

**Česká zemědělská univerzita v Praze**

**Fakulta agrobiologie, potravinových a přírodních zdrojů**

**Katedra speciální zootechniky**



**Reprodukce a využití inseminace v chovu drůbeže**

**Bakalářská práce**

**Autor práce: Kateřina Nela Josefíková**

**Vedoucí práce: Ing. Lukáš Zita, Ph.D.**

© 2014 ČZU v Praze

## **Čestné prohlášení**

Prohlašuji, že svou bakalářskou práci "Reprodukce a využití inseminace v chovu drůbeže" jsem vypracovala samostatně pod vedením vedoucího bakalářské práce a s použitím odborné literatury a dalších informačních zdrojů, které jsou citovány v práci a uvedeny v seznamu literatury na konci práce. Jako autorka uvedené bakalářské práce dále prohlašuji, že jsem v souvislosti s jejím vytvořením neporušila autorská práva třetích osob.

V Praze dne 10. 4. 2014

---

## **Poděkování**

Ráda bych touto cestou poděkovala Ing. Lukáši Zitovi, Ph.D. za jeho cenné rady, ochotný a vstřícný přístup, a také za čas, který mi věnoval při vedení mé bakalářské práce.

# Reprodukce a využití inseminace v chovu drůbeže

## Souhrn

Předmětem bakalářské práce je reprodukce a využití umělé inseminace v chovu drůbeže. Chov drůbeže je významným odvětvím živočišné výroby a reprodukce je jednou ze základních složek chovu.

Pro správné pochopení reprodukčních biotechnologií je nutná znalost anatomie a fyziologie samic a samců drůbeže. V tomto případě zejména jejich reprodukčních orgánů. Pohlavní orgány jednotlivých druhů mají nepatrně odlišnou morfológickou stavbu. Z těchto odlišností pak vychází i rozdílné potřeby na chovné podmínky. V případě intenzivních chovů se liší metody a technologie umělé inseminace. U samců jsou rozdíly v provedení fixace a odběru ejakulátu a jeho vlastnostech, ředění, uchování a četnosti odběru. U samic se různí fixace a samotné provedení inseminace a velikost inseminační dávky.

Umělá inseminace se začala postupně do chovu zavádět společně se zvyšováním nároků na živočišnou produkci. U nás se nejvíce využívá v intenzivních chovech krůt a slepic. Naopak u vodní drůbeže se intenzivních chovech prakticky neprovádí.

Využití umělé inseminace přineslo patrné výsledky při dalším zušlechťování a hybridizaci některých plemen. Za použití selekce došlo ke zlepšení kvality a celkové úrovně reprodukce drůbeže. Zařazením inseminace se také umožnilo využití potenciálu plemeníků, což při přirozené plemenitbě nebylo možné. Dalším přínosem jsou ekonomické výhody, jako je například úspora krmiva při nižším počtu plemeníků, zvýšení oplozenosti a líhivosti vajec, nebo lepší využití plochy pro ustájení.

**Klíčová slova:** reprodukce, inseminace, ovocyt, ovulace, spermie, oplodnění

# **Reproduction and use of artificial insemination in poultry breeding**

## **Summary**

The topic of this bachelor's thesis is reproduction and the use of artificial insemination in poultry breeding. Poultry breeding is an important branch of livestock production, and reproduction is one of the basic components of breeding.

A certain degree of knowledge of the anatomy and physiology of both male and female sexes of poultry is required to correctly understand the biotechnologies of reproduction involved. The reproduction organs are especially notable in this context, as the differences in their morphological structure in different species are subtle, yet significant. From these differences stem dissimilar demands on breeding conditions, in the case of intensive breeding the methods and technologies of artificial insemination differ. With males the differences lie in the fixation and retrieval of ejaculate, and its properties, dilution, storage and frequency of collection. Considering females, the differences are both in the volume of insemination measure used and in the general insemination process as a whole.

Artificial insemination was gradually introduced into breeding practice with the increased strains on livestock production. In our conditions it's mostly implemented in the intensive farming of turkeys and hens, contrary to its rare application on water fowl.

The use of artificial insemination brought significant results in further beneficial and hybridization of certain species and utilizing selection, the quality and overall level of poultry reproduction improved. Implementing artificial insemination also allowed better use of the breeding potential of promising sires, which wouldn't be possible in natural breeding. Another beneficial factor are the economical advantages gained, such as fodder savings

resulting from lower sire consumption, increased fertilization and hatchability potentials of eggs, and improved overall utilization of stabling areas.

**Keywords:** reproduction, artificial insemination, oocyte, ovulation, sperm, fertilization

# Obsah

<b>1 Úvod .....</b>	<b>9</b>
<b>2 Cíl práce .....</b>	<b>10</b>
<b>3 Literární rešerše .....</b>	<b>11</b>
<b>3.1 Pohlavní soustava samice .....</b>	<b>11</b>
3.1.1 Vaječník .....	11
3.1.2 Vejcovod .....	12
<b>3.2 Vejce .....</b>	<b>15</b>
3.2.1 Složení .....	15
3.2.2 Vývoj jedince .....	22
<b>3.3 Pohlavní soustava samce.....</b>	<b>26</b>
3.3.1 Varle .....	26
3.3.2 Nadvarle .....	27
3.3.3 Chámovod .....	27
3.3.4 Kopulační orgán .....	28
3.3.5 Spermie .....	30
<b>3.4 Hormonální řízení reprodukce.....</b>	<b>31</b>
3.4.1 Samice .....	31
3.4.2 Samec .....	33
<b>3.5 Přirozená plemenitba .....</b>	<b>33</b>
<b>3.6 Umělá inseminace .....</b>	<b>35</b>
3.6.1 Historie inseminace drůbeže .....	35
3.6.2 Metody umělé inseminace .....	38
3.6.3 Inseminační pomůcky a hygiena práce .....	47
3.6.4 Evidence .....	48

<b>4 Závěr .....</b>	<b>50</b>
<b>5 Literatura .....</b>	<b>51</b>



# 1 Úvod

Chov drůbeže je důležitým odvětvím živočišné výroby. Jeho význam spočívá především v produkci kvalitních bílkovinných produktů. Předností drůbeže je vysoká intenzita růstu, raná pohlavní dospělost a vysoká reprodukční schopnost. Zároveň mezi výhody chovu patří i schopnost adaptace na nové prostředí a systém chovu.

Mezi hlavní produkty chovu drůbeže řadíme maso a vejce. Produkce drůbežího masa se v celosvětovém měřítku nachází na druhém místě hned za masem vepřovým. Pro své nutriční vlastnosti je cenným zdrojem kvalitních bílkovin. Navíc obsahuje relativně málo tuku, obzvláště pak v porovnání s masem hovězím nebo vepřovým. I skladba mastných kyselin v drůbežím mase je bližší potřebám člověka, než je tomu u jiných druhů masa.

Dalším důležitým produktem chovu jsou vejce. Představují totiž nejbohatší zdroj živin pro lidskou výživu. Obsahují lehce stravitelné bílkoviny, vitaminy a minerální látky.

Drůbeží vejce má větší podíl žloutku než vejce jiných ptáků. Díky tomuto faktu se mláďata drůbeže líhnou na vyšším vývojovém stupni, což má významný vliv na následující odchov.

S postupným zvyšováním nároků na živočišnou produkci se začala v chovu drůbeže využívat umělá inseminace, která přinesla výsledky při dalším zušlechťování a hybridizaci některých plemen. Pečlivou selekcí se zlepšila kvalita a úroveň reprodukce drůbeže. Zařazením inseminace se navíc umožnilo lepší využití potenciálu plemenů. Nezanedbatelnou výhodou umělé inseminace je i její ekonomická efektivnost.

