58945

C2
219015

636.932.4.036.1

AKADEMIA ROLNICZA W SZCZECINIE

WYDZIAŁ BIOTECHNOLOGII I HODOWLI ZWIERZĄT

Lidia Felska

WYNIKI UŻYTKOWANIA SZYNSZYLI W RÓŻNYCH WARUNKACH ŚWIETLNYCH

Praca wykonana w ramach projektu badawczego
finansowanego przez KBN nr 3 PO6Z 02623

D-1151
Akademia Rolnicza BIBLIOTEKA GŁÓWNA w Szczecinie
MFN 8250

Praca doktorska wykonana
W Katedrze Nauk o Zwierzętach
Przeżuwających
W Pracowni Hodowli Zwierząt Futerkowych

Promotor:
Dr hab. Marian Brzozowski, prof. nadzw.
SGGW Warszawa

SZCZECIN 2004

Zachodniopomorski Uniwersytet Technologiczny w Szczecinie
BIBLIOTEKA GŁÓWNA
-6-

CZ-D.58945

D. 104 | 2086

Składam serdeczne podziękowania
Panu dr hab. Marianowi Brzozowskiemu, prof. nadzw.
za życzliwą pomoc i cenne wskazówki podczas
wykonywania niniejszej pracy

CZ-D.58945

Składam serdeczne podziękowania
Panu prof. zw. dr hab. Henrykowi Kamienieckiemu
za cierpliwość i cenne wskazówki, bez których praca ta
by nie powstała

Składam również serdeczne podziękowania Bożenie i Grzegorzowi Mieleńczuk, gdyż dzięki ich wielkiej pomocy i nieograniczonej cierpliwości miałam możliwość wykonania niniejszej pracy

Pracę tę dedykuję pamięci moich rodziców

Spis treści

1. Wstęp i cel pracy 7
2. Przegląd piśmiennictwa 9
2.1. Pochodzenie i początki kodowli szynszyli 9
2.2. Warunki utrzymania szynszyli 11
2.3. Światło – wiadomości ogólne 11
2.4. Wpływ światła na organizmy zwierząt 13
2.5. Znaczenie szyszynki i melatoniny 15
2.6. Rozród szynszyli 18
2.6.1. Wielkość miotu i liczba odchowanych szynszyli 21
2.6.2. Śmiertelność młodych szynszyli w okresie odchowu przy matkach 23
2.6.3. Procentowy udział miotów z jednym, dwoma, trzema, czterema i pięcioma szynszylami 23
2.6.4. Liczba miotów w ciągu roku, roczna płenność i długość okresu międzyporodowego 24
2.7. Użytkowanie futerkowe szynszyli 25
2.8. Znaczenie światła w rozrodzie szynszyli 30
2.9. Światło a użytkowanie futerkowe szynszyli 32
3. Materiał i metody 38
3.1. Ferma i zwierzęta 38
3.2. Etap I – analiza użytkowości rozrodczej 42
3.3. Etap II – analiza użytkowości futerkowej 45
4. Wyniki i ich omówienie 50
4.1. Wpływ światła na użytkowanie rozpłodowe szynszyli 50
4.1.1. Liczba szynszyli urodzonych i odchowanych z jednego miotu 50
4.1.2. Śmiertelność młodych szynszyli w okresie odchowu przy matkach 52
4.1.3. Liczba szynszyli urodzonych i odchowanych od samicy w ciągu roku 56
4.1.4. Długość okresu międzyporodowego 59
4.1.5. Liczba miotów uzyskiwanych od samicy w ciągu roku 62

Pracę tę dedykuję pamięci moich rodziców

Spis treści

1. Wstęp i cel pracy 7
2. Przegląd piśmiennictwa 9
2.1. Pochodzenie i początki hodowli szynszyli 9
2.2. Warunki utrzymania szynszyli 11
2.3. Światło – wiadomości ogólne 11
2.4. Wpływ światła na organizmy zwierząt 13
2.5. Znaczenie szyszynki i melatoniny 15
2.6. Rozród szynszyli 18
2.6.1. Wielkość miotu i liczba odchowanych szynszyli 21
2.6.2. Śmiertelność młodych szynszyli w okresie odchowu przy matkach 23
2.6.3. Procentowy udział miotów z jednym, dwoma, trzema, czterema i pięcioma szynszylami 23
2.6.4. Liczba miotów w ciągu roku, roczna plenność i długość okresu międzyporodowego 24
2.7. Użytkowanie futerkowe szynszyli 25
2.8. Znaczenie światła w rozrodzie szynszyli 30
2.9. Światło a użytkowanie futerkowe szynszyli 33
3. Materiał i metody 38
3.1. Ferma i zwierzęta 38
3.2. Etap I – analiza użytkowości rozrodczej 42
3.3. Etap II – analiza użytkowości futerkowej 45
4. Wyniki i ich omówienie 50
4.1. Wpływ światła na użytkowanie rozpłodowe szynszyli 50
4.1.1. Liczba szynszyli urodzonych i odchowanych z jednego miotu 50
4.1.2. Śmiertelność młodych szynszyli w okresie odchowu przy matkach 52
4.1.3. Liczba szynszyli urodzonych i odchowanych od samicy w ciągu roku 56
4.1.4. Długość okresu międzyporodowego 59
4.1.5. Liczba miotów uzyskiwanych od samicy w ciągu roku 62

4.1.6. Procentowa liczba miotów z jednym, dwoma, trzema, czterema, i pięcioma szynszylami 64
4.1.7. Procentowe rozłożenie wykotów w ciągu roku 66
4.2. Wpływ światła na użytkowanie futerkowe szynszyli 69
4.2.1. Ocena przyżyciowa szynszyli 69
4.2.1.1. Masa ciała szynszyli przeznaczonych na ubój 69
4.2.1.2. Długość ciała szynszyli przeznaczonych na ubój 71
4.2.1.3. Wysokość okrywy włosowej szynszyli przeznaczonych na ubój 73
4.2.2. Ocena poubojowa skór szynszyli 74
4.2.2.1. Wielkość skór 75
4.2.2.2. Typ barwny skór 76
4.2.2.3. Czystość barwy skór 78
4.2.2.4. Jakość okrywy włosowej 79
4.2.2.5. Wady występujące na skórach 81
5. Podsumowanie i wnioski 83
6. Piśmiennictwo 85
7. Aneks 96

1. Wstęp i cel pracy

Szynszyle to bardzo cenne zwierzęta futerkowe, od których uzyskujemy skóry poszukiwane przez producentów konfekcji. Ze względu na ich duże wymagania pod względem mikroklimatu, utrzymuje się je wyłącznie w pomieszczeniach zamkniętych. W pracy hodowlanej na fermach szynszyli dąży się do uzyskania zwierząt o pięknym kolorze oraz wysokiej jakości okrywy włosowej. Hodowcy muszą więc pamiętać o tym, że należy stwarzać szynszylom odpowiednie warunki środowiskowe do rozrodu i wytworzenia właściwej okrywy włosowej. Pod względem mikroklimatycznym szynszyle to jedne z najbardziej wymagających zwierząt futerkowych. Wymagają dość wysokiej stałej temperatury, w granicach 18-20^{0}C oraz wilgotności względnej na poziomie 50-70%. Trzecim bardzo ważnym czynnikiem decydującym o użytkowaniu zwierząt futerkowych jest światło. To światło, a przede wszystkim długość godzin świetlnych i natężenie światła decyduje o rozrodzie. To dzięki światłu widzialnemu zwierzę dostrzega pokarm oraz nadciągające niebezpieczeństwo. Światło słoneczne zawiera promienie ultrafioletowe, które działają grzybobójczo, a w hodowli szynszyli obserwuje się dużą podatność tych zwierząt na grzybicę. Ogólnie rzecz biorąc światło ma ogromne znaczenie w hodowli zwierząt futerkowych, w tym szynszyli, niestety w piśmiennictwie niewiele jest informacji na temat optymalnych warunków świetlnych w pomieszczeniach dla szynszyli, m.in. jakie powinno być optymalne natężenie światła.

Coraz częściej w szynszylarniach stosuje się wyłącznie oświetlenie sztuczne i jak dotąd nie zauważono jakichkolwiek niekorzystnych zmian w organizmie zwierząt spowodowanych brakiem promieniowania słonecznego. Wielu autorów wskazuje wręcz na to, że promieniowanie słoneczne może działać niekorzystnie na organizmy zwierząt, powodując czasami przegrzanie organizmu oraz pogorszenie cech okrywy włosowej, która ulega płowieniu bądź zarudzeniu i pogarszają się jej właściwości fizyczne. Oświetlenie sztuczne ma tę zaletę, że łatwo jest nim regulować. Dzięki zastosowaniu automatów zegarowych można ustawić odpowiednią długość dnia świetlnego, który według obserwacji hodowców polskich i duńskich powinien wynosić około 12 godzin. Zastosowanie w pomieszczeniach dla szynszyli wyłącznie sztucznego oświetlenia daje możliwość stworzenia szynszylom optymalnych warunków także pod względem natężenia światła. Dzięki określeniu odpowiedniego poziomu natężenia światła w pomieszczeniach dla szynszyli, istnieje możliwość poprawy wskaźników rozrodczych, które u szynszyli są na dość niskim poziomie,

ale jak zaznaczają niektórzy badacze mogą ulec one poprawieniu, ze względu na potencjalne możliwości rozrodcze tych zwierząt.

Istnieje również możliwość poprawienia wskaźników użytkowości futerkowej, gdyż światło, np. u zwierząt futerkowych mięsożernych może decydować o przyspieszeniu dojrzewania okrywy włosowej. W literaturze brak jest jednak informacji, czy natężenie światła może poprawić właściwości okrywy włosowej szynszyli.

Na polskich fermach często spotyka się grupy szynszyli zróżnicowane pod względem genetycznym. Jedną grupę stanowią najczęściej szynszyle wyhodowane na danej fermie, a drugą szynszyle importowane z różnych krajów, najczęściej z Danii, Szwecji oraz USA. Kraje te mają o wiele dłuższą tradycję hodowli szynszyli i ich doświadczenia dotyczące utrzymania i doskonalenia zwierząt są bogatsze niż hodowców polskich: szynszyle importowane są doskonałe do poprawy jakości zwierząt na fermach polskich.

Celem pracy było:

- Określenie wpływu natężenia światła na wyniki rozrodu szynszyli polskich i importowanych (z Danii i ze Szwecji);
- Określenie wpływu natężenia światła na jakość pozyskiwanych skór.

2. Przegląd piśmiennictwa

W ciągu ostatnich dziesięciu lat hodowla szynszyli w Polsce dynamicznie się rozwinęła. Mimo tego, że hodowla szynszyli jest stosunkowo trudna, powstało i ciągle powstaje wiele nowych ferm tych zwierząt. Popyt na ich skóry od wielu lat nie maleje i bywa często tak, że wszystkie skóry, które trafiają na zagraniczne giełdy zostają sprzedane [Barabasz i Woźny, 2000; Felska i in., 2000]. Socha i Szumska [2002] analizowali opłacalność chowu szynszyli na fermie reprodukcyjnej i według tej analizy wskaźnik rentowności w latach 1999-2000 przekroczył 100, a więc osiągnął niezwykle wysoki poziom. Wskaźnik dochodowości w tych analizowanych latach osiągnął też wysoki poziom, bo 50%, natomiast wskaźnik opłacalności (stosunek wartości produkcji do kosztów w przeliczeniu na procent) wyniósł 200%. W latach 2002-2003 ta sytuacja nieco się pogorszyła, ale wyniki ostatnich sprzedaży skór są coraz lepsze. Jak podaje Paluch i Kuźniewicz [1995] wysoka opłacalność produkcji skór szynszylowych jest spowodowana niskimi nakładami na stworzenie i prowadzenie fermy szynszyli. Szybki rozwój hodowli szynszyli pociągnął za sobą również rozwój wiedzy na temat warunków utrzymania, żywienia oraz pozyskania skór od tych cennych zwierząt futerkowych.

2.1. Pochodzenie i początki hodowli szynszyli

Szynszyle należą do rzędu gryzoni (*Rodentia*), podrzędu jeżozwierzokształtnych (*Hystricomorpha*), rodziny szynszylowate (*Chinchillidae*) i rodzaju szynszyle (*Chinchilla*) [Barabasz, 2001; Jiménez, 1996]. Szynszyle pochodzą z Ameryki Południowej (Chile, Boliwia, Peru, Argentyna), z górzystych terenów Andów. W rejonie tym panuje strefa suchego klimatu i występują tylko dwa sezony: zima i lato [Kosołapow, 1976]. Ze względu na swoje cenne futro zwierzęta te w swoim naturalnym środowisku były masowo łowione i zabijane. Doprowadziło to do niemal całkowitego wyginięcia gatunku w roku 1900. W 1929 roku władze chilijskie wprowadziły całkowity zakaz polowań i obecnie szynszyle znajdują się pod całkowitą ochroną gatunkową. Hodowla klatkowa tych zwierząt przyczyniła się do uratowania ich przed wyginięciem. W 1975 roku odkryto stado dzikich szynszyli w Andach, w Aqua Dulce-Auco (stan Illapel) i od roku 1983 istnieje tam Park Narodowy - Chinchilla National Reserve.

Jak podaje Barabasz [1997, za Sotto] szynszyle w środowisku naturalnym żyją stadnie w dużych koloniach, w miejscach gdzie przeważają kamienie i skały – w dolinach skalnych na wysokości około 600 m n.p.m. Odżywiają się rośliną zwaną "puyą". Nocą wędrują na

odległość do 250 m. W stadach przeważają samice (średnio na jednego samca przypada od 1,16 do 1,41 samic), a osobniki dorosłe stanowią około 30%. Szynszyle odznaczają się wielką ruchliwością, nerwowością i czujnością, co chroni je przed polującymi na nie drapieżnikami (lisy, łasice, wilki i sowy). W naturalnym środowisku szynszyle rodzą dwa razy w roku, a liczba urodzonych młodych w przeliczeniu na jedną samicę wynosi w granicach od 1 do 2 osobników.

Jak podaje Kosołapow [1976], Mohlis [1983] oraz Hoefer [1994] szynszyle w stanie dzikim prowadzą nocny tryb życia i zamieszkują jamy skalne ale mogą prowadzić również dzienny tryb życia [Walker, 1975]. Podobnie przedstawia to Brehm [1963], który w swej książce „Życie zwierząt" opisał ich zwyczaje. Stwierdził, że można je zobaczyć w ciągu dnia, gdy siedzą przy wejściu do swoich nor, z tym, że zawsze w cieniu. Barabasz [2003] również stwierdził, że w wyniku zmian domestyfikacyjnych, w warunkach hodowli fermowej obserwuje się u nich wzrost aktywności ruchowych w godzinach porannych i dziennych.

Przy fermowym utrzymaniu szynszyli okresem aktywności szynszyli są także godziny nocne, przy czym w ciągu dnia również wykazują pewną aktywność, np. zjawisko koprofagii występuje u nich podczas dnia, a opieka nad młodymi (karmienie) następuje zarówno w ciągu nocy jak i dnia [Lanszki i Szepesi, 1996].

Hodowlę szynszyli w klatkach zapoczątkował Mathias F. Chapman w 1918 roku w Chile, a od 1923 w USA [Barabasz, 2001].

Fot. 1. Szynszyla mała (*Chinchilla lanigera*), odmiany standard

W hodowli fermowej utrzymuje się wyłącznie gatunek szynszyli małej – *Chinchilla laniger*, a podstawą hodowli jest szynszyla odmiany standard (fot. 1).

Pierwszą hodowlę szynszyli w Polsce zapoczątkowali Władysław i Elwira Rżewscy w 1956 roku i oni to przyczynili się do popularyzacji tego gatunku zwierząt futerkowych [Jarosz i Rżewska, 1996]. Obecnie w Polsce istnieje około 600 ferm tych zwierząt, z czego około 50

stad objętych jest oceną wartości użytkowej i hodowlanej przez Krajowe Centrum Hodowli Zwierząt [Wykaz Stad Szynszyli, 2003].

2.2. Warunki utrzymania szynszyli

Jak do tej pory najmniej poznane w hodowli szynszyli są warunki, jakie powinny panować w pomieszczeniach dla tych zwierząt. Szynszyle są bardzo wrażliwe i wymagające pod względem mikroklimatu, dlatego w Polsce utrzymuje się je wyłącznie w pomieszczeniach zamkniętych [Barabasz, 1996; Jarosz, 1969; Tombarkiewicz i in., 1998]. Według Wilka [1989] dzięki polepszeniu warunków utrzymania szynszyli można poprawić wyniki rozrodu szynszyli. Na mikroklimat pomieszczeń dla szynszyli składają się: temperatura, wilgotność względna, oświetlenie, ruch powietrza, zanieczyszczenie powietrza gazami oraz zapylenie.

W literaturze brak jest ścisłych danych dotyczących wszystkich parametrów zoohigienicznych pomieszczeń przeznaczonych dla szynszyli. Dosyć dobrze poznane są jedynie wymagania dotyczące temperatury oraz wilgotności względnej powietrza, które uważane są za najważniejsze w zagwarantowaniu szynszylom właściwych warunków do rozmnażania i utrzymania przez organizm dobrej kondycji zdrowotnej oraz aktywności ruchowej [Boersma, 1995; Sulik, 2001; Sulik i Felska, 1999; Szeleszczuk, 2000]. W pomieszczeniach dla szynszyli optymalna temperatura powinna wynosić 16-22^{0}C, wilgotność względna powietrza 50-70%, a ruch powietrza 0,2-0,3 m/s. [Barabasz, 1996; Cholewa, 2000; Felska, 1999; Jarosz i Rżewska, 1996; Parker, 1982; Tombarkiewicz, 1999]. Według Barabasza [1996] szynszyle najlepiej czują się w temperaturze nieco niższej, od 8 do 18^{0}C. Pomieszczenia dla tych zwierząt powinny być suche, widne, dobrze wentylowane, bez przeciągów i bez grzybów [Barabasz, 1996; Nowak, 1995]. W literaturze polskiej oraz światowej mało jest natomiast wiadomości na temat optymalnych warunków oświetleniowych, jakie powinny panować w pomieszczeniach dla szynszyli.

2.3. Światło – wiadomości ogólne

Najczęściej w pomieszczeniach dla zwierząt stosuje się oświetlenie naturalne - promieniowanie słoneczne. Promieniowanie słoneczne, o długości fal od 150 nm do 4000 nm [Dobrzański i Kołacz, 1996; Ziemiński, 1999] lub od 290 nm do 2300 nm [Rokicki i Kolbuszewski, 1996], korzystnie wpływa zwłaszcza na organizmy młode, rosnące [Brzozowski, 1980]. Na promieniowanie słoneczne składają się trzy rodzaje promieniowania: ultrafiole-

Akademia Rolnicza BIBLIOTEKA GŁÓWNA w Szczecinie

towe, widzialne i podczerwone. Promieniowanie ultrafioletowe (podzielone na trzy frakcje A, B i C, o długości fal od 150 nm do 400 nm) wpływa pośrednio na ogólną przemianę materii, a zwłaszcza na przemiany białkową i purynową, regulując ilość erytrocytów i zawartość hemoglobiny we krwi obwodowej, przyczynia się także do podnoszenia poziomu ciał odpornościowych, działa bakteriobójczo i wywołuje odczyn rumieniowy oraz przyczynia się do wytwarzania witaminy D_3, która odgrywa bardzo ważną rolę w budowie układu kostnego [Brzozowski, 1980; Dobrzański i Kołacz, 1996; Przysiecki, 2000]. Promieniowanie widzialne (o długości fal od 400 do 760 nm) uznawane jest za tzw. „biologiczny zegar", wyznaczający przebieg niektórych funkcji życiowych, takich jak: rozród, wzrost i rozwój organizmu, linienie okrywy włosowej, pozwala zwierzęciu na orientację w terenie, reguluje aktywność procesów oksydo-redukcyjnych, wymianę azotową [Dobrzański i Kołacz, 1996; Praca zbiorowa PKOSEP, 1998; Przysiecki, 2000]. Promieniowanie podczerwone (o długości fal od 760 nm do 4000 nm) kształtuje zjawiska termiczne organizmów zwierzęcych, działa bakteriobójczo [Rokicki i Kolbuszewski, 1996].

Rokicki i Kolbuszewski [1996] podają definicję oświetlenia pomieszczeń, jako stosunku padającego strumienia świetlnego do powierzchni oświetlanej przez ten strumień. Oświetlenie w pomieszczeniach można określić bezpośrednio przez pomiar natężenia światła, za pomocą luksomierza oraz pośrednio, podając stosunek powierzchni okien do powierzchni podłogi, a przy stosowaniu oświetlenia sztucznego należy przeliczyć ogólną moc zastosowanych sztucznych źródeł światła elektrycznego na jednostkę powierzchni podłogi obiektu i wyrazić to w W/m^2 [Dobrzański i Kołacz, 1996]. Jednostką natężenia światła jest luks (lx), równy natężeniu oświetlenia jakie wywołuje strumień świetlny o wartości jednego lumena (lm) na powierzchni jednego metra kwadratowego: (lm/m^2).

Oświetlenie naturalne zależy od: czynników zewnętrznych, makroklimatycznych, które uwarunkowane są m.in. szerokością geograficzną, wysokością n.p.m., porą dnia i roku; czynników zewnętrznych warunkujących lokalny klimat, jak np. zaciemnienie przez sąsiednie budynki, drzewa, silosy itp.; czynników wewnętrznych, jak np. strona umieszczenia okien, liczba okien, ich wielkość, kształt i rozmieszenie.

Oświetlenie sztuczne pomieszczenia zależy od ilości, rodzaju, mocy i rozmieszczenia lamp. Jak podaje Dobrzański i Kołacz [1996] najczęściej w pomieszczeniach stosuje się lampy żarowe o mocy 60, 75 lub 100 W, jarzeniowe o mocy 25 i 40 W, a najrzadziej lampy rtęciowe czy sodowe. Barwa światła sztucznego powinna przypominać barwę światła dziennego.

2.4. Wpływ światła na organizmy zwierząt

Jak stwierdził Herman [1975] intensywnością światła można regulować wiele procesów zachodzących w organizmach zwierząt, takich jak: procesy rozrodu, wzrostu i rozwoju zwierząt oraz rozwoju okrywy włosowej. Na procesy życiowe można działać za pomocą długości dnia świetlnego, a także za pomocą natężenia światła i długości fal świetlnych. Najłatwiej jest regulować długość dnia świetlnego, a o wiele trudniej natężenie światła i długość fal świetlnych. Kaleta [1984] stwierdził, że u wszystkich kręgowców a także u niektórych bezkręgowców przebieg cyklu płciowego zależy od długości dnia świetlnego. Autor ten stwierdził, że stopniowe zmiany długości dnia świetlnego prowadzą do wystąpienia aktywności płciowej poza normalnym okresem reprodukcyjnym dla danego gatunku.

Światło, jak podaje Medina i in. [1999], jest także jednym z najważniejszych czynników odpowiedzialnych za aktywność ruchową, temperaturę wnętrza ciała i czas owulacji. Przebieg funkcji rozrodczych u szynszyli i innych zwierząt zależy od warunków klimatycznych, a w przypadku hodowli w pomieszczeniach zamkniętych od mikroklimatu pomieszczeń, a w tym przede wszystkim od temperatury, wilgotności i światła, a także od żywienia [Bernard i in., 1999; Jarosz i Rżewska, 1996]. Wpływ światła na procesy rozrodcze polega na regulacji aktywności gonad. Wzrost pęcherzyków jajnikowych kierowany jest przez hormon dojrzewania pęcherzyków jajnikowych, follitropinę (FSH), która wydzielana jest przez przedni płat przysadki mózgowej pod wpływem gonadoliberyny (FSH-LH-RH), wydzielanej przez podwzgórze. Informacje o ilości wydzielanych przez podwzgórze hormonów przekazywane są przez bodźce termiczne i świetlne [Turner i Bagnara, 1978].

Wpływ warunków świetlnych na wyniki rozrodu był tematem wielu badań prowadzonych u zwierząt futerkowych mięsożernych. Jak podaje Cholewa [2000] dodatkowe oświetlenie, np. zmiana fotoperiodu - zwiększanie długości dnia świetlnego u lisów polarnych w styczniu prowadzi do szybszego wystąpienia rui. To samo zjawisko występuje u norek i fretek, które reagują przyspieszeniem wystąpienia rui na wydłużanie się dnia świetlnego [Isakova i in., 2000; Klotchkov, 2000; Turner i Bagnara, 1978]. U norek sztuczne skracanie dnia świetlnego w okresie od lipca do października, a następnie wydłużanie spowodowało wystąpienie wcześniejszej rui oraz spadek liczby samic jałowych w porównaniu do norek nie poddawanych działaniu regulacji długości dnia świetlnego [Gulevich i in., 1996]. Przedłużenie okresu świetlnego u norek do 15 godzin na dobę spowodował zwiększenie plenności z 5,1 do 5,9 szczeniąt w miocie, skrócenie zaś tego okresu obniżyło liczebność miotów średnio do 4,6 szczeniąt [Herman, 1975]. Długość fotoperiodu wpływa także na

aktywność płciową i masę ciała chomików i szczurów [Challet i in., 2000; Heideman i in., 2000] oraz na wytwarzanie gonadotropin u chomików syberyjskich [Bernard i in., 1999; Meredith i in., 1998]. Fotoperiod wpływa także na długość ciąży, gdyż ograniczanie światła wydłuża, a dodatkowe oświetlenie skraca trwanie ciąży u łasicowatych i nutrii [Herman, 1975; Nawrocki, 1986]. Dobrowolska i Gromadzka-Ostrowska [1983] stwierdziły, że zmieniający się fotoperiod wpływa na funkcje rozrodcze u nornika polnego.

Natężenie światła wpływa na aktywność życiową zwierząt, na żywienie, ruchliwość itp. [Tischler i in., 1993]. Jak wykazali Witting i in. [1993] zwiększenie natężenia światła bez zmiany długości dnia świetlnego (fotoperiodu) może odnowić u starszych szczurów parametry związane z cyklem okołodobowym, a dokładniej mówiąc z fazą spania oraz budzenia, do poziomu, jaki występuje u młodych zwierząt. Heidman i in. [2000] stwierdzili, że największy wpływ na masę ciała szczurów miał fotoperiod o długości równej lub poniżej 13,5 godzin.

Fotoperiod odgrywa także bardzo ważną rolę w występowaniu sezonowości rozrodu owiec [Barell i in., 2000; Forcada i in., 1999; Nicholls i in., 1989; Schmidt-Nielsen, 1997; Sweeney i in., 1999; Udała, 1993a; Udała i in., 2000] oraz kształtowania się poziomu prolaktyny u owiec [Houghton i in., 1997; Lincoln i Clarke, 2000; Sweeney i in., 1999]. Jak wykazał Houghton i in. [1997] fotoperiod wpływa na poziom prolaktyny u jagniąt w życiu płodowym. U owiec stosuje się implanty z melatoniną do synchronizacji rui, dzięki czemu wzrasta ich płodność i plenność [Chemineau i in., 1996; Forcada i in., 1999; Haresign i in., 1990].

Zmiana fotoperiodu jest sygnałem do regulacji sezonowości behawioru, produkcji oraz rozrodu także u bydła mlecznego. Dłuższy fotoperiod powoduje zwiększenie produkcji mleka i masy ciała krów, ale zmniejszenie zawartość tłuszczu w mleku [Rodriguez i in., 1998a i 1998b]. Jak podaje Tereszkiewicz i Ruda [1995] odpowiedni poziom oświetlenia naturalnego wpływa na wyraźniejsze objawy rui, poprawę skuteczności pokryć i skracanie okresu międzywycieleniowego u krów.

W hodowli trzody chlewnej światło odgrywa także bardzo ważną rolę. Dodatkowe sztuczne oświetlenie pomieszczeń spowodowało zmniejszenie bezpłodności u loch, zwiększyło liczebność miotów [Lahrmann i Arndt, 1987]. Wpływem długości dnia świetlnego oraz natężenia światła na produkcyjność loch zajmowali się także Matuszewska i in. [1995]. Autorzy ci stwierdzili, ze skracanie dnia świetlnego w okresie wiosenno-letnim zmniejszyło okres od odsadzenia miotu do wystąpienia rui. Zacytowali również prace innych autorów,

którzy badali wpływ światła o natężeniu od 32 do 266 lx i stwierdzili, że wraz ze wzrostem natężenia światła o 10 lx, masa miotu wzrastała o 141 g.

Jak donosi Skrzypczak [1998a], czynniki środowiska zewnętrznego, a przede wszystkim światło i temperatura pełnią rolę synchronizatorów rytmów procesów fizjologicznych zachodzących w organizmach żywych.

Dzięki światłu zwierzęta odbierają również wrażenia wzrokowe, dostrzegają pokarm i niebezpieczeństwo [Dobrzański i Kołacz, 1996]. Dzięki różnicy natężenia światła informacje o otoczeniu przekazywane są do mózgu zwierząt a przy jednorodnym naświetleniu środowiska takie informacje nie są przekazywane [Schmidt-Nielsen, 1997; Skrzypczak, 1998a]. Bodźce świetlne przekazywane są bardzo szybko, z prędkością 300 000 km na sekundę, dlatego zmiany oświetlenia w otoczeniu odbierane są natychmiast i przekazywane do ośrodkowego układu nerwowego.

2.5. Znaczenie szyszynki i melatoniny

Procesy rozrodu oraz sezonowe zmiany w rozrodzie zwierząt spowodowane są zmianami syntezy i wydzielania melatoniny z szyszynki, na którą wpływa zmiana długości dnia świetlnego [Aoki i in., 1998; Barell i in., 2000; Flowerdew, 1987; Moore, 1995]. Cykliczne zmiany syntezy i uwalniania melatoniny występują u wszystkich kręgowców, zarówno prowadzących nocny tryb życia jak i dzienny [Skrzypczak, 1998a]. Szynszyle zaliczane są do zwierząt prowadzących nocny tryb życia, do zwierząt dnia długiego, gdyż reagują nasileniem aktywności płciowej na wydłużający się dzień świetlny [Gromadzka-Ostrowska, 1998 i 2000; Wessel 1963].

Promieniowanie świetlne odbierane jest przez retinol w siatkówce oka, skąd pobudzenie przekazywane jest szlakami nerwowymi do szyszynki, która w zależności od ilości światła produkuje bądź nie melatoninę [Barell i in., 2000; Bieguszewski, 1984; Reiter, 1981; Sauer i in., 2001; Skrzypczak, 1998a; Udała, 1993a]. Melatonina działa na podwzgórze i przysadkę dzięki receptorom melatoninowym, które wykryto w części guzowatej przysadki i w jądrach nadskrzyżowaniowych podwzgórza [Skrzypczak, 1998a; Udała i Błaszczyk (cytat za Misztal), 1999]. Istnienie połączenia między szyszynką a podwzgórzem zostało potwierdzone przez wykrycie u szynszyli połączeń nerwowych między szyszynką a ośrodkami mózgowymi i podwzgórzowymi [Matsushima i Reiter, 1977].

Lerchl [1995] cytując wielu autorów podaje, że szyszynka odgrywa główna rolę w determinowaniu płodnych okresów u kręgowców. Szyszynka jest głównym narządem

pośredniczącym w przekazywaniu informacji świetlnej ze środowiska do organizmu [Skrzypczak, 1998a; Udała i Błaszczyk (cytat za Karsaka), 1999]. Szyszynka wydzielając melatoninę jest więc przekaźnikiem informacji o zmieniającym się fotoperiodzie i przez to jest odpowiedzialna za występowanie sezonowych zmian w rozrodzie. Udała [1993a] cytując wielu autorów stwierdza, że szyszynka jest gruczołem przetwarzającym informację fotoperiodyczną na biologiczną, melatonina natomiast uważana jest za „posłańca" takiej informacji. Według Udały i Błaszczyk [1999] melatonina jest substancją przekaźnikową pomiędzy układem nerwowym i endokrynnym. Autorzy ci cytując Misztala określają melatoninę jako hormon modulujący aktywność płciową, warunkującą prawidłowy przebieg cyklu płciowego u zwierząt w terminie typowym dla danego gatunku.

Według Skrzypaczka [1998a] zwierzęta są poddane działaniu światła w dwóch cyklach – dobowym i rocznym. Melatonina przekazuje informacje o porze dnia oraz porze roku do tkanek i komórek, które zaopatrzone są w jej receptory i niski poziom melatoniny jest sygnałem dnia, a wysoki nocy. Melatonina (N-acetylo-5-metoksytryptamina) wykazuje działanie hamujące na podwzgórze i przysadkę mózgową, blokując wydzielanie hormonów gonadotropowych [Flowerdew, 1987; Moore, 1995]. Wydłużający się fotoperiod powoduje supresję wydzielania melatoniny i pobudzenie osi podwzgórzowo-przysadkowo-gonadowej. Według Gromadzkiej-Ostrowskiej [1998] u szynszyli podobnie jak u fretki, stymulacją osi podwzgórzowo-przysadkowo-gonadowej jest wydłużenie się dnia świetlnego do ponad 8 godzin, a w naszych warunkach klimatycznych następuje to w styczniu. Wtedy to następuje zahamowanie sekrecji melatoniny z szyszynki, co pobudza wydzielanie hormonów podwzgórzowych [Malapaux i in., 1999].

Melatonina jest produkowana w nocy, a przy sztucznym oświetleniu w fazie ciemnej, zaś światło zahamowuje ten proces [Lincoln, 1992; Skrzypczak, 1998a i 1998b; Tast i in., 2001]. Wydłużanie się nocy prowadzi do wydłużenia okresu podwyższonego poziomu melatoniny [Skrzypczak, 1998a]. Podaje on, że poziom melatoniny w organizmach żywych nie jest jednakowy przez całe życie. Najwyższe stężenie hormonu u ludzi występuje we wczesnym dzieciństwie i towarzyszy temu niskie stężenie gonadotropin i steroidów płciowych, co hamuje dojrzewanie płciowe. W późniejszym okresie następuje spadek poziomu melatoniny, który pobudza proces dojrzewania płciowego.

Ze względu na to, że wydzielanie melatoniny z szyszynki jest zależne od długości dnia świetlnego występują różnej długości cykle płciowe [Bittman i in., 1983]. W badaniach Ribes i in. [1999], prowadzonych nad wpływem fotoperiodu na wiskacze, które są bliskimi

kuzynami szynszyli stwierdzili, że krótki fotoperiod w okresie zimy powodował wzrost wydzielania melatoniny.

Jak podaje Skrzypczak [1998a i 1998b] melatonina jest produkowana przez komórki parenchymalne szyszynki z L-tryptofanu. Zachodzi to w czterech etapach, przez 5-hydroksytryptofan, serotoninę i N-acetyloserotoninę przy udziale enzymów: hydroksylazy tryptofanu, dekarboksylazy aminokwasów aromatycznych, N-acetylotransferazy (NAT) serotoniny i transferazy hydroksyindolo-O-metylowej (HIOMT). Proces N-acetylacji serotoniny decyduje o sprawności syntezy melatoniny i zachodzi pod wpływem enzymu katalizującego, którym jest acetylotransferaza zależna od cAMP i jonów wapnia. Proces ten zależy również od wegetatywnego układu nerwowego, a przede wszystkim od jego części współczulnej. Zmiany środowiskowe w cyklu „światło-ciemność" aktywują synapsy współczulnych włókien nerwowych szyszynki, co prowadzi do uwalniania noradrenaliny. Noradrenalina zwiększa zawartość cAMP, co prowadzi do wzrostu aktywności N-acetylotransferazy (NAT) i dzięki temu wzrasta produkcja i uwalnianie melatoniny.

Melatonina nie tylko odpowiada za przebieg rozrodu u zwierząt. Wpływa korzystnie na układ immunologiczny, stymulując działanie limfocytów NK i proces fagocytozy, opóźniając starzenie się organizmu [Skrzypczak, 1998a]. Zwiększa masę grasicy, gruczołu dokrewnego, w którym wytwarzane są limfocyty T pełniące ważną rolę w układzie odpornościowym. Ponieważ u człowieka gruczoł ten zanika z wiekiem, a poziom melatoniny zaczyna obniżać się po 40 roku życia, odporność zmniejsza się coraz bardziej [Michalin-wiadomości internetowe].

W badaniach przeprowadzonych na szczurach stwierdzono, że hormon ten wraz z odpowiednim programem świetlnym oraz dawką żywieniową, wzbogaconą o wielonienasycone kwasy tłuszczowe, może być skutecznym środkiem zapobiegającym występowaniu raka u ludzi [Sauer i in., 2001]. Zapobiegawcze działanie melatoniny na występowanie raka może być spowodowane tym, że receptory melatoniny wykryto w tkankach nowotworowych. Jak donosi Skrzypczak [1998a] melatonina posiada zdolność do „wymiatania" wolnych rodników, ułatwia adaptację oka do ciemności i kontroluje wrażliwość siatkówki oka na światło, a także ułatwia widzenie przy słabym lub zmiennym oświetleniu.

Nie tylko długość dnia świetlnego, ale i natężenie światła wpływa na wydzielanie się melatoniny [Aoki i in., 1998; Skrzypczak, 1998a]. Natomiast Schmidt-Nielsen [1997] stwierdził, że na produkcję jaj u kur wpływa istotnie długość fazy świetlnej, nie zaś intensywność światła.

Zachodniopomorski Uniwersytet Technologiczny w Szczecinie BIBLIOTEKA GŁÓWNA -6-

Szynszyle należą do zwierząt prowadzących nocny tryb życia a według Rollag i in. [1980] oraz Saoboureau i in. [1991] szyszynka takich zwierząt jest bardzo wrażliwa na światło i wystarczy 200 lx, aby zahamować sekrecję melatoniny. Aoki i in. [1998] za Tamarkin podają, że u chomika oraz owiec poziom ten wynosi 500 – 600 lx. Lerchl [1995] cytując wielu autorów również stwierdził, że gryzonie prowadzące nocny tryb życia potrzebują niższego poziomu natężenia światła, w porównaniu do ludzi, aby zahamować produkcje melatoniny. Dla porównania, szyszynka zwierząt o aktywności dziennej potrzebuje do tego powyżej 1000 lx [Eloranta i in., 1995], a u ludzi przebywających dłużej w warunkach oświetlenia sztucznego produkcja melatoniny ulega wstrzymaniu przy natężeniu światła 2500 lx [McIntyre i in., 1989]. W doświadczeniu przeprowadzonym przez Medine i in. [1999] myszy, które przebywały w oświetleniu o natężeniu 400 lx produkowały melatoninę. W tej samej pracy autorzy stwierdzili, że natężenie światła wpływa na metabolizm szyszynki. Świadczyć o tym mogą także badania Tast i in. [2001], którzy szukali takiego poziomu natężenia światła w ciągu dnia, przy którym szyszynka świni rytmicznie wytwarza melatoninę w ciągu nocy, czyli rozróżnia ciemność od jasności. Według nich poziom ten wynosi 40 lx, ale według Mack i Unshelm [1997] świnie nie rozróżniają dnia od nocy, kiedy natężenie światła wynosi 50 lx. Tast i in. [2001] zwracają uwagę na to, że odpowiednie natężenie światła w pomieszczeniach, w których prowadzony jest program świetlny jest ważnym czynnikiem odpowiedzialnym za rytmiczność produkcji melatoniny. Według Griffith i Minton [1992] w pomieszczeniach dla trzody chlewnej takie natężenie powinno wynosić powyżej 115 lx w ciągu dnia.

Mimo tego, że natężenie światła wpływa na aktywność szyszynki, a co z tym jest związane na produkcję melatoniny, to według Garcii i in. [1991] natężenie światła nie ma dużego wpływu na rozrodczość szynszyli hodowanych na fermach, chociaż według Gromadzkiej-Ostrowskiej [1998] obserwacje tych autorów mogą nie być pełne i należałoby dokładnie zbadać wpływ natężenia światła na rozród szynszyli. Według wcześniejszej pracy Garcii i in. [1989] światło ma wpływ na rozród szynszyli, gdyż samice trzymane w lepiej oświetlonych klatkach rodziły liczniejsze mioty w porównaniu do samic trzymanych w gorzej oświetlonych klatkach, co związane jest z natężeniem światła.

2.6. Rozród szynszyli

Szynszyle osiągają dojrzałość płciową w wieku około 6 miesięcy i zachowują aktywność płciową nawet do 8-12 lat [Barabasz, 2001]. Na fermie utrzymuje się je

rozpłodowo nieco krócej, bo około 5 lat, gdyż po tym wieku zmniejsza się ich potencjał rozrodczy. Według Puzder i Novikmec [1992] szynszyle osiągają dojrzałość płciową w wieku 8 miesięcy (z odchyleniem od 4 do 10 miesięcy), zdolność reprodukcyjną zachowują nawet do wieku 20 lat, przy czym maksymalne zdolności reprodukcyjne osiągają w wieku 9 lat. Według Sochy i in. [2001a] szynszyle osiągają najwyższą plenność w wieku 3 lat.

