruchomione od kilku do kilkudziesięciu minut, w zależności od potrzeb immobilizującego. Po zakończonym zabiegu można zwierzę wybudzić, co zapobiega komplikacjom związanym z zaleganiem oraz pozwala zwierzęciu oddalić się w bezpieczne miejsce. Podanie diprenorfiny pozwala pacjentowi wstać już po kilku minutach po jej zastosowaniu. Zapobiega to nie-



Ryc. 3. Krowa żubra po zaaplikowaniu anestetyków

dotlenieniu narządów wewnętrznych oraz części ciała, na których zalegał żubr, bez wątpienia będący ciężkim zwierzęciem. Ponadto etorfina ma działanie toksyczne i jej działanie powinno być zawsze antagonizowane po zakończonych zabiegach. Odwrócenie działania ksylazyny poprzez atipamezol zabezpiecza pacjenta przed wystąpieniem komplikacji ze strony przewodu pokarmowego, a także znosi sedację.

Każde wyliczenie dawki należy rozpocząć od oszacowania masy ciała pacjenta (12). W przypadku żubrów, zwłaszcza tych żyjących na wolności, nie ma możliwości zważenia zwierzęcia. Każde podanie leków opiera się na oszacowaniu masy ciała, do czego niezbędne jest odpowiednie doświadczenie. Pod uwagę powinny być brane takie aspekty, jak: płeć, wiek, otluszczenie, kondycja i stan zdrowia, jak również warunki atmosferyczne. Przy podawaniu preparatów zaczynało się od zastosowania minimalnej dawki. W przypadku braku skutecznej immobilizacji zwierzęciu podawano uzupełniającą dawkę (przypadek obrazuje ryc. 3, gdzie w górnych partiach mięśni kończyn miednicznych widać dwie strzykawki, przez które podawano leki). Stosowanie immobilizacji opartej na etorfinie jest również skuteczne u mieszańców żubra (*Bison bison*) z bydlęciem domowym (*Bos taurus*), czyli tzw. żubroni (10).

Immobilizacja farmakologiczna oparta na acepromazynie bez dodatku ksylazyny niesie też ze sobą ryzyko wystąpienia hiperwentylacji. Nie znosi też całkowicie tonusu mięśniowego, przez co odruchy dużego i silnego żubra mogą spowodować, że nastąpi nieprzewidziany uraz osoby z obsługi. Konieczne wtedy wydaje się dodatkowe wywiązanie pacjenta. Gdy do znieczulenia opartego na etorfinie i acepromazynie dodamy ksylazynę, pierwszym pozytywnym aspektem jest obniżenie dawki etorfiny, co jest bardzo ważne z punktu widzenia ekonomicznego. Drugim pozytywnym jest zwiększenie bezpieczeństwa pracy przez to, że następuje obniżenie napięcia mięśniowego pacjenta, co sprawia, że nie wykazuje on odruchów i nie stanowi zagrożenia dla obsługi.

Ważnym względem stosowania etorfiny jest także bezpieczeństwo człowieka (2). Przez to, iż chemiczną immobilizację żubrów wykonuje się najczęściej w terenie, niejednokrotnie w trudnych warunkach at-

mosferycznych, istnieje ryzyko obłania się preparatem i dostanie się go do błon śluzowych lub na zranioną skórę. W skrajnych przypadkach może dojść do iniekcji preparatu dla człowieka. Opisane sytuacje niosą ze sobą ryzyko dla zdrowia i życia ludzkiego, dlatego zaleca się, by apteczka pierwszej pomocy, która powinna się zawsze znajdować pod ręką w przypadku pracy z dzikimi zwierzętami, była wyposażona w preparat o nazwie Naloxonium hydrochloricum® (Warszawskie Zakłady Farmaceutyczne Polfa S.A.), używany w ratownictwie medycznym przy zatruciach opioidami. Skuteczność i zasadność stosowania potwierdzają doniesienia innych autorów (18, 19).