Pro správné pochopení reprodukčních biotechnologií je důležitá znalost anatomie a fyziologie ptáků. V tomto případě zejména jejich reprodukčních orgánů. Morfologie pohlavní soustavy se mezi jednotlivými druhy nepatrně liší. Na základě těchto odlišností jsou pak rozdíly i mezi jednotlivými technologiemi umělé inseminace.

## **2 Cíl práce**

Cílem bakalářské práce je soustředit odbornou, ale především vědeckou literaturu týkající se problematiky reprodukce drůbeže a využití inseminace v chovu drůbeže.

## 3 Literární rešerše

### 3.1 Pohlavní soustava samice

Reprodukční orgány samice tvoří levostranný vaječník a vejcovod. Pravostranně orientovaný vaječník a vejcovod se v embryonálním období také zakládají, ale k vývoji u nich nedochází. Mohou se však objevit coby rudimenty (Marvan a kol., 2007).

#### 3.1.1 Vaječník (ovarium)

Vaječník se nachází v tělní dutině a dorzálně přiléhá těsně k jejímu stropu (Reece, 2011). Leží ventrálně od aorty a zadní duté žíly (Marvan a kol., 2007). Kaudálně je připojen ke kraniálnímu konci levé ledviny, přičemž levá nadledvina částečně vrůstá do vaječnicku dospělé samice. Na dorzální straně je vaječník přichycen duplikaturou pobřišnice (mesovarium) a z ventrální strany je krytý levým břišním vakem (Reece, 2011).

Černý (2005) a Marvan a kol. (2007) uvádějí, že u vylíhnutých kuřic dochází během 4. – 6. dne k tvorbě obalu z folikulárních buněk (membrana granulosa) kolem ovocytu. Zároveň se v té době vyvíjí obalové vrstvy (theca folliculi). Primární folikuly mohou být v počtu desetitisíců, avšak dozraje a je ovulován jen zlomek. Kolem 60. dne od vylíhnutí dochází k postupnému ukládání žloutku. Vlivem ukládání žloutkových inkluzí se folikuly zvětšují. Současně s tímto se začíná objevovat zona radiata. Samotný žloutek dosáhne standardní velikosti zhruba 10 dní před ovulací. Své typické zbarvení žloutek získává postupným ukládáním pigmentu a tukových kapének.

Ve zralém folikulu se nachází ovocyt, který prochází během ovulace zracím dělením, čímž vznikne vajíčko (ovum). K prasknutí zralého folikulu dochází v místě, které se nazývá stigma. To tvoří na folikulu úzký pruh, který má tenčí stěnu a nenacházejí se zde cévy (Marvan a kol., 2007). Ovulovaný ovocyt je zachycen nálevkou vejcovodu a odtud pokračuje dále do vejcovodu (Reece, 2011).

Marvan a kol. (2007) zmiňují, že u samic drůbeže probíhají ovulace kontinuálně za sebou. Proto se na vaječniku vyskytuje tzv. hierarchie folikulů, tedy folikuly různých velikostí a fází vývoje. Po ovulaci se folikul zmenší přibližně na polovinu a na vaječniku se objevuje tzv. kalíšek. Oproti savcům je možné detekovat progesteron ve folikulu jen během 24 hodin od ovulace.

Podle Černého (2005) a Marvana a kol. (2007) je hmotnost vaječniku u jednodenního kuřete přibližně 0,03 g. Ve 4 měsících dosahuje hmotnosti kolem 0,5 g a délky 1,5 cm. Před začátkem snášky stoupá hmotnost vaječniku zhruba na 6 – 7 g a po snesení prvního vejce se zvyšuje hmotnost na 35 – 40 g. Při dosažení plné velikosti váží vaječník dospělé slepice až 60 gramů. Naopak během pelichání se vaječník zmenšuje a jeho hmotnost klesá na 2 – 3 g. U slepic mimo snášku je vaječník velký zhruba 2 cm na šířku a 3 cm na výšku. Během pohlavního dospívání a během snášky se vaječník výrazně zvětšuje a nabývá hroznovitého tvaru.

### **3.1.2 Vejcovod (*ovidictus sinister*)**

Nickel et al. (1977) popisují vejcovod jako úplné tubulární genitálie samic, které jsou dohromady tvořeny pěti úseky. Černý (2005) uvádí, že během snáškového období je vejcovod dlouhá trubice se silnou stěnou a vytváří četné esovité záhyby. Mimo snášku je kratší s tenčí stěnou, která má blanitý charakter. U pohlavně dospělé samice kura je délka vejcovodu 60 – 80 cm, u husy až 1 metr. Během pohlavní aktivity samice zaplňuje vejcovod větší část kaudální tělní dutiny. Vejcovod je v tělní dutině připevněný ventrálním a dorzálním vazem.

V době snášky je sliznice prostoupena rozvětvenými tubulózními žlázami. Vejcovod přiléhá k vaječniku a ústí do kloaky. Ta představuje společný vývod pohlavního, vylučovacího a trávicího ústrojí (Marvan a kol., 2007). Dle Černého (2005) a Reece (2011) jsou jednotlivé části vejcovodu zejména během pohlavní aktivity dobře rozpoznatelné. Vejcovod dělíme na pět funkčních částí, kterými jsou nálevka vejcovodu, bílkotvorná část, krček, děloha a pochva. V případě slepice trvá průchod vejce vejcovodem přibližně 22 – 28 hodin, nicméně celková doba je značně variabilní.

### 3.1.2.1 Nálevka (infundibulum)

Vejcovod se ve své kraniální části rozšiřuje a vytváří tenkostěnnou nálevku, kam se zralý folikul ještě před ovulací vsouvá až po stopku (Marvan a kol., 2007). Podle Černého (2005) dochází v nálevce k zachycení ovulovaných ovocytů s jejich žloutkem a k posouvání do dalších částí. Zde zpravidla dochází k oplození vajíčka. Reece (2011) konstatuje, že by spermie nemohly proniknout do ovocytu, u kterého by již začalo obalování bílkem. Délka nálevky u slepice je průměrně okolo 8 cm a vejce se zde zdržuje jen 10 až 15 minut. Marvan a kol. (2007) uvádějí, že slizniční žlázy, které vytvářejí první vrstvu bílku, se nacházejí v koncové části nálevky, a to až v blízkosti bílkotvorné části. Zde vznikají chalázová poutka (chalazae).

Přímo na blánu žloutku se ukládá ve formě vláken hustý hlenovitý bílek, který tvoří základ chalázové vrstvy. Poutka se vytvářejí otáčením žloutku při průchodu vejcovodem a tím dochází k zaplétání chalázových vláken (Černý, 2005).

### 3.1.2.2 Bílkotvorná část (magnum)

Reece (2011) popisuje, že druhý úsek vejcovodu je jeho nejdelší částí a jeho průměrná délka u slepice činí asi 33 cm. Bílkotvorná část je rozšířená a stěna je oproti nálevce silnější. Dle Nickela et al. (1977) vytváří sliznice vysoké řasy, ve kterých se nachází četné množství žláz, jež produkují bílek. Podle Marvana a kol. (2007) vytváří bohaté zastoupení proteinových látek ve žlázách bílé mléčné zbarvení této části vejcovodu. Bílek postupně obaluje žloutek a představuje zhruba dvě třetiny celkové hmotnosti vejce. Dobře vyvinutá svalovina, která se lehce stáčí ve spirálu, napomáhá vejce posunovat dále. Průchod žloutku bílkotvornou částí trvá přibližně 3 hodiny (Reece, 2011).

### 3.1.2.3 Krček (isthmus)

Krček představuje krátký úsek, který u slepice měří okolo 10 cm a vejce zde setrvává 1 až 2 hodiny. Přejít v krček představuje úzká část tenčí stěny, kde se nenachází žádné žlázy. Sliznice vytváří vysoké řasy, ty jsou ale nižší než v předešlém úseku (Marvan a kol., 2007). V krčku probíhá sekrece podskořápečných blan, čímž dochází k uzavření bílku a celého obsahu vejce. Podskořápečné blány vytvářejí oporu pro vznikající skořápku. V místě přechodu krčku v dělohu je patrný svalový svěrač (Černý, 2005).