Szynszyle należą do zwierząt poliestrycznych, tzn. powtarzających cykl płciowy kilkakrotnie w ciągu roku. Cykl płciowy samicy składa się z 4 faz: przedrujowej (*proestrus*), rujowej (*estrus*), porujowej (*metaestrus*) i międzyrujowej (*anoestrus*) [Gromadzka-Ostrowska, 1998; Jarosz i Rżewska, 1996]. Hormony wytwarzane przez jajniki, podwzgórze oraz przysadkę mózgową powodują występowanie zmian w układzie rozrodczym i w poszczególnych fazach cyklu. Za wystąpienie rui odpowiadają estrogeny produkowane przez pęcherzyki jajnikowe. Z kolei zwiększony poziom estrogenów aktywuje podwzgórze i przysadkę mózgową, które wydzielają hormony odpowiedzialne za owulację. Owulacja u szynszyli jest spontaniczna. Ciałko żółte, które powstaje w miejscu pęknięcia pęcherzyka jajnikowego produkuje progesteron, odpowiedzialny za implantację zarodków w ścianie macicy oraz za podtrzymanie ciąży [Błaszczyk i in., 2000]. Szynszyle, podobnie jak inne gryzonie pochodzące z Ameryki Południowej, należące do podrzędu *Hystricomorpha* charakteryzują się długą ciążą, która trwa średnio 111 dni (z wahaniami od 105 do 112 dni) [Gromadzka Ostrowska i in., 1985; Hoefer, 1994; Weir, 1970 i 1971].

Mimo tego, że szynszyle należą do zwierząt poliestrycznych, ich aktywność płciowa nie jest jednakowa przez cały rok [Gromadzka-Ostrowska, 1998; Jarosz i Rżewska, 1996; Sulik i in., 2001]. Chociaż według niektórych autorów występują u nich regularne cykle płciowe o długości 40-41 dni [Hoefer, 1994; Webb, 1991; Weir, 1970; Weir i Rowlands, 1974]. Seremak i Sulik [2002b] stwierdziły, że u szynszyli sezonowość w rozrodzie ulega zanikowi, szczególnie przy wyrównanych warunkach mikroklimatycznych. Kaleta [1984] stwierdził, że sezonowość w rozrodzie zwierząt zanika w warunkach sztucznego środowiska, gdyż zanika potrzeba ścisłej synchronizacji cyklu rozpłodowego z parametrami geograficzno-klimatycznymi. Woliński [1983] zaliczył szynszyle do grupy zwierząt, u których zmiany domestyfikacyjne zaszły tak daleko, że nie mogą już one wrócić do środowiska swoich przodków. Również Barabasz [2001 i 2003] uważa, że w hodowli szynszyli zaczyna zanikać sezonowość w rozrodzie i średnia długość cyklu płciowego wynosi obecnie 38,1 dni. W wyniku domestyfikacji pojawiła się również u szynszyli poligamiczność oraz wzrosła plenność i płodność [Barabasz, 2003]. Inni znowu autorzy uważają, że mimo wieloletniej hodowli w warunkach fermowych występują u nich dwa okresy w rozrodzie – okres o

wzmożonej i okres o obniżonej aktywności płciowej i jest to pozostałością po okresie życia w stanie dzikim. W naszych warunkach klimatycznych okres wzmożonej aktywności płciowej występuje u nich od listopada-grudnia do kwietnia-maja i związane to jest z wydłużaniem się dnia świetlnego [Gromadzka-Ostrowska, 1998; Gromadzka-Ostrowska i Szylarska-Goździ, 1984; Hoefer, 1994; Jarosz, 1973; Jarosz i Rżewska, 1996; Kuroiwa i Imamichi, 1977; Nordholm, 1992; Szatkowska i Sulik, 1996; Szylarska-Goździ i Gromadzka, 1984; Szylarska-Goździ i Gromadzka-Ostrowska, 1986; Weir, 1967, 1970 i 1986; Wessel, 1963]. Sezonowość w rozrodzie zwierząt była wynikiem przystosowania się ich do warunków klimatycznych, jakie panują w ich naturalnym środowisku [Udała i Błaszczyk, 1999]. Takie przystosowanie zostaje zaprogramowane genetycznie i przekazywane jest na następne pokolenia [Skrzypczak, 1998a].

W naturalnym środowisku życia szynszyli, tzn. w Andach, najwięcej porodów notowano w okresie między wrześniem a lutym [Redford i Eisenberg, 1992]. Według Jarosza i Rżewskiej [1996] w okresie wzmożonej aktywności płciowej notuje się u szynszyli występowanie krótszych cykli płciowych, trwających od 30 do 50 dni oraz większą liczbę skutecznych pokryć, czego wynikiem jest wzmożona liczba porodów. W pozostałym okresie roku kalendarzowego, tzn. od czerwca do października cykle płciowe, w szczególności okres międzywykotowy (spokoju płciowego) znacznie się wydłużył, a ruja jest bardzo słabo zaznaczona [Szatkowska i Sulik, 1996]. W tym też okresie skuteczność pokryć jest dużo mniejsza. Według Szylarskiej-Góźdź i Gromadzkiej [1984] okres o największej aktywności płciowej występuje w marcu i kwietniu i wtedy długość cyklu wynosi od 22 do 27 dni, a o najmniejszej aktywności płciowej w sezonie jesienno-zimowym (maj-listopad) i długość cyklu płciowego wynosi wtedy od 70 do 90 dni. Według Gromadzkiej-Ostrowskiej [1998] okres o wzmożonej aktywności płciowej występuje u szynszyli od grudnia do maja z cyklami płciowymi o długości 30-45 dni, natomiast okres o obniżonej aktywności płciowej występuje od czerwca do listopada z cyklami o długości powyżej 50 dni. Ten sam okres o obniżonej aktywności płciowej podaje Jarosz [1973], stwierdzając, że cykle w tym okresie są nieregularne, o długości od 36 do 130 dni. W badaniach prowadzonych na 24 samicach szynszyli Kuroiwa i Imamichi [1977] stwierdzili, że średnia długość cyklu płciowego wynosiła 35,7 ± 7dni (z rozrzutem 15-62 dni), natomiast okres aktywność płciowej występował u tych samic od stycznia do kwietnia. Socha i Wrona [2000a] również stwierdzili występowanie sezonowości w rozrodzie u szynszyli. Zanotowali oni występowanie największej liczby wykotów szynszyli w marcu (13%) i kwietniu (12%) oraz w lipcu (12%) w stosunku do całego roku, co związane było z większą aktywnością płciową w okresie od

grudnia do kwietnia, kiedy występował największy procent pokryć samic. Potwierdzają to badania Konrada [1995], który stwierdził, że najwięcej pokryć występuje od grudnia do lutego oraz Lanszkiego i in. [1998], którzy zanotowali występowanie nasilenia porodów w marcu i kwietniu oraz na przełomie lipca i sierpnia. Również Neira i in. [1989] i Nordholm [1992] stwierdzili występowanie u szynszyli okresu, w którym notuje się nasilenie wskaźnika pokryć. Według Jarosza [1969 i 1973] oraz Gromadzkiej-Ostrowskiej i Szylarskiej-Góźdź [1984] największy odsetek pokryć występuje u szynszyli w grudniu i styczniu. W pracy Felskiej i Brzozowskiego [2002] w wyniku analizy rozkładu uzyskanych miotów od szynszyli także stwierdzono występowanie sezonowości w rozrodzie. Wynikiem tego było wystąpienie dwóch szczytów w wykotach, a pierwszy z nich obserwowano w okresie od grudnia do maja. Autorzy ci wyciągnęli wniosek, iż mimo wieloletniej hodowli szynszyli w pomieszczeniach zamkniętych zachowują one jeszcze tendencję do sezonowości rozrodu.

2.6.1. Wielkość miotu i liczba odchowanych młodych

Ze względu na specyfikę rozrodu szynszyli, tzn. niską plenność i płodność [Gromadzka-Ostrowska i in., 1985; Jarosz, 1973] prowadzi się ciągłe badania nad poprawą tych wskaźników. Od liczby urodzonych i odchowanych szynszyli uzależniona jest liczba wyprodukowanych skór, a więc zysk hodowcy. Wydaje się, że szynszyle dysponują dużą rezerwą niewykorzystanych możliwości rozrodczych. Dojrzała płciowo samica posiada około 16 pęcherzyków jajnikowych, z których tylko około 4 dojrzewa w fazie rujowej i stąd też, przy dobrych warunkach środowiskowych i genetycznych powinno się uzyskać 4 młode w miocie [Barabasz, 2001]. W pracy Puzdera i Novikmec [1992] wspomina się, że liczba dojrzewających komórek jajnikowych u szynszyli wynosi od 4 do 16, a roczna liczba młodych urodzonych od 4 do 8. Samica najczęściej nie jest w stanie wykarmić takiej liczby młodych ale zawsze istnieje możliwość podsadzenia młodych do innych matek. Według Sochy i in. [2001a i 2001b] oraz Weir [1970] liczebność młodych w jednym miocie może się wahać w zakresie od 1 do 5. Najczęściej jednak w miocie są dwa młode [Barabasz, 1997; Puzder i Novikmec, 1992; Socha i in., 2001a; Sulik, 1994; Weir, 1970]. Według badań Sochy i Wrony [2000a] średnio na przestrzeni roku uzyskiwano w miocie od 1,81 do 2,36 młodych, a odchowywano średnio od 1,57 do 1,98 szynszyli. Podobne wyniki osiągnęli Barabasz i in. [2000a] oraz Szatkowska i Sulik [1996]. W badaniach Seremak i Sulik [2002a] uzyskano średnio w miocie 1,89 młodych a odchowano 1,53. Rocznie natomiast autorki te uzyskały 2,29 młodych urodzonych w miocie oraz 1,85 odchowanych z jednego miotu od samicy w stadzie podstawowym. Nieco wyższe wartości uzyskali Socha i in. [2001a] w badaniach, u

których w miotach samic odmiany standard rodziło się 1,95 młodych a odchowywało 1,80. Lanszki i in. [1998] uzyskali w miocie urodzonych 2,04 a odchowanych 1,84 szynszyli. O wiele mniejsze liczebności uzyskali Sulik i in. [2001], gdyż średnia wielkość miotu wynosiła 1,61 młodych (rocznie 2,10 od jednej samicy), a średnia liczba młodych odchowanych 1,26 (rocznie 1,64 od jednej samicy). W pracy Jeżewskiej i in. [1998] średnia wielkość miotu w ciągu 19 lat użytkowania szynszyli na fermie wynosiła 1,84. Według Sochy i Romanek [2002] w miocie szynszyli standardowych może się rodzić średnio 2,03 szynszyli a odchowywać 1,56. Szeleszczuk i Olesińska [1997] donoszą o dużo większej liczbie młodych uzyskanych od samicy w ciągu roku. Analizowały one plenność samic na różnych fermach i największa liczba rocznie odchowanych szynszyli od jednej samicy wynosiła od 3,04 do 3,52 a najmniejsza od 1,56 do 1,83. Według Sochy i in. [2001b] pomiędzy średnią liczbą urodzonych i średnią liczbą odchowanych szynszyli z jednego miotu istnieje silna korelacja dodatnia (r= 0,867). Podobnie silną korelację stwierdził Lanszki [1996], r=0,73 Według Sochy i in. [2001b] średnia liczba urodzonych i odchowanych szynszyli nie zależała od takich czynników jak: rok wykotu, miesiąc wykotu, wiek szynszyli ani też od kolejności wykotu. Gromadzka-Ostrowska [1998] podaje, że plenność u pierwiastek jest z reguły o około 20% mniejsza.

W celu doskonalenia cech użytkowych szynszyli, w tym cech rozrodczych i futerkowych, sprowadza się na nasze fermy szynszyle z krajów, gdzie hodowla tych zwierząt ma o wiele dłuższą tradycję, np. z Danii, Szwecji, czy USA [Felska i Brzozowski, 2001; Socha i Wrona, 2000b; Sulik, 1994]. Na fermach polskich plenność samic wynosi od 2 do 2,5 szynszyli w miocie, a na fermach zagranicznych może wynosić nawet 4 młodych w miocie [Santora, 1985; Sommer, 1986; Sulik i Barabasz, 1995]. Socha i Wrona [2000b] stwierdzili występowanie istotnego wpływu pochodzenia szynszyli na liczbę urodzonych młodych, gdyż wyższą średnią liczbę urodzonych (2,11) i odchowanych młodych (1,78) osiągnęły samice krajowe w porównaniu do samic importowanych, które osiągnęły odpowiednio 1,86 i 1,55 szynszyli urodzonych i odchowanych z jednego miotu. Może być to spowodowane tym, że samice importowane muszą przejść okres aklimatyzacji do nowego środowiska. Według Sulik [1994] miotów z dwoma młodymi u szynszyli krajowych było 41,95% a u szynszyli duńskich 46%. Natomiast mioty z 4 i 5 młodymi stanowiły 4,02 i 1,15% u szynszyli krajowych i 2,61% u szynszyli importowanych. Felska i Brzozowski [2001] nie stwierdzili istotnie statystycznych różnic w liczbie urodzonych i odchowanych szynszyli w zależności od pochodzenia. Stwierdzili natomiast, że szynszyle importowane z Danii i ze Szwecji miały większą liczbę miotów ciągu roku (1,59 i 1,56) oraz większą liczbę rocznie

urodzonych i odchowanych młodych (3,46 i 3,40 urodzonych oraz 3,05 i 3,02 odchowanych młodych) w porównaniu do szynszyli krajowych (1,47 miotów, 3,23 urodzonych i 2,82 odchowanych szynszyli).

2.6.2. Śmiertelność młodych szynszyli w okresie odchowu przy matkach

Jak podaje Garcia i in. [1989] oraz Jarosz i Rżewska [1996] największa śmiertelność młodych występuje w pierwszych dwóch tygodniach życia i dochodzi nawet do 20%. Powodem tak wysokiej śmiertelności w tym okresie może być niedobór pokarmu u matek, a także mała odporność młodych na niższe temperatury, poniżej 10^0C. Lanszki [1996] podaje, że największa śmiertelność występuje w pierwszym tygodniu życia szynszyli i wynosi około 15,3%. Felska i in. [2002] w swojej pracy stwierdzili, że procent upadków młodych kształtuje się w granicach od 10,4% do 17,1%. Według Neiry i in. [1989] śmiertelność w okresie odchowu przy matkach wynosi 21,5%. Podobne wyniki podają hodowcy duńscy, którzy stwierdzili śmiertelność na poziomie 21,1% [Breeding... 1985]. Według badań Sulik i Barabasza [1995] śmiertelność ta jest nieco większa i wynosi 22,6%. Szeleszczuk i Olesińska [1997] uzyskały o wiele niższy procent upadków młodych w okresie odchowu, gdyż wahał się on w granicach od 0,7% do 15,49%. Śmiertelność w okresie odchowu może również zależeć od pory roku, gdyż mioty urodzone latem mają mniejszą śmiertelność a urodzone zimą większą [Garcia i in., 1991]. Również liczebność miotów ma wpływ na śmiertelność szynszyli w czasie odchowu, gdyż dla liczniejszych miotów śmiertelność jest większa [Garcia i in., 1989]. Do podobnego wniosku doszedł Lanszki [1996], który największą śmiertelność w okresie odchowu stwierdził w miotach z czterema młodymi – 12,5%, natomiast w miotach z jednym i dwoma młodymi śmiertelność w ogóle nie wystąpiła. Średnia śmiertelność młodych w okresie odchowu wyniosła tylko 1,4%.

2.6.3. Procentowy udział miotów z jednym, dwoma, trzema, czterema i pięcioma młodymi

Według badań Gromadzkiej–Ostrowskiej [1998] miotów z jednym młodym może być od 27% do 47%, z dwoma od 29,7% do 46,5% a czterema młodymi tylko 4%, badania te potwierdzają Socha i Wrona [2000a], którzy uzyskali 29,44% miotów z jednym młodymi, 40,69% miotów podwójnych, 24,24% miotów z trzema młodymi, z czterema 6% i tylko okazjonalnie trafiało się w miocie pięć młodych – 1%. Bardzo podobne wyniki uzyskali Lanszki [1996] i Lanszki i in. [1998]. Socha i Romanek [2002] w swojej pracy na temat

płodności szynszyli uzyskali 28,3% miotów z jednym młodym, 34,2% z dwoma, 22,9% z trzema, 4,1% z czterema i tylko 0,5% miotów z pięcioma młodymi. Również w badaniach Seremak i Sulik [2002a] najwięcej zaobserwowano miotów z dwoma młodymi (41,49%) i z jednym (36,16%), a miotów z trzema młodymi było 19,36% zaś z czterema od 1,56% do 4,35%, co potwierdza wyniki uzyskane przez wyżej wymienionych autorów. Nieco inne wyniki uzyskali Neira i in. [1989], którzy stwierdzili, że najwięcej miotów występuje z jednym młodym (47,2%), mniej z dwoma młodymi (29,7%), a najmniej z trzema (7,6%) i z czterema (0,6%).

2.6.4. Liczba miotów w ciągu roku i roczna plenność, długość okresu międzyporodowego

Ze względu na bardzo niską plenność szynszyli należy dążyć do uzyskania co najmniej dwóch miotów w ciągu roku. Pomimo iż ciąża u szynszyli trwa średnio 111 dni i istnieje możliwość uzyskania 3 miotów w ciągu roku, to tak intensywne użytkowanie rozpłodowe szynszyli prowadzi z reguły do ich wyczerpania i do wystąpienia długich okresów międzyporodowych, co w konsekwencji staje się nieopłacalne [Sulik i Barabasz, 1995; Sulik i in., 2001; Wilk, 1989]. Puzder i Novikmec [1992] stwierdzają, że od samicy powinno uzyskać się 5 miotów w ciągu dwóch lat.

Uzyskanie dwóch miotów w ciągu roku nie jest takie proste, gdyż często występują u szynszyli długie okresy międzyporodowe. Sulik i Barabasz [1995] stwierdzili wystąpienie średnio 1,5 miotu w ciągu roku od samicy. Seremak i Sulik [2002b] w swojej pracy uzyskały średnio od 1,13 do 1,31 miotu od samicy, co nie wydaje się być dobrym wskaźnikiem. Według tych autorek 31,03% wszystkich samic będących w ciąży zostało pokrytych w rui poporodowej, która według Gromadzkiej-Ostrowskiej [1998] występuje od 35 do 62 godzin i u takich samic okres międzyporodowy wynosi 102 - 120 dni. Pozostałe samice zostały pokryte w następnych rujach, z czego najwięcej, bo 27,59% w III rui po porodzie i wtedy okres międzyporodowy wynosił 161– 200 dni. Według Puzder i Novikmec [1992] ruja poporodowa występuje 12 – 48 godzin po porodzie. Sulik i in. [2001] w swoich badaniach uzyskali średnio 1,3 mioty od samicy w roku (procent samic zapłodnionych pokrytych w rui poporodowej wynosił 59,3 %). Lanszki i in. [1998] stwierdzili, że okres międzyporodowy wynosił u szynszyli średnio 190,5 dnia. U szynszyli może występować znacznie dłuższy okres międzyporodowy, wynoszący nawet powyżej 300 dni, co może wpływać na obniżenie wielkości miotów [Seremak i Sulik, 2002b; Sulik i in., 2001]. Barabasz i in. [2000a] w badaniach na temat intensywności użytkowania rozrodczego samic szynszyli uzyskali nieco większy wskaźnik liczby miotów w ciągu roku, gdyż wynosił on od 1,54 do 1,9 miotów.

2.7. Użytkowanie futerkowe szynszyli

Najbardziej pożądane, osiągające najwyższe ceny, są skóry ciemne, duże, wypielęgnowane, bez ubytków [Nowak, 2001]. Na ogólny wygląd skór szynszyli składa się wiele cech, m.in.: wielkość zwierzęcia, barwa okrywy włosowej, czystość barwy, wyrównanie włosa, wygląd pasa brzusznego. Te cechy wchodzą w skład wzorca oceny pokroju zwierząt i decydują o wyglądzie całej skóry i jej przeznaczeniu. Na podstawie wzorca oceny pokroju przeprowadza się selekcję szynszyli [Sulik, 1998]. Jeśli chociaż jedna z tych cech w czasie oceny otrzyma 0 punktów, takie zwierzę zostaje wybrakowane z dalszej hodowli [Wzorzec Oceny Pokroju Szynszyli, 1999].

Według badań wykonanych przez Cholewę i Sulik [1998] na kształtowanie się cech okrywy włosowej wpływa u szynszyli pora roku. Stwierdzili, że w okresie zimy barwa okrywy była ciemniejsza, a włosy podszyciowe i ich rdzeń były najcieńsze. Według tych autorów czystsza barwa, wyraźniejszy woal i lepsza sprężystość okrywy włosowej występowały w okresie jesiennym. Sulik [1997] twierdzi także, że i wyrostowość zwierząt zależy od sezonu w którym się urodziły, bowiem szynszyle urodzone zimą charakteryzowały się większą długością ciała i mniejszą masą ciała do trzeciego roku życia w porównaniu do szynszyli urodzonych latem.

Wielkość skóry jest determinowana przede wszystkim przez masę ciała zwierzęcia. Masa ciała szynszyli fermowych jest znacznie większa niż szynszyli dzikich, szynszyle fermowe osiągają masę ciała od 500 do 600 g [Barabasz i in., 2000b; Hoefer, 1994; Jarosz i Rżewska, 1996; Lanszki, 1999; Weir, 1970], a dzikie do 350 g [Barabasz, 1997; Sotto, 1993]. Według wzorca oceny szynszyli masa ciała tych zwierząt w wieku 8 miesięcy i powyżej powinna wynosić 560 g i więcej. Wilcox [1950] stwierdził różnice w masie ciała, długości ciała i skóry między samicami a samcami. Socha i Olechno [2000] oraz Socha i Anatolik [1998] uważają ponadto, że płeć ma wpływ na wielkość szynszyli, strukturę okrywy włosowej oraz na punktację w czasie oceny pokroju. Według tych autorów samce i samice mają podobną masę ciała do wieku 8 miesięcy, a w późniejszym okresie życia samce osiągają większy rozmiar i masę ciała niż samice. Cappelletti i Rozen [1995] nie stwierdzili wpływu płci szynszyli na fenotypowe parametry charakteryzujące okrywę włosową.

Według Sulik i Cholewy [1998] średnia masa ciała 12 miesięcznych szynszyli wynosi średnio 584,6 g, a długość ciała 27,2 cm. Według Sulik i Cholewy [1996] wiek nie wpływa znacząco na wielkość dorosłych szynszyli, z tym, że najlepszą ocenę pokroju otrzymują samice w wieku 1-2 lat. Na ogólną ocenę pokroju szynszyli, w tym na masę ciała może także

wpływać wielkość miotu z którego pochodziły, gdyż liczba uzyskiwanych w czasie oceny punktów rosła wraz ze spadkiem wielkości miotów [Cholewa i Sulik, 1996]. Najlepsze wyniki oceny osiągały samice, które pochodziły z miotów z 2-4 młodymi. Lanszki [1996] również stwierdził, że nowonarodzone szynszyle pochodzące z liczniejszych miotów miały mniejszą masę ciała. Szynszyle były ponownie ważone w wieku dwóch i siedmiu miesięcy i tylko w wieku dwóch miesięcy występowały różnice w masie ciała na korzyść zwierząt pochodzących z mniej licznych miotów. W wieku 7 miesięcy różnic tych już nie stwierdzono, okazało się, że szynszyle, które urodziły się w liczniejszych miotach, a więc z mniejszą masą ciała, zrekompensowały swój wzrost i dorównały szynszylom pochodzącym z mniej licznych miotów. Można stwierdzić, że wielkość miotu nie wpływa na masę ciała zwierząt dorosłych w okresie uboju.

W przypadku szynszyli Lanszki [1999] stwierdził dosyć wysoką korelację między masą ciała a długością skór, r=0,65 oraz nieco niższą między długością ciała a długością skóry, r=0,48. Według tego autora każdy wzrost masy ciała szynszyli o 50 g powodował wzrost długości skór o 1,1 cm. Jednakże nie zawsze skóry od zwierząt cięższych były dłuższe od tych, które pochodziły od zwierząt szczuplejszych. Były one jednak cięższe, z tym, że od zwierząt o większej masie ciała częściej pozyskiwano dłuższe skóry niż od zwierząt lżejszych. Stwierdzono występowanie negatywnej korelacji między długością skóry a jej jakością: r= -0,3 – -0,4 [Børsting i Therkildsen, 1992] lub r= -0,6 - -0,9 [Lohi i Christensen, 1985]. Korelacja ujemna zachodzi również między masą ciała a barwą okrywy włosowej, r=-0,186 [Socha i Anatolik, 1998] oraz między masą ciała a jakością okrywy włosowej [Lohi i Hansen, 1990; Pingel i in., 1986].

Według Lanszkiego [1999] skór o wielkości poniżej 350 mm występuje 6,4%, o wielkości od 350 do 400 mm - 68,8%, a o wielkości od 400 do 450 mm - 15,2%.

O wartości skór szynszyli oprócz wielkości zwierząt (masa ciała i długość zwierząt), decyduje także jakość okrywy włosowej. Na jakość okrywy włosowej składają się takie cechy jak: barwa i jej rozłożenie na tułowiu, gęstość i sprężystość, jedwabistość i połysk. Czystość barwy okrywy włosowej jest najbardziej poprawna w okrywie zimowej i pogarsza się wraz z wiekiem zwierząt. Rozłożenie barwy na całym tułowiu również najlepsze jest w okrywie zimowej i cecha ta nie ulega zmianie wraz z wiekiem zwierząt. Barwa włosów szynszyli zależy od poszczególnych stref barwnych pojedynczego włosa. Najbardziej korzystne są szynszyle o długim czarnym wierzchołku i krótkiej strefie białej na włosach podszyciowych [Sulik, 1997].

Bardzo ważną cechą okrywy włosowej szynszyli jest jej wysokość. Jak podaje Sulik [1997] wysokość okrywy mierzona na zwierzętach żywych wynosi u szynszyli jednorocznych wiosną – 31,4 mm, a jesienią – 29,4 mm, natomiast u szynszyli dwuletnich latem – 30,7 mm a zimą – 29,1 mm. Według Nowaka [1997] długość włosów puchowych u szynszyli wynosi od 21 do 28 mm, a włosy przewodnie są dłuższe o 1-3 mm.

Okrywa włosowa szynszyli zaliczana jest do najdelikatniejszych spośród wszystkich gatunków zwierząt futerkowych, odznacza się specyficznym połyskiem, jedwabistością i miękkością [Kaźmierczak, 1962; Keogh i Haylett, 1983; Nowak, 1997; Weir, 1970]. Jest to spowodowane tym, że włosy szynszyli są bardzo cienkie, gdyż włosy podszyciowe mają grubość w granicach 13,7 – 16,5 μ a włosy pokrywowe w granicach 21,3 – 24,1μ [Sulik, 1997]. Według Wilcoxa [1950] włosy podszyciowe maja grubość od 5 do 11 μ a włosy przewodnie od 12 do 15 μ. Według Kaźmierczaka [1962] włosy puchowe szynszyli mają średnio grubość 10,14 μ, a włosy przewodnie 23,40 μ. Włosy podszyciowe stanowią w całkowitej okrywie włosowej bardzo duży procent, na poziomie 92,3–93,6% [Sulik, 1997]. Włosy szynszyli wyrastają kępkami, w jednej kępce włosowej znajduje się około 40 - 70 włosów puchowych i jeden włos przewodni, a wszystkie włosy z jednej kępki wyrastają z tego samego otworu w skórze [Nowak, 1997; Wilcox, 1950]. Na 1 cm^2 może się ich znajdować 25-30 tys. i dlatego okrywa włosowa szynszyli zaliczana jest do bardzo gęstych [Nowak, 1997].

Szynszyle rodzą się zupełnie owłosione, z okrywą pierwotną, która rozwija się do 60 dnia życia, a w wieku 75 dni zaczyna się jej wymiana na okrywę wtórną. Między 8 a 12 miesiącem życia szynszyli okrywa ta dojrzewa i wtedy poddaje się szynszyle ubojowi [Nowak, 1997]. Okrywa w pełni dojrzała jest wyrównana pod względem wysokości włosów, z wyraźnymi włosami przewodnimi, jest lśniąca i sprężysta. Dojrzałość okrywy włosowej sprawdzamy przez przedmuchiwanie futra od głowy do ogona, oraz w części bocznej i jeśli skóra, którą widzimy po rozdmuchaniu jest różowa to taką okrywę możemy uznać za w pełni dojrzałą [Barabasz i Jarosz, 1977; Nowak, 1997]. Jeśli po rozdmuchaniu zabarwienie skóry jest niebieskie oraz widoczna jest rozetka z białych włosów, to włosy jeszcze rosną.

W celu poprawy wyników hodowlanych, a w tym wartości skór pozyskiwanych z szynszyli sprowadza się do Polski zwierzęta z Danii, Szwecji i USA. Jak sugeruje Socha i Olechno [2000] skóry z szynszyli polskich mają gorszą jakość niż skóry szynszyli importowanych i dlatego dobrym rozwiązaniem jest import szynszyli w celu krzyżowania ich z naszym i poprawy jakości skór. Autorzy ci stwierdzili, że powstałe w wyniku krzyżowania zwierzęta otrzymują lepszą punktację w czasie oceny pokroju w porównaniu do szynszyli

polskich. Według Sulik [1994] samice krajowe charakteryzują się mniejszą masą ciała oraz gorzej wyrównaną i jaśniejszą okrywą włosową w porównaniu do szynszyli duńskich. Ocena licencyjna szynszyli duńskich, wykonana według obowiązującego w Polsce wzorca oceny pokroju, była lepsza niż szynszyli krajowych. Według Sochy i Olechno [2000] pochodzenie szynszyli nie wpływa na indywidualne cechy okrywy włosowej, ale na ogólną ocenę zwierząt, gdyż zwierzęta importowane otrzymały w czasie oceny mniejszą liczbę punktów (od 26,7 do 27,4 pkt.) niż szynszyle krajowe (od 27,3 do 28,3 pkt.). Autorzy ci stwierdzili, że postęp w poprawie jakości okrywy włosowej szynszyli można osiągnąć przez stworzenie odpowiednich warunków środowiska oraz przez odpowiednia pracę hodowlaną.

Jak donosi Sulik i in. [2000] skóry szynszyli sprzedawane są za pośrednictwem kilku firm, z których największa na terenie Europy to Copenhagen Fur Center (CFC). Skóry plombowane metkami z kodem kreskowym, zawierającym dane o jej pochodzeniu dostarczane są na giełdę CFC anonimowo (CFC, 1999). Po garbowaniu skóry wyceniane są przez brokerów, którzy klasyfikują je według wielkości, typu barwnego, jakości okrywy włosowej i jej wad oraz jej czystości.

Następnie skóry dobierane są w loty i wystawiane na giełdzie do licytacji. Po sprzedaży skór hodowca otrzymuje raport ze sprzedaży zawierający oprócz ceny sprzedaży jej ocenę brokerską. Daje to hodowcy możliwość wykorzystania oceny skór do prowadzenia selekcji w swoim stadzie. Żuk i Filistowicz [1998] potwierdzają, że ocena wyników aukcyjnej sprzedaży skór może być praktycznie wykorzystana w selekcji zwierząt futerkowych i stosowana jest powszechnie w krajach skandynawskich. Najbardziej pożądane przez kupujących są skóry duże i wyrównane pod względem topograficznym i barwnym. Filistowicz i in. [1999] stwierdzili, że na uzyskaną cenę za skóry największy wpływ miał jej rozmiar a najmniejszy barwa, cecha, która w największym stopniu podlega zmianom w modzie.

Jakość skór szynszyli uwarunkowana jest czynnikami genetycznymi i środowiskowymi. Do czynników środowiskowych odpowiedzialnych za jakość skór należy zaliczyć utrzymanie zwierząt, a więc także i mikroklimat pomieszczeń, sposób pozyskiwania skór oraz wstępną obróbkę skór [Sulik i Felska, 2000]. Wszelkie wady skór, w tym uszkodzenia i zabrudzenia, niezależnie od czasu i miejsca ich powstania, obniżają ich wartość. Wady te powstają za życia zwierzęcia, przy uboju, wstępnej obróbce skór i przy ich magazynowaniu. Wady powstałe za życia zwierzęcia to uszkodzenia (różnego rodzaju golizny i wytarcia oraz wygryzienia okrywy włosowej, a także rany na skórze) oraz zabrudzenia organiczne (kałem i moczem) i nieorganiczne. W trakcie uboju powstają wady wskutek złego cięcia skóry oraz

wskutek odparzeń, a także zabrudzenia tłuszczem i krwią na mizdrze. W trakcie wstępnej obróbki skór także powstaje wiele wad i mogą to być m.in.: podcięcia mizdry i odkrycie cebulek włosowych, dziury spowodowane przebiciem skóry, fałdy na wysuszonej skórze spowodowane nieprawidłowym formowaniem, popękane lico na skutek nadmiernego naciągnięcia skóry, pleśń na mizdrze wskutek zbyt długiego suszenia w wilgotnym pomieszczeniu, szklista mizdra powstała wskutek suszenia zbyt gorącym powietrzem. W trakcie tej obróbki powstają także różne zabrudzenia wskutek pozostawienia tłuszczu i resztek mięsa na mizdrze. Przy magazynowaniu skóry włosy mogą ulegać płowieniu od słońca, żółknięciu od pozostawionego tłuszczu. Szkodniki, które mogą się znajdować w magazynie, takie jak mole, myszy i szczury również mogą powodować powstawanie różnych wad, a zbyt duża wilgoć w miejscu przechowywania może doprowadzić do pleśnienia mizdry.

Na giełdy trafiają skóry różnej jakości, co skutkuje później dużym zróżnicowaniem cen. Skóry te są przez brokerów kwalifikowane do dwóch kategorii: skóry dobrej jakości (regular) oraz skóry gorsze (lowgrades). Skóry gorsze - lowgrades to te, które posiadają wady.

Jak podaje Jarosz i Rżewska [1996] na jakość sprzedawanych skór wpływa stałe doskonalenie stada, tzn. selekcja jakościowa szynszyli. Według Sulik i in. [2000] 48,54% polskich skór sprzedawanych jest najczęściej w 2 klasie wielkości (30-32 cm). Natomiast bardzo mała ilość zostaje zakwalifikowana do klasy 0 (powyżej 34 cm) - 3,24%. W przypadku skór niepochodzących od szynszyli z polskich hodowli do klasy 0 zaliczano 10,52% a do klasy 2 tylko 37,18%. Może to oznaczać, że niestety skóry szynszyli polskich nie osiągnęły jeszcze wielkości skór szynszyli z innych krajów europejskich (Danii, Szwecji). W kategorii barwa skóry najwięcej skór polskich sprzedano w typie XDark - 50,3%, a najmniej w typie XXDark - 3,5%. Sulik i in. [2000] zauważyli, że z roku na rok zwiększa się udział skór w pożądanych typach ciemnych (XXDark, XDark).

W Polsce pozyskuje się niestety bardzo dużo skór zabrudzonych i uszkodzonych z winy hodowcy (21%), a powstałych w wyniku złego utrzymania zwierząt i błędów w skórowaniu [Sulik i in. 2000]. Większość polskich skór zaliczana jest do klasy czystości 3 i 4 (59,04%) i należałoby zwrócić uwagę na poprawę tego parametru. Za złą jakość skór, obok nieprawidłowego żywienia, błędów przy skórowaniu, złej oceny dojrzałości okrywy włosowej odpowiadają także warunki zoohigieniczne panujące na fermie oraz niewłaściwe obchodzenie się ze zwierzętami [Smolińska, 2000], a także niewłaściwy dobór materiału genetycznego, sposób przechowywania skór i jakość wyprawy skór [Nowak, 2002].

2.8. Znaczenie światła w rozrodzie szynszyli

Oprócz temperatury i wilgotności światło jest trzecim, bardzo ważnym czynnikiem mikroklimatu pomieszczeń, który często nie jest brany pod uwagę przez hodowców [Jarosz i Rżewska, 1996]. Według Nawrockiego [1986] w hodowli klatkowej zwierząt futerkowych najważniejszą rolę odgrywają światło i temperatura, a na fermach, na których stosuje się ogrzewanie pomieszczeń, światło przejmuje wiodącą rolę. Niestety w literaturze naukowej bardzo mało jest danych dotyczących wymaganych norm oświetlenia dla szynszyli. Barabasz [2001] donosi jedynie o tym, że przy oświetleniu naturalnym okna budynku powinny być skierowane na wschód i zachód, a rzędy klatek powinny być ustawione prostopadle do okien, tak, aby wszystkie były oświetlone jednakowo.

Pomieszczenia dla szynszyli mogą być oświetlane za pomocą światła naturalnego i sztucznego. Przy oświetleniu naturalnym stosunek powierzchni okien do powierzchni podłogi powinien wynosić 1:15, a wskaźnik oświetlenia naturalnego 1,5 – 2%; przy oświetleniu naturalnym pomieszczeń okna powinny być skierowane na wschód i zachód, tak aby nie narażać szynszyli na bezpośrednie działanie promieni słonecznych, które mogą powodować płowienie oraz brunatnienie okrywy włosowej, a także prowadzić do przegrzania zwierząt w okresie lata [Barabasz, 1996 i 2001]. Hoefer [1994] również mówi o tym, że klatki z szynszylami nie mogą stać zbyt blisko nasłonecznionych okien. Ten niekorzystny wpływ światła naturalnego może być powodem tego, że hodowcy często nie instalują w pomieszczeniach okien, a jedynym źródłem oświetlenia jest światło sztuczne. Felska i Brzozowski [2003a i 2003b] stwierdzili, że przy oświetleniu sztucznym uzyskuje się więcej urodzonych i odchowanych szynszyli z jednego miotu, odpowiednio 2,19 i 1,92 w porównaniu do wyników uzyskanych od zwierząt oświetlanych światłem naturalnym, odpowiednio 2,07 i 1,78. Również procent upadków młodych w okresie odchowu, przy utrzymaniu przy świetle naturalnym, był większy niż w miotach utrzymywanych przy świetle sztucznym. Autorzy, jako powód takiej sytuacji podali to, że światło sztuczne bardziej równomiernie i lepiej oświetla klatki w ciągu całego dnia świetlnego.

Gromadzka-Ostrowska [1998] zwróciła szczególną uwagę na rolę światła w przebiegu funkcji rozrodczych u szynszyli, ale jak sama zauważyła nie jest to dokładnie poznane i nie wiadomo, w jaki sposób natężenie światła wpływa na ich wyniki rozrodu. Dzięki doskonaleniu warunków utrzymania szynszyli można zniwelować sezonowość w rozrodzie szynszyli. W badaniach prowadzonych na świniach dzięki zmianom natężenia światła

i wprowadzenia sztucznego programu świetlnego doprowadzono do zanikania sezonowości w aktywności płciowej [Tast i in., 2001].

Hodowcy ustalając czas oświetlenia i intensywność oświetlenia w pomieszczeniach dla szynszyli posługują się normami przeznaczonymi dla królików oraz własnymi obserwacjami zachowania się zwierząt. Według Petersena [1998] czas oświetlenia fermy szynszylowej powinien wynosić od 12 do 16 h, a intensywność oświetlenia 30-20 lx. W wyniku praktycznych obserwacji hodowców oraz niektórych badaczy stwierdzono, że dla szynszyli najbardziej optymalnym czasem oświetlenia będzie 12 godzin [Boersma, 1995; Nowak, 1995; Weir 1970] a natężenie światła powinno być większe od podanego powyżej. Dlatego też ważnym wydaje się znalezienie odpowiedniego poziomu natężenia światła w pomieszczeniach dla szynszyli. Natężenie światła jest ważnym czynnikiem oświetlenia pomieszczeń i nie ulega dyskusji fakt, że ustalenie optymalnego natężenia pociągnie za sobą poprawę wyników użytkowania rozpłodowego szynszyli.

W środowisku naturalnym szynszyli natężenie światła było znacznie większe niż w Polsce i miało znacznie mniejsze zróżnicowanie sezonowe. Usłonecznienie rzeczywiste wynosi w Andach 250 godzin w lipcu i 200 godzin w styczniu, natomiast w Polsce – 120 godzin latem i 30 godzin zimą. Bardzo małe są również różnice w długości dnia świetlnego w poszczególnych sezonach: najdłuższy dzień trwa tam 14 godzin a najkrótszy 10 [Martyn, 1995]. W Polsce te różnice są o wiele większe.

Jak podaje Barabasz [2000a] zbyt ciemne pomieszczenia, wraz z niewłaściwymi warunkami termicznymi i wilgotnościowymi prowadzą do występowania u szynszyli chorób grzybiczych. Autor ten zwraca uwagę na pozytywny wpływ promieniowania słonecznego, ze względu na swoje bakterio- i grzybobójcze działanie. Nowak [1995] również stwierdził, że w pomieszczeniach dla szynszyli powinno być światło naturalne.