Piśmiennictwo

1. Alford B. T., Burkhart R. L., Johnson W. P.: Etorphine and diprenorphine as immobilizing and reversing agents in captive and free-ranging mammals. J. Am. Vet. Med. Assoc. 1974, 164, 702-705.
2. Arnemo J. M., Ahlqvist P., Andersen R., Bernsten F., Ericsson G., Odden J., Brunberg S., Segerström P., Swenson J. E.: Risk of capture-related mortality in large free-ranging mammals: experience from Scandinavia. Wildl. Biol. 2006, 12, 109-113.
3. Arnemo J. M., Kreeger T. J., Soveri T.: Chemical immobilization of free-ranging moose. Alces 2003, 39, 243-253.
4. Bentley K. W., Hardy D. G.: Novel analgesics and molecular rearrangements in the morphine-thebaine group. 3. Alcohols of the 6,14-endo-ethenotetrahydro-orphavine series and derived analogs of N-allylnormorphine and -norcodeine. J. Am. Chem. Soc. 1967, 89, 3281-3292.
5. Caulkett N. A., Cattell M. R., Cantwell S., Cool N., Olsen W.: Anesthesia of wood bison with medetomidine – zalezepam/tiletamine and xylazine – zalezepam/tiletamine combination. Can Vet J. 2000, 41, 49-53.
6. Dackiewicz J.: 80 lat restytucji żubra w Puszczy Białowieskiej. Eur. Bison Conserv. Newsletter 2009, 123-128.
7. Evans A. L., Fahlman Å., Ericsson G., Haga H. A., Arnemo J. M.: Physiological evaluation of free-ranging moose (Alces alces) immobilized with etorphine-xylazine-acepromazine in northern Sweden. Acta Vet. Scand. 2012, 54, 77.
8. Heigh J. C., Gates C. C.: Capture of wood bison (Bison bison athabasca) using carfentanil-based mixture. J. Wild. Dis. 1995, 31, 37-42.
9. Jacewski J., Świerzyński K.: Narkoza żubra (Bison bonasus L.) wodnikiem chloralu. Zool. Pol. 1955, 6, 80-87.
10. Kania B. F., Sumiński E., Kossakowski J.: An effective immobilizing agent for hybrids of European bison and domestic cattle. Acta Theriol. 1985, 30, 435-444.
11. Koch M. D., Berger J.: Chemical immobilization of free-ranging North American Bison (Bison bison) in Badlands National Park, South Dakota. J. Wild. Dis. 1987, 23, 625-633.
12. Krasińska M., Krasiński Z. A.: Żubr. Monografia Przyrodnicza. Warszawa-Białowieża 2004, str. 36-39.
13. Kreeger T. J., Arnemo J. M.: Handbook of Wildlife Chemical Immobilization. Fourth Edition, Terry J. Kreeger 2012, s. 179.
14. Krzysiak M. K.: Przypadek ciężkiego porodu u krowy żubra. Życie Wet. 2011, 86, 469-471.
15. Krzysiak M. K.: Przypadek podostrego zapalenia wymienia u krowy żubra. Eur. Bison Conserv. Newsletter 2010, 3, 91-94.
16. Magonigle R. A., Stauber E. H., Vaughn H. W.: The immobilization of wapiti with etorphine hydrochloride. J. Wild. Dis. 1977, 13, 258-261.
17. Meyer L. C., Hetem R. S., Fick L. G., Matthee A., Mitchell D., Fuller A.: Thermal, cardiorespiratory and cortisol responses of impala (Aepyceros melampus) to chemical immobilisation with 4 different drug combinations. J. S. Afr. Vet. Assoc. 2008, 79, 121-129.
18. Miller M. W., Wild M. A., Lance W. R.: Efficacy and safety of naltrexone hydrochloride for antagonizing carfentanil citrate immobilization in captive Rocky Mountain elk (Cervus elaphus nelsoni). J. Wildl. Dis. 1996, 32, 234-239.
19. Moresco A., Larsen R. S., Sleeman J. M., Wild M. A., Gaynor J. S.: Use of naltrexone to reverse carfentanil citrate-induced hypoxemia and cardiopulmonary depression in Rocky Mountain wapiti (Cervus elaphus nelsoni). J. Zoo Wildl. Med. 2001, 32, 81-89.
20. Olech W., Bielecki W., Bołbot A., Bukowczyk I., Dackiewicz J., Dymnicka M., Hlawiczka M., Krasiński Z., Nowak Z., Perzanowski K., Raczyński J., Tęsiński W., Wyrobek K.: Hodowla Żubrów. Poradnik utrzymania w niewoli. Stowarzyszenie Miłośników Żubrów, Warszawa 2008, 76-79.
21. Plotka E. D., Seal U. S., Eagle T. C., Asa C. S., Tester J. R., Siniff D. B.: Rapid reversible immobilization of Farel Stallions using etorphine hydrochloride, xylazine hydrochloride and atropine sulfate. J. Wild. Dis. 1987, 23, 471-478.

Adres autora: lek. wet. Michał Krzysiak, Park Pałacowy 11, 17-230 Białowieża; e-mail: vet@bpn.com.pl