### 3.1.2.4 Děloha (uterus)

Děloha je kratší úsek, u slepice měří okolo 12 cm. Tato část vejcovodu je vakovitě rozšířená a děložní sliznice zde nevytváří řasy, nýbrž vystupuje v množství zploštělých bradavek. Na povrch sliznice vystupují krátkými vývody jemné žlázy, které produkují fosforečnany a uhličitany vápníku a hořčíku, čímž dochází k tvorbě skořápky (Černý, 2005).

V děloze je vejce nejdelší dobu, přibližně 20 hodin, což představuje asi 80 % času ve vejcovodu (Reece, 2011). Podle Černého (2005) se v kaudální části dělohy nachází tzv. depo spermií. Ty jsou zadržovány v hlubokých tubulózních žlázách, odkud jsou postupně přemisťovány do nálevky vejcovodu. Díky této skutečnosti je možné, aby samice snášela oplozená vejce i po uplynutí určité doby od spáření.

### 3.1.2.5 Pochva (vagina)

Přejít mezi dělohou a pochvou vytváří uterovaginální svalový svěrač (Reece, 2011). Pochva je kratší část vejcovodu. Je to mírně zduřelý úsek, odkud vejce přechází přímo do kloaky. V pochvě se nachází tlustší svalovina a sliznice vytváří vysoké a úzké řasy (Marvan a kol., 2007.) Pochva slepice měří průměrně 12 cm a průchod trvá velice krátce, přibližně 1 minutu (Reece, 2011). Vejce je v pochvě obaleno ochrannou vrstvou hlenu – kutikulou

(Marvan a kol., 2007). Kutikula je proteinová vrstva a zabraňuje proniknutí bakterií dovnitř vejce a má přímý vliv na snížení ztrát vody.

Podle Reece (2011) bude další funkcí pochvy prodloužení doby uchování spermií ve zvláštních přídatných žlázách slepic. U krůt jsou spermie ukládány ve žlázách v nálevce vejcovodu. U slepic se tímto udrží fertilizační schopnost spermií po 7 až 14 dnů. U krůt je doba delší, až mezi 40 a 50 dny.

## **3.2 Vejce (ovum)**

Vejce je biologický celek, který obsahuje všechny organické a anorganické látky, které jsou potřebné ke správnému vývoji jedince. Obal vejce tvoří skořápka, která je propustná pro plyny a umožňuje tak jejich výměnu, kterážto zastupuje dýchání. Celé vejce je směsí aminokyselin, lipidů, minerálních látek a vitaminů, které jsou důležité pro správný vývod jedince od zygoty po embryo (Stadelman et al., 1995).

### **3.2.1 Složení**

Ptačí vejce se skládá ze žloutku, bílku, podskořápečných blan, skořápky a kutikuly. Žloutek tvoří přibližně 32 – 35 % celkového množství vejce, bílek vytváří 52 – 58 % obsahu a skořápka s podskořápečnými blánami zabírá celých 9 – 14 % vejce (Šatava a kol., 1984).

#### **3.2.1.1 Žloutek (vitellus)**

Dle Novotného (1965) je žloutek nepostradatelným při vývoji jedince a jeho výživě. Mimo všech důležitých živin předává embryu humorální protilátky, jež se postupně vstřebávají do krve a zároveň chrání mládě i během prvních tří týdnů po vylíhnutí.

Tvar žloutku odpovídá zploštělé kouli, průměr se pohybuje mezi 32 a 40 mm. Žloutek ve slepičím vejci má objem přibližně 16 – 17 ml, pH čerstvého žloutku je 6,0 a po snesení se přibližuje neutrálním hodnotám (Šatava a kol., 1984).

Tato část vejce je tvořená žloutkovou hmotou, latebrou, Panderovým jádrem, zárodečným terčíkem a žloutkovou blánou. Žloutek se skládá ze střídajících se vrstev světlého a tmavého žloutku. Každá část je utvářena z několika dalších vrstev, vzájemně vůči sobě jsou uspořádány koncentricky. Světlý žloutek obsahuje více vody a bílkovin. Ve srovnání s tmavým žloutkem mívá jen 10 – 13 % sušiny. Z celkového množství žloutku představuje světlý žloutek přibližně 2 – 5 % (Board et Fuller, 1994).

Tmavý žloutek obsahuje více žloutkových granulí. V místě uložení jádra s okolní cytoplazmou se nachází animální pól, pod kterým je uložena latebra (Marvan a kol., 2007). Novotný (1965) udává, že sahá od animálního pólu až do středu žloutku, kde dosahuje průměru přibližně 6 mm a je vyplněna primární protoplasmou. Latebra představuje první výživu vyvíjejícímu se zárodku. Kvůli nižší měrné hmotnosti světlého žloutku latebry se žloutek vždy otáčí animálním pólem nahoru. Latebra tvoří okolo 0,6 % hmotnosti žloutku. V místě, kde se rozšiřuje krček latebry, se nachází Panderovo jádro. Na něm je uložený kruhový zárodečný terčík, tj. vlastní samičí zárodečná buňka. Leží přímo pod vitelinní membránou, má světlou barvu a dosahuje průměru okolo 3,5 mm (Šatava a kol., 1984).

V neoplozeném vejci se zárodečný terčík nazývá blastodisk a jsou v něm obsaženy mateřské chromozomy. Po oplození je blastodisk nahrazený embryem, a nazývá se blastoderm. Tvoří ho původní cytoplazma ovocytu a jeho průměr se pohybuje okolo 4,4 mm (Novotný, 1965).

Podle Šatavy a kol. (1984) tvoří přibližně 50 % hmoty žloutku sušina, která je složená především z proteinů a lipidů. Dle Burleyho et Vadehry (1989) jsou proteiny zastoupeny hlavně lipoproteiny, glykoproteiny a fosfoproteiny. Lipidy jsou zde ve formě jednoduchých tuků. Jejich skladba a značné rozptýlení zajišťují vysokou stravitelnost. Vlastnosti a výživnou hodnotu tuků zde určuje skladba mastných kyselin, které jsou tvořeny 66 % nenasycenými mastnými kyselinami, jako je například kyselina linolová nebo linolenová, a 34 % nasycenými mastnými kyselinami, mezi které například patří kyselina stearová nebo palmitová.

Důležitou součástí žloutku je cholesterol, který je nepostradatelný během vývoje zárodku. Množství cholesterolu v sušině žloutku je vcelku stálé, ve žloutku slepičího vejce to je přibližně 200 – 350 mg (Yoshinori,



2008). Podle Šatavy (1984) je však možné ovlivnit množství úpravou krmiva, kdy vhodně upravená krmná směs sníží množství cholesterolu až o 15 %. Stejně tak je možné do určité míry ovlivnit množství cholesterolu pomocí selekce.

Burley et Vadehra (1989) uvádějí, že minerální látky jsou ve žloutku zastoupeny zejména jako volné ionty sodíku, draslíku a jako chloridy. Další minerální látky jsou navázány na proteiny a fosfolipidy. Síra a fosfor se váží na fosfoproteiny a fosfolipidy, vápník, hořčík a železo na fosvitin a zinek na lipovitelin. Žloutek obsahuje všechny důležité vitaminy, avšak jejich množství závisí na výživovém stavu samice. Ve žloutku jsou v malém množství zastoupeny enzymy, jako je peptidáza, amyláza, tributyrináza, fosfatáza a další. Součástí žloutku se stávají ale až s pokročilou embryogenezí. Žloutek obsahuje i malé množství hormonů.