Mimo zdrowotnego wpływu promieni naturalnych na organizm szynszyli, często w pomieszczeniach dla tych zwierząt stosuje się wyłącznie światło sztuczne. Niedźwiadek i in. [1981] uznali, że w pomieszczeniach dla królików rzeźnych można stosować oświetlenie wyłącznie sztuczne. Wiele czynników wskazuje również na to, że i szynszyle można utrzymywać w pomieszczeniach bez dostępu światła naturalnego, ale nie poznano jeszcze ich potrzeb dotyczących natężenia światła. Dzięki zastosowaniu światła sztucznego na fermie można łatwo prowadzić optymalny program świetlny [Nowak, 1995].

Seremak i Sulik [2001] w pracy na temat wpływu natężenia światła na wyniki rozrodu szynszyli wykazały, że w klatkach lepiej oświetlonych, powyżej 200 lx, uzyskiwano większą średnią liczbę młodych od samicy w roku – 3,64 szynszyli, w porównaniu do gorzej

oświetlonych (do 90 lx) - od 2,21 do 2,36 szynszyli. Autorki uzyskały również większą średnią liczebność miotów: w klatkach lepiej oświetlonych (powyżej 200 lx) wynosiła ona 2,83 szynszyli, a klatkach gorzej oświetlonych (do 90 lx) od 1,63 do 1,87 szynszyli. Autorki wyciągnęły wniosek, że światło może mieć istotny wpływ na kształtowanie się parametrów rozrodczych szynszyli, choć uznały też, że powyższe wyniki należałoby potwierdzić kolejnymi badaniami. Felska i Brzozowski [2003c] również stwierdzili, że natężenie światła wpływa na rozród szynszyli, gdyż wraz ze zwiększeniem poziomu natężenia światła zwiększała się liczebność miotów i zmniejszała śmiertelność młodych szynszyli.

Przedstawione wyniki potwierdzają także badania Garcii i in. [1989], Felskiej i in. [2002] i Szeleszczuk [2000], którzy również stwierdzili, że w klatkach lepiej oświetlonych samice miały liczniejsze mioty a młode w okresie odchowu miały mniejszą śmiertelność, niż w klatkach gorzej oświetlonych. Felska i in. [2002] analizowali wyniki rozrodu szynszyli w zależności od miejsca położenia klatki, w której przebywały. Autorzy ci stwierdzili duże różnice w natężeniu światła w zależności od poziomu klatki (najgorzej oświetlone były klatki najniżej położone - poziom I, a najlepiej klatki położone najwyżej – poziom IV). Nie zostały jednak stwierdzone różnice statystycznie istotne w liczbie urodzonych i odchowanych młodych; największą liczbę młodych zanotowano na poziomie II i IV (2,32 i 2,21 urodzonych oraz 1,99 i 1,94 odchowanych szynszyli) a najmniejszą na poziomie najniższym – i (2,00 urodzonych i 1,75 odchowanych szynszyli). W pracy tej przedstawiono również kształtowanie się procentu upadku młodych w okresie odchowu przy matkach i stwierdzono największą śmiertelność na poziomie I (17,05%) a najmniejszą na poziomie III i IV (10,44%). Aarstand [1990] i Bowness [1968] stwierdzili, że zastosowanie dodatkowego światła w okresie ciąży norek, w pomieszczeniach oświetlonych światłem naturalnym, nie zwiększyło znacząco wielkości miotów norek, choć zaznaczają, że doświadczenia z użyciem wyłącznie światła sztucznego dają pozytywne rezultaty. Zdarza się i tak, że wystawianie zwierząt na nadmierną ilość światła zmniejsza u nich wskaźniki rozrodcze. W doświadczeniu przeprowadzonym przez Adu i in [2000] na szczurach, zastosowano żarówki o mocy 100 W włączone przez całą noc. Okazało się, że tak duża ilość światła wywołała u zwierząt stres, w wyniku którego wielkość oraz masa miotów była mniejsza w porównaniu do szczurów trzymanych w normalnych warunkach oświetleniowych.

Według innych autorów [Barabasz, 2001; Jarosz i Rżewska, 1996] za zastosowaniem w pomieszczeniach dla szynszyli wyłącznie światła sztucznego przemawia także fakt, że przy zastosowaniu światła naturalnego, zbyt silne słońce może powodować płowienie barwy okrywy włosowej, a w okresie letnich upałów także przegrzewanie zwierząt. Nie można

jednak zaprzeczyć, że zastosowanie promieni słonecznych i zawartych w nich promieni ultrafioletowych działa na szynszyle zdrowotnie. Obecnie na rynku spotyka się lampy fluoroscencyjne o rozkładzie widmowym poszerzonym o zakres promieniowania świetlnego o promienie ultrafioletowe A i B [Praca zbiorowa PKOSEP, 1998]. Lampy te nadają się do zastosowania w pomieszczeniach dla zwierząt. Stosując światło sztuczne można regulować długość dnia świetlnego, a tym samym aktywność wydzielniczą szyszynki, odpowiedzialnej za procesy rozrodcze zwierząt [Udała, 1993a]. W pomieszczeniach, w których stosuje się oświetlenie naturalne musimy liczyć się z tym, że natężenie światła nie będzie jednakowe przez cały czas, gdyż w dni pochmurne natężenie światła będzie o wiele mniejsze niż w dni słoneczne. Takie różnice w natężeniu światła naturalnego wykazał w swym doświadczeniu Przysiecki [1991], który mierzył natężenie światła w dni pochmurne i dni słoneczne i okazało się, że w dni słoneczne natężenie było czasami dwu, a nawet czterokrotnie większe niż w dni pochmurne.

Galton [1968] prowadził badania dotyczące rozkładu proporcji płci u szynszyli oraz sprawdzał czy ilość urodzonych samców i samic zależy od światła naturalnego czy sztucznego. Stwierdził, że stosunek płci nie zależy od rodzaju światła, gdyż podobne proporcje zachodziły zarówno przy świetle naturalnym jak i przy sztucznym. Autor ten cytując innych autorów stwierdził, że to kolor światła ma wpływ na kształtowanie proporcji płci u szynszyli. U szynszyli utrzymywanych w klatkach poza budynkiem, na które oddziaływało naturalne światło rodziły się w różnych proporcjach zarówno samice jak i samce. W momencie, kiedy ci sami rodzice zostali przeniesieni do budynku, w którym zainstalowane były lampy jarzeniowe, emitujące światło o czerwonawym kolorze, rodziły się tylko samce. Gdy zainstalował lampy jarzeniowe, które emitowały światło niebieskawe, okazało się, że rodziły się tylko samice. Po zainstalowaniu lamp, które emitowały oba rodzaje oświetlenia (czerwone i niebieskie), okazało się, ze rodzą się i samice i samce. Weir [1970] stwierdziła, że wpływ koloru światła na rozkład płci szynszyli jest sprawą dyskusyjną.

2.9. Światło a użytkowanie futerkowe szynszyli

Skóry szynszyli są bardzo cennym surowcem do produkcji konfekcji. Najbardziej pożądane są skóry duże, wyrównane pod względem rozmiaru i jakości okrywy włosowej [Barabasz i in., 2000b]. Praca hodowlana, a więc praca selekcyjna oraz poprawa warunków mikroklimatycznych na fermie mają stworzyć odpowiednie warunki do rozwoju zwierząt dużych i o dobrej okrywie włosowej [Socha, 2001]. Bardzo gęsta okrywa włosowa jest

wynikiem przystosowania się szynszyli do trudnych warunków, które panują w ich naturalnym środowisku. Opłacalność produkcji skór futerkowych jest uzależniona od wielkości i jakości skór, które są końcowym produktem hodowli zwierząt futerkowych [Lanszki, 1999]. Na jakość pozyskiwanych skór wpływają czynniki genetyczne oraz środowiskowe, do których zalicza się m.in.: odpowiedni poziom opieki nad zwierzętami oraz warunki pomieszczeniowe, w tym rodzaj klatek i warunki klimatyczne [Lanszki i Horváth, 1997; Lanszki i Pénzes, 1998; Várady, 1989].

Znaczącą rolę wśród warunków klimatycznych odgrywają temperatura i wilgotność pomieszczeń a także warunki świetlne, które wpływają na szybkość dojrzewania i jakość pozyskiwanych skór od zwierząt futerkowych [Bednarz, 1974; Papciak, 1983; Pastirnac i Gruia, 1985]. Promienie świetlne wpływają na czynność przysadki mózgowej i tarczycy, których hormony pobudzają procesy zachodzące w skórze, a przede wszystkim rozwój i wyrastanie okrywy zimowej. Ponadto zmniejszanie intensywności oświetlania wpływa na pociemnienie koloru futer, co u norek wykazali Pastirnac i Gruia [1985].

Jak do tej pory wykonano wiele badań nad wpływem długości dnia świetlnego na szybkość dojrzewania okrywy włosowej u zwierząt mięsożernych - norek i lisów [Aarstrand, 1990; Przysiecki, 1991; Przysiecki i in., 1991a i 1991b; Przysiecki, 2000; Szeleszczuk, 2000; Szeleszczuk i Jarosz, 1996]. Według Cholewy [2000] mniej światła w okresie od początku września pobudza procesy włosotwórcze i przyspiesza dojrzewanie okrywy włosowej u lisów.

Herman [1975] stwierdził, że na rozwój zwierząt, linienie, wyrastanie i dojrzewanie okrywy włosowej ma wpływ długość dnia świetlnego, natężenie oświetlenia i długość fal świetlnych. Autor ten opisuje doświadczenia prowadzone w Rosji i w USA, w których skracanie dnia świetlnego do 4-5 godzin na dobę przyspieszyło dojrzewanie okrywy włosowej u lisów, a wydłużenie do 17 godzin na dobę przyspieszyło linienie okrywy włosowej.

Sezonowe zmiany okrywy włosowej zachodzą pod wpływem zmian długości dnia świetlnego [Kuźniewicz i Filistowicz, 1999]. Zmieniając długość dnia świetlnego można regulować linienie, wyrastanie i dojrzewanie okrywy włosowej zwierząt futerkowych [Aarstrand, 1990; Herman, 1975; Nawrocki, 1986; Pastirnac i Gruia, 1985; Szeleszczuk i Jarosz, 1996]. Jest to związane z wydzielaniem przez szyszynkę melatoniny [Szeleszczuk i Jarosz, 1996 i 1998]. Hormon ten jest konieczny w rozwoju zimowej okrywy włosowej oraz linieniu okrywy letniej u norek [Blomstedt, 1990]. Wykorzystując efekt działania melatoniny stosuje się syntetyczne implanty z melatoniną i dzięki temu przyspiesza się dojrzewanie okrywy włosowej u lisów i norek od 3 do 6 tygodni [Allain i Rougeot, 1980; Barabasz, 2000b

i 2000c; Barabasz i Bagdonas, 2000a i 2000b; Martinet i in., 1992; Rose i in., 1984; Rougeot i in., 1984; Szeleszczuk i Jarosz, 1998]. Szeleszczuk i Jarosz [1998] stwierdzili, że masa ciała oraz wyniki oceny pokroju zwierząt futerkowych mięsożernych, u których zastosowano implanty z melatoniną nie różniły się zbytnio od tych, które uzyskano u zwierząt, u których nie zastosowano takich implantów. Według Barabasza i Bagdonasa [2000a], Barabasza [2000a], Barabasza i in. [2000c] oraz Barabasza i in. [2001] jakość okrywy włosowej u norek, u których zastosowano implanty z melatoniną była gorsza niż u tych zwierząt, u których nie zastosowano takich implantów. Zanotowano również mniejszą liczbę włosów w pęczkach a także większą liczbę cebulek włosowych nieaktywnych. Jarosz i Szeleszczuk [1995] stwierdzili natomiast, że u niebieskich lisów, którym podano melatoninę wzrosła ilość pobieranego pokarmu i lisy miały większą masę ciała, z tym, że w momencie uboju różnice te nie były już takie duże w porównaniu do lisów, którym nie podano melatoniny.

Lanszki i in. [2000a i 2000b] zastosowali implanty z melatoniną u szynszyli w celu określenia wpływu tego hormonu na szybkość dojrzewania okrywy włosowej, masę ciała i długość futra. Okazało się, że u szynszyli, które otrzymały implanty z melatoniną okrywa włosowa dojrzała wcześniej w porównaniu do szynszyli, u których nie zastosowano melatoniny, natomiast masa ciała i długość futra były podobne.

Wpływ światła na szybkość dojrzewania okrywy włosowej szynszyli jest jednak sprawą dyskusyjną i nie do końca poznaną. W 1974 roku Rżewski stwierdził, że temperatura i światło nie mają istotnego wpływu na dojrzewanie okrywy włosowej. Większy wpływ na ten proces ma fizjologiczna dojrzałość zwierzęcia i żywienie. Według Jarosza i Rżewskiej [1996] wzrost i dojrzewanie okrywy włosowej mogą w znacznym stopniu zależeć od czynników środowiskowych. Autorzy ci zaznaczyli jednak, że skracanie a potem wydłużanie dnia świetlnego nie miało wpływu na przyspieszenie dojrzewania okrywy włosowej szynszyli. Stwierdzili, że bodźce świetlne nie odgrywają u tych zwierząt zasadniczego wpływu w szybkości dojrzewania okrywy włosowej. Inni autorzy uważają jednak, że światło odgrywa ważną rolę w dojrzewaniu okrywy włosowej szynszyli [Nowak, 1997].

Według Gancov i Djatlova [1983a] światło wpływa na jakość okrywy włosowej, gdyż pod jego działaniem w keratynie włosa zachodzą zmiany strukturalne powodujące pogorszenie właściwości fizycznych, chemicznych i mechanicznych włosów. Światło słoneczne powoduje starzenie się keratyny włosa, nie wiadomo jednak jak na keratynę włosa wpływa światło sztuczne [Gancov i Djatlova, 1983b]. O niekorzystnym wpływie promieni słonecznych na zimową okrywę włosową norek i lisów donoszą Brzozowski [1980] i Papciak [1983]. Okrywa taka zatraca przede wszystkim czystość barwy, przybierając odcień brązowy

lub rudawy. Papciak [1983] mówi wręcz o silnej korelacji ujemnej między nasileniem działania promieni słonecznych a jakością wyprodukowanych skór.

Coraz częściej na fermach zwierząt futerkowych, które utrzymuje się w pomieszczeniach zamkniętych, tak jak np. szynszyle, stosuje się oświetlenie sztuczne. Również u zwierząt futerkowych mięsożernych stosuje się ten rodzaj oświetlenia [Belzile i Poliquin, 1974]. Stwierdzono, że doświetlanie przed wschodem słońca, w pomieszczeniach o oświetleniu naturalnym, powoduje zahamowanie dojrzewania zimowej okrywy włosowej [Herman, 1975]. U norek utrzymywanych wyłącznie w oświetleniu sztucznym, skrócenie czasu oświetlania do 6 godzin w ciągu doby spowodowało przyspieszenie linienia okrywy letniej [Reiten, 1976 i 1977]. Prawie identyczne wyniki podał Skrede [1973] oraz Skrede i Reiten [1975], którzy stwierdzili, że skracanie dnia świetlnego od końca czerwca lub początku lipca do 6 godzin przyśpiesza dojrzewanie futra o 1,5 - 2 miesięcy oraz zmniejsza nieznacznie masę ciała u norek. Podobne wyniki zaobserwowano u lisów Przysiecki [1991]. Adair i in. [1974] stwierdzili, ze sztuczne skracanie dnia świetlnego wpływa korzystnie na jakość okrywy, zmniejszenie wadliwości skór i poprawę ekonomiki chowu.

U królików angorskich również stwierdzono, że skracanie dnia świetlnego w okresie lata i jesieni wywiera korzystny wpływ na odrost wełny, ale żeby rozród przebiegał prawidłowo konieczne było przedłużenie dnia świetlnego do 16 godzin w ciągu dnia [Kopański, 1989]. Ten sam autor stwierdził, że u królików angorskich utrzymywanych w pomieszczeniu bez okien, przy 16 godzinnym oświetleniu sztucznym, wzrost zwierząt i produkcja wełny była na odpowiednim poziomie, ale wyniki rozrodu były niezadowalające i poprawiły się w momencie zainstalowania kilku okien.

Długość dnia świetlnego wpływa na masę ciała chomików, z tym, że chomiki syberyjskie reagują wzrostem masy ciała na wydłużanie się dnia świetlnego, a chomiki syryjskie reagują na to utratą masy ciała [Challet i in., 2000].

Według Przysieckiego [1991] o dojrzewaniu okrywy włosowej lisów decydują czynniki wewnętrzne, takie jak wiek i płeć oraz czynniki zewnętrzne, z których do najważniejszych zalicza warunki świetlne w okresie wzrostu i rozwoju okrywy, żywienie i temperaturę otoczenia. Autor ten stwierdził, że dojrzewanie okrywy włosowej wyznaczone jest przez środowiskowe impulsy świetlne, a dokładniej mówiąc przez ubywanie oświetlenia. Jego zdaniem sztuczne skracanie dnia świetlnego a także zmniejszanie natężenia światła może przyspieszać ten proces od 2 do 8 tygodni. Zaznaczył on również, że zbyt wczesne rozpoczęcie zaciemniania klatek może pogorszyć jakość skór, a zbyt długie przebywanie lisów w zaciemnionych klatkach może znacznie obniżyć zdolności rozrodcze.

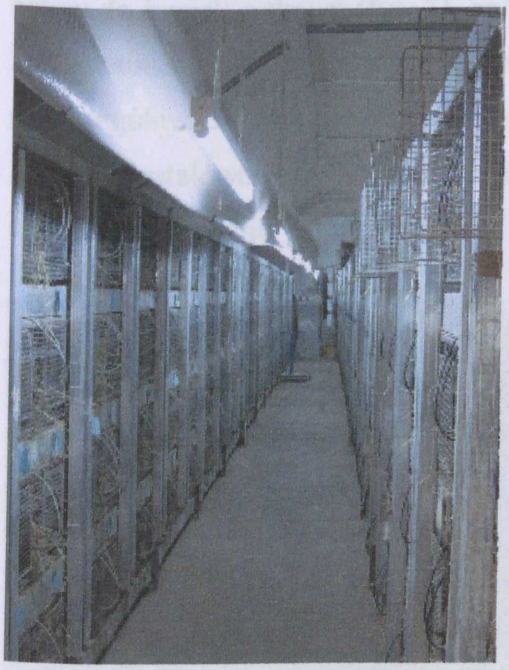
Według Barabasza [2001] przyspieszenie dojrzewania okrywy włosowej u szynszyli można uzyskać stosując bardziej intensywne żywienie, bez stosowania bodźców świetlnych, mimo, że uważa się je za ważny czynnik w przebiegu dojrzewania okrywy włosowej.

W literaturze jest bardzo mało pozycji dotyczących wpływu światła na wyniki rozrodu szynszyli oraz na jakość skór pozyskiwanych od tych zwierząt. W przytoczonej powyżej literaturze niektórzy autorzy donoszą, że światło odgrywa bardzo ważną rolę w rozrodzie, ale nie wpływa na dojrzewanie i jakość okrywy włosowej. Inni natomiast autorzy uważają, że światło odgrywa ważną rolę w dojrzewaniu okrywy włosowej a także w kształtowaniu się jej jakości. Zagadnienia te są sprawą dyskusyjną i wymagają dokładnego sprawdzenia.

3. Materiał i metody

3.1. Ferma i zwierzęta

Badania prowadzone były na fermie Alex Chinchilla Farm w Nowogardzie, jednej z największych ferm zarodowych szynszyli w Polsce. Ferma ta specjalizuje się przede wszystkim w hodowli szynszyli odmiany standard i czarnej aksamitnej. Zwierzęta utrzymuje się tu wyłącznie w pomieszczeniach zamkniętych, w klatkach do chowu poligamicznego, ustawionych na czterech poziomach (fot. 2). Zestaw poligamiczny tworzyły cztery samice i jeden samiec. Samice przebywały w oddzielnych klatkach połączonych wspólnym korytarzem, w którym przebywał samiec (fot. 3).



Fot. 2 Czteropoziomowe ustawienie klatek **Fot. 3 Samiec w korytarzu i samica w klatce**

Pierwszy poziom klatek znajdował się na wysokości 22 cm, drugi poziom – 70 cm, trzeci 120 cm, a czwarty 170 cm od podłogi.

Samice założone miały na szyję kołnierze uniemożliwiające im opuszczanie klatek. Samce natomiast miały wolny wstęp do wszystkich samic w danym zestawie poligamicznym.

Szynszyle żywione były granulatem pełnoporcjowym zapewniającym pełne pokrycie ich potrzeb pokarmowych oraz sianem. Czasami jako dodatek otrzymywały jabłka.

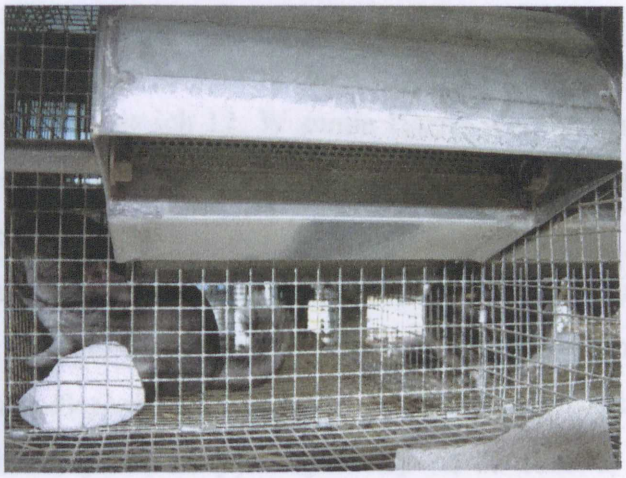
Szynszyle utrzymywano w pawilonie, o regulowanej i ustalonej temperaturze i wilgotności względnej. W celu oceny mikroklimatu pomieszczenia wykonano pomiary zoohigieniczne obejmujące: pomiary temperatury i wilgotności powietrza, pomiary katatermometryczne (w celu oceny stopnia ochładzania i ruchu powietrza) oraz pomiary natężenia

światła. Temperatura w pomieszczeniu osiągała poziom od 18 do 20^{0}C z wahaniami ± 2^{0}C i wilgotnością względną w granicach 50 - 60%; ochładzanie wynosiło 12,4-16,7 mW/cm^2, a ruch powietrza 0,2 m/s.

W pomieszczeniu dla szynszyli, o powierzchni 390 m^2, przy łącznym oświetleniu wszystkich lamp wynoszącym 2120 W, średnie oświetlenie wynosiło 5 W/m^2. W budynku, w którym znajdowały się szynszyle nie było okien i jedynym źródłem oświetlenia było światło sztuczne, jarzeniowe. W roku 1998 na fermie Alex Chinchilla Farm wprowadzono 12-godzinny program świetlny.

Klatki dla szynszyli o wymiarach: długość 50 cm, szerokość 35 cm i wysokość 35 cm wyposażone były w poidła kropelkowe (fot. 4), samozsypy do paszy granulowanej oraz w bębny do kąpieli pyłowej (fot. 5). Samozsypy działały na zasadzie podajnika ślimakowego, który zainstalowany był powyżej czwartego poziomu klatek każdego rzędu. Pasza do poszczególnych klatek przedostawała się dzięki specjalnym pionowym komorom. W każdej klatce zainstalowana była tacka, na którą pasza zsypywała się porcjami w zależności od stopnia wyjadania jej przez szynszyle.

Fot. 4. Poidło kropelkowe



Fot. 5. Bęben do kąpieli pyłowej

W klatkach podłoga była ażurowa i nieczystości spadały na taśmę znajdującą się pod każdym poziomem klatek. Czyszczenie taśm odbywało się za pomocą silników elektrycznych, zainstalowanych na końcach rzędów (fot. 6 i fot. 7).

W pomieszczeniu znajdowały się 4 rzędy klatek. W każdym rzędzie jest 736 klatek, a więc w sumie 2944 klatek. Jarzeniówki miały moc 40 wat i długość 120 cm. Między ścianą lewą a pierwszym rzędem klatek żarówki powieszone były na ścianie na wysokości 150 cm licząc od powierzchni podłogi. W tym rzędzie było ich 8. Między lampami występuje średnio odległość 332,71 cm, a długość lamp w tym rzędzie stanowiła 960 cm. Odległość między

lampami a klatkami wynosiła 122 cm (z tym, że była to odległość najmniejsza, tzn. między lampą a znajdująca się naprzeciwko niej klatką).

Fot. 6. Taśmy do usuwania nieczystości

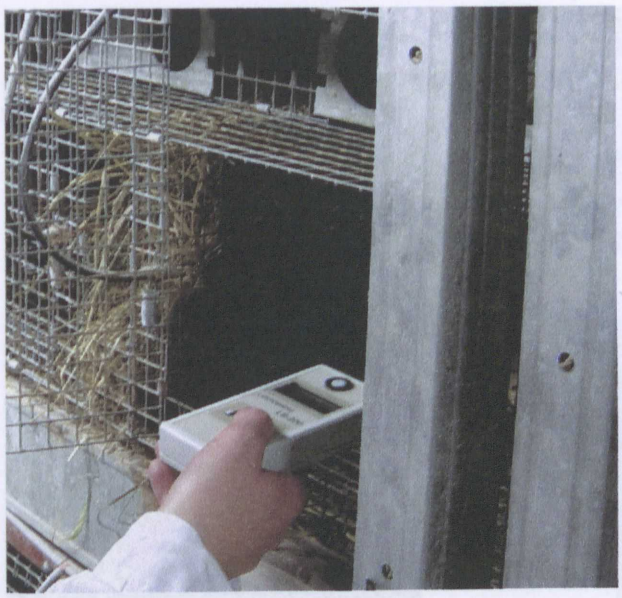
Fot. 7. Mechanizm czyszczący taśmy

W korytarzu między rzędami 1 a 2 lampy zawieszone były pod sufitem, na wysokości 206 cm od podłogi. W tym korytarzu znajdowało się ich 12. W sumie łączna długość lamp wynosiła tu 1440 cm, a odległość miedzy żarówkami wynosiła średnio 194,33 cm. Najmniejsza odległość między żarówkami a klatkami w linii prostej wynosiła 58 cm.

W korytarzu między rzędami 2 a 3 znajdowało się 13 lamp, między którymi odległość wynosiła średnio 165 cm, a łączna długość lamp to 1560 cm. W korytarzu między rzędem 3 a 4 znajdowało się 12 lamp, między którymi odległość wynosiła średnio 186,92 cm. Między rzędem 4 a ścianą prawą, licząc od przodu budynku, lampy znajdowały się na ścianie, w liczbie 8 sztuk. Odległość między lampami wynosiła średnio 323,3 cm.

Takie usytuowanie lamp spowodowało, że rzędy 1 z lewej strony i 4 z prawej strony były najgorzej oświetlone, gdyż znajdowało się tu najmniej lamp (po 8 sztuk).

Natężenie światła mierzono wewnątrz klatek z szynszylami za pomocą luksomierza fotoelektrycznego LS-200 (fot. 8), kierując czujnik luksomierza we wszystkie możliwe strony: prawo, lewo, przód, tył, góra, dół, a następnie obliczano z sześciu pomiarów średnią dla mierzonej powierzchni klatki [wg. Dobrzańskiego i Kołacza, 1996; Lucassen i in., 1995; Rokickiego i Kolbuszewskiego, 1996].



Fot. 8. Pomiar natężenia światła w klatce

Na początku roku 2001, na wydzielonej części fermy, w trzecim rzędzie po stronie prawej i lewej zawieszono po 10 nowych opraw z żarówkami (fot. 9 i fot. 10). W każdej oprawie znajdowały się dwie żarówki o mocy 58 W, co dało w sumie 116 W. Jedna żarówka miała długość 151 cm. Łączna długość powierzchni doświadczalnej z lewej strony trzeciego rzędu wynosiła 1472 cm, a z prawej strony 1430 cm. Z lewej strony lampy zawieszone były średnio co 142,6 cm, a z prawej strony średnio co 135 cm.

Z lewej strony wydzielonej części trzeciego rzędu klatek przebywały zestawy samic z samcami w celu analizy wskaźników rozrodu, a z prawej strony samce przeznaczone na ubój. W tej doświadczalnej części fermy średnie oświetlenie na powierzchnię wynosiło 10 W/m^2.

W trakcie badań analizowane były wskaźniki rozrodu oraz użytkowość futerkowa szynszyli, w dwóch etapach:

Etap I – analiza użytkowości rozrodczej przy oświetleniu kontrolnym i doświadczalnym,

Etap II – analiza użytkowości futerkowej przy oświetleniu kontrolnym i doświadczalnym.

Fot. 9. Wydzielona część fermy z oświetleniem doświadczalnym

Fot. 10. Oprawy lamp z dwiema żarówkami

3.2. ETAP I – analiza użytkowości rozrodczej

Badania prowadzone były w latach 1999-2003. W trakcie badań oceniane były wyniki rozrodu 480 samic szynszyli odmiany standard. Wszystkie samice, u których analizowano wskaźniki rozrodu były w wieku od 2 do 5 lat, a więc w wieku najbardziej produktywnym pod względem rozrodczym. W analizie nie brano pod uwagę pierwszych miotów samic.

Przedmiotem analizy były szynszyle z dwóch grup genetycznych:

- szynszyle z własnej hodowli fermy Alex Chinchilla Farm – grupa A,
- szynszyle importowane ze Szwecji i z Danii – grupa B.

W klatkach, w których przebywały samice przeprowadzone zostały pomiary natężenia światła za pomocą luksomierza fotoelektrycznego. Najpierw analizowano wyniki rozrodu w grupach szynszyli o oświetleniu kontrolnym, tzn. takim, które tradycyjnie było stosowane na fermie. Natężenie światła wahało się tu w granicach od 0 do 120 lx. Po określeniu natężenia oświetlenia, samice połączono w cztery grupy, dla których poziom natężenia oświetlenia był następujący:

- grupa I - od 0 do 30 lx,
- grupa II - od 31 do 60 lx,
- grupa III - od 61 do 90 lx,
- grupa IV - od 91 do 120 lx.

Liczebności i zakres natężenia światła w poszczególnych grupach przedstawia tabela 1.

Tabela1
Liczebność poszczególnych grup kontrolnych szynszyli w zależności od pochodzenia i natężenia światła w klatkach, przy oświetleniu o natężeniu światła od 0 do 120 lx

Grupa genetyczna	Poziom natężenia światła	Zakres natężenia światła [lx]	Liczba samic
A	I	0-30	59
	II	31-60	57
	III	61-90	23
	IV	91-120	12
	Razem	**0-120**	**151**
B	I	0-30	62
	II	31-60	37
	III	61-90	28
	IV	91-120	14
	Razem	**91-120**	**141**
Razem		**0-120**	**292**

Następnie oceniano wyniki rozrodu samic w grupach o oświetleniu doświadczalnym, zainstalowanym w wydzielonej części trzeciego rzędu. Ze względu na to, że lampy o większej mocy założone zostały w roku 2001, analizie poddano wyniki rozrodu w okresie od 2001 do 2003 roku. Natężenie światła w poszczególnych klatkach mieściło się w granicach od 91 do 270 lx. Samice połączone zostały w sześć grup, dla których poziom natężenia oświetlenia był następujący:

- grupa IV - od 91 do 120 lx,
- grupa V - od 121 do 150 lx,
- grupa VI - od 151 do 180 lx,
- grupa VII - od 181 do 210 lx,
- grupa VIII - od 211 do 240 lx,
- grupa IX - od 241 do 270 lx.

Liczebności i zakres natężenia światła w poszczególnych grupach przedstawia tabela 2.

Tabela 2
Liczebność poszczególnych grup doświadczalnych szynszyli w zależności od pochodzenia i natężenia światła w klatkach, przy oświetleniu o natężeniu światła od 91 do 270 lx

Grupa genetyczna	Poziom natężenia światła	Zakres natężenia światła [lx]	Liczba samic
A	IV	91-120	14
	V	121-150	12
	VI	151-180	17
	VII	181-210	10
	VIII	211-240	13
	IX	241-270	13
	Razem	**91-270**	**79**
B	IV	91-120	15
	V	121-150	31
	VI	151-180	16
	VII	181-210	18
	VIII	211-240	19
	IX	241-270	10
	Razem	**91-270**	**109**
Razem		**91-270**	**188**

W każdej grupie analizie poddano następujące wskaźniki rozrodu:

1) liczba młodych urodzonych w miocie,
2) liczba młodych odchowanych w miocie,
3) procent upadku młodych w okresie odchowu przy matkach,
4) liczba młodych urodzonych od samicy w ciągu roku,
5) liczba młodych odchowanych od samicy w ciągu roku,
6) liczba miotów przypadająca na samicę rodzącą w stadzie podstawowym w ciągu roku,
7) długość okresu międzyporodowego,
8) rozłożenie liczby wykotów w ciągu roku,
9) procentowe występowanie miotów z jednym, dwoma, trzema, czterema oraz pięcioma młodymi.

Pełne matematyczno-statystyczne opracowanie danych wykonano posługując się programami Microsoft Excel i STATISTICA 6.0 PL. Ogólną charakterystykę dokonano przy pomocy następujących parametrów matematyczno-statystycznych: średniej arytmetycznej ($\bar{x}$), odchylenia standardowego (S), współczynnika zmienności (V%), wartości minimalnej

(Min.) oraz wartości maksymalnej (Max.). W celu stwierdzenia występowania różnic statystycznie istotnych zastosowano następujące testy:

- Test U Manna-Whitneya – test nieparametryczny dla dwóch niezależnych prób w celu określenia wpływu grupy genetycznej na: liczbę młodych urodzonych w miocie, liczbę młodych odchowanych w miocie oraz procent upadku młodych w okresie odchowu.
- Test Kruskala-Wallisa – test nieparametryczny dla n-próbek w celu określenia wpływu natężenia światła na: liczbę młodych urodzonych w miocie, liczbę młodych odchowanych w miocie oraz procent upadku młodych w okresie odchowu.
- Dwuczynnikową analizę wariancji w układzie nieortogonalnym w celu określenia wpływu grupy genetycznej i natężenia światła na: długość okresu międzyporodowego u szynszyli, liczbę młodych urodzonych i odchowanych od samicy w ciągu roku oraz liczbę miotów przypadająca na samicę rodzącą w stadzie podstawowym w ciągu roku. Analiza ta oparta była na następującym modelu liniowym:

$$Y_{ijk} = m + g_i + n_j + (gn)_{ij} + e_{ijk}$$

Y_{ijk} – wartość cechy

m - średnia ogółem

g_i - wpływ grupy genetycznej

n_j - wpływ natężenia światła

$(gn)_{ij}$ - interakcja grupa genetyczna x natężenie światła

e_{ijk} - błąd losowy

Powyższe testy nieparametryczne zostały zastosowane, gdyż zmienne były mierzone w skali rangowej i nie miały rozkładu normalnego.

3.3. ETAP II - analiza użytkowości futerkowej szynszyli

Analiza użytkowości futerkowej szynszyli została wykonana w latach 2001-2003. Przedmiotem analizy było 269 samców szynszyli odmiany standard z własnej hodowli fermy Alex Chinchilla Farm. Na fermie ACF na skóry przeznacza się wyłącznie samce z własnej hodowli fermy, gdyż młode samice oraz samce importowane z Danii i ze Szwecji przeznacza się na remont stada, bądź na sprzedaż.

W pierwszej części doświadczenia analizowano wyniki uzyskane przez samce grupy kontrolnej, które przebywały w oświetleniu tradycyjnie stosowanym na fermie. Młode samce po odsadzeniu od matek przebywały w klatkach o różnym poziomie natężenia oświetlenia. W klatkach tych wykonano pomiary natężenia światła za pomocą luksomierza fotoelektrycznego. Przy oświetleniu w grupach kontrolnych zanotowano natężenie światła mieszczące się w zakresie od 0 do 90 lx. Samce przeznaczone na ubój połączone zostały w trzy grupy, dla których poziom natężenia światła był następujący:

- grupa I - od 0 do 30 lx,
- grupa II - od 31 do 60 lx,
- grupa III - od 61 do 90 lx.

Liczebność i zakres natężenia światła w poszczególnych grupach przedstawiono w tabeli 3.

Tabela 3
Liczba szynszyli w poszczególnych grupach kontrolnych, w zależności od natężenia światła, przy oświetleniu o natężeniu światła od 0 do 90 lx

Poziom natężenia światła	Zakres natężenia światła [lx]	Liczba szynszyli
I	0-30	62
II	31-60	49
III	61-90	17
Razem	**0-90**	**128**

W drugiej części doświadczenia analizowano wyniki uzyskane od samców grupy doświadczalnej, przebywających w klatkach znajdujących się w wydzielonej części fermy, w której założono nowe lampy, o większej mocy. Samce te, po odsadzeniu od matek, przebywały w klatkach o różnym poziomie natężenia oświetlenia. W klatkach tych wykonano pomiary natężenia światła za pomocą luksomierza fotoelektrycznego. Przy oświetleniu doświadczalnym zanotowano natężenie światła mieszczące się w zakresie od 91 do 270 lx. Szynszyle przeznaczone na ubój połączone zostały w sześć grup, dla których poziom natężenia światła był następujący:

- grupa IV - od 91 do 120 lx,
- grupa V - od 121 do 150 lx,
- grupa VI - od 151 do 180 lx,
- grupa VII - od 181 do 210 lx,
- grupa VIII - od 211 do 240 lx,
- grupa IX - od 241 do 270 lx.

Liczebność i zakres natężenia światła w poszczególnych grupach przedstawiono w tabeli 4

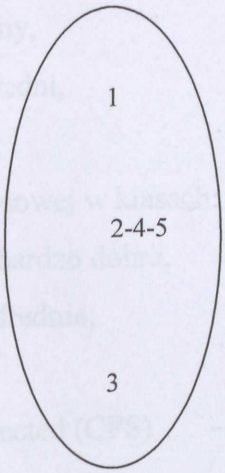
Tabela 4
Liczba szynszyli w poszczególnych grupach doświadczalnych, w zależności od natężenia światła, przy oświetleniu o natężeniu światła od 91 do 270 lx

Poziom natężenia światła	Zakres natężenia światła [lx]	Liczba szynszyli
IV	91-120	33
V	121-150	23
VI	151-180	18
VII	181-210	32
VIII	211-240	17
IX	241-270	18
Razem	**91-270**	**141**

W każdej grupie szynszyle oceniane były najpierw przyżyciowo, a następnie ubijano je, a ich skóry wysyłano na giełdę skór w Kopenhadze, gdzie poddawane były ocenie przez wykwalifikowanych brokerów.

Przyżyciowo oceniano następujące cechy:

- masa ciała, z dokładnością do 0,2 g
- długość ciała, mierzona od nasady nosa do nasady ogona, z dokładnością do 5 mm,
- wysokość włosa, z dokładnością do 1 mm, mierzono w 5 partiach topograficznych, a następnie obliczono średnią (Rys. 1):



Rys. 1. Schemat pomiaru wysokości okrywy włosowej z 5 części topograficznych skóry (1- kark, 2- grzbiet, 3- krzyż, 4- bok, 5- brzuch)

Zebrane wyniki były opracowane statystycznie z zastosowaniem programów Microsoft Excel oraz Statistica PL 6.0. Ogólną charakterystykę dokonano przy pomocy następujących parametrów matematyczno-statystycznych: średniej arytmetycznej ($\bar{x}$), odchylenia standardowego (S), współczynnika zmienności (V%), wartości minimalnej (Min.)

oraz wartości maksymalnej (Max.). W celu stwierdzenia występowania różnic statystycznie istotnych zastosowano jednoczynnikową analizę wariancji w układzie nieortogonalnym.

Poubojowo oceniane były skóry z szynszyli, które wcześniej poddane były ocenie przyżyciowej. Skórowanie wykonywano według tradycyjnej metody systemem płaskim. Skóry po uformowaniu i wysuszeniu zostały przesłane do światowej giełdy skór zwierząt futerkowych – Copenhagen Fur Center (CFC) w Kopenhadze. Ocena skór wykonana została przez brokerów CFC, którzy podzielili skory pod względem klasy jakościowej na tzw. regular – skóry dobrej jakości oraz lowgrades –skóry niskiej jakości.