Rozdílné zbarvení žloutku vzniká v posledních dnech jeho tvorby na vaječníku, kdy dochází k nerovnoměrnému ukládání barviva a lipidů. Tmavý žloutek se ukládá během dne, kdy samice přijímá potravu. Obsahuje-li krmivo nadbytečné množství barviva, k tvorbě žloutkových vrstev nedochází (Milton, 1987).

Podle Stadelmana et al. (1995) obsah barviv představuje přibližně 0,2 % z celkového objemu. Žlutou barvu získává žloutek z xantofylních pigmentů, které se nacházejí v potravě. Mezi tyto pigmenty patří především zeaxantin, kryptoxantin, lutein, nebo karoten. Poslední jmenovaný má pak přímý vliv na oranžové zbarvení žloutku. Sytě zbarvený žloutek vytváří právě karotenoidní pigmenty v dietě, na jeden žloutek to znamená přibližně 13 – 15  $\mu\text{g}$ . Výše uvedené pigmenty jsou obsaženy například v kukuřici nebo v sušené vojtěšce. Avšak existují i syntetické doplňky, jako například Carophyl nebo Papricolor.

Dle Miliona (1987) má opačný vliv na barvu žloutku vitamin A. Při jeho nadbytku ve stravě dochází naopak k tvorbě světlejších žloutků. Nicméně podle zbarvení žloutku není možné určovat množství obsažených látek.

Látky, které vytvářejí žloutkovou hmotu, se vytváří v játrech. Jejich syntéza začíná stimulací jater estrogeny v době pohlavní dospělosti. Z jater jsou přemísťovány krví do vaječníku. Dozrávající folikul přestává ukládat žloutek přibližně 24 hodin před ovulací. U pohlavně dospělých samic je

prokazatelně vyšší koncentrace proteinů a lipidů v játrech a v krvi oproti samicím pohlavně nedospělým (Reece, 2011).

Žloutek je obklopený čtyřmi soustředěnými vrstvami, které tvoří dohromady vitelinní membránu. Membrána je elastického charakteru a je značně pevná. Umožňuje žloutku výměnu plynů a vody, ale nepropouští proteiny ani lipidy (Černý, 2005). Její celková hmotnost se pohybuje okolo 50 mg a je silná asi 8 nm. Skládá se přibližně z 80 – 90 % vody, zhruba 7 % bílkovin a 3 % tuků a obsahuje i stopy cukrů. V případě, že se elasticita membrány sníží, žloutek se zploští a může dojít k protržení membrány (Šatava a kol., 1984). Dvě vnitřní vrstvy jsou produktem vaječnicku a protein, který obsahují, je podobný jako kolagen (Marvan a kol., 2007). Dle Burleyho et Vadehry (1989) vznikají dvě vnější vrstvy ve vejcovodu a obsahují bílkoviny, jež jsou podobné lysozymu a ovotransferinu.

#### 3.2.1.2 Bílek (albumen)

Bílek představuje přibližně 2/3 hmotnosti vejce. Z 92 % je bílek tvořený bílkoviny, 11 % bílku tvoří sušina. Vaječný bílek obsahuje více než 40 různých bílkovin. Čerstvý bílek má hodnotu pH 7,6 a postupně dochází ke zvyšování pH až k hodnotám mezi 9,4 a 9,6. Bílek je uspořádaný kolem žloutku v několika vrstvách (Šatava a kol., 1984).

Černý (2005) popisuje, že na vitelinní membránu žloutku navazuje chalázový bílek, který je nejhustší z celého bílku. Směrem k pólům tvoří poutka – tzv. chalázy. Jedná se o stočené provazce hustého bílku, jejichž funkce spočívá v udržování žloutku ve středu vejce a zároveň umožňují otáčení žloutku okolo podélné osy. Dle Marvana a kol. (2007) je tím zajištěno, že zárodečný terčík bude vždy směřovat nahoru a bude tak přijímat maximální množství tepla, jež přichází od sedícího rodiče.

Na chalázový bílek připadají 3 % z celkového množství bílku a je vytvářen už v nálevce vejcovodu. Vnitřní řídký bílek se vytváří v bílkotvorných kličkách. Je tvořen z látek, které jsou produkovány v přední části kliček a z vody, která byla vytlačena při vzniku poutek. Množství vnitřního řídkého bílku se pohybuje okolo 16 – 18 %. Vnější hustý bílek

představuje největší podíl bílku. Je vytvářený ve střední části bílkotvorných kliček a nabaluje se na předešlé vrstvy. Jeho funkcí je eliminace pohybů a ochrana proti nárazům. Jeho množství je v rozmezí 57 až 60 %. Vnější řídký bílek tvoří 19 – 23 % z celkového množství bílku. Je vytvářen v koncové části bílkotvorných kliček a obsahuje nejvíce vody (Burley et Vadehra, 1989).

Podle Sturkieho (1999) mají bílkoviny bílku vysokou biologickou hodnotu bílkovin a obsahují velké množství esenciálních aminokyselin. Nejvýznamnější z bílkovin je ovoalbumin, který je v bílku zastoupený v největším množství.

Mezi významné bílkoviny patří (Burley et Vadehra, 1989; Stadelman et al., 1995; Sturkie, 1999):

- **Ovoalbumin**

V sušině bílku je obsažen v množství okolo 50 % a představuje nejhodnotnější bílkovinu. Nachází se v něm všechny esenciální aminokyseliny. Má přímý vliv na srážení bílku a jeho denaturace nastává při teplotě 64 °C. Ovoalbumin má hodnoty pH mezi 4,5 a 4,8 a obsahuje přibližně 3 % sacharidů.

- **Ovotransferin**

Představuje přibližně 12 – 13 % z množství bílku. Má schopnost na sebe vázat ionty kovů, jako například železa, zinku, mědi nebo hořčíku. Má antibakteriální účinky. Denaturace ovotransferinu probíhá při teplotě 57 °C a hodnoty pH jsou 5,8 – 6,6. Sacharidů se v ovotransferinu nachází jen malé množství.

- **Ovomukoid**

V bílku je zastoupen v množství okolo 11 % a hodnoty pH má 3,9 – 4,3. Ovomukoid má 22 – 25 % sacharidů.

- **Ovoglobulin**

V bílku je zastoupený přibližně 8 % a ovlivňuje míru pění bílku. Slouží jako ochrana. Denaturace ovoglobulinu nastává při teplotě 80 °C. Hodnoty pH se pohybují okolo 5,5 a 5,8.

- **Lysozym**

V bílku se nachází v množství kolem 3,5 %. Je důležitou složkou bílku, avšak nachází se i jinde v organismu – je přirozenou součástí některých

tělních sekretů a orgánů. Lysozym vykazuje antibakteriální účinky a je schopen rozrušit buněčnou stěnu bakterií. Účinky lysozymu se však při dlouhodobějším skladování začínají snižovat. Přirozené pH lysozymu se pohybuje okolo 10,5. Množství lysozymu v bílku lze ovlivnit geneticky.

- **Ovomucin**

Jedná se o nerozpustný glykoprotein a v bílku představuje množství okolo 1,5 – 2,9 %. Nachází se převážně v tuhém a chalázovém bílku a ovlivňuje jejich hustotu. Jeho denaturace nastává při 75 °C.

- **Flavoprotein**

V bílku je zastoupený 0,8 % a dosahuje pH 3,9 až 4,1. Na flavoprotein se v bílku navazuje vitamin B2. Flavoprotein vytváří s riboflavinem stabilní komplex a podílí se na transportu riboflavinu k embryu.

- **Avidin**

V sušině bílku se nachází v množství 0,05 % a jeho pH se pohybuje okolo 9,5 a 10,0. Avidin vykazuje baktericidní účinky. Je schopný vázat biotin a vytvářet tak stabilní komplex, čímž je zapříčiněno, že nedojde ke spotřebě biotinu coby vitamínu.

### 3.2.1.3 Podskořápečné blány (membranae testae)

K jejich tvorbě dochází v krčku. Podskořápečné blány obalují a chrání celý obsah vejce (Marvan a kol., 2007). Podle Šatavy a kol. (1984) tvoří přibližně 0,5 % z celkového množství vejce.

Černý (2005) udává, že jsou dvě podskořápečné blány, vnitřní a vnější. Vnější blána je silnější a skládá se ze spleti vláken, která jsou uspořádána plst'ovitě. Vnější podskořápečná blána je pevně připojená ke skořápce. Vnitřní blána je o něco slabší a přiléhá na povrch bílku. Při tvorbě vzniká nejdříve vnitřní blána a na tu se pak nabaluje blána vnější. Obě vrstvy se skládají z keratinové a mucinózní vrstvy. Dohromady jsou obě blány silné okolo 70 μm.

Blány se na tupém konci vejce od sebe oddálí a mezi nimi se utvoří vzduchová komůrka. K oddálení blan od sebe dochází po snesení vejce vlivem

teploty, která je ve vnějším prostředí nižší, než v těle samice (Marvan a kol., 2007). Vzduchová komůrka je široká přibližně 13 – 15 mm a vysoká okolo 1 – 2 mm. Vzduch ve vzduchové komůrce slouží k dýchání mláděte před proražením skořápky. Stárnutím se v důsledku ztráty vody vzduchová komůrka zvětšuje (Černý, 2005).

#### 3.2.1.4 Skořápka (testa)

Skořápka představuje pevný a ochranný obal vejce. Vzniká zvápenatěním sekretu žláz dělohy a udává tvar vejce. Z 95 – 98 % se skládá z anorganických látek, zhruba 1,6 % celkového množství tvoří voda a zbylá část skořápky je organického původu. Anorganické látky jsou zastoupeny zejména uhličitánem vápenatým, který představuje 89 – 97 % množství, dále stojí za zmínku fosforečnan vápenatý a fosforečnan hořečnatý, které mohou dohromady tvořit 0,5 – 5 % množství (Šatava a kol., 1984).

Černý (2005) uvádí, že se skořápka skládá ze dvou vrstev, vnitřní mamilární a vnější spongiózní. Vnitřní vrstva má průměrnou tloušťku okolo 0,11 mm. Vnitřní vrstva skořápky je tvořená množstvím vápenných bradavek, které svými vrcholy směřují do centra vejce k vnější podskořápečné bláně. V mineralizovaných vrcholech bradavkovitých výběžků se nachází ložiska s nahromaděným proteinem, ta jsou důležitá při kalcifikaci skořápky. Podle Yoshinoriho (2008) se právě zde se objevují první krystaly vápníku, které se potom rozšiřují dále.

Vnější spongiózní vrstva je silná asi 0,23 mm a tvoří 2/3 tloušťky skořápky. Je tvořená mineralizovanými trámci, které navazují na bradavičnaté výběžky vnitřní vrstvy (Černý, 2005). Mezi trámci bradavičnatých výběžků se utváří kanálky, které prostupují přes vnější část skořápky až na povrch. Tam se otevírají v jemné rozšířené póry. Jejich průměr se liší dle druhu a pohybuje se mezi 15 – 65  $\mu\text{m}$ . Slepíčí vejce obsahuje přes 7 tisíc pórů. Rozložení pórů není stejnoměrné, ale vyskytují se ve formě okrsků. Největší počet okrsků se nachází v místě vzduchové komůrky (Marvan a kol., 2007). Podle Marvana a kol. (2007) je funkcí pórů výměna par a plynů.

Barvu skořápky udávají pigmenty pocházející ze skupiny ovoporfyrinů. Ty jsou syntetizovány děložní sliznicí. Zabarvení skořápky neovlivňuje kvalitativní vlastnosti vejce (Burley et Vadehra, 1989).

#### 3.2.1.5 Kutikula (cuticula)

Povrch skořápky je rovnoměrně krytý zaschlým hlenem, kutikulou. Jedná se o tenkou blanku s tloušťkou okolo 10  $\mu\text{m}$ , která se skládá převážně z peptidů. Hlavní význam kutikuly spočívá v zabraňování odpařování vody z vejce, pro plyny je však propustná. Další významnou funkcí je pomoc při snášení vejce. Kutikula tvoří antibakteriální ochranu vejce (Černý, 2005).

### 3.2.2 Vývoj jedince

Během inkubace lze rozlišit 3 základní vývojová období – embryogeneze, organogeneze a maturace. Prvním obdobím, které probíhá od prvního do šestého dne inkubace, je embryogeneze. Druhé období se nazývá organogeneze a probíhá mezi sedmým a sedmnáctým dnem inkubace. Třetí období je maturace neboli příprava k líhnutí. Poslední období trvá od osmnáctého do jednadvacátého dne. Embryonální vývoj zárodka je zároveň možné rozdělit na 5 vývojových stádií, které se odlišují podobou výživy a dýchání embrya (Novotný, 1965). Prvním stádiem je laterální výživa, kdy embryo získává živiny i kyslík z cytoplazmy. Toto období trvá do momentu vytvoření žloutkového krevního oběhu. Druhým stádiem je žloutková výživa, která trvá přibližně do 7. – 8. dne, a zárodek je vyživován žloutkovým krevním oběhem. Třetí fází je již dýchání atmosférického kyslíku a živiny jsou zajišťovány vaječným bílkem. Čtvrtým stádiem je využívání kyslíku ze vzduchové komůrky a v páté fázi vývoje dýchá mládě vlastními plícemi (Sturkie, 1999).

Embryo je ve skořápce chráněno a vyživováno za pomoci zárodečných obalů. Ty se skládají ze žloutkového váčku, amnionu, alantoisu a chorionu (Wishart et Hocking, 2009).

Podle Novotného (1965) je počáteční vývoj embrya zahájený ještě před snesením vejce. V nálevce vejcovodu dochází k oplození a během tří až pěti

hodin po splnutí spermie s vajíčkem vzniká počáteční zygota, která se dále vyvíjí v morulu a gastrulu.

Vývoj kuřete (Novotný, 1965; Slack, 1991; Wishart et Hocking, 2009):

#### A. Embryogeneze:

- 1. den

Během prvního dne dochází k nepřetržitému dělení a diferenciaci buněk. V zárodečném terčíku se objevuje světlejší proužek, na kterém se později objevuje Hensenův uzol, z něj se následně na jedné straně vyvíjí tělo a hlava embrya a na druhém konci se objevuje ocasní řasa. Dále se během prvního dne vytváří hřbetní struna a začíná se tvořit nervový systém.

- 2. den

Během druhého dne již začíná fungovat rudimentální srdce a první krevní oběh embrya. Kolem embrya se začínají utvářet zárodečné obaly. Tvoří se náznaky budoucích končetin, očí a uší.

- 3. den

Kardiovaskulární systém se dále vyvíjí, končetiny se zvětšují. Během třetího je už možné rozeznat hlavu a trup.

- 4. den

Vývoj důležitých orgánů pokračuje, jednodukomorové srdce se přetváří ve dvouukomorové. Začíná se tvořit jazyk, oči jsou již pigmentované a jde rozpoznat čočka. Končetiny jsou větší než vyvíjející se křídla. Zvětšením alantoidového vaku a jeho přirůstání k choriu je umožněna resorpce vápníku, dýchání a vylučování odpadních látek.

- 5. den

Srdce je plně vyvinuto a embryo se dále zvětšuje. Probíhá diferenciace pohlavních orgánů, vytváří se střeva, žaludek, játra, ledviny. Na hlavě se nachází měchýřkovitý mozek. Zároveň jsou na hlavě zřetelné výrazné oči, tvoří se čelisti a dochází k diferenciaci prstů.