Analizą objęto następujące parametry*:

1. Klasę wielkości skór według kryteriów:
   - klasa 00 – skóry o długości powyżej 36 cm,
   - klasa 0 - skóry o długości od 34 do 36 cm,
   - klasa 1 – skóry o długości 32-34 cm,
   - klasa 2 – skóry o długości 30-32 cm,
   - klasa 3 – skóry o długości poniżej 30 cm;
2. Typy barwne skór oceniane jako:
   - XXDark – typ wybitnie ciemny (najbardziej pożądany),
   - XDark – typ bardzo ciemny,
   - Dark – typ ciemny,
   - Medium – typ średni,
   - Pale – typ jasny;
3. Czystość barwy okrywy włosowej w klasach:
   - 1 i 2 – czystość bardzo dobra,
   - 3 i 4 – czystość średnia;
4. Jakość okrywy włosowej:
   - Copenhagen Selected (CPS) – jakość wybitna,
   - Copenhagen Labeel (CPL) – j. w. lecz nie tak wysoka,
   - I A - CPS i CPL z niewielkimi wadami,
   - A - j.w. ale z wadami typu VB, MI lub DB,
   - I - płaskie futro bez wad,
   - II - płaskie futro z wadami,
   - B - j.w. ale z wadami typu VB, MI lub DB;

* Źródło: „Information ubek die Seison – CFC"

5. Skóry z wadami – lowgrades:

- VB:
  - Wygryzienia,
  - Liniejące,
  - VB 1 - ubytki włosa do 1 cm^2,
  - VB 2 - ubytki włosa do 2 cm^2,
  - VB 3 - ubytki włosa powyżej 3 cm^2,
- MI:
  - Skóry z defektami - rozdarta mizdra,
  - Domieszki barw obcych - mechaniczne zabrudzenia,
  - MI 1, MI 2, MI 3 - w zależności od poziomu wad,
- DB - wady pasa brzusznego.

W trakcie analizy oceny skór, wykonanej przez brokerów CFC, zmierzono procentowe występowanie poszczególnych cech oceny skór. Ocenie poddano ogólnie 248 skór. Liczebność skór i zakres natężenia światła w poszczególnych grupach przedstawia tabela 5.

Tabela 5

Liczba skór ocenianych w CFC pochodzących z grup o różnym natężeniu światła

Poziom natężenia światła	Zakres natężenia światła [lx]	Liczba skór
Oświetlenie kontrolne – od 0 do 90 lx		
I	0-30	62
II	31-60	49
III	61-90	17
Razem	**0-90**	**128**
Oświetlenie doświadczalne – od 91 do 270 lx		
IV	91-120	27
V	121-150	19
VI	151-180	11
VII	181-210	28
VIII	211-240	17
IX	241-270	18
Razem	**91-270**	**120**
RAZEM	**0-270**	**248**

4. Wyniki i ich omówienie

4.1. Wpływ światła na użytkowanie rozpłodowe szynszyli

4.1.1. Liczba szynszyli urodzonych i odchowanych z jednego miotu

Tabela 6 przedstawia charakterystykę statystyczną średniej liczby szynszyli urodzonych i odchowanych z jednego miotu w obu grupach genetycznych, przy obu typach oświetlenia stosowanego w trakcie całego doświadczenia.

W grupach o oświetleniu kontrolnym (od 0 do 120 lx) największą liczbę urodzonych młodych w miocie zanotowano przy największym w tym zakresie natężeniu światła (grupa IV) w grupie szynszyli importowanych (B) – 2,18. Natomiast największą liczbę odchowanych szynszyli zanotowano przy natężeniu od 31 do 60 lx (grupa II) – 1,83, w tej samej grupie genetycznej szynszyli. W tej grupie zwierząt najmniejszą liczbę urodzonych i odchowanych szynszyli z miotu zanotowano w grupie o najmniejszym natężeniu światła od 0 do 30 lx (grupa I), odpowiednio 2,03 i 1,72. W grupie genetycznej szynszyli krajowych (A) największą liczbę urodzonych zanotowano przy natężeniu od 31 do 60 lx (grupa II) – 2,12, a odchowanych przy natężeniu od 61 do 90 lx (grupa III) – 1,81. Najmniejszą liczbę szynszyli urodzonych i odchowanych z jednego miotu stwierdzono przy największym w tym zakresie oświetlenia natężeniu światła (grupa IV), odpowiednio 1,91 i 1,56. Zaobserwowane różnice okazały się nieistotne statystycznie.

W grupach o oświetleniu doświadczalnym (od 91 do 270 lx) również nie zanotowano statystycznie istotnych różnic w liczbie urodzonych i odchowanych młodych w jednym miocie w zależności od grupy genetycznej i natężenia światła. W tabeli 6 można zauważyć pewien wpływ natężenia światła w obu grupach genetycznych: w grupie o największym natężeniu światła (od 241 do 270 lx) zanotowano największą średnią liczbę urodzonych szynszyli w jednym miocie – 2,20 (odpowiednio 2,16 dla krajowych i 2,25 dla importowanych). Seremak i Sulik [2001] uzyskały również większą średnią liczebność miotów w klatkach lepiej oświetlonych (powyżej 200 lx) - 2,83 szynszyli, a w klatkach gorzej oświetlonych (do 90 lx) od 1,63 do 1,87 szynszyli.

W przypadku liczby szynszyli odchowanych z jednego miotu sytuacja przedstawiała się nieco inaczej, gdyż w grupie szynszyli krajowych (A) największą ich liczbę zanotowano w grupie o najmniejszym, doświadczalnym natężeniu światła, od 91 do 120 lx (grupa IV) – 2,20. W grupie szynszyli importowanych (B) największą liczbę odchowanych młodych

zanotowano przy największym natężeniu światła (grupa IX) – 2,17, a dla obydwu grup genetycznych łącznie przy natężeniu od 181 do 210 lx (grupa VII) – 1,98.

Najmniejszą liczbę urodzonych młodych w grupie szynszyli krajowych przy doświadczalnym natężeniu światła zanotowano przy natężeniu od 121 do 150 lx (grupa V) – 1,96, w grupie szynszyli importowanych przy natężeniu od 211 do 240 lx (grupa VIII) – 1,84, a w przypadku nie dzielenia na grupy genetyczne przy natężeniu światła (od 211 do 240 lx (grupa VIII) – 1,92. Natomiast najmniejszą liczbę odchowanych szynszyli w obu grupach genetycznych stwierdzono przy natężeniu światła od 241 do 270 lx (grupa VIII), odpowiednio 1,73 i 1 72, a w przypadku nie dzielenia na grupy genetyczne przy najmniejszym natężeniu światła od 0 do 30 lx (grupa I) – 1,71 szynszyli.

Na podstawie otrzymanych wyników można wnioskować, że szynszyle importowane były bardziej wrażliwe na zmianę natężenia światła: w grupach o oświetleniu kontrolnym uzyskały 2,08 urodzonych i 1,76 odchowanych, zaś w grupach oświetleniu doświadczalnym- 2,16 urodzonych i 1,95 odchowanych szynszyli. W przypadku szynszyli krajowych różnice te nie były tak duże: przy oświetleniu kontrolnym średnia liczba urodzonych i odchowanych szynszyli wynosiła 2,08 i 1,72 a przy oświetleniu doświadczalnym 2,08 i 1,80, a więc tylko liczba odchowanych szynszyli nieznacznie wzrosła.

O tym, że natężenie światła ma wpływ na liczbę urodzonych i odchowanych szynszyli mogą świadczyć także wyniki łączne, kiedy nie dzielono szynszyli na grupy genetyczne i tak przy natężeniu światła od 91 do 270 lx uzyskano 2,13 urodzonych i 1,90 odchowanych młodych, zaś u szynszyli oświetlonych w tradycyjny sposób, w zakresie natężenia światła od 0 do 120 lx, wynosiły one 2,08 urodzonych i 1,74 odchowanych młodych.

Szynszyle importowane charakteryzowały się ogólnie lepszymi wskaźnikami liczby urodzonych i odchowanych młodych z jednego miotu w porównaniu do szynszyli krajowych, gdyż osiągnęły 2,11 młodych urodzonych i 1,82 odchowanych, podczas gdy szynszyle krajowe 2,08 urodzonych i 1,73 odchowanych młodych z jednego miotu.

Najliczniejsze mioty i największą liczbę odchowanych młodych z miotu uzyskano przy natężeniu światła od 181 do 270 lx.

Felska i Brzozowski [2001] również nie stwierdzili wpływu pochodzenia samic na liczbę urodzonych i odchowanych szynszyli z jednego miotu. Przedstawione wyniki są nieco inne od tych, które uzyskali Socha i Wrona [2000b], którzy stwierdzili występowanie statystycznie istotnego wpływu pochodzenia szynszyli na liczbę urodzonych młodych. Autorzy ci zanotowali, że to szynszyle krajowe osiągnęły większą średnią liczbę urodzonych

(2,11) i odchowanych młodych (1,78) w porównaniu do samic importowanych, które osiągnęły odpowiednio 1,86 i 1,55 szynszyli urodzonych i odchowanych z jednego miotu.

Powyższe wyniki są zgodne z uzyskanymi przez Garcię i in. [1989], według których światło ma wpływ na rozród szynszyli, gdyż samice trzymane w lepiej oświetlonych klatkach rodziły liczniejsze mioty w porównaniu do samic trzymanych w gorzej oświetlonych klatkach. Liczniejsze mioty powodują zwiększenie liczby wyprodukowanych skór, a w konsekwencji poprawiają zysk hodowcy.

Liczba urodzonych i odchowanych młodych szynszyli w miocie odpowiada wynikom uzyskanym przez Sochę i Wronę [2000a], którzy średnio na przestrzeni roku stwierdzili od 1,81 do 2,36 młodych urodzonych i od 1,57 do 1,98 odchowanych szynszyli w miocie. Podobne wyniki osiągnęli Barabasz i in. [2000], Lanszki [1996], Lanszki i in. [1998], Seremak i Sulik [2002a], Socha i in. [2001a], Socha i Romanek [2002], Szatkowska i Sulik [1996].

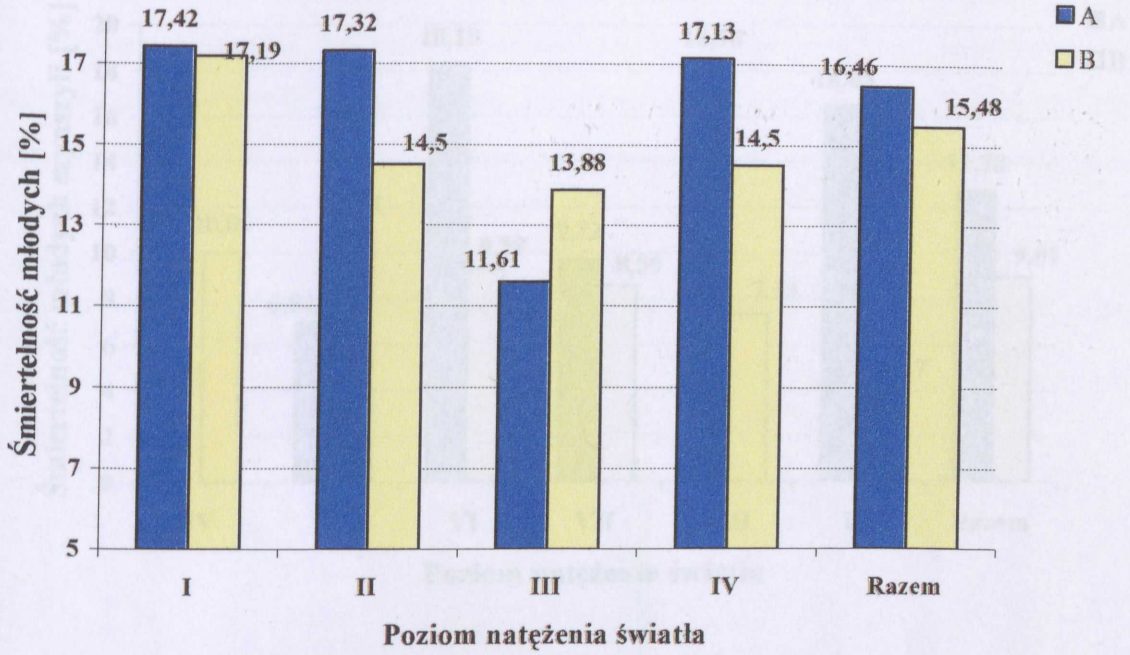
O wiele mniejsze liczebności, w porównaniu do wyników niniejszej pracy, uzyskali Sulik i in. [2001], gdyż średnia wielkość miotu wynosiła 1,61 młodych, a średnia liczba młodych odchowanych 1,26.

Uzyskane wyniki wskazują, że szynszyle dysponują dużą rezerwą niewykorzystanych możliwości rozrodczych. Jak podaje Barabasz [2001] dojrzała płciowo samica posiada około 16 pęcherzyków jajnikowych, z których około 4 dojrzewa w fazie rujowej i stąd też, przy dobrych warunkach środowiskowych i genetycznych powinno się uzyskać 4 młode w miocie. Puzdera i Novikmec [1992] również donoszą o tym, że liczba dojrzewających komórek pęcherzykowych u szynszyli wynosiła od 4 do 16, a roczna produkcja młodych może wynosić od 4 do 8.

4.1.2. Śmiertelność szynszyli w okresie odchowu przy matkach

Wykres 1 przedstawia śmiertelność młodych szynszyli w okresie odchowu przy matkach w grupach o natężeniu oświetlenia od 0 do 120 lx. W wyniku przeprowadzonych testów nieparametrycznych nie stwierdzono statystycznie istotnych różnic w upadkach młodych w okresie odchowu przy matkach. Jednakże w obu grupach genetycznych największa śmiertelność wystąpiła przy najmniejszym natężeniu oświetlenia: 17,42% u szynszyli krajowych, 17,19% u szynszyli importowanych. Natomiast najmniejszy procent upadków wystąpił przy natężeniu od 61 do 90 lx (grupa III), odpowiednio 11,61% u szynszyli krajowych i 13,88% u szynszyli importowanych.

Wykres 1
Kształtowanie się procentu upadków młodych szynszyli w zależności od grupy genetycznej, w grupach o oświetleniu kontrolnym, o natężeniu światła od 0 do 120 lx.

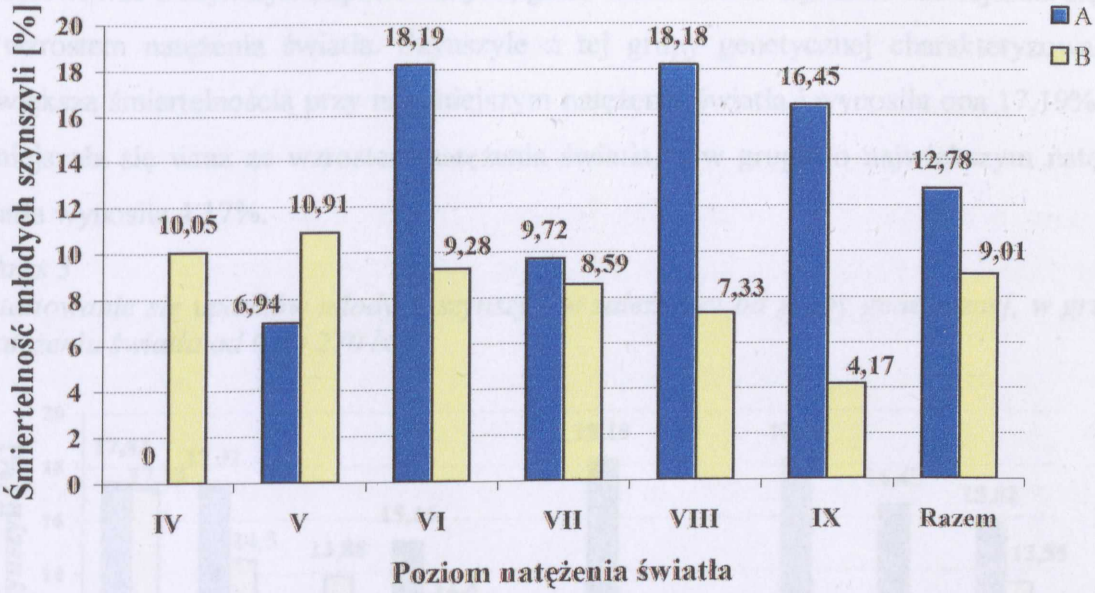


Widać więc, że mimo braku różnic statystycznie istotnych natężenie światła wpłynęło w sposób widoczny na kształtowanie się śmiertelności młodych w okresie odchowu: wraz ze wzrostem natężenia światła zmniejszała się śmiertelność młodych szynszyli.

U szynszyli importowanych upadki młodych były rzadsze (15,48%) niż szynszyli krajowych (6,46%).

Wykres 2 przedstawia śmiertelność młodych szynszyli w okresie odchowu przy matkach przy natężeniu oświetlenia od 91 do 270 lx. Nie stwierdzono statystycznie istotnych różnic w kształtowaniu się śmiertelności młodych w trakcie odchowu przy matkach w zależności od grupy genetycznej i natężenia światła. Na wykresie można zauważyć, że śmiertelność szynszyli importowanych malała wraz ze wzrostem natężenia światła. Największą śmiertelność obserwowano przy natężeniu od 91 do 150 lx (grupa IV i V) – ponad 10%, a najmniejszą - 4,17% przy największym natężeniu światła od 241 do 270 lx (grupa IX). W grupie szynszyli krajowych śmiertelność młodych kształtowała się nieco inaczej, gdyż najniższą obserwowano przy najmniejszym natężeniu światła (grupa IV) – 0% a najwyższą przy natężeniu światła od 151 do 180 lx i od 211 do 240 lx (grupa VI i VIII) – ponad 18%.

Wykres 2
Kształtowanie się upadków młodych szynszyli w zależności od grupy genetycznej, w grupach o oświetleniu doświadczalnym, o natężeniu światła od 91 do 270 lx.



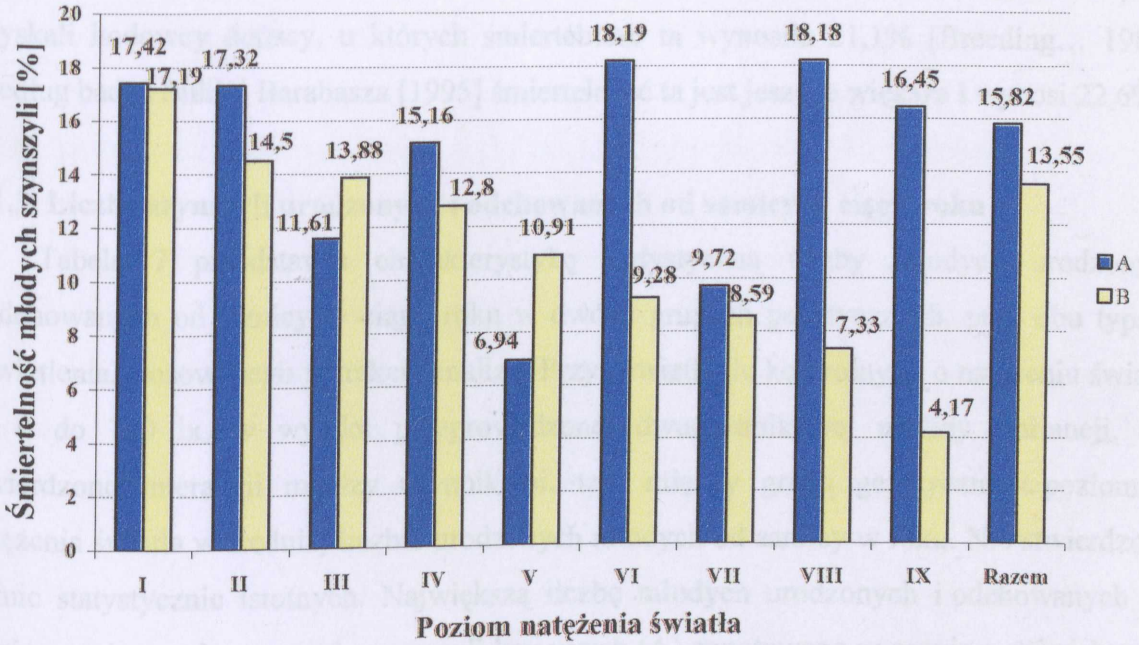
Szynszyle importowane cechowały się ogólnie mniejszą śmiertelnością młodych w okresie odchowu przy oświetleniu eksperymentalnym (wynosiła ona 9,01%) w porównaniu do szynszyli krajowych (12,78%). Szynszyle z tej grupy genetycznej wydają się być bardziej wrażliwe na zmiany natężenia światła i większe jego natężenie (od 91 do 270 lx) korzystniej wpływa na przeżywalność młodych zwierząt w okresie odchowu przy matkach.

Porównując wyniki z wykresu 2 i 1 widać także, że w grupach o większym natężeniu światła (od 91 do 270 lx) młode szynszyle charakteryzowały się mniejszą śmiertelnością, odpowiednio: szynszyle krajowe 12,78% a szynszyle importowane 9,01% w porównaniu do wyników otrzymanych w grupach o mniejszym natężeniu światła (od 0 do 120 lx), gdzie szynszyle krajowe cechowały się śmiertelnością na poziomie 16,46% a szynszyle importowane 15,48%

Wykres 3 przedstawia śmiertelność młodych szynszyli w okresie odchowu przy matkach, przy pełnym zakresie stosowanego natężenia światła, od 0 do 270 lx. Nie stwierdzono statystycznie istotnych różnic w kształtowaniu się śmiertelności młodych w trakcie odchowu przy matkach w zależności od grupy genetycznej i natężenia światła. Mimo, że nie wystąpiły różnice statystycznie istotne widoczna jest tendencja wpływu natężenia światła na kształtowanie się tego wskaźnika. Szynszyle krajowe cechowały się mniejszą śmiertelnością przy mniejszym natężeniu światła, od 0 do 120 lx, a większą przy wyższym

poziomie natężenia światła; najmniejszą śmiertelność zanotowano przy wyższym zakresie natężenia światła – od 121 do 150 lx (grupa III) – 6,94%. Odwrotne zjawisko można było zaobserwować u szynszyli importowanych, gdzie śmiertelność wyraźnie zmniejszała się wraz ze wzrostem natężenia światła. Szynszyle z tej grupy genetycznej charakteryzowały się największą śmiertelnością przy najmniejszym natężeniu światła i wynosiła ona 17,19%, oraz zmniejszała się wraz ze wzrostem natężenia światła, a w grupie o największym natężeniu światła wynosiła 4,17%.

Wykres 3
Kształtowanie się upadków młodych szynszyli w zależności od grupy genetycznej, w grupach o natężeniu światła od 0 do 270 lx.



Wyniki uzyskane przez szynszyle importowane wyraźnie na korzystny wpływ większego natężenia światła na odchów młodych szynszyli. Uzyskane wyniki są zgodne z wynikami uzyskanymi przez innych autorów, np. Garcia i in. [1989], stwierdzili, że w miotach utrzymywanych w klatkach na 4 piętrze, gdzie natężenie światła było większe niż na niższych poziomach klatek, wystąpiła mniejsza śmiertelność niż u chowanych na 2 i 3 poziomie – odpowiednio 18,6 i 23,1%. Podobne wyniki osiągnęła w innych badaniach Felska [2003], która stwierdziła, że największe upadki młodych wystąpiły przy najniższym natężeniu światła (od 0 do 20 lx) – 16,43%, a znacznie najmniejsze przy wyższym natężeniu światła (od 41 do 60 lx) – 7,80%.

Jak podaje Garcia i in. [1989] oraz Jarosz i Rżewska [1996] największa śmiertelność młodych występuje z reguły w pierwszych dwóch tygodniach życia i dochodzi ona do 20%.

Światło w początkowym okresie życia młodych wpływa korzystnie na stymulację wzrostu i rozwoju organizmu i dlatego młode z klatek o wyższym natężeniu światła mają większe szanse na przeżycie trudnego okresu postnatalnego [Jarosz i Rżewska, 1996].

We wcześniejszych badaniach Felska i in. [2002] stwierdzili, że procent upadku młodych kształtuje się w granicach od 10,4% do 17,1% natomiast Szeleszczuk i Oleśińska [1997], stwierdzili, że procent upadków młodych wahał się w granicach od 0,7% do 15,49%. Lanszki [1996] podaje, że u szynszyli największa śmiertelność występuje w pierwszym tygodniu życia i wynosi około 15,3%, podczas gdy średnia śmiertelność młodych w okresie odchowu wyniosła tylko 1,4%. Według badań Neiry i in. [1989] śmiertelność w okresie odchowu przy matkach jest z reguły wyższa i dochodzi średnio do 21,5%. Podobne wyniki uzyskali hodowcy duńscy, u których śmiertelność ta wynosiła 21,1% [Breeding... 1985]. Według badań Sulik i Barabasza [1995] śmiertelność ta jest jeszcze większa i wynosi 22,6%.

4.1.3. Liczba szynszyli urodzonych i odchowanych od samicy w ciągu roku

Tabela 7 przedstawia charakterystykę statystyczną liczby młodych urodzonych i odchowanych od samicy w ciągu roku w dwóch grupach genetycznych, przy obu typach oświetlenia, stosowanego w trakcie analizy. Przy oświetleniu kontrolnym, o natężeniu światła od 0 do 120 lx, w wyniku przeprowadzonej dwuczynnikowej analizy wariancji, nie stwierdzono interakcji między czynnikami, tzn. między grupą genetyczną a poziomem natężenia światła w średniej liczbie urodzonych młodych od samicy w roku. Nie stwierdzono różnic statystycznie istotnych. Największą liczbę młodych urodzonych i odchowanych od samicy w ciągu roku w grupie szynszyli krajowych (A) zanotowano w grupie o największym natężeniu światła, od 91 do 120 lx (grupa IV), odpowiednio 3,12 urodzonych i 2,65 odchowanych szynszyli. Natomiast najmniejszą liczbę urodzonych od samicy w ciągu roku stwierdzono przy natężeniu od 61 do 90 lx (grupa III) – 3,00 szynszyli, a odchowanych przy natężeniu od 31 do 60 lx (grupa II) – 2,49.

W grupie samic importowanych (B) sytuacja była odwrotna, gdyż największą średnią liczbę urodzonych i odchowanych szynszyli od samicy w ciągu roku zanotowano przy natężeniu najmniejszym od 0 do 30 lx (grupa I), odpowiednio – 3,27 urodzonych i 2,80 odchowanych szynszyli. Natomiast najmniejszą liczbę urodzonych i odchowanych szynszyli od samicy w ciągu roku w tej grupie genetycznej szynszyli zanotowano przy natężeniu największym od 91 do 120 lx (grupa IV) – 2,90 urodzonych i 2,39 odchowanych szynszyli.

Większą liczbę młodych urodzonych i odchowanych szynszyli od samicy w ciągu roku w grupach o oświetleniu kontrolnym uzyskano od szynszyli importowanych, odpowiednio

3,18 i 2,70 w porównaniu do szynszyli krajowych, u których średnie wskaźniki wynosiły odpowiednio – 3,07 i 2,51.

Przy oświetleniu doświadczalnym, w grupie o natężeniu światła od 91 do 270 lx nie zanotowano statystycznie istotnych różnic w średniej liczbie młodych urodzonych i odchowanych od samicy w ciągu roku. Szynszyle krajowe miały największą liczbę młodych urodzonych od samicy w roku w grupie o natężeniu od 211 do 240 lx (grupa VIII) – 3,47, a odchowanych przy natężeniu od 151 do 180 lx (grupa VI) – 2,93. Natomiast najmniejszą liczbę, zarówno urodzonych jak i odchowanych od samicy w ciągu roku przy natężeniu od 121 do 150 lx (grupa V), odpowiednio 2,39 i 2,15. W grupie samic importowanych największą liczbę urodzonych zanotowano przy natężeniu od 151 do 180 lx (grupa VI) – 3,09, a odchowanych przy natężeniu od 151 do 180 i od 211 do 240 lx (grupa VI i VIII) – 2,81. Najmniejszą natomiast liczbę urodzonych młodych od samicy w ciągu roku zanotowano w tej grupie genetycznej przy natężeniu od 121 do 150 lx (grupa V) – 2,77, a odchowanych przy natężeniu od 91 do 120 lx (grupa IV) – 2,40.

Przy oświetleniu doświadczalnym, zarówno w grupie genetycznej szynszyli krajowych (A) jak i importowanych (B), można zauważyć, że istnieje tendencja wzrostowa w liczbie urodzonych i odchowanych szynszyli poczynając od natężenia od 151 lx wzwyż. Szynszyle krajowe odznaczały się większą liczbą urodzonych młodych, ale mniejszą odchowanych, w porównaniu do szynszyli importowanych, jednak różnice te były bardzo małe.

Największą liczbę urodzonych i odchowanych szynszyli od samicy w roku stwierdzono niezależnie od grupy genetycznej w grupie o natężeniu od 151 do 180 lx (grupa VI), odpowiednio 3,20 i 2,84 osobniki. Najmniejszą zaś liczbę urodzonych i odchowanych zanotowano przy natężeniu od 121 do 150 lx (grupa V), odpowiednio 2,68 i 2,38.

Porównując ze sobą wyniki uzyskane przy oświetleniu kontrolnym, o natężeniu światła od 0 do 120 lx oraz przy oświetleniu doświadczalnym, o natężeniu światła od 91 do 270 lx stwierdzono ogólnie większą liczbę urodzonych i odchowanych szynszyli przy mniejszym zakresie natężenia światła, odpowiednio 3,12 urodzonych i 2,61 odchowanych szynszyli od samicy w ciągu roku w porównaniu do wyników uzyskanych przy większym natężeniu światła - 2,89 urodzonych i 2,57 odchowanych szynszyli od samicy w ciągu roku. Jest to tendencja odwrotna niż w przypadku liczby urodzonych i odchowanych szynszyli z jednego miotu i w celu wyjaśnienia tego zjawiska należałoby wykonać dodatkowe badania.

W grupie genetycznej szynszyli krajowych (A) największą liczbę urodzonych zanotowano przy natężeniu od 211 do 240 lx (grupa VIII) – 3,47, a odchowanych przy

natężeniu od 151 do 180 lx (grupa VI) – 2,93 szynszyli. Natomiast najmniejszą liczbę zarówno urodzonych jak i odchowanych od samicy w ciągu roku stwierdzono przy natężeniu od 121 do 150 lx (grupa V), odpowiednio 2,39 i 2,15 szynszyli. W grupie genetycznej szynszyli importowanych (B) największą liczbę urodzonych uzyskano przy natężeniu światła od 211 do 240 lx (grupa VIII) – 3,47, a odchowanych przy natężeniu od 151 do 180 lx oraz od 211 do 240 lx (grupa VI i VIII) – 2,81 szynszyli. Najmniejszą zaś liczbę urodzonych zanotowano przy natężeniu od 181 do 210 lx (grupa VII) – 2,82, a odchowanych przy natężeniu od 91 do 120 lx (grupa IV) – 2,39.

Według badań przeprowadzonych przez Seremak i Sulik [2001] w klatkach lepiej oświetlonych, powyżej 200 lx uzyskiwano większą średnią liczbę młodych urodzonych od samicy w roku – 3,64 szynszyli, w porównaniu do gorzej oświetlonych, do 90 lx - od 2,21 do 2,36 szynszyli. Te wyniki odpowiadają wynikom, które w badaniach własnych osiągnęły szynszyle krajowe, u których również największą liczbę młodych zanotowano przy natężeniu od 211 do 240 lx – 3,47 szynszyli. W badaniach własnych przy natężeniu poniżej 90 lx, zanotowano lepsze wyniki w liczbie urodzonych szynszyli od tych, które osiągnęły autorki wyżej wymienionej pracy.

Analizując uzyskane wyniki bez podziału na grupy genetyczne największą liczbę urodzonych i odchowanych zanotowano w grupie o natężeniu światła od 151 do 180 lx (grupa VI), odpowiednio 3,20 i 2,84 szynszyli. Natomiast najmniejszą przy natężeniu od 121 do 150 lx (grupa V), odpowiednio 2,68 urodzonych i 2,38 odchowanych szynszyli.

Reasumując można stwierdzić, że natężenie światła ma wpływ na liczbę rocznie urodzonych i odchowanych szynszyli od samicy. Najbardziej optymalnym zakresem natężenia światła ze względu na liczbę rocznie urodzonych i odchowanych szynszyli od samicy wydaje się natężenie światła od 151 do 240 lx.

Szynszyle importowane miały nieco lepsze wyniki w liczbie urodzonych i odchowanych szynszyli od samicy w ciągu roku w porównaniu do samic krajowych, odpowiednio 3,04 urodzonych i 2,52 odchowanych u szynszyli krajowych oraz 3,05 urodzonych i 2,65 odchowanych u szynszyli importowanych. Podobne wyniki osiągnęli Felska i Brzozowski [2001] w badaniach których szynszyle importowane z Danii i ze Szwecji miały większą liczbę rocznie urodzonych i odchowanych młodych (3,46 i 3,40 urodzonych oraz 3,05 i 3,02 odchowanych młodych) w porównaniu do szynszyli krajowych (3,23 urodzonych i 2,82 odchowanych szynszyli).

Uzyskane wyniki średniej liczby urodzonych i odchowanych szynszyli rocznie od samicy są znacznie wyższe od tych, które uzyskały Seremak i Sulik [2002a], według których

samice rocznie mogą rodzić 2,29 młodych, a odchowywać 1,85. Jeszcze gorsze wyniki uzyskali Sulik i in. [2001], wynosiły one rocznie 2,10 urodzonych i 1,64 odchowanych szynszyli. Szeleszczuk i Olesińska [1997] donoszą o dużo większej liczbie młodych uzyskanych od samicy w ciągu roku. Analizowały one plenność samic na różnych fermach i największa liczba rocznie odchowanych szynszyli od jednej samicy wynosiła od 3,04 do 3,52, a najmniejsza od 1,56 do 1,83.

4.1.4. Długość okresu międzyporodowego

Tabela 8 przedstawia charakterystykę statystyczną okresów międzyporodowych występujących u szynszyli dwóch grup genetycznych, które przebywały w oświetleniu kontrolnym i doświadczalnym

W grupach o oświetleniu kontrolnym, o natężeniu światła od 0 do 120 lx, w trakcie dwuczynnikowej analizy wariancji nie stwierdzono statystycznie istotnego wpływu grupy genetycznej oraz poziomu natężenia światła na długość okresu międzyporodowego. Nie wystąpiła także interakcja między czynnikami, tzn. między grupą genetyczną a natężeniem światła. Najkrótszy okres międzyporodowy wystąpił w grupie IV (od 91 do 120 lx) zarówno w grupie genetycznej samic szynszyli krajowych jak i importowanych, odpowiednio 199,95 dni (grupa A) i 200,91 dni (grupa B). Najdłuższy natomiast okres międzyporodowy wystąpił w grupie II (od 31 do 60 lx) również w obu grupach (223,6 dni - grupa a i 218,8 dni – grupa B). Grupa genetyczna samic krajowych miała ogólnie dłuższy okres międzyporodowy, który wynosił 217,09 dni w porównaniu do samic importowanych - 209,10 dni. Również wahania długości okresu międzyporodowego u samic importowanych były o wiele węższe, gdyż wahały się od 81 do 798 dni w porównaniu do tego okresu u samic krajowych, u których były one o wiele szersze, od 85 do 1153 dni. Okresy międzyporodowe, w granicach 81, 85, czy 86 dni są nieprawidłowe, gdyż są za krótkie i świadczą o poronieniach, kończących się śmiercią młodych szynszyli. Zarówno u samic krajowych jak i importowanych nieprawidłowości te występowały przy najniższym natężeniu światła od 0 do 60 lx, w grupie i i II.

W grupach o oświetleniu doświadczalnym, w zakresie natężenia światła od 91 do 270 lx wystąpiły różnice statystycznie istotne w długości okresu międzyporodowego między wynikami uzyskanymi przy natężeniu światła od 211 do 240 lx (grupa VIII) w grupie szynszyli krajowych a wynikami uzyskanymi przy natężeniu światła od 181 do 210 lx (grupa VII) w grupie szynszyli importowanych. W obu grupach genetycznych najkrótsze okresy występowały przy natężeniu światła od 211 do 240 lx (grupa VIII), średnio 132,88 dni u samic krajowych i 147,76 dni u samic importowanych. Natomiast najdłuższe okresy

międzyporodowe wystąpiły przy natężeniu światła od 121 do 150 lx (grupa V) w grupie szynszyli krajowych – 208,07 dni i od 181 do 210 lx (grupa VII) w grupie szynszyli importowanych – 212,73 dni. Przy natężeniu światła od 211 do 240 lx wystąpiły także najmniejsze wahania, gdyż minimalnie wynosiły one 85 dni, a maksymalnie 277 dni. Okres 85 dni nie jest prawidłowy i związany był z poronieniami.

W grupach o oświetleniu doświadczalnym, o natężeniu światła od 91 do 270 lx samice krajowe charakteryzowały się ogólnie dłuższym okresem międzyporodowym, gdyż wynosił on średnio 189,55 dni w porównaniu do samic importowanych, u których okres ten wynosił średnio 179,94 dni, a więc był o 10 dni krótszy. Rozstęp między minimalnym a maksymalnym okresem międzyporodowym był podobny w obu grupach genetycznych.

Porównując ze sobą wyniki otrzymane w grupach o oświetleniu kontrolnym i doświadczalnym (większym) można stwierdzić, że przy oświetleniu doświadczalnym, w zakresie od 91 do 270 lx, wyraźnie zmniejszyła się długość trwania okresu międzyporodowego i wynosiła średnio 183,54 dni, w porównaniu do oświetlenia tradycyjnie stosowanego na fermie, przy którym okres ten wynosił średnio dla wszystkich grup genetycznych i oświetleniowych 213,3 dni, a więc był aż o 30 dni dłuższy. Okres międzyporodowy występujący u szynszyli importowanych gwarantuje uzyskanie dwóch miotów w ciągu roku, co ze względu na niską plenność szynszyli jest bardzo pożądane. Co prawda u wielu analizowanych samic okres międzyporodowy był tak krótki, że dawał możliwość uzyskania nawet trzech miotów w ciągu roku, ale jak podają Sulik i Barabasz [1995], Sulik i in. [2001] oraz Wilk [1989] może to doprowadzić u samic do ich zbytniego wyczerpania, czego następstwem mogą być bardzo długie kolejne okresy międzyporodowe.

Przy porównaniu wyników uzyskanych w pełnym zakresie stosowanego natężenia światła, tzn. od 0 do 270 lx w obu grupach genetycznych, w wyniku wykonanej dwuczynnikowej analizy wariancji zaobserwowano, że nie występuje interakcja między dwoma czynnikami zastosowanymi w doświadczeniu, tzn. między pochodzeniem szynszyli a poziomem natężenia światła. Jednocześnie zanotowano różnice statystycznie istotne na poziomie $p \geq 0,05$ między grupami I a VIII, II a VIII oraz III a VIII w grupie genetycznej samic krajowych (grupa A) oraz między VIII grupą samic krajowych a II samic importowanych a także VIII grupą samic krajowych i VII grupą samic importowanych (grupa B). Reasumując można stwierdzić, że natężenie światła ma statystycznie istotny wpływ na długość okresu międzyporodowego.

W pełnym zakresie stosowanego oświetlenia samice importowane miały ogólnie mniejszą średnią długość okresu międzyporodowego – 202 dni w porównaniu do samic krajowych - 213,01 dni.

Rozpatrując uzyskane wyniki bez podziału na grupy genetyczne - najkrótszy okres międzyporodowy wystąpił przy natężeniu światła od 211 do 240 lx (grupa VIII) – 143 dni, a najdłuższy przy natężeniu światła od 31 do 60 lx (grupa II) – 221,84 dni. Można więc stwierdzić, że natężenie światła ma wpływ na długość okresu międzyporodowego: wraz ze wzrostem natężenia światła zmniejszała się długość jego trwania.

Zakres natężenia światła od 211 do 240 lx wydaje się najbardziej optymalny, gdyż otrzymano przy nim zarówno w grupie szynszyli krajowych jak i importowanych najkrótsze okresy międzyporodowe.

Ogólnie długość okresu międzyporodowego dla obu grup genetycznych i dziewięciu grup oświetleniowych wynosiła średnio 207,47 dni, co jest nieco gorszym wynikiem w porównaniu do tego, który otrzymali Lanszki i in. [1998], u których okres ten wynosił średnio 190,5 dnia.

Szynszyle charakteryzują się bardzo długą ciążą, która trwa średnio 111 dni, z wahaniami od 105 do 112 dni [Gromadzka Ostrowska i in., 1985; Hoefer, 1994; Weir, 1970]. Ruja poporodowa występuje u nich według Gromadzkiej-Ostrowskiej [1998] od 36 do 62 godzin i wtedy okres międzyporodowy trwa od 102 do 120 dni. Według Puzder i Novikmec [1992] ruja poporodowa występuje w 12 – 48 godzin po porodzie. Przyjmując, że u samic zapłodnionych w rui poporodowej okres międzyporodowy trwa do 120 dni, w trakcie niniejszych badań stwierdzono, że 34% samic, przebywających w oświetleniu kontrolnym, tradycyjnie stosowanym na fermie, zostało pokrytych w rui poporodowej. W przypadku samic przebywających w oświetleniu o większej intensywności (oświetlenie doświadczalne) w rui poporodowej zostało pokrytych więcej samic - 42,42%. Większe natężenie światła spowodowało lepszą skuteczność pokryć w rui poporodowej. Ogólnie niezależnie od poziomu światła w rui poporodowej zostało pokrytych 35,74%. Wyniki te są nieco lepsze od wyników uzyskanych przez Seremak i Sulik [2002b], u których 31,03% samic zostało pokrytych w rui poporodowej. W innej pracy Sulik i in. [2001] uzyskali jeszcze lepsze wyniki, gdyż w rui poporodowej pokrytych zostało 59,3%.