- 6. den

Zárodek se začíná pohybovat a vyvíjí se zobák. Je možné rozlišit prsty.

## B. Organogeneze:

- 7. den

Hlava embrya je poměrně velká, krk zeslabuje, čímž dává vyniknout přechodu hlavy a těla. Mozek se dostává do hlavové části. Začíná se prodlužovat zobák a jsou jasně viditelné nosní otvory. Také se vytváří hřebínek a vaječný zub.

- 8. den

Obě části zobáku dorůstají do stejné velikosti. Dochází k prodlužování krku, oči jsou velmi dobře viditelné a ústí sluchového kanálu je plně vyvinuto. U embrya se začíná tvořit peří. Mozek se stává součástí lebeční dutiny.

- 9. den

Embryo již získává vzhled podobný ptákům. Hrudní končetina již získává vzhled křídla a na dolní končetině se začínají objevovat na prstech drápy. Embryo se dále vyvíjí a rychle roste, významný vývoj je patrný na plicích, játrech a ledvinách.

- 10. den

Oči jsou skoro vyvinuty, dochází k tvorbě očních víček. Na dolních končetinách se kůže stává šupinatou. 10. den inkubace je již vyvinutý vaječný zub.

- 11. den

Embryo začíná být podobné kuřeti. Během 11. dne inkubace se objevují ocasní pera. Zárodek má oválná oční víčka a ta se začínají ztenčovat.

- 12. den

Dochází k vývoji juvenilního peří a k rohovatění špičky zobáku. Oči překrývají plně vyvinutá víčka.

- 13. den

Během 13. dne inkubace začíná kalcifikace kostry. Embryo mění svou polohu a přetáčí se hlavou k tupému konci vejce. Prvotní ledviny postupně přestávají být funkční.

- 14. den

Zárodek se dostává do polohy souběžné s osou vejce, hlava je na tupém konci. Celé tělo je pokryté prachovým peřím.



- 15. den  
Embryo dále roste a do břišní dutiny je vtahováno tenké střevo. Hlava se nachází pod pravým křídlem a umísťuje se do klovací polohy. Výrazně ubývá bílku i žloutku.
- 16. den  
Pravé ledviny embrya jsou uvedeny do provozu. Drápy a šupiny na končetinách značně tvrdnou. Dochází ke vtažení žloutkového vaku do břišní dutiny a embryo vstřebává zbytky bílkové hmoty.
- 17. den  
Hlava začíná směřovat ke vzduchové bublině, zárodek vyplňuje takřka celý objem vejce. Zbytky bílkové hmoty jsou plně vstřebány.

#### C. Maturace a příprava na líhnutí:

- 18. den  
Během 18. dne inkubace se dokončuje vývoj orgánů, které se postupně stávají funkčními. Dýchání začíná zajišťovat vzduchová komůrka.
- 19. den  
Mládě po protržení vnitřní podkořápečné blány začíná dýchat plícemi.
- 20. den  
Od 20. dne inkubace je možné slyšet slabé pípání. Pomocí křídel a končetin se kuře otáčí dokola a zrohovatělou špičkou zobáku – zubem začíná naklovávat skořápku okolo vzduchové bubliny. Do tělní dutiny se vtáhnul žloutkový vak, který zajistí výživu kuřete po vyklubání.
- 21. den  
Zpravidla dochází během 21. dne inkubace k vyklubání kuřete.

Embryonální vývoj jednotlivých druhů drůbeže probíhá podobně, jen s rozdílem délky jeho trvání. Krůty, kachny i husy mají embryonální vývoj delší (Šatava a kol., 1984).

### 3.3 Pohlavní soustava samce

Mezi samčí pohlavní orgány řadíme varlata, nadvarlata, chámovody a kopulační orgán, jenž je skrytý v kloace. U samců drůbeže nejsou oproti savcům vyvinuté přídatné pohlavní žlázy (Marvan a kol., 2007).

#### 3.3.1 Varle (testes)

Stejně jako u savců jsou i varlata ptáků párovým orgánem. Avšak rozdílem je, že nejsou uložena vně těla, nýbrž uvnitř tělní dutiny. Tam také fungují při běžné tělesné teplotě, která je u domácích druhů drůbeže mezi 41 až 42 °C. Na rozdíl od savců nezajišťuje krevní zásobení žilní pleteň, která se u nich podílí i na ochlazování varlat (Reece, 2011). Podle Černého (2005) jsou varlata ochlazována břišními vzdušnými vaky, ve kterých cirkuluje vzduch. Vnitřní teplota varlat tak klesá o 3 až 4°C proti běžné teplotě těla. To pomáhá vytvářet optimální podmínky pro spermatogenezi.

Varlata jsou uložena na stropě tělní dutiny, kde byla založena během embryonálního vývoje. Nachází se kranioventrálně při kranialním konci ledvin a jsou zavěšeny na duplikatuře peritonea (Marvan a kol., 2007). Tvar varlete je fazolovitý, oválný až zakulacený (Gamčík a kol., 1984). U mladých samců bývají varlata žlutavé barvy a věkem se stávají bělavými. Krocán mívá často varlata pigmentovaná. V porovnání se savci netvoří parenchym ve varleti drůbeže lalůčky (Marvan a kol., 2007). Varlata se skládají ze semenotvorných kanálků, Sertoliho buněk, Leydigových buněk a kmenových buněk. Semenotvorné kanálky jsou jemně stočeny, vytvářejí jemnou síť a vyplňují vnitřní část varlete. Bohatě se rozvětvují, čímž vytvářejí prostorovou síť. Navzájem jsou kanálky spojené vazivem (Reece, 2011).

Podle Černého (2005) a Marvana a kol. (2007) se velikost varlat v závislosti na ročním období mění. V porovnání s obdobím pohlavního klidu jsou varlata během pohlavní aktivity výrazně zvětšená. U kohouta není tato sezónnost tolik patrná, a to vlivem domestikace. Pohlavní aktivita kohouta probíhá během celého roku. Nejvíce patrná je změna u sameců vrubozobých, o něco méně potom u krocana. Největšího rozměru nabývají během pohlavní aktivity varlata kačera, překračují i míry 8 cm x 4,5 cm. Kohout vážící

1 až 2 kg má varlata o hmotnosti 6 – 16 g a velikost varlat je přibližně 4,5 cm x 2,5 cm, ačkoliv v době snížené pohlavní aktivity se varlata kohouta zmenšují o jednu třetinu až polovinu. Zároveň je znatelný rozdíl vzájemné velikosti varlat, kdy pravé varle bývá zpravidla menší. Obzvláště patrný je tento jev u kohouta, ale pozorovat lze rozdíl i u housera. Houser má varlata relativně malá. Jejich velikost je přibližně 4 cm x 2 cm, během období pohlavního klidu je potom velikost zhruba 5 – 12 mm x 3 – 4 mm. Varlata krocana dorůstají do velikosti okolo 7 cm x 3 cm.

### **3.3.2 Nadvarle (epididymis)**

Nadvarlata představují útvary plochého charakteru, jež obsahují semenotvorné kanálky (Reece, 2011). Černý (2005) uvádí, že leží při dorzolaterálním okraji varlete, nejsou tolik zřetelná, obzvláště u housera a kačera nejsou makroskopicky příliš zřejmá. Mikroskopicky závisí u nadvarlete na sezónnosti, obdobně jako u varlete. Změny představují přestavby kanálků a jejich přichystání k sekreci.

Podle Marvana a kol. (2007) semenotvorné kanálky varlete vedou do cisteren a kanálků varletní sítě, které se z velké části nachází právě v nadvarletí. Spermie se odtud přemísťují přes vývodné kanálky do vývodu nadvarlete. Vývodné kanálky vyúsťují do vývodu nadvarlete v celé jeho délce. Další funkce vývodných kanálků je vedle transportu spermií navíc i sekrece a resorpce.

Vývody nadvarlat navazují dále na chámovody (Reece, 2011).

### **3.3.3 Chámovod (ductus deferens)**

Chámovody vytvářejí pokračování vývodu nadvarlete, vznikají spojením vývodných kanálků (Gamčík a kol., 1984). Chámovody vytvářejí kličky, které se meandrovitě stáčí, následkem čehož je jejich délka několikanásobně prodloužená. V období pohlavní aktivity představují chámovody rezervoár spermií (Marvan a kol., 2007).

Gamčík a kol. (1984) uvádějí, že chámovody probíhají souběžně s páteří kaudálním směrem a vedou laterálně od močovodů. Postupně se u kloaky začínají rozšiřovat a zvětšují se i meandrovité kličky (Marvan a kol., 2007). Rozšíření je patrné zejména u kačera (Gamčík a kol., 1984). Podle Černého (2005) se chámovody na svých koncích po prostoupení do kloaky nálevkovitě rozšiřují. Jejich vyústění se nachází coby erektilní chámovodové bradavky při stranách spodiny urodea. Reece (2001) konstatuje, že u vrubozobých ústí chámovody do ejakulačního žlábků kopulačního orgánu.

Epitel chámovodů má sekreční charakter. Během období pohlavní aktivity se kličky chámovodů zvětšují a sekrece nabývá na intenzitě (Marvan a kol., 2007). Reece (2011) uvádí, že u samců ptáků chybí přídatné pohlavní žlázy, proto je semenná plazma vytvářena v semenotvorných a vývodných kanálcích.

### **3.3.4 Kopulační orgán (apparatus copulationis)**

Kopulační orgán je zřetelně vyvinutý jen u vodní drůbeže, tedy u kačera a housera, a běžců. U kohouta, krocana a samce perličky se kopulační orgán nachází jen jako rudiment a leží na spodině proctodea. Funkce falu je jen kopulační (Marvan a kol., 2007).

Gamčík a kol. (1984) zmiňují, že k erekci nedochází prostřednictvím krve, ale pomocí lymfy, kterou produkují cévní pleteně. Černý (2005) a Marvan a kol. (2007) konstatují, že u kohouta i krocana produkuje lymfu falus. U ampulovitěho rozšíření chámovodů se ve stěně kloaky vyskytují párová vaskulární tělíska, která jsou bohatě prokrvována. Právě zde se utváří tekutina podobná lymfě, ta je poté splavy vedena do vlastního falu. Vaskulární tělíska u krocana dosahují velikosti 12 x 17 mm. Kopulační orgán tvoří střední tělísko, u krocana je párové. Po stranách je tělísko ohrazeno sobě podobnými útvary. Při laterálních okrajích falu se nacházejí lymfatické řasy. Ty regulují sperma při kopulaci. U samic přetrvává drobný náznak kopulačního orgánu. U jednodenních kuřat se rozdílná velikost a tvar dá použít při sexování drůbeže.

Reece (2011) uvádí, že u kohoutů a krocánů není možné zasunutí falu do kloaky samice. Přemístění semene do těla samice probíhá pouze

přítisknutím falu na kloaku samice. Podle Gamčíka a kol. (1984) u ptáků, jež nemají vyvinutý kopulační orgán, dochází při páření k vychlípení proktodea u samce i samice. Kloaky se těsně přitisknou k sobě a sperma je tak deponováno do urodea samice. Reece (2011) popisuje, že vychlípení genitálií a ejakulace semene je u kohouta spojeno s úhozem základny ocasu ve směru kloaky samice. Obdobně dochází k vysunutí penisu u krocana, avšak k vystříknutí semene dochází až zmáčknutím chámovodu při jeho koncovém rozšíření.

Kačer a houser mají kopulační orgán plně vyvinutý. Je složen z fibrózních těles, jenž se nacházejí u ventrální části kloaky. V období klidu tvoří fibroelastický útvar. Ten leží ve vazivovém obale pod sliznicí proktodea a urodea. Před spářením nastává erekce penisu a jeho vysunovatelná část se z kloaky vysouvá ven (Marvan a kol., 2007).

Gamčík a kol. (1984) uvádějí, že na vnější straně ztopořeného penisu se vytváří spirálovitě stočený semenný žlábek. Podle Marvana a kol. (2007) od něj odstupují kruhové řasy sliznice. Gamčík a kol. (1984) popisují, že semenná brázda je vroubená dvěma rty, jenž se při ztopoření zvyšují a přibližují k sobě. Tím se uzavírá brázda v kanálek.

Ejakulační žlábek se vytváří při sexuálním vzrušení na ztopořeném falu. Žlábek vzniká nahromaděním lymfy v lymfatických řasách. Takto vzniklé lymfatické řasy usměrňují tok semene (Reece, 2011).

Reece (2011) dále zmiňuje, že u kačera a housera během páření dochází k zasunutí penisu do kloaky samice. Na erekci penisu kačera a housera se taktéž podílí lymfa z párových vaskulární tělísek, jež zaplňují lymfatické okrsky v penisu. Na opětovném zasunutí penisu se podílí svaly (Marvan a kol., 2007). K páření vrubozobích dochází ve vodě, k čemuž jsou uzpůsobeny jejich pohlavní orgány. U lehčích plemen však není problém s pářením i mimo vodní plochu. U plemen těžších je ale voda k páření potřebná, jinak bývá oplodněnost vajec značně snižena (Prombergerová, 2012).

### 3.3.5 Spermie

Spermie ptáků se od spermií savců odlišují svými morfologickými i fyziologickými vlastnostmi. Ptačí spermie mají oproti savčím jednodušší stavbu (Marvan a kol., 2007). Odlišnost vyplývá jednak z rozdílnosti reprodukčních orgánů, jednak z rozdílné spermatogeneze. U savců dochází k funkčnímu dozrávání spermií v nadvarleti, kdežto u ptáků se tak děje v chámovodech (Ledeč a kol., 1981).

Spermie ptáků má hlavičku výrazně nitkovitého tvaru a krčkem je připojený úzký bičík. Hlavička je jen nepatrně silnější než spojovací část a může na ní být naznačené jemné prohnutí (Černý, 2005). Marvan a kol. (2007) popisují, že v hlavičce je obsaženo jádro pohlavní buňky, které je obaleno jadernou membránou. Hlavička je v přední části krytá akrozomem, který je složený z akrozomové čepičky a akrozomového trnu, jenž je pod čepičkou uložen. V akrozomu se nachází směs enzymů, jež se podílí na schopnosti spermie proniknout do vajíčka. Reece (2011) popisuje, že bičík vychází z implantační jamky hlavičky a zprostředkovává pohyb spermie.

V implantační jamce hlavičky se nachází proximální centriol, přičemž celá tato část bývá označována jako krček spermie a na spojovací části bičíku je distální centriol. Na ten navazuje osově vlákno, které je podkladem celého bičíku. Na bičíku se tedy rozlišuje spojovací, hlavní a koncová část (Černý, 2005). Spojovací část probíhá od hlavičky k prstenci. Je nejsilnějším úsekem, neboť mitochondriální pochva obaluje osově vlákno a hladké provazce. Zároveň se zde nacházejí centrozomy. Mitochondriální pochva vzniká uspořádáním mitochondrií do pravidelné spirály. Nachází se v ní ATP a důležité enzymy, které jsou potřebné pro pohyb spermie. Oproti savcům obsahuje ptačí spermie přibližně jen polovinu mitochondrií. Hlavní část bičíku je úzká, hladké provazce postupně ubývají. V koncové části je základem jen osově vlákno a bičík zde ztrácí typické uspořádání. Celý povrch spermie je krytý cytoplazmatickou membránou (Marvan a kol., 2007).