4.1.5. Liczba miotów uzyskana od samicy w ciągu roku

Z okresem międzyporodowym ściśle związany jest wskaźnik liczby miotów, którą uzyskuje się od samicy w ciągu roku: im dłuższy jest okres międzyporodowy, tym mniejszą liczbę miotów w ciągu roku uzyskuje się od samicy.

Tabela 9 przedstawia charakterystykę statystyczną liczby miotów w roku uzyskanych od samic pochodzących z dwóch grup genetycznych, które przebywały w grupach o oświetleniu kontrolnym (od 0 do 120 lx) i doświadczalnym (od 91 do 270 lx). W wyniku dwuczynnikowej analizy wariancji nie stwierdzono interakcji między pochodzeniem genetycznym szynszyli a poziomem natężenia światła, w którym były utrzymywane szynszyle.

W grupach o oświetleniu kontrolnym zanotowano statystycznie istotne różnice na poziomie p≥0,01 w grupie samic utrzymywanych przy oświetleniu na poziomie IV (od 91 do 120 lx) między grupą samic krajowych a grupą samic importowanych, odpowiednio 1,68 i 1,33 miotów od samicy w ciągu roku. Zanotowano także różnice statystycznie istotne na poziomie p≥0,05 w grupie samic krajowych utrzymywanych przy poziomie oświetlenia II (od 31 do 60 lx) a IV (od 91 do 120 lx), odpowiednio 1,41 i 1,68 miotów od samicy w ciągu roku oraz między samicami krajowymi z IV poziomu oświetlenia (od 91 do 120 lx) a samicami importowanymi z II poziomu oświetlenia (od 61 do 90 lx), odpowiednio 1,68 i 1,41 miotów od samicy w ciągu roku. W grupie samic krajowych zanotowano największą średnią liczbę miotów przy IV poziomie oświetlenia (od 91 do 120 lx), a więc przy największym w tym zakresie oświetlenia natężeniu światła - 1,68, a najmniejszą przy poziomie II (od 61 do 90 lx) - 1,41. W grupie samic importowanych sytuacja przedstawiała się nieco inaczej, gdyż największą liczbę miotów od samicy w ciągu roku uzyskano przy i poziomie oświetlenia (od 0 do 30 lx), a więc przy najmniejszym natężeniu światła – 1,57, a najmniejszą przy IV poziomie oświetlenia (od 91 do 120 lx), a więc przy największym natężeniu światła – 1,33 miotów.

Ogólnie, średnia liczba miotów w poszczególnych grupach genetycznych o oświetleniu kontrolnym była podobna: 1,46 miotów w grupie szynszyli krajowych (A) 1,50 w grupie samic importowanych (B).

W grupach o oświetleniu doświadczalnym, przy natężeniu światła od 91 do 270 lx, w wyniku przeprowadzonej dwuczynnikowej analizy wariancji, nie stwierdzono interakcji między czynnikami, tzn. między grupą genetyczną a poziomem oświetlenia. Różnice statystycznie istotne wystąpiły na poziomie p≥0,05 między wynikami dla szynszyli krajowych

z grupy V (od 121 do 150 lx) a VIII (od 211 do 240 lx), odpowiednio 1,30 i 1,68 miotów oraz między wynikami szynszyli krajowych z grupy VIII (od 211 do 240 lx) - 1,77 miotów a wynikami szynszyli importowanych z grupy IV (od 91 do 120 lx) – 1,23, V (od 121 do 150 lx) – 1,28, VII (od 181 do 210 lx) – 1,29 i IX (od 240 do 270 lx) – 1,34 mioty.

Przy oświetleniu doświadczalnym w obu grupach genetycznych największą liczbę miotów w ciągu roku stwierdzono przy natężeniu od 211 do 240 lx (grupa VIII), odpowiednio 1,77 i 1,64. Najmniejszą zaś liczbę miotów stwierdzono przy poziomie V (od 121 do 150 lx) w grupie samic krajowych oraz przy poziomie IV (od 91 do 120 lx) w grupie samic importowanych, odpowiednio 1,30 i 1,23 miotów. Ogólnie większą liczbę miotów od samicy w ciągu roku przy tym oświetleniu uzyskały szynszyle krajowe – 1,44, w porównaniu do szynszyli importowanych – 1,33.

Podobne wyniki uzyskano w przypadku łącznego traktowania wyników, bez podziału szynszyli na grupy genetyczne; największą liczbę miotów zanotowano przy natężeniu od 211 do 240 lx (grupa VIII) a najmniejszą przy natężeniu od 121 do 150 lx (grupa V), odpowiednio 1,67 i 1,29.

Porównując ze sobą wyniki uzyskane od zwierząt utrzymywanych w grupach o oświetleniu kontrolnym i doświadczalnym, większą liczbę miotów od samicy w ciągu roku uzyskano przy oświetleniu kontrolnym (mniejszym) – 1,48, w porównaniu do oświetlenia doświadczalnego – 1,36, przy którym uzyskano o wiele lepszy wskaźnik długości okresu międzyporodowego, gdyż był on krótszy co mogłoby sugerować, że liczba miotów od samicy w ciągu roku będzie większa.

W tabeli 9 widoczne jest, że największa liczba miotów, zarówno w grupie szynszyli krajowych jak i importowanych, wystąpiła w grupach o natężeniu od 211 do 240 lx (grupa VIII) – 1,77 i 1,64 i ten zakres wydaje się najbardziej optymalny, a najmniejsza natomiast przy natężeniu od 121 do 150 lx (grupa V) w grupie samic krajowych i przy natężeniu od 91 do 150 lx (grupy IV) w grupie samic importowanych - 1,30 i 1,23 miotów.

Rozpatrując uzyskane wyniki łącznie, w pełnym zakresie stosowanego oświetlenia, można stwierdzić, że samice krajowe uzyskiwały nieznacznie więcej miotów w ciągu roku w porównaniu do samic importowanych, odpowiednio 1,45 i 1,43. Ogólnie, liczba miotów od samicy w ciągu roku niezależnie od grupy genetycznej i natężenia światła, wynosiła średnio 1,44. Felska i Brzozowski we wcześniejszej pracy z 2001 roku uzyskali nieco wyższe wyniki, stwierdzili bowiem, że szynszyle importowane uzyskiwały większą liczbę miotów w ciągu roku - 1,59 i 1,56 w porównaniu do szynszyli krajowych - 1,47 miotów.

Wyniki dotyczące liczby miotów od samicy w ciągu roku uzyskane w niniejszej pracy nie są wynikami zbyt wysokimi, aczkolwiek zbliżone są do tych, jakie uzyskali Sulik i Barabasz [1995] - 1,5 miotu w ciągu roku, a także do tych, które otrzymały Seremak i Sulik [2002b] - od 1,13 do 1,31 miotu od samicy oraz Sulik i in. [2001] - średnio 1,3 mioty od samicy w roku. Barabasz i in. [2000a] uzyskali nieco większy wskaźnik liczby miotów w ciągu roku, gdyż wynosił on od 1,54 do 1,9 miotów. Wynikiem najbardziej korzystnym byłoby uzyskanie dwóch miotów w ciągu roku, co nie jest takie proste, gdyż u szynszyli często występują długie okresy międzyporodowe. Puzder i Novikmec [1992] uważają, że od samicy powinno uzyskać się 5 miotów w ciągu dwóch lat, a więc w ciągu roku od samicy 2,5 miotu, co niestety w powyższych badaniach się nie potwierdziło i należałoby się zastanowić nad przyczynami tego stanu.

Zarówno największą wielkość miotu i liczbę odchowanych szynszyli z jednego miotu, jak i najkrótszy okres międzyporodowy oraz największą liczbę miotów od samicy w ciągu roku uzyskane zostały w grupach o natężeniu od 211 do 240 lx. Fakt ten można tłumaczyć tym, że u szynszyli przy natężeniu 200 lx następuje zahamowanie sekrecji melatoniny i tym samym uwalniane zostają hormony podwzgórza i przysadki mózgowej odpowiedzialne za wyniki rozrodu [Saoboureau i in., 1991]. Autorzy ci mówią również o tym, że szyszynka tych zwierząt jest wrażliwa nawet na bardzo małe zmiany w natężeniu oświetlenia.

4.1.6. Procentowa liczba miotów z jednym, dwoma, trzema, czterema i pięcioma szynszylami

Tabela 10 przedstawia liczbę miotów o różnej liczebność w grupach o oświetleniu kontrolnym i doświadczalnym. Przy oświetleniu kontrolnym, o natężeniu światła od 0 do 120 lx w grupie szynszyli importowanych było więcej miotów z dwoma młodymi (52,84%) a mniej z jednym (21,78%) w porównaniu do szynszyli krajowych, gdyż ilość ta wynosiła odpowiednio: 47,66% i 24,44%. U szynszyli krajowych wraz ze wzrostem natężenia światła wzrosła procentowa zawartość miotów z dwoma młodymi i osiągnęła przy największym natężeniu światła (grupa IV) 52%. Miotów z trzema młodymi w tej grupie genetycznej było najwięcej przy natężeniu światła od 61 do 90 lx (grupa III) – 28,90%. U szynszyli importowanych miotów z trzema młodymi było najwięcej przy największym natężeniu światła od 91 do 120 lx (grupa IV) – 30%.

Można zauważyć, że wraz ze wzrostem natężenia światła w obu grupach genetycznych zwiększał się procentowy udział miotów z dwoma i trzema młodymi. Miotów z

czterema i pięcioma młodymi w obu grupach genetycznych było bardzo mało, z tym, że w grupie szynszyli importowanych zanotowano nieco większą liczbę miotów z czterema młodymi - 4,54% w porównaniu do szynszyli krajowych – 3,99%.

W grupach o oświetleniu doświadczalnym, o natężeniu światła od 91 do 270 lx, w grupie szynszyli importowanych, zanotowano większą liczbę miotów z dwoma, trzema oraz czterema młodymi, odpowiednio 57,33, 23,11 i 3,56% w porównaniu do szynszyli krajowych, gdzie miotów tych było odpowiednio 52,07, 18,18 i 3,31%. U szynszyli krajowych największy procent miotów z dwoma młodymi stwierdzono przy natężeniu od 91 do 120 lx (grupa IV) – 71,43%, z trzema przy natężeniu od 211 do 240 lx (grupa VIII) – 27,27%, z czterema przy największym natężeniu światła od 240 do 270 lx (grupa IX) – 9,68%. W grupie szynszyli importowanych największy procent miotów z dwoma młodymi stwierdzono przy natężeniu od 211 do 240 lx (grupa VIII) – 76%, z trzema przy największym natężeniu światła natężeniu od 241 do 270 lx (grupa IX) – 33,33%, a z czterema przy natężeniu od 151 do 180 lx (grupa VI) - 9,09%. Można stwierdzić, że w grupach o oświetleniu doświadczalnym, wraz ze wzrostem natężenia światła, wzrosła liczba miotów z dwoma, trzema i czterema młodymi.

W grupach o oświetleniu doświadczalnym zanotowano dużo więcej miotów z dwoma, trzema i czterema szynszylami niż przy oświetleniu kontrolnym. Szynszyle importowane miały ogólnie większą zawartość miotów z dwoma (54,18%) i czterema szynszylami (4,25%) a mniej z jednym młodym (19,92%) w porównaniu do szynszyli krajowych, gdzie miotów z dwoma i czterema młodymi było odpowiednio 48,42 i 3,87%, a z jednym było więcej – 24,35%. Podobne wyniki otrzymała Sulik [1994], która stwierdziła, że miotów z dwoma młodymi u szynszyli krajowych może być 41,95% a u szynszyli duńskich 46%, natomiast z 4 i 5 młodymi - 4,02 i 1,15% u szynszyli krajowych i 2,61% u szynszyli importowanych.

Miotów z jednym młodym było od 8,33 do 37,5%, z dwoma od 33,33 do 76%, z trzema od 4 do 33,33%, z czterema od 0 do 9,68% a z pięcioma od 0 do 8,33%. Według badań Gromadzkiej–Ostrowskiej [1998] miotów z jednym młodym może być więcej, bo od 27 do 47%, z dwoma natomiast mniej - od 29,7 do 46,5%, a z czterema młodymi tylko 4%, co potwierdzają badania Sochy i Wrony [2000a], którzy uzyskali 29,44% miotów z jednym młodym i 40,69% miotów z dwoma szynszylami. Autorzy ci uzyskali bardzo podobną liczbę miotów z trzema, czterema i pięcioma młodymi, odpowiednio 24,24, 6 i 1%. Bardzo podobne wyniki uzyskali Lanszki [1996] i Lanszki i in. [1998] i Socha i Romanek [2002]. Również w badaniach Seremak i Sulik [2002a] zaobserwowano najwięcej miotów z dwoma młodymi - 41,49% oraz z jednym 36,16%, natomiast miotów z trzema młodymi było 19,36% a z czterema od 1,56 do 4,35%. Nieco inne wyniki uzyskali Neira i in. [1989], którzy badania

prowadzili stosunkowo niedawno i stwierdzili, że najwięcej jest z jednym młodym (47,2%), mniej z dwoma młodymi (29,7%), a najrzadziej z trzema (7,6%) i z czterema (0,6%).

Szynszyle charakteryzują się bardzo niską plennością, chociaż liczebność młodych w jednym miocie może się u nich mieścić w zakresie od 1 do 5; jak widać jednak z powyższych badań, najczęściej w miocie bywają dwa młode a często tylko jeden. Najbardziej korzystne z hodowlanego punktu widzenia byłoby, gdyby najmniej miotów było z jednym młodym a najwięcej z dwoma, trzema i czterema szynszylami. Co prawda samica najczęściej nie jest w stanie wykarmić tak dużej liczby młodych, gdyż z sześciu sutek najczęściej aktywne są tylko dwa – trzy, ale zawsze istnieje możliwość podsadzenia młodych do innych matek.

4.1.7. Procentowe rozłożenie wykotów w ciągu roku

Wykres 4 przedstawia rozkład wykotów na przestrzeni dwunastu miesięcy, w zależności od natężenia światła w grupie szynszyli krajowych przy oświetleniu kontrolnym. Wynika z niego, że najmniejszą liczbę wykotów notuje się na początku roku, w styczniu – lutym oraz na końcu roku, w październiku, listopadzie i grudniu. W każdej grupie, w zależności od natężenia światła, notuje się kilka szczytów w liczbie porodów. Przy natężeniu światła od 0 do 30 lx (grupa I) największą liczbę porodów zanotowano w marcu i kwietniu, odpowiednio 16,8 i 13,47% a następnie liczba porodów powoli zmniejszała się, choć osiągnęła jeszcze dwa mniejsze szczyty w czerwcu i wrześniu, po 10%. Przy natężeniu światła od 31 do 60 lx (grupa II) rozłożenie wykotów ciągu roku było już bardziej równomierne. Zanotowano trzy szczyty w nasileniu liczby porodów: w kwietniu (13,46%) i czerwcu (13,46%) oraz we wrześniu (9,61%), ale różnica między nimi a liczbą porodów w pozostałych miesiącach nie była zbyt duża. Przy natężeniu od 61 do 90 lx (grupa III) zanotowano wyraźne trzy szczyty w liczbie porodów: w marcu - kwietniu (16,85%), lipcu - sierpniu (14,61%) oraz w październiku (10,11%). Przy największym natężeniu światła w tym zakresie oświetlenia największą liczbę porodów zanotowano w czerwcu (14%), a także w miesiącach marzec – kwiecień oraz sierpień – wrzesień (12%). Wykoty przy tym natężeniu światła oraz przy natężeniu od 31 do 60 lx wydają się najbardziej równomiernie rozłożone na przestrzeni roku.

Na wykresie 5 przedstawiono rozłożenie wykotów na przestrzeni dwunastu miesięcy, w zależności od natężenia światła, w grupie szynszyli importowanych, przy natężeniu od 0 do 120 lx. W tej grupie genetycznej szynszyli rozłożenie wykotów na przestrzeni roku wydaje się bardziej równomierne niż w grupie szynszyli krajowych. Tylko przy natężeniu od 61 do

90 lx (grupa III) występował wyraźny jeden szczyt w liczbie wykotów w kwietniu (16,18%) a następnie liczba wykotów powoli się zmniejszała. Przy natężeniu najmniejszym (grupa I) rozłożenie wykotów było dość równomierne gdyż różnice występujące w poszczególnych miesiącach nie były zbyt duże. Największą ich liczbę zanotowano w marcu (12,04%), w kwietniu (12,5%) oraz w sierpniu (10%), a najmniejszą w styczniu (5,09%), maju (8,33%), lipcu (7,41%) oraz w grudniu (3,71%). Przy natężeniu od 31 do 60 lx (grupa II) największa liczba porodów występowała w czerwcu (14,84%) a najmniejsza w styczniu (2,34%), w sierpniu i grudniu (5,47%). Największe różnice w liczbie miotów w poszczególnych miesiącach wystąpiły przy natężeniu największym od 91 do 120 lx (grupa IV) i tylko tutaj w miesiącach styczeń-luty oraz grudzień wystąpiła większa liczba porodów.

W obu grupach genetycznych szynszyli największą liczbę porodów notowano w marcu i kwietniu. W grupie szynszyli importowanych można zauważyć o wiele mniejsze wahania w liczbie porodów w poszczególnych miesiącach, w porównaniu do szynszyli krajowych.

Wykres 6 przedstawia rozłożenie się wykotów na przestrzenie roku w grupach o oświetleniu doświadczalnym, o natężeniu światła od 91 do 270 lx, w grupie szynszyli krajowych. Przy tym natężeniu światła można zauważyć duże wahania w liczbie porodów w ciągu roku. We wszystkich grupach oświetleniowych wystąpiło kilka szczytów liczby porodów na przestrzenie roku, z tym, że w każdej grupie szczyty te występują w różnych miesiącach. Najbardziej wyrównana liczba porodów w ciągu roku została stwierdzona w grupie o natężeniu od 121 do 150 lx (grupa V) oraz o natężeniu od 211 do 240 lx (grupa VIII). W tej grupie szynszyli można zauważyć, że największa liczba porodów w ciągu roku występowała w miesiącach wiosenno-letnich, od marca do lipca, a więc podobnie jak u zwierząt przebywających w grupie o natężeniu od 0 do 120 lx (wykres 4 i 5). Wyniki te potwierdzają, że mimo wieloletniej hodowli szynszyli jeszcze szczątkowo zaznaczona jest u nich sezonowość w rozrodzie.

Wykres 7 przedstawia rozłożenie się wykotów na przestrzenie roku przy natężeniu od 91 do 270 lx w grupie szynszyli importowanych. W tej grupie genetycznej zwierząt notuje się podobne rozłożenie wykotów jak u szynszyli krajowych.

Podwyższone natężenie światła nie spowodowało zaniku sezonowości w rozrodzie szynszyli, w szczególności u szynszyli krajowych. Szynszyle importowane okazały się być bardziej wrażliwe na podwyższone natężenie światła, gdyż rozłożenie wykotów w ciągu roku

okazało się u nich bardziej równomierne. Mimo stwierdzenia u nich największej liczby porodów w miesiącach wiosenno-letnich zanotowano także, że w późniejszych miesiącach liczba porodów zmniejszyła się tylko nieznacznie w poszczególnych grupach oświetleniowych

Szynszyle zaliczane są do zwierząt poliestrycznych z resztką dawnej sezonowości w rozrodzie [Gromadzka-Ostrowska, 1998; Sulik i in., 2001]. Lata hodowli tych zwierząt w warunkach ferm zamkniętych, o regulowanym mikroklimacie już częściowo „spłaszczył" ich dawną wyraźną sezonowość w rozrodzie, kiedy to rozmnażały się jedynie w pierwszej połowie roku, a w drugiej nie. Zanik tej sezonowości spowodowałby równomierne rozłożenie wykotów w ciągu roku, co ułatwiłoby prace na fermie.

Socha i Wrona [2000a] również potwierdzają fakt „spłaszczenia" się dawnej sezonowości rozrodczej u szynszyli, choć w swoich badaniach stwierdzili występowanie większej liczby wykotów szynszyli w marcu (13%) i kwietniu (12%) oraz w lipcu (12%) w stosunku do innych pór, co związane było z większą aktywnością płciową w okresie od grudnia do kwietnia. Lanszki i in. [1998], również zanotowali występowanie nasilenia porodów w marcu i kwietniu oraz na przełomie lipca i sierpnia. Podobnie Felska i Brzozowski [2002] stwierdzili wystąpienie sezonowości w rozrodzie szynszyli, czego wynikiem było wystąpienie dwóch szczytów wykotów. Autorzy pracy stwierdzili, że mimo wieloletniej hodowli szynszyli w pomieszczeniach zamkniętych zachowują one nadal tendencję do sezonowości rozrodu, co jest jeszcze pozostałością po życiu w warunkach naturalnych.

Niektórzy jednak autorzy uważają, że przy wyrównanych warunkach klimatycznych sezonowość w rozrodzie szynszyli może ulegać dalszemu zanikowi [Barabasz, 2001; Hoefer, 1994; Seremak i Sulik, 2002b; Webb, 1991; Weir, 1970; Weir i Rowlands, 1974]. Kaleta [1984] stwierdził, że sezonowość w rozrodzie zwierząt zanika w warunkach sztucznego środowiska, gdyż zanika potrzeba ścisłej synchronizacji cyklu rozpłodowego z parametrami geograficzno-klimatycznymi. Ta teza nie ma jednak odzwierciedlenia w procesach rozrodczych zachodzących u szynszyli a stwierdzonych w niniejszej pracy, gdyż mimo utrzymywania ich w pomieszczeniach zamkniętych o stałych parametrach mikroklimatu, nie spowodowało to u nich zaniku sezonowości w rozrodzie. Szynszyle importowane były bardziej wrażliwe na zmiany natężenia światła, gdyż wraz ze wzrostem natężenia światła wystąpiły mniejsze różnice w liczbie porodów w poszczególnych miesiącach w roku.

Na podstawie analizy wskaźników rozrodu szynszyli można stwierdzić, że światło może mieć istotny wpływ na kształtowanie się parametrów rozrodczych szynszyli, gdyż w wielu przypadkach podwyższone natężenie światła, które zostało wprowadzone do doświadczenia spowodowało poprawę analizowanych wskaźników rozrodczych. Przeczy to wnioskowi, które wyciągnęli Garcia i in. [1991], że natężenie światła nie ma dużego wpływu na rozrodczość szynszyli hodowanych na fermach.

4.2. Wpływ światła na użytkowanie futerkowe szynszyli

4.2.1. Ocena przyżyciowa szynszyli

4.2.1.1. Masa ciała szynszyli przeznaczonych do uboju

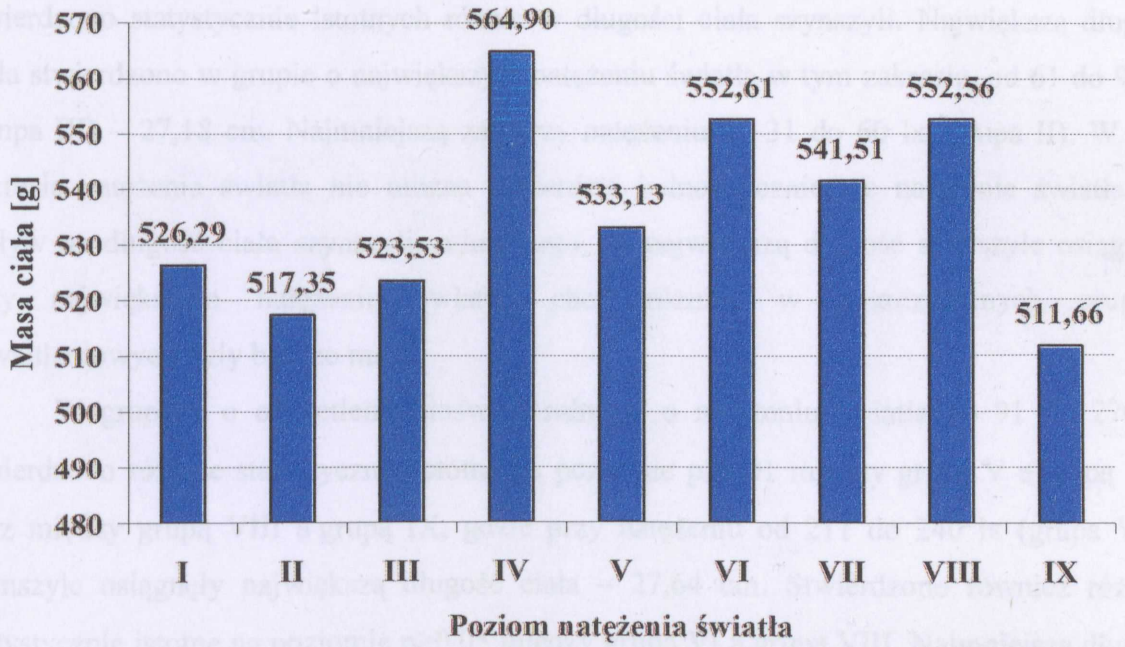
Tabela 11 przedstawia charakterystykę statystyczną wyników oceny przyżyciowej szynszyli utrzymywanych w grupach o oświetleniu kontrolnym i doświadczalnym. W wyniku przeprowadzonej jednoczynnikowej analizy wariancji nie zanotowano statystycznie istotnych różnic w masie ciała szynszyli, które ze względu na natężenie światła były podzielone na trzy grupy. Największą masę ciała szynszyle osiągnęły zwierzęta z grupy o natężeniu najmniejszym, od 0 do 30 lx (grupa I) – 526,29 g, a najmniejszą o natężeniu od 31 do 60 lx (grupa II) – 517,35 g. Jak wynika z tabeli 11 nie stwierdza się wpływu tego zakresu natężenia światła (od 0 do 120 lx) na masę ciała szynszyli.

Przy oświetleniu doświadczalnym, w zakresie natężenia światła od 91 do 270 lx w wyniku przeprowadzonej jednoczynnikowej analizy wariancji stwierdzono różnice statystycznie istotne na poziomie $p \geq 0,05$ między grupą IV a grupą IX, przy czym przy natężeniu światła od 91 do 120 lx (grupa IV) zanotowano u szynszyli największą masę ciała – 564,9 g, a przy największym natężeniu światła, od 241 do 270 lx (grupa IX) najmniejszą – 511,36 g. Mimo występujących różnic statystycznych nie można stwierdzić jednoznacznie, że natężenie światła ma wpływ na masę ciała szynszyli, gdyż w poszczególnych grupach oświetleniowych stwierdzano raz podwyższenie masy ciała a potem znowu zmniejszenie masy ciała przy różnym poziomie natężenia światła.

Przy porównaniu masy ciała szynszyli utrzymywanych w grupach o różnym poziomie natężenia światła, w pełnym zakresie stosowanego oświetlenia, w wyniku przeprowadzonej jednoczynnikowej analizy wariancji stwierdzono różnice statystycznie istotne na poziomie $p \geq 0,05$ między wynikami uzyskanymi przy natężeniu światła od 31 do 60 lx (grupa II) – 517,35 g a wynikami uzyskanymi przy natężeniu światła od 91 do 120 lx (grupa IV) – 564,9 g, oraz między wynikami uzyskanymi przy natężeniu od 91 do 120 lx (grupa IV) a wynikami

uzyskanymi przy największym natężeniu światła od 241 do 270 lx (grupa IX) – 511,66 g. Największą masę ciała zanotowano u szynszyli przy natężeniu od 91 do 120 lx (grupa IV)– 564,9 g, a najmniejszą przy największym natężeniu światła, od 241 do 270 lx (grupa IX) – 511,36 g. Zebranie wyników pomiaru masy ciała szynszyli utrzymywanych przy kontrolnym oraz doświadczalnym oświetleniu pozwoliło na stwierdzenie, że przy oświetleniu doświadczalnym, a więc większym (od 91 do 270 lx) szynszyle osiągały generalnie większą masę ciała. Dla lepszego zobrazowania tego stwierdzenia wyniki przedstawiono w postaci wykresu 8. Można zauważyć, że masa ciała szynszyli była większa w grupie o natężeniu od 91 do 270 lx (średnio 543,94 g), a mniejsza w grupie o natężeniu od 0 do 90 lx (średnio 522,5 g).

Wykres 8
Kształtowanie się masy ciała szynszyli w zależności od natężenia światła



Podobne wyniki na owcach stwierdził Udała [1993a i 1993b]. W jego badaniach owce utrzymywane w pomieszczeniu o większej intensywności oświetlenia charakteryzowały się większą masą ciała niż owce trzymane w pomieszczeniach oświetlonych światłem o mniejszej intensywności. Autor ten wyciągnął wniosek, że natężenie światła ma wpływ na masę ciała owiec. Analizując wyniki uzyskane w tabeli 11 można także stwierdzić, że podwyższenie natężenia światła w zakresie oświetlenia doświadczalnego pociągnęło za sobą zwiększenie masy ciała szynszyli, ale na poszczególnych poziomach oświetlenia (grupy I-IX) różnice nie były zbyt wyraźne i trudno jest tu podać natężenie światła najbardziej optymalne.

Wzrost masy ciała pociąga za sobą wzrost wielkości skóry, a jak stwierdzili Filistowicz i in. [1999], to wielkość skóry ma największy wpływ na uzyskaną za nią cenę.

Uzyskana w tej pracy masa ciała szynszyli jest podobna do tej, jaką uzyskali Barabasz in. [2000b] oraz Lanszki [1999], którzy stwierdzili, że szynszyle fermowe powinny osiągnąć od 500 do 600 g w momencie uboju. Jak podaje Lanszki [1999] i Wilcox [1950] szynszyle powinno się ubijać w wieku 8-12 miesięcy. Według Barabasza i in. [2000b] dolna granica wieku powinna być nieco wyższa i wynosić 9 miesięcy. Wzorzec oceny pokroju szynszyli podaje, że w wieku 8 miesięcy ich masa ciała powinna wynosić 560 g i więcej [Wzorzec oceny pokroju szynszyli, 1999].

4.2.1.2. Długość ciała szynszyli przeznaczonych do uboju

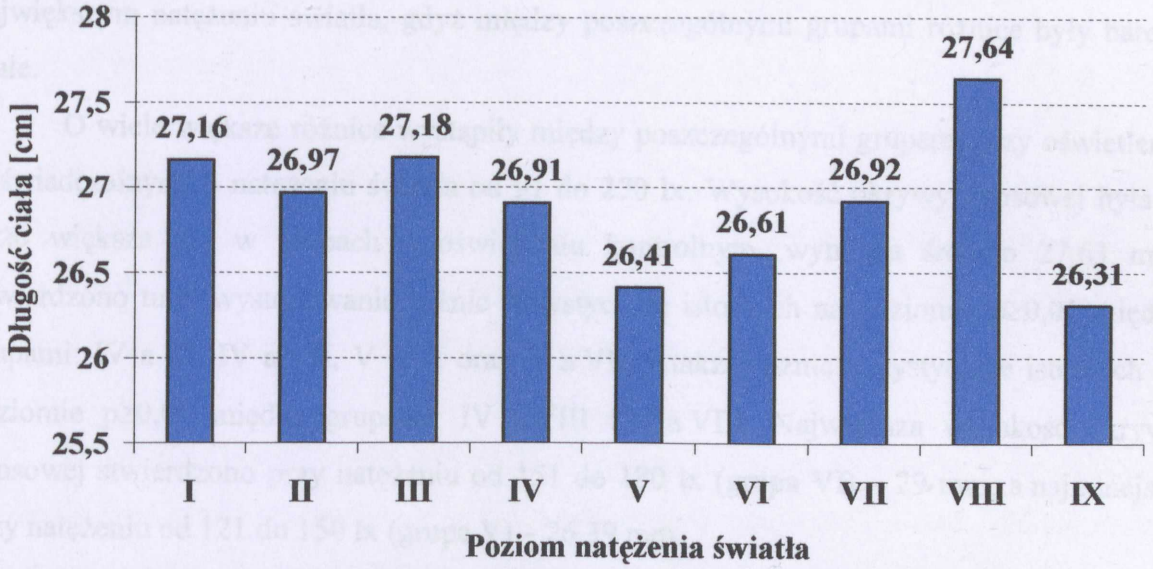
W grupach o oświetleniu kontrolnym, o natężeniu światła od 0 do 90 lx (tabela 11) nie stwierdzono statystycznie istotnych różnic w długości ciała szynszyli. Największą długość ciała stwierdzono w grupie o największym natężeniu światła w tym zakresie, od 61 do 90 lx (grupa III) – 27,18 cm. Najmniejszą zaś przy natężeniu od 31 do 60 lx (grupa II). W tym zakresie natężenia światła nie można stwierdzić jednoznacznie, że natężenie światła ma wpływ na długość ciała szynszyli, mimo tego, że największą długość szynszyle osiągnęły przy największym natężeniu światła, choć różnice w poszczególnych grupach oświetleniowych były bardzo małe.

W grupach o oświetleniu doświadczalnym, o natężeniu światła od 91 do 270 lx stwierdzono różnice statystycznie istotne na poziomie $p \geq 0,01$ między grupą V a grupą VIII oraz między grupą VIII a grupą IX, gdzie przy natężeniu od 211 do 240 lx (grupa VIII) szynszyle osiągnęły największą długość ciała – 27,64 cm. Stwierdzono również różnice statystycznie istotne na poziomie $p \geq 0,05$ między grupą VI a grupą VIII. Najmniejszą długość ciała szynszyle osiągnęły przy największym natężeniu światła od 241 do 270 lx (grupa IX) – 26,31 cm.

W grupach o natężeniu światła od 0 do 90 lx (oświetlenie kontrolne) szynszyle charakteryzowały się większą długość ciała niż przy oświetleniu od 91 do 270 lx (oświetlenie doświadczalne) odpowiednio 27,09 cm i 26,74 cm. Sytuację tę widać dokładnie na wykresie 9, gdzie przy natężeniu od 121 do 210 lx (grupy V, VI i VII) oraz od 241 do 270 lx (grupa IX) długość ciała szynszyli była najmniejsza, odpowiednio: 26,41, 26,61, 26,92 i 26,31 cm. Na wykresie tym, można również zauważyć, że przy oświetleniu kontrolnym długość ciała szynszyli była bardziej wyrównana w poszczególnych grupach oświetleniowych.

Porównując ze sobą oświetlenie kontrolne i doświadczalne w wyniku zastosowanej jednoczynnikowej analizy wariancji stwierdzono różnice statystycznie istotne na poziomie p≥0,01 między grupą V a grupą VIII, między grupą VI a grupą VIII oraz między grupą VIII a IX a także różnice statystycznie istotne na poziomie p≥0,05 między grupą i a V, i a IX, III a V oraz między grupą III a IX. Z danych umieszczonych w tabeli 11 wynika, że w grupach o natężeniu kontrolnym długość ciała szynszyli była relatywnie większa niż w grupach o oświetleniu doświadczalnym, mimo tego, że przy natężeniu światła od 91 do 270 lx (oświetlenie doświadczalne) zanotowano największą długość ciała szynszyli – 27,64 cm, ale równocześnie w tym samym zakresie oświetlenia stwierdzono również najmniejszą długość ciała szynszyli – 26,31 cm.

Wykres 9
Kształtowanie się długości ciała szynszyli w zależności od natężenia światła



Analizując wyżej przedstawione wyniki nie można jednoznacznie stwierdzić, że natężenie światła ma wpływ na długość ciała szynszyli. Zwiększenie natężenia światła nie wpłynęło znacząco na długość ciała, gdyż w grupach o oświetleniu doświadczalnym osiągnięto największą, ale równocześnie zanotowano tu i najmniejszą długość ciała. Zależność ta jest odwrotna od tej, jaką zanotowano przy masie ciała, gdyż przy większym natężeniu światła zanotowano mniejszą długość ciała a większą masę ciała. Patrząc z punktu pozyskiwania skór od takich szynszyli, nie jest to zależność korzystna, gdyż najbardziej cenione obecnie są skóry dłuższe, powyżej 36 cm.

Według informacji z CFC skóry szynszyli w wieku 8-12 miesięcy powinny mieć długość nawet powyżej 36 cm i oznaczono je symbolem 00 [Copenhagen Fur Center, 1999].

Skóry te są najbardziej cenione przez kupujących i za nie osiąga się najwyższe ceny, a pochodzą one od szynszyli o największej długości ciała.

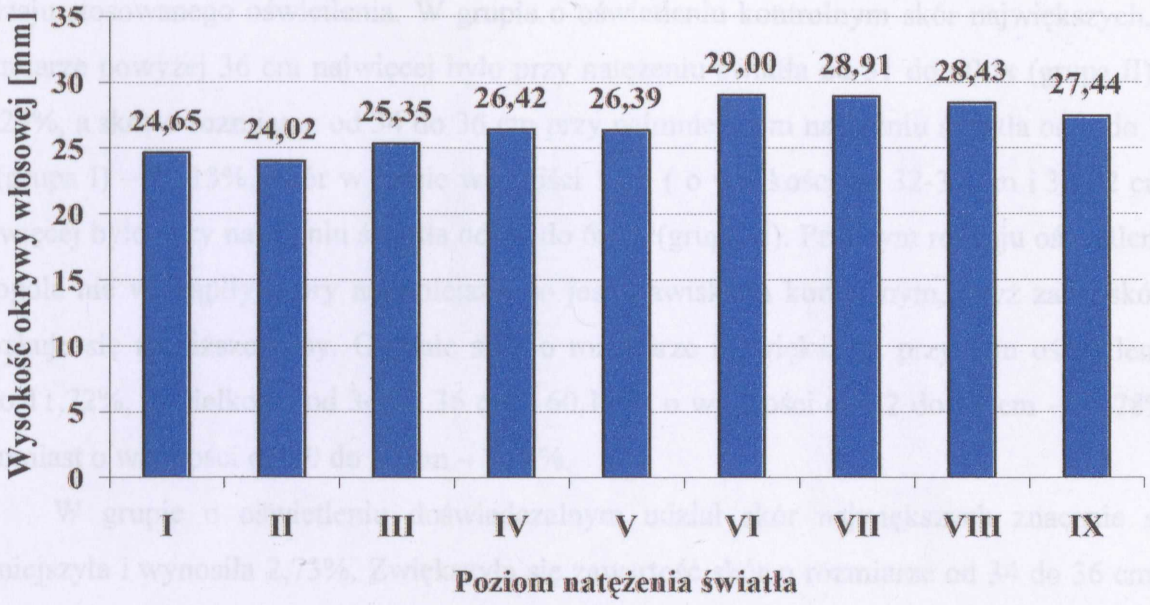
4.2.1.3. Wysokość okrywy włosowej szynszyli przeznaczonych do uboju

W grupach o oświetlenia kontrolnego (tabela 11), o natężeniu światła od 0 do 90 lx, wysokość okrywy włosowej szynszyli mieściła się w zakresie od 19 do 33 mm, średnio 24,5 mm. Przy tym natężeniu światła największą wysokością okrywy włosowej charakteryzowały się szynszyle utrzymywane w klatkach o natężeniu największym, od 61 do 90 lx (grupa III) – 25,35 mm, a najmniejszą przy natężeniu od 31 do 60 lx (grupa II) – 24,02 mm. Stwierdzono występowanie różnicy statystycznie istotnej na poziomie $p \geq 0,05$ między tymi grupami. Uzyskane wyniki nie pozwalają jeszcze jednoznacznie stwierdzić, że natężenie światła ma wpływ na wysokość okrywy włosowej, mimo tego, że najwyższa okrywa wystąpiła przy największym natężeniu światła, gdyż między poszczególnymi grupami różnice były bardzo małe.

O wiele większe różnice wystąpiły między poszczególnymi grupami przy oświetleniu doświadczalnym, o natężeniu światła od 91 do 270 lx. Wysokość okrywy włosowej była tu dużo większa niż w grupach o oświetleniu kontrolnym, wynosiła średnio 27,63 mm. Stwierdzono tutaj występowanie różnic statystycznie istotnych na poziomie $p \geq 0,01$ między grupami: IV a VI, IV a VII, V a VI oraz V a VII, a także różnic statystycznie istotnych na poziomie $p \geq 0,05$ między grupami: IV a VIII i V a VIII. Największą wysokość okrywy włosowej stwierdzono przy natężeniu od 151 do 180 lx (grupa VI) – 29 mm, a najmniejszą przy natężeniu od 121 do 150 lx (grupa V) – 26,39 mm.

Porównując wyniki otrzymane przy oświetleniu kontrolnym i doświadczalnym, przy całym zakresie stosowanego oświetlenia zanotowano szereg różnic statystycznie istotnych na poziomie $p \geq 0,01$ i $p \geq 0,05$. W grupach o oświetleniu większym, o natężeniu światła od 91 do 270 lx szynszyle charakteryzowały się wyższą okrywą włosową niż przy oświetleniu o natężeniu od 0 do 90 lx. Aby lepiej uwidocznić te różnice wyniki przedstawiono w postaci wykresu 10. Można wyciągnąć wniosek, że intensywność oświetlenia sztucznego ma wpływ na tę cechę okrywy włosowej.

Wykres 10
Kształtowanie się wysokości okrywy włosowej w zależności od natężenia światła



Wysokość okrywy włosowej jest jej bardzo ważną cechą. Według Barabasza [2001] wysokość włosów puchowych u szynszyli w wieku 9-12 miesięcy powinna wynosić 21–28 mm, a włosów przewodnich o około 3 mm więcej niż włosów puchowych, a więc całkowita wysokość okrywy włosowej szynszyli powinna się mieścić między 24 a 31 mm.

Biorąc pod uwagę ocenę przyżyciową szynszyli można stwierdzić, że zwiększenie natężenia światła nie spowodowało w znaczący sposób zwiększenia masy i długości ciała. Jedynie wysokość okrywy włosowej, wraz ze zwiększeniem natężenia światła, w sposób widoczny zwiększyła swą wartość

4.2.2. Ocena poubojowa skór

Ocena skór szynszyli została przeprowadzona na światowej giełdzie skór Copenhagen Fur Center w Danii. Ocenie poddanych zostało 5 cech okrywy włosowej. Wszystkie wyniki przedstawiono w postaci procentowej ich zawartości w ogólnej puli skór. Hodowcy szynszyli dążą do zwiększenia masa ciała szynszyli, a także zwiększenia udziału zwierząt w typie ciemnym oraz o dobrej czystości i jakości okrywy włosowej, co pociągnie za sobą zwiększenie wartości pozyskiwanych skór.

4.2.2.1. Wielkość skór

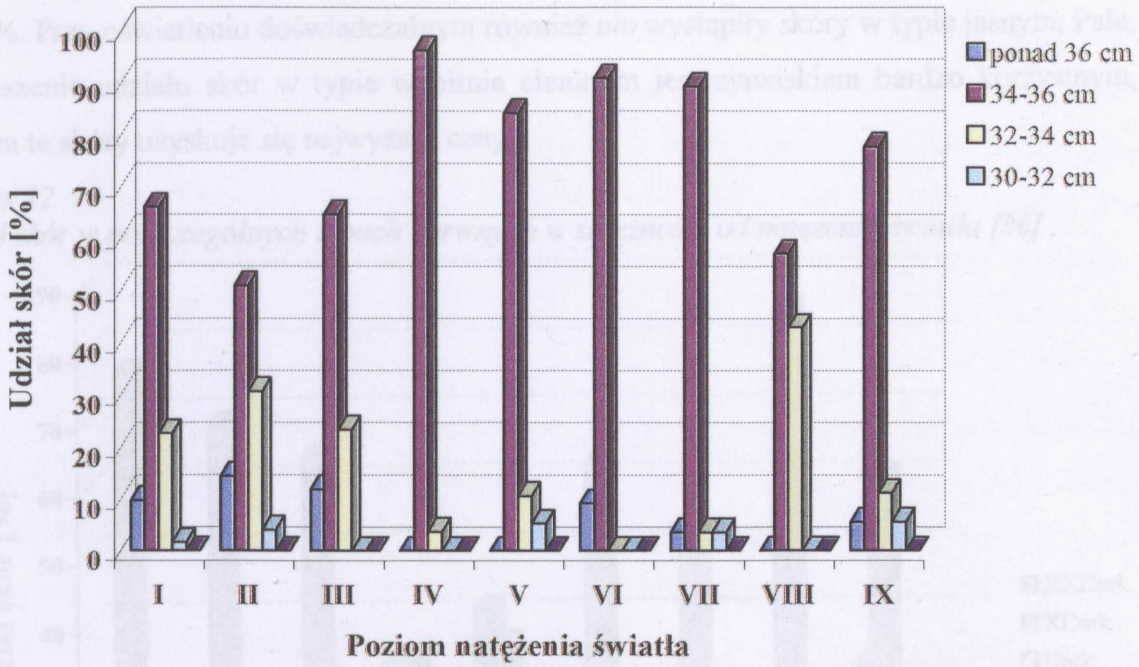
Tabela 12 przedstawia udział skór w poszczególnych rozmiarach, w zależności od rodzaju stosowanego oświetlenia. W grupie o oświetleniu kontrolnym skór największych, o rozmiarze powyżej 36 cm najwięcej było przy natężeniu światła od 31 do 60 lx (grupa II) – 14,29%, a skór o rozmiarze od 34 do 36 cm przy najmniejszym natężeniu światła od 0 do 30 lx (grupa I) – 66,13%. Skór w klasie wielkości 1 i 2 (o wielkości od 32-34 cm i 30-32 cm) najwięcej było przy natężeniu światła od 31 do 60 lx (grupa II). Przy tym rodzaju oświetlenia w ogóle nie wystąpiły skóry najmniejsze, co jest zjawiskiem korzystnym, gdyż za te skóry uzyskuje się najniższe ceny. Ogólnie skór o rozmiarze największym przy tym oświetleniu było 11,72%, o wielkości od 34 do 36 cm - 60,16%, o wielkości od 32 do 34 cm – 25,78%, natomiast o wielkości od 30 do 32 cm – 2,34%.

W grupie o oświetleniu doświadczalnym udział skór największych znacznie się zmniejszyła i wynosiła 2,73%. Zwiększyła się zawartość skór o rozmiarze od 34 do 36 cm – 86,36%. Bardzo korzystne jest to, że przy tym rodzaju oświetlenia zmniejszył się udział skór mniejszych, o wielkości od 32 do 34 cm – 8,18%. Korzystne jest również to, że w ogóle nie pojawiły się tu skóry najmniejsze. Przy oświetleniu doświadczalnym zmniejszyła się długość ciała zwierząt (tabela 11) i dlatego zmniejszyła się również zawartość w ogólnej puli skór o największym rozmiarze.

Dla lepszego zobrazowania wyników dotyczących cechy - rozmiar skór przedstawiono je w postaci wykresu 11. Przy obu typach oświetlenia zanotowano najwięcej skór o rozmiarze od 34 do 36 cm – 72,27%, następnie o rozmiarze od 32 do 34 cm – 17,65%, o rozmiarze ponad 36 cm – 7,56%, a najmniej o rozmiarze – 2,52%.

Wyniki otrzymane w niniejszej pracy odbiegają od tych jakie uzyskali Sulik i in. [2000]. Autorzy ci stwierdzili, że skóry z szynszyli krajowych sprzedawane są najczęściej w 2 klasie wielkości (30-32 cm) i stanowią 48,54% naszej krajowej oferty, natomiast bardzo mała ilość skór zostaje zakwalifikowana do rozmiaru 0 (powyżej 34 cm), zaledwie 3,24%. W przypadku skór pochodzących od szynszyli importowanych do rozmiaru 0 zaliczono 10,52% a do rozmiaru 2 (30-32 cm) tylko 37,18%. Wyniki uzyskane przez tych autorów są o wiele gorsze od uzyskanych w niniejszej pracy, co może oznaczać, że selekcja zwierząt przeprowadzana na fermie oraz zastosowane oświetlenie polepszyło tę cechę skór.

Wykres 11
Udział skór w poszczególnych rozmiarach w zależności od natężenia światła [%]



W przypadku tej cechy skór trudno jest wskazać najbardziej optymalny zakres natężenia światła, a jego zwiększenie nie poprawiło w znaczący sposób rozmiaru skór. Może to wskazywać, że natężenie światła nie odgrywa zbyt ważnej roli w pozyskiwaniu skór o największych rozmiarach.

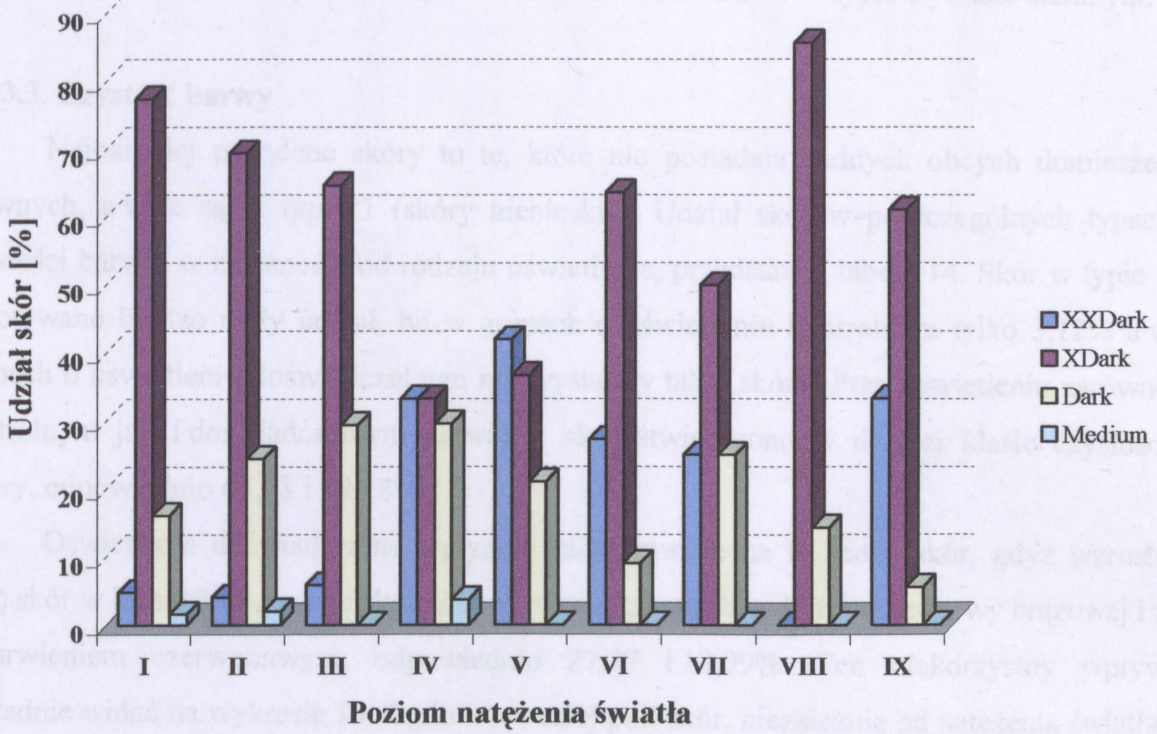
4.2.2.2. Typ barwny skór

Zawartość skór w poszczególnych typach barwnych przedstawiono w tabeli 13. W grupie o oświetleniu kontrolnym najwięcej skór było w typie barwnym XDark (typ bardzo ciemny) – 72,66%. Najwięcej tych skór wystąpiło w grupie o oświetleniu najmniejszym, od 0 do 30 lx (grupa I) – 77,42%. Przy tym typie oświetlenia zanotowano także duży udział skór w typie barwnym ciemnym – Dark – 21,09%. Mało natomiast wystąpiło skór w typie wybitnie ciemnym – XXDark – 4,69%. Najwięcej tych skór wystąpiło w grupie o największym natężeniu światła, od 61 do 90 lx (grupa III) – 5,88%. Tylko nieznaczna liczba skór wystąpiła w typie średnim – Medium – 1,56%, nie zanotowano skór w typie najmniej pożądanym jasnym, Pale.

W grupach o doświadczalnym oświetleniu nastąpiło znaczne zwiększenie udziału skór w typie wybitnie ciemnym, XXDark – 30%, a zmniejszenie udziału skór w typie bardzo ciemnym, XDark – 49,09%. Aby lepiej zobrazować ten proces dane przedstawiono w postaci

wykresu 12. Najwięcej skór XXDark wystąpiło w grupie o natężeniu od 121 do 150 lx (grupa V) – 42,11%, a skór w typie XDark przy natężeniu światła od 211 do 240 lx (grupa VIII) – 85,71%. Przy oświetleniu doświadczalnym również nie wystąpiły skóry w typie jasnym, Pale. Zwiększenie udziału skór w typie wybitnie ciemnym jest zjawiskiem bardzo korzystnym, gdyż za te skóry uzyskuje się najwyższe ceny.

Wykres 12
Udział skór w poszczególnych typach barwnych w zależności od natężenia światła [%]



Nie biorąc pod uwagę natężenia światła najwięcej skór było w typie barwnym bardzo ciemnym, XDark – 61,76%, następnie w typie ciemnym, Dark – 20,59%, potem w typie wybitnie ciemnym, XXDark – 16,39%, a najmniej w typie średnim, Medium – 1,26%. Sulik i in. [2000] również stwierdzili, że najwięcej skór występuje w typie XDark, 50,3%, ale najmniej w typie XXDark, 3,5%. Autorzy ci zauważyli, że z roku na rok zwiększa się udział skór w typach ciemnych (XXDark, XDark) co znajduje potwierdzenie w niniejszej pracy.

Zwiększenie natężenia światła spowodowało znaczne zwiększenie udziału skór w typie wybitnie ciemnym, który jest najbardziej pożądany przez hodowców i kupców skór szynszylowych. Wyniki te odbiegają od tych, jakie uzyskali Pastirnac i Gruia [1985], którzy w badaniach wykonanych już stosunkowo dawno stwierdzili, że zmniejszanie intensywności oświetlania wpływa na pociemnienie koloru futer u norek.

Porównując ze sobą wyniki przedstawione w tabeli 12 i 13 można zauważyć, że przy zwiększeniu natężenia światła (oświetlenie doświadczalne) udział skór największych zmniejszył się, a najciemniejszych zwiększył. Najprawdopodobniej jest to spowodowane występowaniem korelacji ujemnej między tymi cechami. Filistowicz i in. [1999] podają, że u lisów między rozmiarem skóry i typem barwnym oraz typem barwnym i jakością występują korelacje ujemne. Dlatego też możliwe, że wystąpienie właśnie tej korelacji ujemnej a nie wpływ natężenia światła spowodowało zwiększenie udziału skór w typie wybitnie ciemnym.

4.2.3.3. Czystość barwy

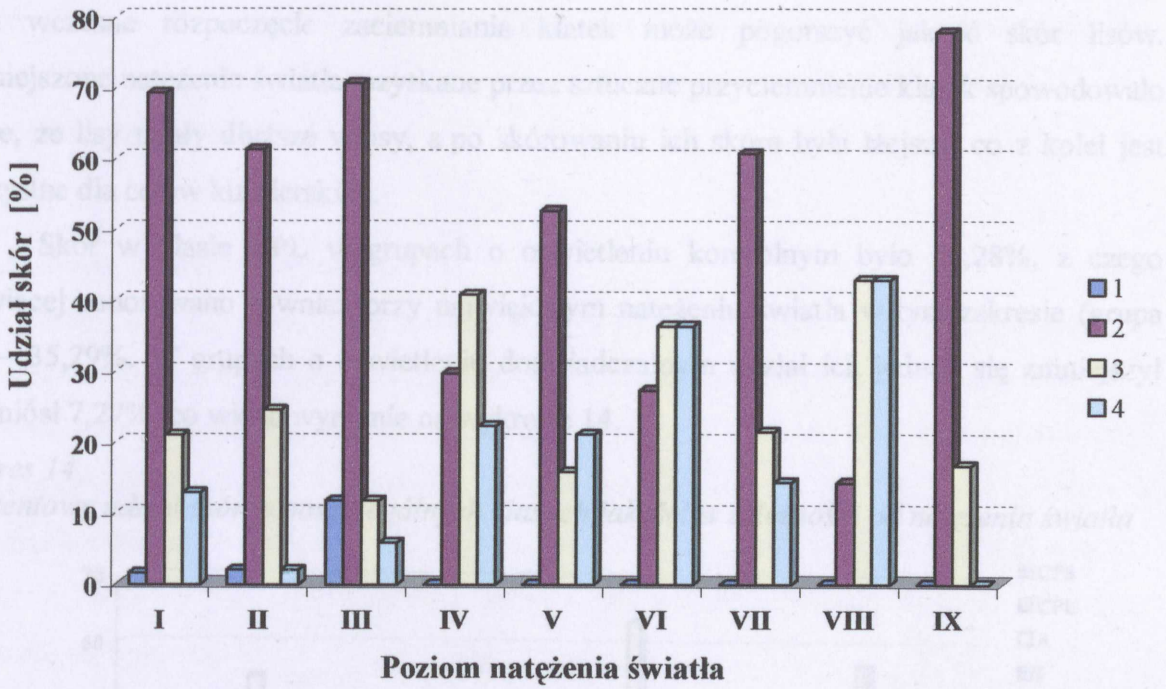
Najbardziej pożądane skóry to te, które nie posiadają żadnych obcych domieszek barwnych, a więc są w typie 1 (skóry niebieskie). Udział skór w poszczególnych typach czystości barwy, w zależności od rodzaju oświetlenia, przedstawia tabela 14. Skór w typie 1 zanotowano bardzo mały udział, bo w grupach o oświetleniu kontrolnym tylko 3,12% a w grupach o oświetleniu doświadczalnym nie wystąpiły takie skóry. Przy oświetleniu zarówno kontrolnym jak i doświadczalnym najwięcej skór stwierdzono w drugiej klasie czystości barwy, odpowiednio 63,28 i 48,18%.

Oświetlenie doświadczalne wpłynęło niekorzystnie na tę cechę skór, gdyż wzrosła ilość skór w klasie 3 i 4, a więc skór zdecydowanie gorszych, z domieszką barwy brązowej i z zabarwieniem czerwonawym, odpowiednio 27,27 i 19,09%. Ten niekorzystny wpływ dokładnie widać na wykresie 13. Ogólnie, w całej puli skór, niezależnie od natężenia światła, stwierdzono najwięcej skór w klasie 2 – 56,30%, a następnie w klasie 3 – 23,95% oraz w klasie 4 – 13,02%. Około 5,05% w ogóle nie było poddane ocenie czystości barwy, co jest wynikiem tego, że przy złej jakości lub licznych wadach skór brokerzy często nie oceniają tej cechy.

W dostępnej literaturze opisano wpływ intensywnego oświetlenia słonecznego na czystość barwy skór: zbyt silne promienie słoneczne powodowały utratę czystości barwy, okrywa włosowa przybierała odcień brązowawy i czerwonawy [Brzozowski, 1980 i Papciak, 1983]. Nie ma natomiast prac opisujących wpływ intensywności oświetlenia sztucznego na czystość barwy skór. Przedstawione w tabeli 14 i na wykresie 13 wyniki wskazują, że zbyt silne światło sztuczne również powoduje pogorszenie czystości barwy, oraz zwiększał udział skór z domieszką barwy brązowej i czerwonej.

Reasumując można stwierdzić, że zwiększone natężenie światła niekorzystnie wpłynęło na cechę czystości barwy skór.

Wykres 13
Udział skór w poszczególnych klasach czystości barwy w zależności od natężenia światła [%]



4.2.2.4. Jakość okrywy włosowej

Odpowiednia jakość okrywy włosowej szynszyli polega na maksymalnym wyrównaniu długości włosów na całym tułowiu, przy jednoczesnym zachowaniu dobrej gęstości, jedwabistości i sprężystości okrywy włosowej. Cecha ta jest często ujemnie skorelowana z innymi cechami okrywy, np. z typem barwnym okrywy włosowej, a więc selekcja skierowana na pożądany odcień barwy okrywy włosowej może równomiernie obniżać jakość [Filistowicz i in., 1999]. Jak podają ci autorzy aż 43% ceny skóry lisów polarnych zależy od jakości skóry.

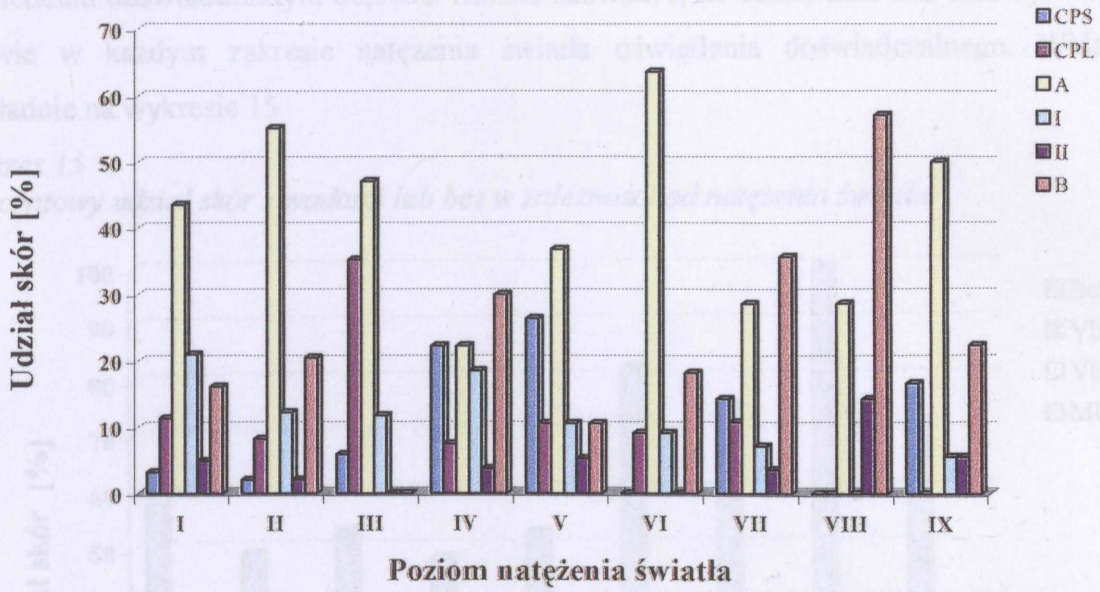
Udział skór w poszczególnych klasach jakości okrywy włosowej przedstawia tabela 15. Zarówno przy oświetleniu kontrolnym jak i doświadczalnym najwięcej otrzymano skór w klasie jakości a (futro o jakości wysokiej, ale z niewielkimi wadami typu VB, MI lub DB), odpowiednio 48,44 i 35,45%.

W grupach o oświetleniu kontrolnym skór w klasie CPS (najbardziej pożądane) było 3,12%, z czego najwięcej zanotowano w grupie o największym natężeniu światła w tym zakresie, od 61 do 90 lx (grupa III) – 5,88%. W grupach o oświetleniu doświadczalnym, udział skór CPS w ogólnej puli znacznie się zwiększył i wyniósł 16,36%. Zwiększenie natężenia światła zwiększyło udział skór o wybitnej jakości mimo występowania korelacji

ujemnej między barwą skóry a jej jakością. O tym, że na jakość skór wpływa natężenie światła mogą świadczyć wyniki uzyskane przez Przysieckiego [1991], który stwierdził, że zbyt wczesne rozpoczęcie zaciemniania klatek może pogorszyć jakość skór lisów. Zmniejszone natężenie światła, uzyskane przez sztuczne przyciemnienie klatek spowodowało także, że lisy miały dłuższe włosy, a po skórowaniu ich skóra była lżejsza, co z kolei jest korzystne dla celów kuśnierskich.

Skór w klasie CPL w grupach o oświetleniu kontrolnym było 13,28%, z czego najwięcej zanotowano również przy największym natężeniu światła w tym zakresie (grupa III) – 35,29%. W grupach o oświetleniu doświadczalnym udział ich jednak się zmniejszył i wyniósł 7,27%, co widać wyraźnie na wykresie 14.

Wykres 14
Procentowy udział skór w poszczególnych klasach jakości w zależności od natężenia światła



Skóry w klasie IA nie wystąpiły w ogóle przy obu typach oświetlenia. Jednocześnie obserwujemy, że przy oświetleniu doświadczalnym, a więc większym, zwiększył się udział skór o najgorszej jakości – II i B, odpowiednio 4,54 i 26,36%, podczas gdy w grupach o oświetleniu kontrolnym było ich odpowiednio 3,12 i 15,63%.

W wyniku przeprowadzonej analizy nie można dać jednoznacznej odpowiedzi, w jakim stopniu natężenie światła wpływa na jakość skór, gdyż co prawda wraz ze wzrostem natężenia światła wzrosła ilość skór o wybitnej jakości (CPS), ale jednocześnie wzrósł też udział skór o najgorszej jakości (II i B).

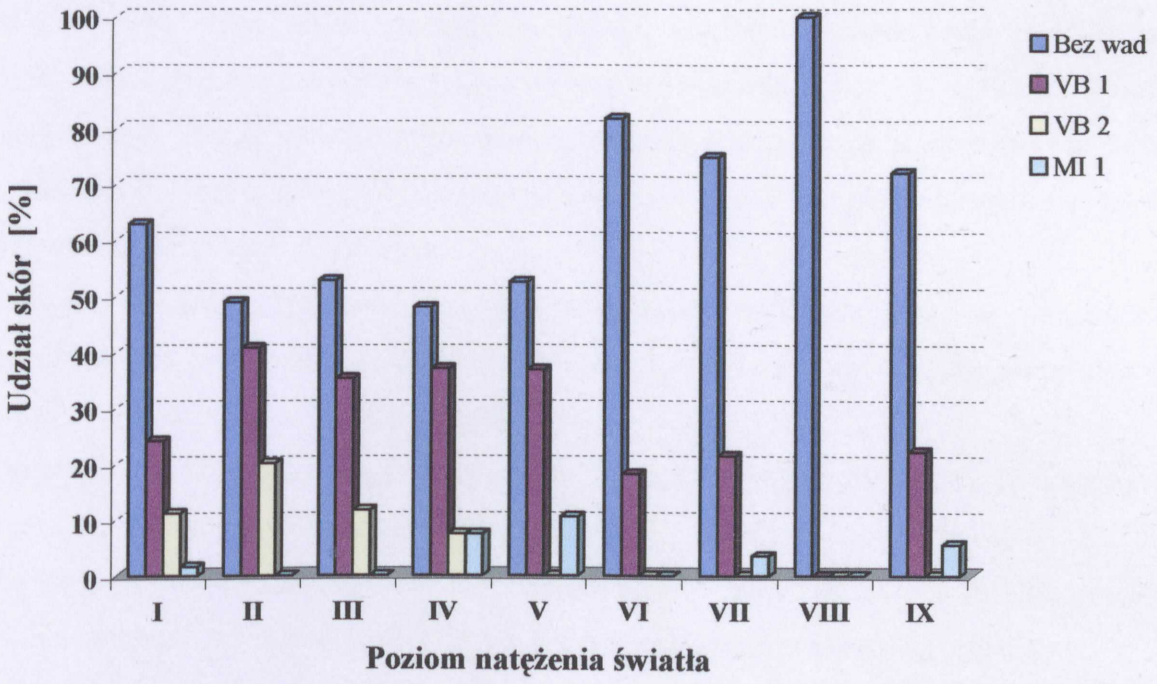
Według niektórych autorów światło wpływa na czystość i jakość okrywy włosowej, gdyż pod jego działaniem w keratynie włosa zachodzą zmiany strukturalne powodujące pogorszenie właściwości fizycznych, chemicznych i mechanicznych włosów. Według nich

światło słoneczne powoduje starzenie się keratyny włosa, nie wiadomo jednak jak na keratynę włosa wpływa światło sztuczne [Gancov i Djatlova, 1983a i 1983b]. Papciak [1983] donosi wręcz o silnej korelacji ujemnej między nasileniem działania promieni słonecznych a jakością wyprodukowanych skór. O tym, że warunki zoohigieniczne mogą pogorszyć jakość skór donosi także Smolińska [2000].

4.2.2.5. Wady występujące na skórach

Wady skór są ważnym czynnikiem obniżającym ich wartość. Udział skór z wadami, w zależności od natężenia światła przedstawiono w tabeli 16. Z tabeli wynika, ze w grupach o oświetleniu doświadczalnym zmniejszył się udział skór bez wad, co jest zjawiskiem bardzo korzystnym: w grupach o oświetleniu kontrolnym wyniósł on 56,25%, a w grupach o oświetleniu doświadczalnym 66,36%. Można zauważyć, że udział skór bez wad był większy prawie w każdym zakresie natężenia światła oświetlenia doświadczalnego. Widać to dokładnie na wykresie 15.

Wykres 15
Procentowy udział skór z wadami lub bez w zależności od natężenia światła.



Z wykresu wynika, że w grupach o oświetleniu, o zwiększonym natężeniu światła zmniejszyła się wyraźnie liczba skór z wadami typu VB 1 i VB 2, ale zwiększyła się liczba skór z wadami MI 1. Mimo tego, że zwiększył się udział skór z wadami typu MI 1 można

stwierdzić, że natężenie światła miało wpływ na występowanie wad skór, gdyż wraz ze zwiększeniem zakresu natężenia zwiększył się udział skór bez wad. Wszelkie wady skór, a w tym uszkodzenia i zabrudzenia skór niezależnie od czasu i miejsca ich powstania obniżają ich wartość [Sulik i Felska, 2000].

5. Podsumowanie i wnioski

Uzyskane wyniki i przeprowadzona ich analiza wskazują, że natężenie światła ma wpływ na użytkowość rozrodczą i futerkową szynszyli.

Duże usłonecznienie w naturalnym środowisku ich życia oraz stosunkowo niski próg natężenia światła, przy którym zostaje wstrzymana produkcja melatoniny w szyszynce (200 lx) może być przyczyną wysokiej wrażliwości szynszyli na nawet bardzo małe zmiany w natężeniu światła. Na fermie jedynym źródłem oświetlenia były żarówki jarzeniowe o mocy 40 W, dające natężenie światła w klatkach w granicach od 0 do 120 lx, w zależności od lokalizacji klatki. W ramach badań własnych zostały zainstalowane żarówki o mocy 116 W, dające natężenie światła w klatkach w granicach od 90 do 270 lx, co dało możliwość porównania wpływu intensywności natężenia światła na użytkowanie zwierząt.

Uzyskane wyniki pozwalają na sformułowanie następujących wniosków:

1. Zwiększenie natężenia światła spowodowało poprawę niektórych wskaźników rozrodu szynszyli krajowych i importowanych (większą liczbę urodzonych i odchowanych młodych, skrócenie okresu międzyporodowego, obniżenie śmiertelności młodych w okresie odchowu, bardziej równomierne wykoty w ciągu roku). Nie były to różnice istotne statystycznie, jednak w większości przeprowadzonych obserwacji stwierdzono te same tendencje. Poziom analizowanych wskaźników rozrodu u samic pochodzących z importu był wyższy niż u samic krajowych.
2. Przeprowadzona przyżyciowa ocena fenotypowa wykazała, że w warunkach zwiększonego natężenia światła szynszyle charakteryzowały się większą masą ciała i większą wyrostowością włosów okrywy.
3. Ocena jakości skór wykazała, że skóry ze zwierząt przebywających w klatkach o niższym natężeniu światła były dłuższe oraz charakteryzowały się lepszą czystością barwy.
4. Zaobserwowano ujemną zależność, nie mającą powiązania z natężeniem światła, między typem barwnym a wielkością skór: skóry ciemniejsze były równocześnie mniejsze.

Uzyskane wyniki można także ująć we wnioskach o znaczeniu praktycznym:

1. Zwierzęta stada podstawowego powinny przebywać w klatkach o większym natężeniu światła (górne poziomy regałów), gdyż wpływa to korzystnie na wyniki rozrodu.

2. Zwierzęta przeznaczone do uboju powinny przebywać w klatkach o niższym natężeniu światła (dolne poziomy regałów), gdyż pozwala to uzyskać lepszą jakość skór.
3. Lampy jarzeniowe o mocy 40 W wydają się być zbyt słabe dla szynszyli stada podstawowego i należałoby zainstalować lampy o większej mocy.

6. Piśmiennictwo

1. Aarstand K., 1990: Effect of light on fur animals production. Literature review. Norsk landbruksforsking 4, 39-49.
2. Adair J., Stomt F.M., Wher N.B., 1974: Kontrollierte Lichtzufuhr Beschleunigt die Fellreifung reduzieret die Futterkosten. Deutsche Pelztierzüchter 6, 101-102.
3. Adu E. K., Aning K. G., Wallace P. A., Ocloo T. O., 2000: Reproduction and mortality in a colony of captive greater cane rats, Thryonomys swinderianus, Temminck. Tropical Animal Health & Production 32 (1), 11-17.
4. Allain D., Rougeot J., 1980: Induction of autumn Mount in mink (*Mustela vison* Pearle and Beauvois) with melatonin. Reprod. Nutr. Dev. 20, 197.
5. Aoki H., Hamada N., Ozeki Y., Łamane H., Kato N., 1998: Minimum light intensity required to suppress nocturnal melatonin concentration in human saliva. Neuroscience Letters 252, 91-94.
6. Barabasz B., 1996: Zoohigiena w praktyce hodowlanej. Biuletyn Informacyjny dla Hodowców Szynszyli 4, 14-16.
7. Barabasz B., 1997: Szynszyle w swoim środowisku naturalnym. Biuletyn Informacyjny dla Hodowców Szynszyli 1, 17-19.
8. Barabasz W., 2000a: Mikrobiologiczne zagrożenia pomieszczeń mieszkalnych i gospodarczych. Biuletyn Informacyjny dla Hodowców Szynszyli 3, 14-16.
9. Barabasz B., 2000b: Badania nad wykorzystywaniem syntetycznej melatoniny do przyspieszania dojrzewania okrywy włosowej u norek oraz poprawy cech jakościowych ich skór. Roczniki Naukowe Zootechniki, Suplement z. 8, 115-119.
10. Barabasz B., 2000c: Wykorzystanie syntetycznej melatoniny w hodowli zwierząt futerkowych. Przegląd Hodowlany 5, 22-23.
11. Barabasz B., 2001:Szynszyle - hodowla i użytkowanie. Wydawnictwo PWRiL
12. Barabasz B., 2003: Charakterystyka cech świadczących o domestyfikacji szynszyli (*Chinchilla lanigera*). Annales Universtitatis Mariae Curie-Skłodowska, Lublin-Polonia, vol. XXI, 2(63), Sectio EE, 71-77.
13. Barabasz B., Bagdonas I. J., 2000a: Studies of the nutrition of young mink after melatonin implantation. Ann. Anim. Sci. – Roczniki Naukowe Zootechniki 27 (2), 117-128.
14. Barabasz B., Bagdonas I. J., 2000b: Wykorzystanie syntetycznej melatoniny do przyspieszenia dojrzałości okrywy włosowej u lisów srebrzystych. Roczniki Naukowe Zootechniki, Suplement z. 8, 120-124.
15. Barabasz B., Fortuńska D., Bieniek J., 2000a: Ocena intensywności użytkowania rozpłodowego samic szynszyli. Zeszyty Naukowe AR w Krakowie 369 (35), 121-133.
16. Barabasz B., Ptak E., Kotłowska M., 2000b: Przebieg wzrostu i kształtowanie się proporcji ciała u młodych szynszyli. Zeszyty Naukowe AR w Krakowie 369 (35), 107-119.
17. Barabasz B., Bagdonas I. Barabasz., Piórkowska M., Korczyńska M., 2000c: Badania parametrów okrywy włosowej norek po implantacji melatoniny. Zeszyty Naukowe Przeglądu Hodowlanego 53, 195-203.
18. Barabasz B., Jarosz S., 1977: Sezonowe zmiany okrywy włosowej u szynszyli dorosłych. Zeszyty Naukowe AR w Krakowie 135 (18), 93-105.
19. Barabasz B., Vaněk M., Natanek A., Wojtysiak D., 2001: Histomorfologia włosów norek traktowanych melatoniną. Zeszyty Naukowe Akademii Rolniczej w Krakowie 386, Hodowla i Biologia Zwierząt z. 36, 73-84.
20. Barabasz B., Woźny A., 2000: Chów szynszyli w aspekcie technologicznym i organizacyjno-ekonomicznym. Konkurencyjność rolnictwa z uwzględnieniem

uwarunkowań regionalnych w aspekcie integracji z Unią Europejską. Część II, AR im. H. Kołłątaja w Krakowie, Wydział Ekonomii w Rzeszowie, s. 453-459, Rzeszów.
21. Barell G. K., Thrun L. A., Brown M. E., Viguié C., 2000: Importance of photoperiodic signal quality to entertainment of the circannual reproductive rhythm of the ewe. Biology of Reproduction 63, 769-774.
22. Bednarz M., 1974: Dojrzewanie zimowej okrywy włosowej u zwierząt. Hodowca Drobnego Inwentarza 10, 5-6.
23. Belzile F., Poliquin S., 1974: Einfacher Dunkelstall von kanadischen Forschung entwickelt. Deutsche Pelztierzüchter 9, 149-151.
24. Bernard D. J., Abuav-Nussbaum R., Horton T. H., Tyrek F. W., 1999: Photoperiodic effects on gonadotropin-releasing hormone (GnRH) content and the GnRH-immunoreactive neuronal system of male Siberian hamsters. Biology of Reproduction 60, 272-276.
25. Bieguszewski H., 1984: Hormonalna regulacja cyklu płciowego samic. Hodowca Drobnego Inwentarza 12, 8-10.
26. Bittman E. I., Karsch F. J., Hopkins J. W., 1983: Role of pineal gland in ovine photoperiodism: regulation in seasonal breeding and negative feedback effects of estradiol upon luteinizing hormone secretion. Endocrinology 113, 329-336.
27. Blomstedt L., 1990: The role of melatonin in the development of winter fur in mink. Scientifur 14 (4), 298.
28. Błaszczyk B., Udała J., Lasota B., 2000: Wybrane mechanizmy regulacji regresji ciałka żółtego. Medycyna Weterynaryjna 56 (5), 288-292.
29. Boersma A. A., 1995: Studies on motor activity and body temperature of chinchillas (*Chinchilla laniger*). Tierartzliche Fakultat, Ludwig Maksimilians Universitat, Munchen, Thesis, 141.
30. Bowness E. R., 1968: Light and pregnant mink. Fur Trade Journal of Canada 46 (2), 4-5.
31. Børsting E., Therkildsen N., 1992: Skin length and skin quality. Norwegian Journal of Agricultural Sciences, Suppl. No. 9, 613-619.
32. Brehm A., 1963: Życie Zwierząt, Wydawnictwo Naukowe PWN, Warszawa.
33. Breeding results for chinchillas, 1985. Deutsche Peltzierzuechter 59, 130.
34. Brzozowski M., 1980: Warunki środowiskowe i ich wpływ na produkcję zwierząt. Hodowca Drobnego Inwentarza 6, 6-7.
35. Cappelletti C. A., Rozen F. M. B., 1995: Genetic and phenotypic parameters for fur characteristics in chinchilla lanigera *Chinchilla laniger*. Scientifur 19 (2), 125-128.
36. Challet, Kolker, Turek, 2000: Metabolic influence on circadian rhythmicity in siberian and syrian hamsters exposed to long photoperiods. Journal of Neuroendocrinology 12 (1), 69.
37. Chemineau P., Malpaux B., Pelletier J., Leboeuf B., Delgadillo J. A., Deletang F., Pobel T., Brice G., 1996: Emploi des implants de mélatonine et des traitements photopériodiques pour maitriser la reproduction saisonniére chez les ovins et les caprins. INRA Production Animales 9, 45-60.
38. Cholewa R., 2000: Chów i hodowla zwierząt futerkowych. Wydawnictwo AR w Poznaniu.
39. Cholewa R., Sulik M., 1996: Values of exterior traits in chinchilla females originating from litters of different size. Animal Production Review. Applied Science Reports, Progress in fur animal science 27, 261-264.
40. Cholewa R., Sulik M., 1998: Traits of the chinchilla coat structure dependent on season and the age. Scientifur 23 (4), 265-272
41. Copenhagen Fur Center, 1999: Informazionem über die Saison.

42. Dobrowolska A., Gromadzka-Ostrowska J., 1983: Influence of photoperiod on morphological parameters, androgen concentration, haematological indices and serum protein fractions in common vole (*Microtus arvalis,* Pall.). Comp. Biochem.Physiol. 74A (2), 427-433.
43. Dobrzański Z., Kołacz R., 1996: Przewodnik do ćwiczeń z zoohigieny. Wydawnictwo AR Wrocław.
44. Eloranta E., Timisjarvi J., Nieminen M., Leppaluoto J., Vakkuri O., 1995: Seasonal onset and disappearance in female reindeer. Am. Zoo. 35, 203-214.
45. Felska L., 1999: Warunki zoohigieniczne na fermie szynszyli. Przegląd Hodowlany 7, 24-26.
46. Felska L., 2003: Effect of light intensity on reproduction parameters of chinchilla (*Chinchilla lanigera*). Deutsche Veterinärmedizinische Gesellschaft e. V. 13th Symposium on Housing and Diseases of Rabbits, Furbearing Animals and Pet Animals. Celle, 14-15 maj 2003, 265-270.
47. Felska L., Brzozowski M., 2001: Porównanie wyników rozrodu trzech grup genetycznych szynszyli. Zeszyty Naukowe Przeglądu Hodowlanego 58, 31-38.
48. Felska L., Brzozowski M., 2002: Analysis of reproduction seasonality of three genetic groups of chinchillas, based on distribution of number of litters per year, Book of Abstracks of the 53th Annual Meeting of the Europen Association for Animal Production, no. 8, 113, Cairo, Egypt.
49. Felska L., Brzozowski M., Rzewucka E., 2002: Wyniki rozrodu szynszyli w zależności od poziomu ustawienia klatek i natężenia światła. Zeszyty Naukowe Przeglądu Hodolwanego 64, 97-102.
50. Felska L., Brzozowski M., 2003a: Porównanie wyników rozrodu szynszyli utrzymywanych w pomieszczeniu z dostępem oraz bez dostępu światła naturalnego. Zeszyty Naukowe Przeglądu Hodowlanego 68 (6), 87-94.
51. Felska L., Brzozowski M., 2003b: Comparison of reproduction performance of chinchillas held in rosom with or wthout akces of natural light. Book of Abstracks of the 54th Annual Meeting of the Europen Association for Animal Production, no. 9, 209, Roma, Italy.
52. Felska L., Brzozowski M., 2003c: Wpływ natężenia światła na wyniki rozrodu szynszyli polskich i importowanych z Danii i ze Szwecji. Konferencja Naukowa „Środowisko – Zwierzę - Produkt, 22-23 września, Lublin.
53. Felska L., Sulik M., Mieleńczuk G., 2000: Analiza sprzedaży skór szynszylowych w 1998 r. za pośrednictwem światowej giełdy skór futerkowych. Przegląd Hodowlany 1, 19-21.
54. Filistowicz A., Żuk B., Sławoń J., 1999: Evaluation of factors determining prices of Polish arctic fox skins at the Helsinki International Auction. Animal Science Papers and Reports 17 (4), 209-219.
55. Flowerdew J. R., 1987: Mammals. Their Reproductive Biology and Population, Ecology. Edward Arnold Publishers Ltd, London.
56. Forcada F., Abecia J. A., Lozano J. M., Ferrer L. M., Lacasta D., 1999: The effects on reproduction performance in the short and medium term of the combined use of exogenous melatonin and progestagen pessaries in ewes with a short seasonal anoestrous period. Veterinary Research Communications 23, 257-263.
57. Galton M., 1968: Chinchilla sex ratio. J. Reprod. Fert. 16, 211-216.
58. Gancov S. K., Djatlova V. V., 1983a: Ispytanie mecha na svetostojkost. Kožev. Obuv. Prom., G.25, nr 3, 51-53.
59. Gancov S. K., Djatlova V. V., 1983b: Vlijanie sveta na fiziko-mechaničeskie svojstva volosjanego pokrova mecha. Kožev. Obuv. Prom., G.25, nr 4, 47-49.

60. Garcia X., Neira R., Schen R., 1989: Environmental effects on reproductive traits in confined chinchillas (*Chinchilla laniger* Gray). Avances en Production Animal 14 (1-2), 121-127.
61. Garcia X., Neira R., Schen R., 1991: Variation sources on characteristics of adult female chinchillas (*Chinchilla laniger* Gray) and their offsprings in confinement. Avances Prod. Anim. 16, 149-156.
62. Griffith M. K., Minton J. E., 1992: Effect of light intensity on circadian profiles of melatonin, prolactin, ACH, and cortisol in pigs. J. Anim. Sci. 70, 492-498.
63. Gromadzka-Ostrowska J., 1998: Studia nad fizjologią szynszyli ze szczególnym uwzględnieniem rozrodu i odporności. Zeszyty Naukowe AR w Krakowie, Rozprawa 238, Kraków.
64. Gromadzka-Ostrowska J., 2000: Wszyscy krewni szynszyli. Biuletyn Informacyjny dla Hodowców Szynszyli 1, 16-19.
65. Gromadzka-Ostrowska J., Szylarska-Góźdź E., 1984: Progesterone concentration and their seasonal changes during the estrus cycle of chinchilla. Acta Theriologica 29 (20), 251-258.
66. Gromadzka-Ostrowska J., Zalewska B., Szylarska-Góźdź E., 1985: Peripheral plasma progesterone concentration and haematological indices during normal pregnancy of chinchillas (*Chinchilla laniger,* M.). Comp. Biochem. Physiol. 82A (3), 661-665.
67. Gulevich R., Isakova G., Klotchkov D., 1996: Influence of reduced daylight on reproductive and embryonic developmental parameters in mink. Animal Production Review. Applied Science Reports, Progress in fur animal science 27, 81-85.
68. Haresign W., Peters A. R., Staples L. D., 1990: The effect of melatonin implants on breeding activity and litter size in commercial sheep flocks in the UK. Animal Production 50, 111-121.
69. Heideman P. D., Bierl C. K., Galvez M. E., 2000: Inhibition of reproductive maturation and somatic growth of Fischer 344 rats by photoperiods shorter than L14:D10 and by gradually decreasing photoperiod. Biology of Reproduction 63, 1515-1530.
70. Herman W., 1975: Wpływ światła na wzrost, rozwój i barwę okrywy włosowej zwierząt futerkowych. Hodowca Drobnego Inwentarza 9, 8-9.
71. Hoefer H. L., 1994: Chinchillas. Veterinary clinics of North America: Small Animal Practice. Exotic Pet Medicine II, vol. 24 (1), 102-111.
72. Houghton D. C., Young I. R., McMillen I. C., 1997: Photoperiodic history and hypothalamic control of prolactin secretion before birth. Endocrinology, vol. 138 (4), 1506-1511.
73. Isakova G. K., Gulevich R. G., Klochkov D. V., 2000: Early embryonic development of standard dark and shappire mink, whose parents were exposed reduced daylight. Scientifur 24 (4), 38-41.
74. Jarosz S., 1969: Badania nad przebiegiem cyklu płciowego płciowego szynszyli w warunkach klimatycznych Polski. Zeszyty Naukowe WSR Kraków, Rozprawa 17.
75. Jarosz S., 1973: The sexual cycle in chinchilla (*Chinchilla velligera*). Zoologica Poloniae 23 (1-2), 119-128.
76. Jarosz S., Rżewska E., 1996: Szynszyle. Chów i hodowla. Wyd I. PWRiL, Warszawa.
77. Jarosz S., Szeleszczuk O., 1995: The effect of melatonin on advancing the priming of winter fur coat in blue foxes. Scientifur 2, 95-100.
78. Jeżewska G., Tarnowski J., Ślaska B., Jakubczak A., 1998: Wyniki rozrodu szynszyli różnych odmian barwnych. Annales Universitatis Mariae Curie Skłodowska, Sectio EE Zootechnica, vol. XVI (33), 249-253.
79. Jiménez J. E., 1996: The extirpation and current status of wild chinchillas *Chinchilla lanigera* and *C. brevicaudata*. Biological Conservation 77, 1-6.

80. Kaleta T., 1984: Znaczenie fotoperiodyzmu w życiu zwierząt. Hodowca Drobnego Inwentarza 3, 11-12.
81. Kaźmierczak T., 1962: Porównanie okrywy włosowej szynszyli (*Chinchilla laniger* Mol.) i kilku odmian królików. Zeszyty Naukowe Uniwersytetu Jagiellońskiego 58, Prace zoologiczne z.7, 81-91.
82. Keogh H. J., Haylett T., 1983: Observations on the morphology and chemical analysis of medullary granules in chinchilla hair. South African Journal of Science 79, 65-67.
83. Klotchkov D. V., 2000: Photoperiodic conditions, sexual maturation and fertility in mink (*Mustela vison*). Scientifur 24 (4), 26-29.
84. Konrad J., 1995: Nékteré biologické zvláštnosti v chovu činčil ve vztahu k veterinární praxi. Veterinářství, 7, 317-320.
85. Kopański R., 1989: Chów królików angorskich. PWRiL.
86. Kosołapow I. T., 1976: Osobiennosti termoregulacii u szinszilł. Krolikowodstwo i Zwierawodstwo 5, 20.
87. Kuroiwa J., Imamichi T., 1977: Growth and reproduction of the chinchilla – age at vaginal opening, oestrus cycle, gestation period, litter size, sex ratio and diseases frequently encountered. Jikken Dobutsu 26 (3), 213-222.
88. Kuźniewicz J., Filistowicz A., 1999: Chów i hodowla zwierząt futerkowych. Wydawnictwo AR we Wrocławiu.
89. Lahrmann K. H., Arndt G., 1987: Die Verbesserung der Fruchtbarkeit bei Zuchtsauen durch zusätzliche Beleuchtung im Deckzentrum. Züchtungskunde 59 (5), 339-346.
90. Lanszki J., 1996: The effect of ltter size and individual weight at birth on the growth and mortality of chinchillas. Scientifur 1, 42-46.
91. Lanszki J., 1999: Correlation between body weight at pelting and pelt length in chinchillas (*Chinchilla laniger)*. Scientifur 23 (4), 267-270.
92. Lanszki J., Allain D., Thébault R. G., Szendro Z., 2000 a: The effect of melatonin treatment on hair follicle activity in growing chinchillas. Scientifur 24 (4), 174-178.
93. Lanszki J., Allain D., Thébault R. G., Szendro Z., 2000 b: The effect of melatonin treatment on feed intake, body weight, fur maturation period and fur length in growing chinchillas. Scientifur 24 (4), 168-173.
94. Lanszki J., Horváth P., 1997: A comparative study on the effects of different housing methods and diets on growing chinchillas (*Chinchilla laniger*). Scientifur 1, 11-18.
95. Lanszki J., Jauk E., Bognár Z., 1998: Examination of traits related to prolificacy and suckling ability in chinchillas (*Chinchilla laniger*). Scientifur 22 (3), 219-223.
96. Lanszki J., Pénzes R., 1998: Pelt characteristics of chinchillas (*Chinchilla laniger)* determined by the mating combinations of their parents. 10th Hungarian Conference on Rabbit Production, 129-133.
97. Lanszki J., Szepesi S., 1996: Ethological examination of breeding chinchillas, *Chinchilla lanigera*. Scientifur 20 (1), 35-41.
98. Lerchl A., 1995: Sustained response of pineal melatonin synthesis to a single one-minute light pulse during night in Djungarian hamsters (*Phodopus sungorus*). Neuroscience Letters 198, 65-67.
99. Lincoln G. A., 1992: Photoperiod-pineal-hypothalamic relay in sheep. Anim. Reprod. Sci. 28, 203.
100. Lincoln G. A., Clarke I. J., 2000: Role of the pituitary gland in the development of photorefractoriness and generation of long-term changes in prolactin secretion in rams. Biology of Reproduction 62, 432-438.
101. Lohi O., Christensen K., 1985: Afkomsundersřgesler med mink. NJF Symp. Aalborg.

102. Lohi O., Hansen B. K., 1990: Heritability of body length and weight in mink, and the effects of time of birth and litter size on growth. Nordisk Jordbrugsforskning 72 (1), 128.
103. Lucassen P. J., Hofman M. A., Swaab D. F., 1995: Increased light intensity prevents the age related loss of vasopressin-expressing neurons in the rat suprachiasmatic nucleus. Brain Research 693, 261-266.
104. Mack A. C., Unshelm J., 1997: Circadian rhythm of the light-dependant hormone melatonin as an indicator for the photic requirement of domestic pig. Saloniemi H. (ED), Proceedings of the 9th International Congress in Animal Hygiene, Helsinki, Finland, 216-220.
105. Malpaux B., Thiery J. C., Chemineau P., 1999: Melatonin and the seasonal control of reproduction. Reproduction, Nutrition, Development. 39 (3), 355-366.
106. Martyn D., 1995: Klimaty kuli ziemskiej. PWN, Warszawa.
107. Martinet L., Mondain-Monval M., Monnerie R., 1992: Endogenus circannual rhythms and photorefractoriness of testis activity, moult and prolactin concentrations in mink (*Mustela vison*). J. Reprod. Fertil. 95, 325-338.
108. Matsushima S., Reiter R. J., 1977: Fine structural features of adrenergic nerve fibers and endings in the pineal gland of the rat, ground squirrel and chinchilla. Am. J. Anat. 148 (4), 463-477.
109. Matuszewska E., Pilarczyk A., Walczak J., 1995: Wpływy programu świetlnego – niskie natężenie światła – na produkcyjność loch. Roczniki Naukowe Zootechniki 22 (2), 303-312.
110. McIntyre I. M., Norman T. R., Burrows G. D., Amstrong S. M., 1989: Human melatonin response to light at different times of the night. Psychoneuroendocr. 14, 187-193.
111. Medina S., Valero-Fuenmayor N., Chacín-Bonilla L., Añez F., Giraldoth D., Arias J., Espina G., Achong A. Y., Bonilla E., 1999: Exposure to 2500 Lux increases serum melatonin in Venezuelan Equine Encephalomyelitis. Neurochemical Research 24 (6), 775-778.
112. Meredith J. M., Turek F. W., Levine J. E., 1998: Effects of gonadotropin-releasing hormone pulse frequency modulation on the reproductive axis of photoinhibited male Siberian hamsters. Biology of Reproduction 59, 813-819.
113. Michalin B.: Melatonina. Polskie Towarzystwo Menopauzy i Andropauzy – Artykuł internetowy, adres: http://www.resmedica.pl/zdart1013.html
114. Mohlis C., 1983: Información preliminary sobre la conservación y manejo de la chinchilla Silvestre en Chile. Boletín Técnico, No. 3, Corporatión Nacional Forestal, Santiago.
115. Moore R. Y., 1995: Organization of the mammalian circadian system. Circadian clocks and their adjusment, Ciba Fundation Symposium, nr 1983, Wiley, Chichester, 88-106.
116. Nawrocki L., 1986: Fotoperiodyzm u nutrii. Hodowca Drobnego Inwentarza 6, 13- 14.
117. Neira R., Garcia X., Schen R., 1989: Reproduction and growth in confined chinchillas. Av. Prod. Anim. 14, 109-119.
118. Nicholls T. J., Jackson G. L., Follett B. K., 1989: Reproductive refractoriness in the Welsh Mountain ewe induced by a short photoperiod can be overridden by exposure to a shorter photoperiod. Biology of Reproduction 40, 81-86.
119. Niedźwiadek S., Kawińska J., Palimaka-Rapacz G., 1981: Wpływ różnej długości dnia świetlnego na wyniki tuczu w warunkach hodowli na głębokiej ściółce. Hodowca Drobnego Inwentarza 10, 15-16.
120. Nordholm J., 1992: Studies and the period from first mating to parturition in young chinchilla females. Vara-Pelsdjur. 63 (3), 91-92.

121. Nowak M., 1995: Jak urządzić fermę szynszyli. Biuletyn Informacyjny dla Hodowców Szynszyli, 15-19.
122. Nowak M., 1997: Dojrzałość okrywy włosowej u szynszyli i technika skórowania. Biuletyn Informacyjny dla Hodowców Szynszyli 2, 17-19.
123. Nowak M., 2001: Skóry – problem numer jeden. Biuletyn Informacyjny dla Hodowców Szynszyli 4, 23-25.
124. Nowak M., 2002: Skóry – narastający problem. Biuletyn Informacyjny dla Hodowców Szynszyli 4, 25-27.
125. Paluch F., Kuźniewicz J., 1995: Możliwość chowu zwierząt futerkowych w aspekcie ekonomicznym. Zwierzęta Gospodarskie 6, 4-6.
126. Papciak Z., 1983: Światło a jesienne linienie u mięsożernych zwierząt futerkowych. Hodowca Drobnego Inwentarza 7-8, 15-16.
127. Parker W., 1982: Modern Chinchilla fur Farming. Barden Publishing c.o. California.
128. Pastirnac N., Gruia R., 1985: The influence of the photoperiodism on the quality and formation rhythm of the fur at mink. Scientifur 9 (2), 100-105.
129. Pingel H., Schumacher Z., Zunft G., 1986: Genetiche Analyse der Lenbendmasse und Fellgualitut beim Netz. Arch. Tierz., Berlin 29 (1), 13-20.
130. Praca zbiorowa członków Polskiego Komitetu Oświetleniowego Stowarzyszenia Elektryków Polskich, 1998: Technika świetlna, tom 1. Wydane przez Polski Komitet Oświetleniowy Stowarzyszenia Elektryków Polskich.
131. Praca zbiorowa pod redakcja Ziemińskiego R., 1999: Podstawy chowu zwierząt z zoohigieną. Wydawnictwo AR we Wrocławiu.
132. Przysiecki P., 1991: Wpływ sztucznego skrócenia dnia świetlnego na przyrost masy ciała, pokrój i jakość skór lisów polarnych. Zeszyty Naukowe AR Wrocław, Zootechnika 225, 131-147.
133. Przysiecki P., 2000: Wpływ fotoperiodyzmu na użytkowość lisa polarnego i lisa pospolitego. Zeszyty Naukowe AR Wrocław 371, Rozprawy CLXV.
134. Przysiecki P., Filistowicz A., Łoś P., 1991a: Wpływ zaciemnienia pomieszczeń na jakość okrywy włosowej lisów polarnych mieszańców odmiany polskiej z odmianą norweską. Zeszyty Naukowe AR Wrocław, Zootechnika 225, 149-159.
135. Przysiecki P., Narucka I., Ćwikła A., Filistowicz A., Błasiak P., Łoś P, 1991b: Wpływ zaciemniania klatek na niektóre cechy fizyczne włosów puchowych i pokrywowych lisów polarnych. Zeszyty Naukowe Przeglądu Hodowlanego 5, 220-240.
136. Puzder M., Novikmec J., 1992: The principal reproductive indices in *chinchilla laniger*. Veterinarstvi 42 (7), 258-259.
137. Red. Petersen J., 1998: Handbuch zur Kaninchenfleischgewinnung. World Rabbit Science Association, Deutsche Gruppe – Neu Ulrichstein, Bonn.
138. Redford K. H., Eisenberg J. F., 1992: Mammals of the Netropics, vol. 2, The University of Chicago Press, Chicago and London.
139. Reiten J., 1976: Forsøk med lysregulering til mink. Meld. Norges Landbr-Høgsk. 55 (24), 24.
140. Reiten J., 1977: Experiments with light regulation in mink. Scientifur 1 (1), 42-43.
141. Reiter R. J., 1981: Pineal melatonin: cell biology of its synthesis and of its physiological interactions. Endocr. Rev. 12, 151-180.
142. Ribes A. C., Mohamed F., Dominguez S., Delgado M., Scardapane L., Guzman J., Piezzi R., 1999: Propable effect of photoperiod on seasonal variation in the nuclear volume of the adrenal cortex of viscacha (*Lagostomus maximus maximus*). Brazilian Journal of Medical & Biological Research. 32 (9), 1115-1120.

143. Rodriguez M., Carreño J., Block E., 1998a: Effects of electric and magnetic fields on production parameters of dairy cows subjected to short photoperiods. Animal Science Research Reports, 25-26.
144. Rodriguez M., Petitclerc D., Burchard J., Block E., 1998b: Effects of exposure to electric and magnetic fields on melatonin and prolactin levels in dairy cows subjected to short photoperiods. Animal Science Research Reports, 22-24.
145. Rokicki E., Kolbuszewski T., 1996: Higiena Zwierząt. Wydawnictwo SGGW.
146. Rollag M. D., Panke J. S., Trakulrungsi W. K., Trakulrungsi C., Reiter R. J., 1980: Quantification of daily melatonin synthesis in the hamster pineal gland. Endocrinol. 106, 231-236.
147. Rose J., Stromshak F., Oldfield J., Adair J., 1984: Induction of winter fur growth in mink (*Mustela vison*) with melatonin. J. Anim. Sci. 58, 57-61.
148. Rougeot J., Allain D & Martinet L., 1984: Photoperiodic and hormonal control of seasonal coat changes in mammals with special reference to sheep and mink. Acta Zool. Fennica 171, 13-18.
149. Rżewski W., 1974: Dojrzałość okrywy włosowej szynszyli. Hodowca Drobnego Inwentarza 7/8, 24.
150. Santora G. S., 1985: Chinchilla, study of literature. National Institute of Animal Science, pp 83, Copenhagen, Dania.
151. Saoboureau M. B., Vivien-Roels B., Pévet P., 1991: Pineal melatonin concentrations during day and night in the adult hedgehog: Effect of a light pulse at night and superior cervical ganglionectomy. J. Pineal. Res., 11, 92-98.
152. Sauer L. A., Dauchy R. T., Blask D. E., 2001: Polyunsaturated fatty acids, melatonin, and cancer prevention. Biochemical Pharmacology 61, 1455-1462.
153. Schmidt-Nielsen K., 1997: Fizjologia Zwierząt. Adaptacja do Środowiska. Wydawnictwo Naukowe PWN.
154. Seremak B., Sulik M., 2001: Wpływ natężenia oświetlenia na wybrane wskaźniki użytkowania rozrodczego szynszyli. Zeszyty Naukowe Przeglądu Hodowlanego 58, 67-72, Warszawa.
155. Seremak B., Sulik M., 2002a: Charakterystyka wskaźników użytkowania rozrodczego szynszyli na przykładzie wybranej fermy w latach 1997-2000. Acta Scientiarum Polonorum, Zootechnika 1 (1-2), 139-146.
156. Seremak B., Sulik M., 2002b: Sezonowa aktywność rozrodcza samic szynszyli na wybranych fermach. Zeszyty Naukowe Przeglądu Hodowlanego 64, 89-96.
157. Skrede A., 1973: Zeitige Fellereife beim Nerz durch Lichtregulierung. Dt. Pelztierzüchter 47 (7), 125-128.
158. Skrede A., Reiten J., 1975: Effekt av lysregulering pu pelsutvikling og vekst hos mink. Meld. Norges Landbr.-Høgsk 54 (24), 21.
159. Skrzypczak F. W., 1998a: Szyszynka, melatonina a rytmy biologiczne. Medycyna Weterynaryjna 54 (9), 586-589.
160. Skrzypczak F. W., 1998b: Circadian changes of the melatonin concetration in the blood of pregnant cows and calves. Acta Vet. Brno 67, 153-158.
161. Smolińska A., 2000: Dobre skóry- dobre ceny- szybkie pieniądze. Relacja z lutowego skupu skór PZHS. Biuletyn Informacyjny dla Hodowców Szynszyli 1, 13-14.
162. Socha S., 2001: Analysis of variability of traits of chinchillas (*Chinchilla velligera* M.) on fur quality. Deutsche Veterinärmedizinische Gesellschaft e. V., 12th Symposium on Hausing and Diseases of Rabbits Fubearing Animals and Pet Animals, Celle 9-10 Mai, 286-290.

163. Socha S., Anatolik A., 1998: Analiza zmienności cech wielkości ciała i jakości okrywy włosowej w populacji szynszyli (*Chinchilla velligera).* Sympozjum naukowe: "Aktualne badania w hodowli zwierząt futerkowych", 68-73.
164. Socha S., Jężewska G., Gontarz A., 2001a: Quantitative chracterisation of chinchillas (*Chinchilla velligera* M.) litters. Deutsche Veterinärmedizinische Gesellschaft e. V., 12th Symposium on Hausing and Diseases of Rabbits Fubearing Animals and Pet Animals, Celle 9-10 Mai, 231-235.
165. Socha S., Maćkowiak I., Jeżewska G., Gontarz A., Dąbrowska D., 2001b: Analiza plenności szynszyli (*Chinchilla velligera* M.) odmiany standardowej i beżowej polskiej w wybranych fermach. Zeszyty Naukowe Przeglądu Hodowlanego 58, 39-46.
166. Socha S., Olechno A., 2000: Analysis of changeability of features in chinchillas (*Chinchilla velliger* M.). Electronic Journal of Polish Agricultural Universities, Animal Husbandry 3 (2).
167. Socha S., Romanek A., 2002: Plodnost samic rôznych farbenych typov činčlov. Poultry Add Small Farm Animal Breeding in The Thired Millenium. Zbiornik z medzinarodnej vedeckiej konferencie, Nitra, Slovakia, 17-18 september, 233-238.
168. Socha S., Szumska K., 2002: Analiza opłacalności chowu szynszyli w fermie reprodukcyjnej. Acta Scientiarum Polonorum, Zootechnika 1, 1-2, 155-162.
169. Socha S., Wrona A., 2000a: The Analysis of the seasonal character of the chinchilla (*Chinchilla velligera* M) reproduction. Scientifur 24 (4), 49-52.
170. Socha S., Wrona A., 2000b: Plenność samic szynszyli (*Chinchilla veliger* M.) należących do różnych grup genetycznych. Zeszyty Naukowe Przeglądu Hodowlanego 53, 87-95.
171. Sommer J., 1986: Breeding results for chinchillas. Scientifur 10 (2), 112.
172. Sotto V. V., 1993: Proyecto "Conservation de la Chinchilla lanigera". Una evaluacion general. Corporacion Nacional Forestal – CONAF, IV Region Coquimbo, Chile.
173. Sulik M., 1994: Wiek pierwszego wykotu samic szynszyli krajowych i duńskich. Zeszyty Naukowe Przeglądu Hodowlanego 15, 185-191.
174. Sulik M., 1997: Zróżnicowanie niektórych cech użytkowych szynszyli w różnym wieku. Biuletyn Informacyjny dla Hodowców Szynszyli 4, 22-27.
175. Sulik M., 1998: Próba podniesienia jakości okrywy włosowej szynszyli poprzez wprowadzenie nowego wzorca oceny pokroju jako kryterium selekcji w stadzie. Materiały Sympozjum Naukowego: „Aktualne Badania w Hodowli Zwierząt Futerkowych, Lublin, 74-78.
176. Sulik M., 2001: Die Auswirkungen des Klimas auf die Tierhygieneverhältinsse auf der Chinchillafarm. Deutsche Veterinärmedizinische Gesellschaft e. V., 12th Symposium on Hausing and Diseases of Rabbits Fubearing Animals and Pet Animals, Celle 9-10 Mai, 216-222.
177. Sulik M., Barabasz B., 1995: Porównanie systemów użytkowania rozpłodowego szynszyli na przykładzie wybranych ferm. Zeszyty Naukowe AR Kraków, Zootechnika 30, 159-166.
178. Sulik M., Cholewa R., 1996: The age and the exterior traits' values of chinchilla females. Animal Production Review. Applied Science Reports, Progress in fur animal science 27, 249-254.
179. Sulik M., Cholewa R., 1998: Variability of the exterior traits in chinchilla females of different ages. Scientifur 22 (3), 191- 195.
180. Sulik M., Felska L., 1999: Wpływ temperatury i wilgotności na stan zdrowia szynszyli. Zeszyty Naukowe Przeglądu Hodowlanego 42, 137- 143.
181. Sulik M., Felska L., 2000: Analiza wad skór szynszylowych. Zeszyty Naukowe Przeglądu Hodowlanego 53, 205-214.

182. Sulik M., Felska L., Mieleńczuk G., 2000: Assessment of selected quality parameters of chinchilla pelts offered by Polish breeders on the CFC (Copenhagen Fur Center). Proceedings of the VIIth International Scientific Congress in Fur Animals Production. Scientifur 24 (4), 183-188.
183. Sulik M., Seremak B., Bielińska A., Mieleńczuk G., 2001: Intensywność użytkowania rozpłodowego samic szynszyli w wybranej fermie na Pomorzu Zachodnim. Zeszyty Naukowe Przeglądu Hodowlanego PTZ 58, 73-79.
184. Sweeney T., Kelly G., O'Callaghan D. O., 1999: Seasonal Variation in long-day stimulation of prolactin secretion in ewes. Biology of Reproduction 60, 128-133.
185. Szatkowska I., Sulik M., 1996: Influence of selected factors on fecundity in chinchilla (Chinchilla velligera) females. Animal Production Review Applied Science Reports, Progress in fur animal science 27, 255-259.
186. Szeleszczuk O., 2000: Warunki hodowlane i środowiskowe a płodność i plenność szynszyli, Zakład Hodowli Zwierząt Futerkowych, Maszynopis.
187. Szeleszczuk O., Jarosz S., 1996: Wpływ skracania dnia świetlnego na wzrost i dojrzewanie zimowej okrywy włosowej u lisów niebieskich (*Alopex lagopus*). Zeszyty Naukowe AR Kraków 313 (31), 89-97.
188. Szeleszczuk O., Jarosz S., 1998: Wpływ implantu wolnouwalniającej się melatoniny lub skracania dnia świetlnego na wzrost i dojrzewanie zimowej okrywy włosowej u lisów niebieskich. Sympozjum naukowe: „Aktualne Badania w Hodowli Zwierząt Futerkowych", 58-67.
189. Szeleszczuk O., Olesińska D., 1997: Zdrowotność szynszyli na wybranych fermach polski południowej. Zeszyty Naukowe AR w Krakowie 323 (32), 109-119.
190. Szylarska-Góźdź E., Gromadzka J., 1984: Badania nad cyklami płciowymi i ich sezonową zmiennością u samic szynszyla małego (*Chinchilla laniger).* Zwierzęta Laboratoryjne 21 (1), 31-43.
191. Szylarska-Goźdź E., Gromadzka-Ostrowska J., 1986: The study of the sexual cycles and their seasonal fluctuations in female chinchillas (*Chinchilla lanigera*). Scientifur 10 (1), 51-58.
192. Tast A., Love R. J., Evans G., Andersson H., Peltoniemi O. A., Kennaway D. J., 2001: The photophase light intensity does not affect the scotophase melatonin response in the domestic pig. Animal Reproduction Science. 65 (3-4), 283-290.
193. Tereszkiewicz K., Ruda M., 1995: Stan zoohigieniczny budownictwa inwentarskiego w wybranych gospodarstwach wsi Dobrzechów na pogórzu Strzyżowskim. Zeszyty Naukowe AR w Krakowie 297 (30), 5-15.
194. Tischler A. C., Winger C. M., Holley D. C., Deroshia C. W. Gott J., Mele G., Callahan P. X., 1993: New findings regarding light intensity and its effects as a zeitgeber in the Sprague-Dawley rat. Physiologist. 36 (1), 125-126.
195. Tombarkiewicz B., 1999: Warunki zoohigieniczne na fermie. Biuletyn Informacyjny dla Hodowców Szynszyli 1, 17-18.
196. Tombarkiewicz B., Szeleszczuk O., Niedziółka J., 1998: Kształtowanie się mikroklimatu na fermach szynszyli o różnych systemach utrzymania. Materiały z Sympozjum nt. „Przyszłość hodowli a dobrostan zwierząt", AR Kraków, 22-23.06.1998, s. 157.
197. Turner C. D., Bagnara J. T., 1978: Endokrynologia ogólna. PWRiL.
198. Udała J., 1993a: Wpływ naturalnego i sztucznego dnia świetlnego na wzrost oraz czynności rozrodcze tryków polskiej owcy długowełnistej. Wydawnictwo AR w Szczecinie. Rozprawy nr 157.
199. Udała J., 1993b: The relationships between body weight, size of testicles, level of LH, testosterone and prolactin in the first year of life of the polish longwool sheep rams

keeping in conditions of natural and artificial light (Zależność między masą ciała, wielkością jąder, poziomem LH, testosteronu i prolaktyny w 1-szym roku życia tryków polskiej owcy długowełnistej utrzymywanych w warunkach oświetlenia naturalnego i sztucznego). Advances in Agricultural Sciences II (1), 3-10.

200. Udała J., Błaszczyk B., 1999: Wybrane mechanizmy regulujące sezonowy przebieg procesów rozrodczych rozrodczych owiec i kóz. Medycyna Weterynaryjna 55 (11), 733-736.
201. Udała J., Gajewski Z., Mielniczuk M., Zięcik A., Bostedt H., 2000: Niektóre wskaźniki fizjologiczne krwi a cechy płciowe tryków utrzymywanych w różnych warunkach długości dnia świetlnego. Życie Weterynaryjne 75 (3), 156-161.
202. Várady B., 1989: A csincsilla tenyésztése. (Chinchilla breeding). Cegléd, 1-96.
203. Walker E. P., 1975: Mammals of the World. Vol. 2, III ed. John Hopkins Press, 1029-1032, Baltimore.
204. Webb R. A., 1991: Chinchillas. [W:] Manual of exotic pets. British Small Animal Veterinary Association, 15-22.
205. Weir B. J., 1967: Aspects of reproduction in some hystricomorph rodents. PhD thesis, University of Cambridge.
206. Weir B. J., 1970: Chinchilla. Reproduction and Breeding Techniques for Laboratory Animals. Lea & Febiger, Philadelphia, 209-223.
207. Weir B. J., 1971: Some observations on reproduction in the female agouti, *Dasyprocta aguti.* J. Reprod. Fert. 24, 203-211.
208. Weir B. J., 1986: Biology of chinchillas. Orejuda Chinchilla 3 (1), 23-25.
209. Weir B. J., Rowlands I W., 1974: Functional anatomy of the hystricomorph ovary. [W:] The Biology of Hystricomorph Rodents. Red. I. W. Rowlands i B. J. Weir. Symposia Zool. Soc. London. Academic Press, London 34, 303-327.
210. Wessel K., 1963: Does light affect reproduction in chinchilla too. Deutsche Pelztierzuchter 37, 91-93.
211. Wilcox H. H., 1950: Histology of the skin and hair of the adult chinchilla. The Anatomical Record 108, 385-397.
212. Wilk S., 1989: Rozród na fermie szynszyli. Hodowca Drobnego Inwentarza 3, 10-11.
213. Witting W., Mirmiran M., Bos N. P. A., Swaab D. F., 1993: Effect of light intensity on diurnal sleep-wake distributrion in young and old rats. Brain Research 30, 157-162.
214. Woliński Z., 1983: Cykliczność zjawisk fizjologicznych w życiu zwierząt futerkowych. Hodowca Drobnego Inwentarza 10, 10-11.
215. Wykaz Stad Szynszyli – marzec 2003, CHZ, Warszawa.
216. Wzorzec oceny pokroju szynszyli. 1999, Ministerstwo Rolnictwa i Gospodarki Żywnościowej z dnia 22.07.1999.
217. Żuk B., Filistowicz A., 1998: Próba oceny czynników warunkujących cenę skór w systemie aukcyjnym. Materiały z sympozjum naukowego: Aktualne Badania w Hodowli Zwierząt Futerkowych, Lublin, 80-85.

keeping in conditions of natural and artificial light (Zależność między masą ciała, wielkością jajer, poziomem I.H. testosteronu i prolaktyny w 1-szym roku życia trzyletniej polskiej owcy długowełnistej utrzymywanych w warunkach oświetlenia naturalnego i sztucznego). Advances in Agricultural Sciences II (1), 3-10.

200. Udała J., Binaszyk B., 1999: Wybrane mechanizmy regulujące sezonowy przebieg procesów rozrodczych rozrodczych owiec i kóz. Medyczna Weterynaryna 55 (11), 733-736.

201. Udała J., Gajewski Z., Michniewicz M., Zięcik A., Bostedt H., 2000: Niektóre wskaźniki fizjologiczne krwi a cechy płciowe trzyletnich utrzymywanych w różnych warunkach długości dnia świetlnego. Życie Weterynaryjne 75 (3), 156-161.

202. Vinady B., 1989: A edinesilla tamesiense. (Chinchilla breeding). Cogled, 1-96.

203. Walker E. P., 1975: Mammals of the World. Vol. 2, III ed. John Hopkins Press, 1029-1032, Baltimore.

204. Webb R. A., 1991: Chinchillas. [W:] Manual of exotic pets. British Small Animal Veterinary Association, 15-22.

205. Weir B. J., 1967: Aspects of reproduction in some hystricomorph rodents. PhD thesis, University of Cambridge.

206. Weir B. J., 1970: Chinchilla. Reproduction and Breeding Techniques for Laboratory Animals. Lea & Febiger, Philadelphia, 209-223.

207. Weir B. J., 1971: Some observations on reproduction in the female agouti, Dasyprocta agouti. J. Reprod. Fert. 24, 203-211.

208. Weir B. J., 1986: Biology of chinchillas. Oryctag Chinchilla 3 (1), 23-25.

209. Weir B. J., Rowlands I. W., 1974: Functional anatomy of the hystricomorph ovary. [W:] The Biology of Hystricomorph Rodents. Red. I. W. Rowlands i B. J. Weir, Symposia Zool. Soc. London, Academic Press, London 34, 203-222.

210. Wessel K., 1963: Does light affect reproduction in chinchilla roo. Deutsche Pelztierzuchter 37, 91-93.

211. Willock H. H., 1950: Histology of the skin and hair of the adult chinchilla. The Anatomical Record 108, 385-397.

212. Willk S., 1989: Rozród na fermie szynszyli. Hodowca futrzanego towarzyszenia 3, 10-11.

213. Witting W., Mittmann M., Boa M. P. A., Swart D., 1992: Effect of light intensity on diurnal sleep-wake distribution in young and old mice. Brain Research 30, 137-142.

214. Wolinski Z., 1983: Cykliczność płciowa fizjologicznych w życia zwierząt hodowlanych. Hodowca Drobnego Inwentarza 10, 10-11.

215. Wytwórnia Sud Szynszyli – materiały 2002, CHZ, Warszawa.

216. Wzorce oceny pokroju szynszyli, 1996, Ministerstwo Rolnictwa i Gospodarki Żywnościowej z dnia 22.07.1996.

217. Zuk B., Filiatowicz A., 1998: Próba oceny czynników warunkujących ocenę skór w systemie autoryjnym. Materiały z sympozjum naukowego. Aktualne Bodźce w Hodowli Zwierząt Futerkowych. Lublin, 80-85.

7. Aneks

Charakterystyka statystyczna średniej liczby młodych urodzonych i odchowanych z jednego miotu

Gospodarstwo	Kolejność porodów	Liczba miotów	Liczba urodzonych	Liczba odchowanych	Szczenięta urodzone			Szczenięta odchowane		
					x̄	S	V%	x̄	S	V%
Dowiedzione zamarłe – od 1 do 120 h										
A	I	229	477	389	2,08	0,88	42,35	1,70	0,88	52,05
	II	205	435	356	2,12	0,79	37,22	1,74	0,91	52,53
	III	89	186	161	2,09	0,73	35,07	1,81	0,82	45,55
	IV	54	100	84	1,91	0,73	38,47	1,56	0,82	52,49
	Razem	577	1198	990	2,08	0,82	39,18	1,72	0,88	51,25
G	I	223	453	383	2,03	0,79	38,92	1,72	0,91	53,18
	II	123	264	225	2,15	0,73	34,10	1,83	0,84	45,74
	III	132	275	233	2,08	0,82	39,36	1,76	0,73	41,64
	IV	50	109	99	2,18	0,80	36,71	1,98	0,78	41,47
	Razem	528	1101	939	2,08	0,78	37,57	1,78	0,85	48,12
Łącznie		1105	2299	1929	2,08	0,80	38,45	1,74	0,86	49,74
Dowiedzione doświadczalnie – od 91 do 270 h										
A	IV	14	28	28	2,00	0,58	28,87	2,00	0,58	28,87
	V	24	45	42	1,96	0,81	41,18	1,83	0,82	44,54
	VI	24	50	43	2,08	1,18	56,47	1,75	1,22	69,98
	VII	24	51	45	2,12	0,54	25,25	1,87	0,74	39,51
	VIII	28	58	49	2,09	0,70	33,51	1,73	1,01	58,42
	IX	31	69	56	2,16	1,04	47,93	1,74	0,85	49,09
	Razem	145	301	263	2,08	0,88	42,31	1,82	0,90	49,38
B	IV	31	68	59	2,19	0,98	44,70	1,90	0,83	43,65
	V	65	150	131	2,18	0,69	31,69	1,86	0,73	37,70
	VI	44	97	87	2,20	0,79	36,05	1,98	0,82	41,32
	VII	33	73	68	2,21	0,74	33,45	2,06	0,90	43,64
	VIII	24	44	41	1,84	0,47	25,68	1,71	0,54	31,60
	IX	24	54	52	2,25	0,61	27,07	2,17	0,76	35,14
	Razem	225	486	438	2,16	0,75	34,27	1,95	0,77	39,46
Łącznie		370	787	708	2,13	0,79	37,09	1,90	0,79	41,37
Łącznie A		722	1499	1253	2,08	0,82	39,41	1,74	0,89	51,02
Razem B		755	1487	1367	2,17	0,79	36,42	1,86	0,83	44,75
Razem	I	452	930	772	2,06	0,84	40,71	1,71	0,90	52,56
	II	328	699	581	2,13	0,77	36,08	1,77	0,88	49,94
	III	221	461	394	2,09	0,78	37,60	1,78	0,79	44,36
	IV	149	305	261	2,07	0,81	39,29	1,74	0,80	46,28
	V	93	195	173	2,12	0,72	34,15	1,86	0,74	39,29
	VI	68	147	129	2,16	0,94	43,49	1,90	0,88	51,03
	VII	57	124	113	2,17	0,66	30,23	1,98	0,83	42,09
	VIII	52	102	90	1,92	0,55	28,91	1,72	0,70	40,73
	IX	55	123	108	2,20	0,87	39,51	1,93	0,83	43,16
Ogółem		1475	3286	2621	2,16	0,80	38,12	1,78	0,86	48,34

Tabela 6

Charakterystyka statystyczna średniej liczby młodych urodzonych i odchowanych z jednego miotu

Grupa genetyczna	Poziom światła	Liczba miotów	Liczba urodzonych	Liczba odchowanych	Szynszyle urodzone			Szynszyle odchowane		
					$\bar{x}$	S	V%	$\bar{x}$	S	V%
Oświetlenie kontrolne – od 0 do 120 lx										
A	I	229	477	389	2,08	0,88	42,35	1,70	0,88	52,05
	II	205	435	356	2,12	0,79	37,32	1,74	0,91	52,53
	III	89	186	161	2,09	0,73	35,07	1,81	0,82	45,55
	IV	54	100	84	**1,91**	0,73	38,47	**1,56**	0,82	52,49
	Razem	**577**	**1198**	**990**	**2,08**	**0,82**	**39,18**	**1,72**	**0,88**	**51,25**
B	I	223	453	383	**2,03**	0,79	38,92	**1,72**	0,91	53,18
	II	123	264	225	2,15	0,73	34,10	1,83	0,84	45,74
	III	132	275	233	2,08	0,82	39,36	1,76	0,77	43,64
	IV	50	109	90	2,18	0,80	36,71	1,80	0,78	43,47
	Razem	**528**	**1101**	**931**	**2,08**	**0,78**	**37,67**	**1,76**	**0,85**	**48,12**
Razem		**1105**	**2299**	**1921**	**2,08**	**0,80**	**38,45**	**1,74**	**0,86**	**49,74**
Oświetlenie doświadczalne – od 91 do 270 lx										
A	IV	14	28	28	2,00	0,58	28,87	2,00	0,58	28,87
	V	24	45	42	**1,96**	0,81	41,18	1,83	0,82	44,54
	VI	24	50	42	2,08	1,18	56,47	1,75	1,22	69,98
	VII	24	51	45	2,12	0,54	25,26	1,87	0,74	39,51
	VIII	28	58	49	2,09	0,70	33,51	**1,73**	1,01	58,42
	IX	31	69	56	2,16	1,04	47,93	1,74	0,85	49,09
	Razem	**145**	**301**	**262**	**2,08**	**0,88**	**42,31**	**1,80**	**0,90**	**49,96**
B	IV	31	68	59	2,19	0,98	44,70	1,90	0,83	43,65
	V	69	150	131	2,18	0,69	31,69	1,90	0,71	37,70
	VI	44	97	87	2,20	0,79	36,05	1,98	0,82	41,52
	VII	33	73	68	2,21	0,74	33,44	2,06	0,90	43,64
	VIII	24	44	41	**1,84**	0,47	25,68	**1,72**	0,54	31,49
	IX	24	54	52	2,25	0,61	27,02	2,17	0,76	35,14
	Razem	**225**	**486**	**438**	**2,16**	**0,74**	**34,20**	**1,95**	**0,77**	**39,64**
Razem		**370**	**787**	**700**	**2,13**	**0,79**	**37,09**	**1,90**	**0,82**	**43,27**
Razem A		**722**	**1499**	**1252**	**2,08**	**0,83**	**39,71**	**1,73**	**1,88**	**51,02**
Razem B		**753**	**1587**	**1369**	**2,11**	**0,77**	**36,63**	**1,82**	**0,83**	**45,65**
Razem	I	452	930	772	2,06	0,84	40,71	**1,71**	0,90	52,56
	II	328	699	581	2,13	0,77	36,08	1,77	0,88	49,94
	III	221	461	394	2,09	0,78	37,60	1,78	0,79	44,36
	IV	149	305	261	2,07	0,81	39,29	1,74	0,80	46,28
	V	93	195	173	2,12	0,72	34,15	1,88	0,74	39,29
	VI	68	147	129	2,16	0,94	43,49	1,90	0,98	51,63
	VII	57	124	113	2,17	0,66	30,25	1,98	0,83	42,09
	VIII	52	102	90	**1,92**	0,55	28,91	1,72	0,70	40,73
	IX	55	123	108	2,20	0,87	39,51	1,93	0,83	43,36
Ogólnie		**1475**	**3086**	**2621**	**2,10**	**0,80**	**38,12**	**1,78**	**0,86**	**48,24**

Tabela 7

Charakterystyka statystyczna średniej liczby młodych urodzonych i odchowanych od samicy w ciągu roku

Grupa genetyczna	Poziom światła	Liczba miotów	Liczba urodzo - nych	Liczba odchowa - nych	Szynszyle urodzone			Szynszyle odchowane		
					$\bar{x}$	S	V%	$\bar{x}$	S	V%
Oświetlenie kontrolne – od 0 do 120 lx										
A	**I**	229	477	389	3,10	1,23	39,73	2,53	1,08	42,71
	II	205	435	356	3,06	1,29	42,04	**2,49**	1,26	51,38
	III	89	186	161	**3,00**	1,04	34,83	2,56	0,88	34,58
	IV	54	100	84	**3,12**	1,43	45,92	**2,65**	1,54	57,93
	Razem	**577**	**1198**	**990**	**3,07**	**1,23**	**40,11**	**2,51**	**1,16**	**45,99**
B	**I**	223	453	383	**3,27**	1,49	45,39	**2,80**	1,41	50,29
	II	123	264	225	3,07	1,36	44,30	2,61	1,33	51,13
	III	132	275	233	3,25	1,28	39,45	2,78	1,08	38,80
	IV	50	109	90	**2,90**	1,15	39,75	**2,39**	0,95	39,87
	Razem	**528**	**1101**	**931**	**3,18**	**1,37**	**43,28**	**2,70**	**1,28**	**47,43**
Razem		**1105**	**2299**	**1921**	**3,12**	**1,30**	**41,69**	**2,61**	**1,22**	**46,84**
Oświetlenie doświadczalne – od 91 do 270 lx										
A	**IV**	14	28	28	2,75	0,96	34,81	2,75	0,96	34,81
	V	24	45	42	**2,39**	1,13	47,27	**2,15**	1,23	57,31
	VI	24	50	42	3,46	2,24	64,93	**2,93**	1,80	61,61
	VII	24	51	45	2,86	1,18	41,18	2,61	1,11	42,37
	VIII	28	58	49	**3,47**	2,73	78,75	2,73	2,61	95,50
	IX	31	69	56	3,05	1,07	35,05	2,47	1,23	49,67
	Razem	**145**	**301**	**262**	**2,93**	**1,41**	**48,16**	**2,54**	**1,39**	**52,43**
B	**IV**	31	68	59	2,80	1,32	47,15	**2,40**	1,09	45,37
	V	69	150	131	**2,77**	1,23	44,62	2,45	1,18	47,98
	VI	44	97	87	**3,09**	1,41	45,80	**2,81**	1,32	46,94
	VII	33	73	68	2,82	0,98	34,88	2,60	1,13	43,41
	VIII	24	44	41	2,99	0,77	25,64	**2,81**	0,88	31,43
	IX	24	54	52	2,93	1,51	51,43	2,73	1,76	64,33
	Razem	**370**	**787**	**700**	**2,87**	**1,21**	**42,32**	**2,58**	**1,21**	**46,73**
Razem		**346**	**738**	**656**	**2,89**	**1,27**	**44,16**	**2,57**	**1,24**	**48,40**
Razem A		**722**	**1499**	**1252**	**3,04**	**1,27**	**41,94**	**2,52**	**1,20**	**47,48**
Razem B		**753**	**1587**	**1369**	**3,05**	**1,32**	**43,19**	**2,65**	**1,25**	**47,13**
	I	452	930	772	3,19	1,36	42,79	2,67	1,26	47,27
	II	328	699	581	3,07	1,31	42,71	2,51	1,28	51,11
	III	221	461	394	3,13	1,16	37,50	2,68	0,99	37,04
	IV	149	305	261	2,91	1,24	42,57	2,49	1,14	45,90
	V	93	195	173	**2,68**	1,21	45,11	**2,38**	1,18	49,58
	VI	68	147	129	**3,20**	1,66	51,99	**2,84**	1,44	50,65
	VII	57	124	113	2,81	1,04	36,52	2,60	1,10	42,25
	VIII	52	102	90	3,12	1,40	44,80	2,79	1,38	49,53
	IX	55	123	108	3,00	1,25	41,61	2,58	1,45	56,11
Ogólnie		**1475**	**3086**	**2621**	**3,04**	**1,30**	**42,59**	**2,59**	**1,23**	**47,31**

Tabela 8

Charakterystyka statystyczna okresu międzyporodowego

Grupa genetyczna	Poziom światła	Liczba samic	$\bar{x}$	S	V%	Minimum	Maximum
Oświetlenie kontrolne – od 0 do 120 lx							
A	**I**	**59**	214,05[a]	102,84	48,04	85	641
	II	**57**	**223,60[b]**	130,06	58,17	97	1153
	III	**23**	221,17[c]	136,54	61,73	109	1005
	IV	**12**	**199,95**	110,24	55,13	111	575
	Razem	**151**	**217,09**	**118,90**	**54,77**	**85**	**1153**
B	**I**	**62**	206,78	112,42	54,37	86	778
	II	**37**	**218,80[d]**	152,16	69,54	81	798
	III	**28**	207,41	107,71	51,93	108	713
	IV	**14**	**200,91**	100,78	50,16	110	496
	Razem	**141**	**209,10**	**120,00**	**57,39**	**81**	**798**
Razem		**292**	**213,30**	**119,41**	**55,98**	**81**	**1153**
Oświetlenie doświadczalne – od 91 do 270 lx							
A	**IV**	**10**	195,67	74,78	38,22	112	256
	V	**12**	**208,07**	92,53	44,47	109	430
	VI	**17**	179,71	91,62	50,99	111	477
	VII	**10**	196,07	75,88	38,70	111	358
	VIII	**13**	**132,88[abcde]**	42,76	32,18	85	200
	IX	**13**	203,56	103,69	50,94	112	469
	Razem	**75**	**189,55**	**87,87**	**46,36**	**85**	**1153**
B	**IV**	**15**	183,75	65,35	35,56	**111**	**354**
	V	**31**	178,94	80,15	44,79	108	356
	VI	**16**	185,11	94,40	51,00	111	399
	VII	**18**	**212,73[e]**	102,04	47,96	109	456
	VIII	**19**	**147,76**	63,54	43,00	90	277
	IX	**10**	171,64	52,58	30,63	110	277
	Razem	**109**	**179,94**	**80,58**	**44,78**	**81**	**798**
Razem		**184**	**183,54**	**83,29**	**45,38**	**81**	**1153**
Razem A		**226**	**213,01**	**115,18**	**54,07**	**85**	**1153**
Razem B		**250**	**202,00**	**112,31**	**55,60**	**81**	**798**
Razem	**I**	**121**	210,52	107,49	51,06	85	778
	II	**94**	**221,84**	138,25	62,32	81	1153
	III	**51**	212,75	119,52	56,18	108	1005
	IV	**51**	197,47	98,54	49,90	110	575
	V	**43**	187,44	84,01	44,82	108	430
	VI	**33**	183,07	92,35	50,45	111	477
	VII	**28**	204,69	89,17	43,56	109	456
	VIII	**32**	**143,00**	57,23	40,02	85	277
	IX	**23**	189,59	85,52	45,11	110	469
Ogólnie		**476**	**207,47**	**113,82**	**54,86**	**81**	**1153**

a, b, c,… - różnice statystycznie istotne na poziomie p≥0,05

Tabela 9

Charakterystyka statystyczna średniej liczby miotów w roku

Grupa genetyczna	Poziom światła	Liczba samic	Liczba miotów	$\bar{x}$	S	V%
Oświetlenie kontrolne – od 0 do 120 lx						
A	I	59	229	1,46	0,39	26,73
	II	57	205	1,41[a]	0,44	30,90
	III	23	89	1,42	0,39	27,22
	IV	12	54	1,68[Aab]	0,46	27,11
	Razem	151	577	1,46	0,42	28,55
B	I	62	223	1,57	0,47	30,09
	II	37	123	1,41[b]	0,44	30,95
	III	28	132	1,54	0,42	27,18
	IV	14	50	1,33[A]	0,37	28,11
	Razem	141	528	1,50	0,45	29,90
Razem		292	1105	1,48	0,43	29,22
Oświetlenie doświadczalne – od 91 do 270 lx						
A	IV	10	14	1,37	0,48	34,81
	V	12	24	1,30[c]	0,48	36,62
	VI	17	24	1,70	0,54	32,04
	VII	10	24	1,37	0,54	39,24
	VIII	13	28	1,77[cdefg]	0,93	52,59
	IX	13	31	1,40	0,45	32,34
	Razem	75	145	1,44	0,52	36,06
B	IV	15	31	1,23[f]	0,37	30,13
	V	31	69	1,28[e]	0,45	35,43
	VI	16	44	1,41	0,52	36,76
	VII	18	33	1,29[d]	0,42	32,80
	VIII	19	24	1,64	0,44	26,90
	IX	10	24	1,34[g]	0,51	37,76
	Razem	109	225	1,33	0,45	45,36
Razem		184	370	1,36	0,48	34,88
Razem A		226	722	1,45	0,44	30,36
Razem B		250	753	1,43	0,46	31,98
Razem	I	121	452	1,52	0,44	28,73
	II	94	328	1,41	0,43	30,76
	III	51	221	1,49	0,40	27,23
	IV	51	149	1,39	0,43	30,83
	V	43	93	1,29	0,45	45,45
	VI	33	68	1,50	0,53	35,52
	VII	28	57	1,32	0,46	34,81
	VIII	32	52	1,67	0,56	33,40
	IX	23	55	1,37	0,47	33,94
Ogólnie		476	1475	1,44	0,45	31,23

A – różnice statystycznie istotne na poziomie p≥0,01

a, b, c,… - różnice statystycznie istotne na poziomie p≥0,05

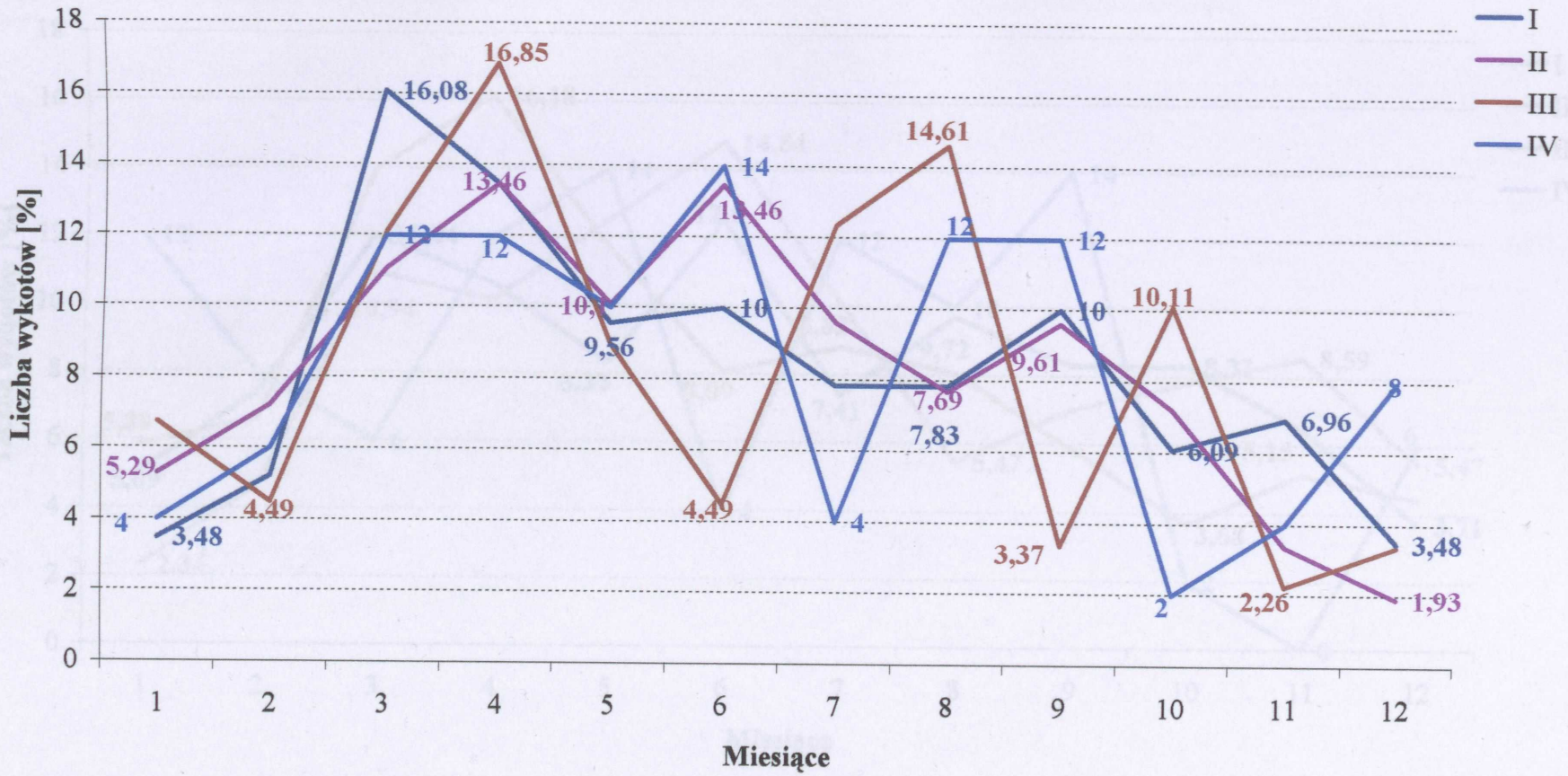
Tabela 10

Procentowa frekwencja miotów z jednym, dwoma, trzema, czterema i pięcioma młodymi

Poziom natężenia światła	Liczebność miotów [%]									
	A					B				
	1	2	3	4	5	1	2	3	4	5
Oświetlenie kontrolne – od 0 do 90 lx										
I	26,32	47,37	19,73	5,7	0,88	23,39	54,13	16,97	5,50	0
II	22,86	46,19	27,14	3,81	0	16,67	57,14	22,22	2,29	0
III	21,35	49,44	28,90	1,12	0	24,63	49,25	21,64	3,73	0,75
IV	28,00	52,00	18,00	2,00	0	20,00	46,00	30,00	4,00	0
Razem	**24,44**	**47,66**	**23,57**	**3,99**	**0,35**	**21,78**	**52,84**	**20,64**	**4,54**	**0,19**
Oświetlenie doświadczalne - od 91 do 270 lx										
IV	14,29	71,43	14,29	0	0	22,58	48,39	19,35	6,45	3,23
V	29,17	50,00	16,67	4,17	0	14,71	54,41	29,41	1,47	0
VI	37,5	33,33	20,83	0	8,33	13,64	61,36	15,91	9,09	0
VII	8,33	70,83	20,83	0	0	15,15	51,51	32,26	3,03	0
VIII	18,18	54,54	27,27	0	0	20,00	76,00	4,00	0	0
IX	25,81	48,39	12,90	9,68	3,23	8,33	58,33	33,33	0	0
Razem	**23,97**	**52,07**	**18,18**	**3,31**	**2,48**	**15,56**	**57,33**	**23,11**	**3,56**	**0,44**
Ogólnie	**24,35**	**48,42**	**22,64**	**3,87**	**0,72**	**19,92**	**54,18**	**21,38**	**4,25**	**0,27**

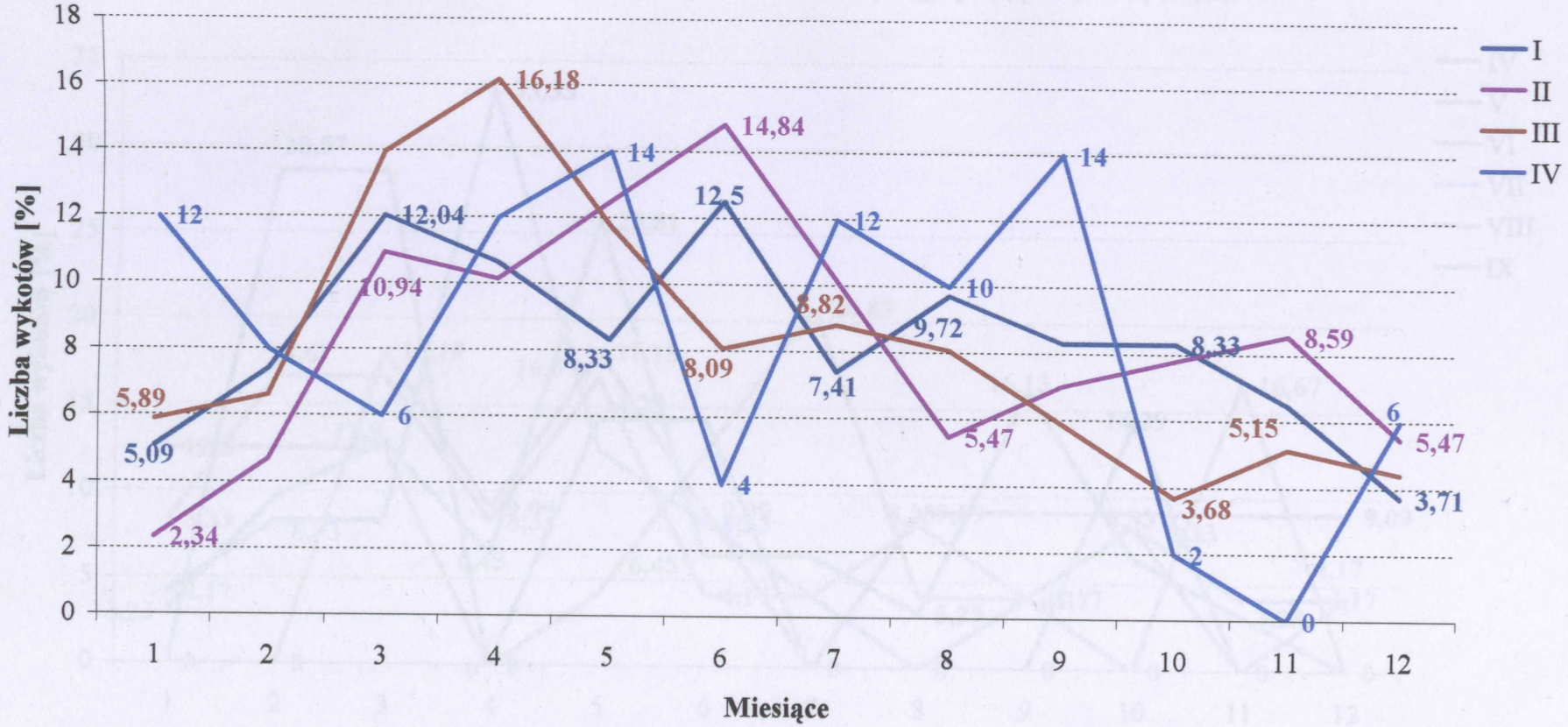
Wykres 4

Procentowa liczba wykotów na przestrzeni roku przy natężeniu światła od 0 do 120 lx, w grupie szynszyli krajowych



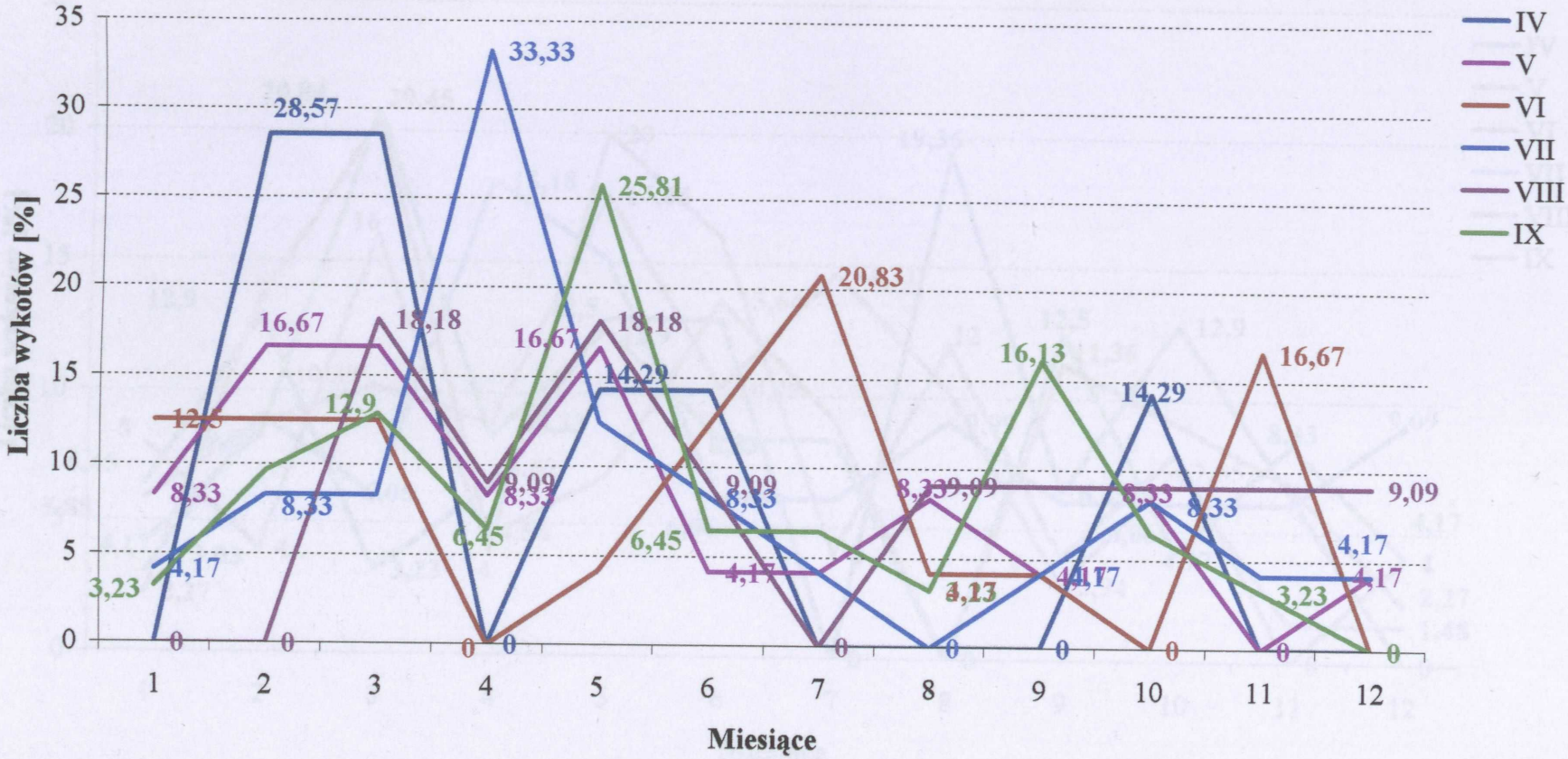
Wykres 5

Procentowa liczba wykotów szynszyli w ciągu roku przy natężeniu światła od 0 do 120 lx, w grupie szynszyli importowanych



Wykres 6

Procentowa liczba wykotów na przestrzeni roku przy natężeniu od 91 do 270 lx, w grupie szynszyli krajowych.



Wykres 7

Procentowa liczba wykotów na przestrzeni roku przy natężeniu od 91 do 270 lx, w grupie szynszyli importowanych

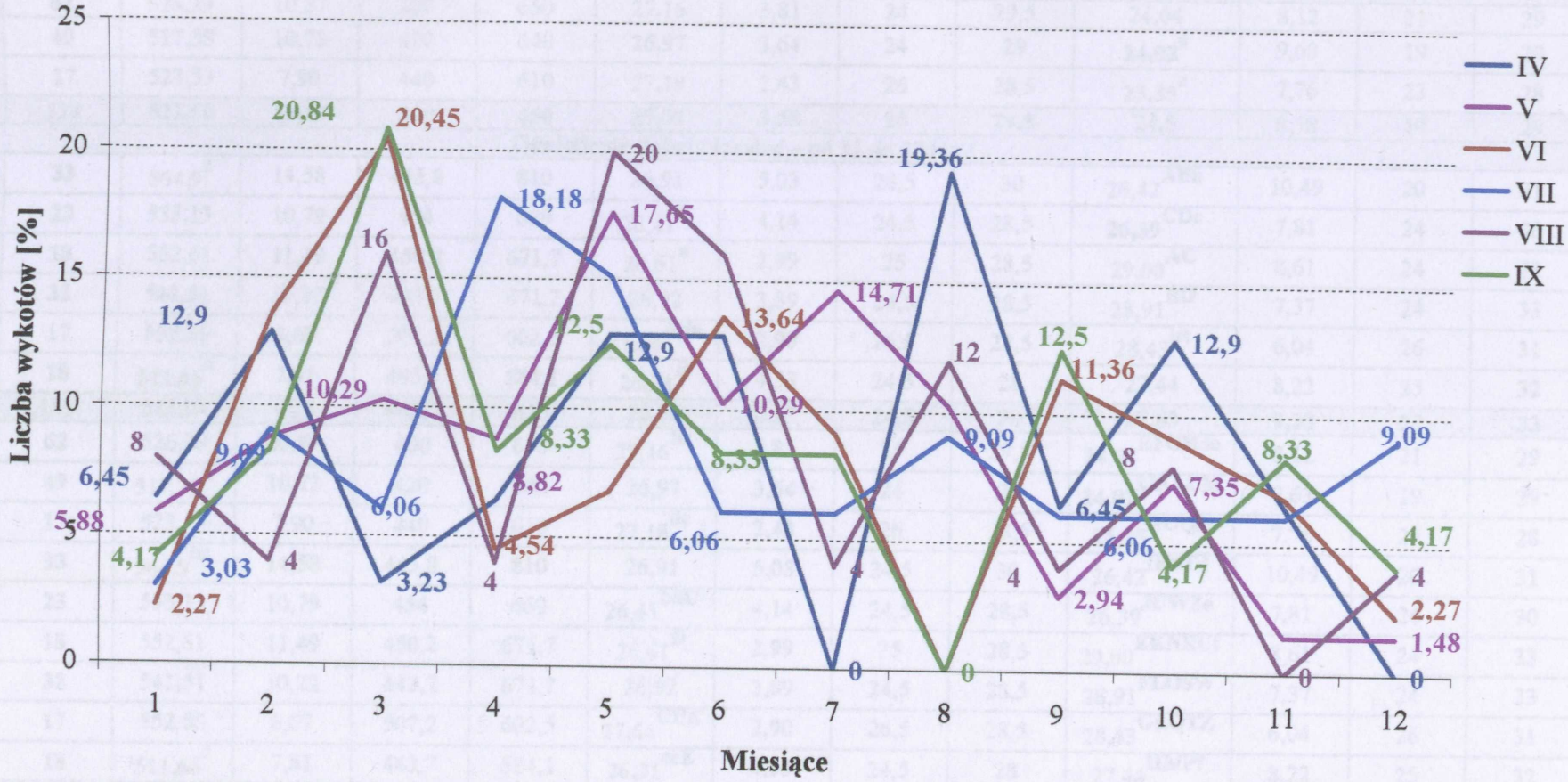


Tabela 11

Ocena przyżyciowa szynszyli przeznaczonych na ubój

Poziom natężenia światła	n	Masa ciała [g]				Długość ciała [cm]				Wysokość okrywy włosowej [mm]			
		$\bar{x}$	V%	Min.	Max.	$\bar{x}$	V%	Min.	Max.	$\bar{x}$	V%	Min.	Max.
Oświetlenie kontrolne – od 0 do 90 lx													
I	62	526,29	10,87	400	650	27,16	3,81	24	29,5	24,64	8,12	21	29
II	49	517,35	10,73	420	640	26,97	3,64	24	29	24,02^{a}	9,63	19	29
III	17	523,53	7,90	440	610	27,18	2,43	26	28,5	25,35^{a}	7,76	23	28
Razem	**128**	**522,50**	**10,43**	**400**	**650**	**27,09**	**3,58**	**24**	**29,5**	**24,5**	**8,78**	**19**	**29**
Oświetlenie doświadczalne – od 91 do 270 lx													
IV	33	564,9^{a}	14,58	445,8	810	26,91	5,03	24,5	30	26,42^{ABb}	10,49	20	31
V	23	533,13	10,79	454	669	26,41^{A}	4,14	24,5	28,5	26,39^{CDc}	7,81	24	30
VI	18	552,61	11,49	450,2	671,7	26,61^{a}	2,99	25	28,5	29,00^{AC}	8,61	24	33
VII	32	541,51	10,22	443,7	671,7	26,92	3,89	24,5	28,5	28,91^{BD}	7,37	24	33
VIII	17	552,56	6,67	507,2	602,5	27,64^{ABa}	2,90	26,5	28,5	28,43^{bc}	6,04	26	31
IX	18	511,66^{a}	7,81	443,7	584,1	26,31^{B}	4,33	24,5	28	27,44	8,22	25	32
Razem	**141**	**543,94**	**11,7**	**443,7**	**810**	**26,74**	**4,27**	**24,5**	**30**	**27,63**	**9,33**	**20**	**33**
I	62	526,29	10,87	400	650	27,16^{bc}	3,81	24	29,5	24,64^{EFGHde}	8,12	21	29
II	49	517,35^{b}	10,73	420	640	26,97	3,64	24	29	24,02^{IJKLŁM}	9,63	19	29
III	17	523,53	7,90	440	610	27,18^{de}	2,43	26	28,5	25,35^{NOQP}	7,76	23	28
IV	33	564,9^{bc}	14,58	445,8	810	26,91	5,03	24,5	30	26,42^{IRSTd}	10,49	20	31
V	23	533,13	10,79	454	669	26,41^{bdC}	4,14	24,5	28,5	26,39^{JUWZe}	7,81	24	30
VI	18	552,61	11,49	450,2	671,7	26,61^{D}	2,99	25	28,5	29,00^{EKNRUf}	8,61	24	33
VII	32	541,51	10,22	443,7	671,7	26,92	3,89	24,5	28,5	28,91^{FLOSW}	7,37	24	33
VIII	17	552,56	6,67	507,2	602,5	27,64^{CDE}	2,90	26,5	28,5	28,43^{GŁQTZ}	6,04	26	31
IX	18	511,66^{c}	7,81	443,7	584,1	26,31^{ceE}	4,33	24,5	28	27,44^{HMPf}	8,22	25	32
Ogólnie	**269**	**533,34**	**11,28**	**400**	**810**	**26,91**	**3,99**	**24**	**30**	**26,08**	**10,90**	**19**	**33**

A, B, C…- różnice statystycznie istotne na poziomie p≥0,01

a, b, c… – różnice statystycznie istotne na poziomie p≥0,0

Tabela 12
Zawartość skór w poszczególnych rozmiarach

Poziom natężenia światła	Liczba skór	00 ponad 36 cm	0 34-36 cm	1 32-34 cm	2 30-32 cm	3 poniżej 30 cm
Oświetlenie kontrolne – od 0 do 90 lx						
I	**62**	9,68	66,13	22,58	1,61	0
II	**49**	14,29	51,02	30,61	4,08	0
III	**17**	11,76	64,71	23,25	0	0
Razem	**128**	**11,72**	**60,16**	**25,78**	**2,34**	**0**
Oświetlenie doświadczalne – od 91 do 270 lx						
IV	**27**	0	96,30	3,7	0	0
V	**19**	0	84,21	10,53	5,26	0
VI	**11**	9,09	90,91	0	0	0
VII	**28**	3,57	89,29	3,57	3,57	0
VIII	**17**	0	57,14	42,86	0	0
IX	**18**	5,55	77,78	11,12	5,55	0
Razem	**120**	**2,73**	**86,36**	**8,18**	**2,73**	**0**
Ogólnie	**248**	**7,56**	**72,27**	**17,65**	**2,52**	**0**

Tabela 13
Zawartość skór w poszczególnych typach barwnych

Poziom natężenia światła	Liczba skór	XXDADRK	XDARK	DARK	MEDIUM	PALE
Oświetlenie kontrolne – od 0 do 90 lx						
I	**62**	4,84	77,42	16,13	1,61	0
II	**49**	4,08	69,39	24,49	2,04	0
III	**17**	5,88	64,71	29,41	0	0
Razem	**128**	**4,69**	**72,66**	**21,09**	**1,56**	**0**
Oświetlenie doświadczalne – od 91 do 270 lx						
IV	**27**	33,33	33,33	29,63	3,71	0
V	**19**	42,11	36,84	21,05	0	0
VI	**11**	27,28	63,63	9,09	0	0
VII	**28**	25	50	25	0	0
VIII	**17**	0	85,71	14,29	0	0
IX	**18**	33,33	61,11	5,56	0	0
Razem	**120**	**30**	**49,09**	**20**	**0,91**	**0**
Ogólnie	**248**	**16,39**	**61,76**	**20,59**	**1,26**	**0**

Tabela 14

Zawartość skór w poszczególnych typach czystości barwy

Poziom natężenia światła	Liczba skór	1	2	3	4	Brak oceny
Oświetlenie kontrolne – od 0 do 90 lx						
I	**62**	1,61	62,90	20,98	12,90	1,61
II	**49**	2,04	61,22	24,49	2,04	10,21
III	**17**	11,76	70,59	11,76	5,89	0
Razem	**128**	**3,12**	**63,28**	**21,09**	**7,82**	**4,69**
Oświetlenie doświadczalne – od 91 do 270 lx						
IV	**27**	0	29,63	40,74	22,22	7,41
V	**19**	0	52,63	15,79	21,05	10,53
VI	**11**	0	27,28	36,36	36,36	0
VII	**28**	0	60,71	21,43	14,29	3,57
VIII	**17**	0	14,28	42,86	42,86	0
IX	**18**	0	77,78	16,67	0	5,55
Razem	**120**	**0**	**48,18**	**27,27**	**19,09**	**5,46**
Ogólnie	**248**	**1,68**	**56,30**	**23,95**	**13,02**	**5,05**

Tabela 15

Zawartość skór w poszczególnych klasach jakości okrywy włosowej

Poziom natężenia światła	Liczba skór	Copenhagen Selected CPS	Copenhagen Labeel CPL	IA	A	I	II	B
Oświetlenie kontrolne – od 0 do 90 lx								
I	**62**	3,22	11,29	0	43,55	20,97	4,84	16,13
II	**49**	2,04	8,16	0	55,10	12,24	2,04	20,42
III	**17**	5,88	35,29	0	47,06	11,77	0	0
Razem	**128**	**3,12**	**13,28**	**0**	**48,44**	**16,41**	**3,12**	**15,63**
Oświetlenie doświadczalne – od 91 do 270 lx								
IV	**27**	22,22	7,41	0	22,22	18,52	3,70	29,93
V	**19**	26,31	10,53	0	36,84	10,53	5,26	10,53
VI	**11**	0	9,09	0	63,64	9,09	0	18,18
VII	**28**	14,29	10,71	0	28,57	7,14	3,57	35,71
VIII	**17**	0	0	0	28,57	0	14,29	57,14
IX	**18**	16,67	0	0	50	5,55	5,55	22,22
Razem	**120**	**16,36**	**7,27**	**0**	**35,45**	**10**	**4,54**	**26,36**
Ogólnie	**248**	**9,24**	**10,5**	**0**	**42,44**	**13,44**	**3,79**	**20,59**

Tabela 16
Zawartość skór z wadami

Poziom natężenia światła	Liczba skór	Brak wad	VB			MI		
			VB 1	VB 2	VB 3	MI 1	MI 2	MI 3
Oświetlenie kontrolne – od 0 do 90 lx								
I	**62**	62,90	24,19	11,29	0	1,62	0	0
II	**49**	48,98	40,82	10,20	0	0	0	0
III	**17**	52,94	35,30	11,76	0	0	0	0
Razem	**128**	**56,25**	**32,03**	**10,94**	**0**	**0,78**	**0**	**0**
Oświetlenie doświadczalne – od 91 do 270 lx								
IV	**27**	48,15	37,04	7,41	0	7,41	0	0
V	**19**	52,63	36,84	0	0	10,53	0	0
VI	**11**	81,82	18,18	0	0	0	0	0
VII	**28**	75	21,43	0	0	3,57	0	0
VIII	**17**	100	0	0	0	0	0	0
IX	**18**	72,22	22,22	0	0	5,56	0	0
Razem	**120**	**66,36**	**26,36**	**1,81**	**0**	**5,45**	**0**	**0**
Ogólnie	**248**	**60,92**	**29,41**	**6,72**	**0**	**2,94**	**0**	**0**

Akademia Rolnicza BIBLIOTEKA GŁÓWNA w Szczecinie
Zachodniopomorski Uniwersytet Technologiczny w Szczecinie BIBLIOTEKA GŁÓWNA -6-

201

Biblioteka Główna
Zachodniopomorskiego Uniwersytetu
Technologicznego w Szczecinie
CZ .58945
001-058945-00-0