Podle Černého (2005) má spermie kohouta průměrnou délku 90  $\mu\text{m}$ . Délka spermie krocana se pohybuje okolo 85  $\mu\text{m}$  a spermie housera měří na délku 67  $\mu\text{m}$ . Spermie může dosáhnout rychlosti několika milimetrů za

minutu. Semeno ptáků je kvůli malému množství semenné plazmy husté (Marvan a kol., 2007).

Ledeč a kol. (1981) konstatují, že veškeré odchylky spermií od normálu vznikají především v období spermatogeneze. Vlivem infekčních onemocnění, působení toxinů, nevhodné či nedostatečné výživy může docházet k degenerativním změnám na zárodečném epitelu. Dalšími vlivy, které mají nepříznivý účinek na kvalitu spermií je špatná technika inseminace či odběru, znečištění ejakulátu, použití nevhodných ředidel a další.

Příklady abnormalit spermií (Ledeč a kol., 1981; Gamčík a kol., 1984):

- Odchylky tvaru hlavičky:  
hlavička je nepravidelně zakřivená, je příliš malá nebo velká, je užší nebo naopak kulovitého tvaru, může být zřasená
- Odchylky vnitřní struktury hlavičky:  
vnitřní struktura je granulovitá, vakuolizovaná, může mít špatnou barvitelnost, případně nelze barvit vůbec
- Odchylky akrozómu:  
akrozóm není zcela, případně vůbec vyvinutý, nelze ho barvit, má protáhlý tvar
- Odchylky bičíku:  
bičík je nepřiměřeně krátký, či naopak dlouhý, může se u něj vyskytovat abnormální rozšíření, nebo je zatočený

### **3.4 Hormonální řízení reprodukce**

#### **3.4.1 Samice**

Vaječník produkuje hormony estrogenu, testosteron a progesteron (Burley et Vadehra, 1989). Sharp et al. (2001) uvádějí, že estrogenu, estron, estriol a estradiol, byly zjištěny na vaječníku v jeho produktivním období. Avšak podle Burleyho et Vadehry (1989) je produkce estrogenu započata už během embryonálního vývoje, kdy stimuluje vývoj Müllerova vývodu a tím i vejcovodu. Reece (2011) zmiňuje, že estrogenu navíc stimuluje syntézu proteinů a lipidů v játrech, které jsou poté transportovány krví do vaječníku,

čímž se vaječník zvětšuje. Pro plnou funkčnost vaječníku je zapotřebí přítomnost testosteronu a progesteronu.

Dle Šatavy a kol. (1984) nastávají přibližně 11 dní před dosažením pohlavní dospělosti změny v hormonální činnosti. Dochází k produkci většího množství folikulostimulačního hormonu, který podněcuje růst folikulu na vaječníku.

Ovulační cyklus slepice proběhne během 24 až 26 hodin (Reece, 2011). Ovulaci ovlivňuje luteinizační hormon, přibližně 30 minut po snesení vejce nastává další ovulace. Ovulační cyklus se opakuje po několik dní bez přestávky. Doba mezi jednotlivými přerušeními se označuje jako série. V jedné sérii slepice je možné snesení jednoho až třiceti a více vajec. V případě ovocytu, který není zachycen nálevkou vejcovodu, dochází k jeho zpětné resorpci. Reece (2011) uvádí, že pokud nastane situace, kdy se ve vejcovodu utvoří atypicky velké vejce, které je následně zadrženo v kloace, nosnice bez manuálního odstranění vejce hyne. Ke snesení vejce dochází kontrakcí svalů dělohy. Současně se svěrač, jež dělohu odděluje od pochvy, uvolňuje. Stahy dělohy jsou koordinovány se stahy břišních svalů. Tento děj se označuje jako snášecí reflex. Snášení vejce se nazývá ovipozice.

Snesení vejce následuje po podnětu z hypotalamu na zadní lalok hypofýzy. Na snesení vejce se podílí produkované hormony vazopresin, vazotocin a oxytocin (Sturkie, 1999). Vlivem hormonu prolaktinu dochází u hybridů slepic a krůt, které jsou vyšlechtěny pro masnou produkci, k tendencím sezení na hnízdě a péči o vejce až do chvíle vylíhnutí. Kvokání se vyskytuje po několika týdnech snášení a během tohoto období se přerušuje produkce vajec a vaječník se zmenšuje. Některá plemena nosnic začínají snášet od 22. týdne a následná snáška trvá přes rok. Běžná produkce vajec pak představuje kolem 260 vajec na jednu slepici za rok. Masní hybridi snáší výrazně méně vajec (Reece, 2011).

Sturkie (1999) popisuje, že typicky samičí chování a sexuální ochotu ke spáření ovlivňuje estrogen. Přítomný testosteron má vliv na růst kostí a retenci vápníku. V momentě, kdy se vaječník stává aktivním, ovlivňuje testosteron růst hřebínku.



### 3.4.2 Samec

Reprodukční procesy u samců řídí hypotalamo-hypofyzární systém. V hypotalamu se syntetizují hormony, které řídí endokrinní činnost adenohipofýzy a také syntézu a sekreci hormonů hypofýzy. Nejvýznamnější jsou luteinizační (LH) a folikulostimulační (FSH) hormony (Sturkie, 1999). Luteinizační hormon ovlivňuje funkci varlat a jejich endokrinní část s Leydigovými buňkami, čímž se podílí na produkci testosteronu (Sharp et al., 2001). Pokud testosteron dosahuje jen nízké hladiny, adenohipofýza syntetizuje LH. Naopak zvýšená hladina produkci LH zastavuje a tím dochází ke stabilizaci hladiny testosteronu. Opětovné snížení hladiny znovu vyvolává produkci LH a cyklus se tak opakuje (Reece, 2011). Folikulostimulační hormon z předního laloku hypofýzy se podílí na spermatogenezi (Marvan a kol., 2007). Reece (2005) popisuje, že FSH stimuluje tvorbu proteinu, který váže androgeny v Sertoliho buňkách. Tento protein na sebe váže v semenotvorných kanálcích testosteron a další androgeny, čímž dochází ke stabilizaci jejich koncentrace a je tak zajištěno jejich optimální množství ke spermatogenezi.

Testosteron se podílí na vývoji a následné funkci pohlavních orgánů samce. Má přímý vliv na sekundární pohlavní znaky a sexuální chování. Ze sekundárních pohlavních znaků ovlivňuje růst hřebínku a vývin hlasového orgánu a projevu (Ledeč a kol., 1981).

## 3.5 Přirozená plemenitba

Při přirozené plemenitbě je u všech druhů důležité sestavení chovného hejna minimálně 14 dní předem. Tím je umožněno vzájemné navyknutí plemeníků a plemenic, což je důležité zejména u hus. Pro odpovídající biologickou hodnotu vajec je potřeba brát v potaz věk sestavovaného hejna, kdy by všichni jedinci měli být alespoň 4 týdny pohlavně dospělí. Slepice dosahují pohlavní dospělosti mezi 18. – 20. týdnem věku (nosný typ), nebo během 23. týdne (masný typ), krůty jsou pohlavně dospělé mezi 30. – 33. týdnem, husy mezi 30. – 35. týdnem a kachny dospívají okolo 26. – 28. týdne věku (Šonka, 1997).

Šatava a kol. (1984) uvádějí, že ze začátku snášky mají vejce sníženou líhivost. U slepic jsou nejkvalitnější vejce od 3. do 8. měsíce snášky. Během druhého roku snášky jsou vejce stejné kvality, ale mají větší velikost. Avšak dochází k časnějšímu vyčerpání samice. Ke konci cyklu se pak snižuje líhivost. Stejně tak klesá snáška a oplozenost. Tento jev se objevuje celkově u hrabavé drůbeže a u kachen. U hus se naopak dá pozorovat vysoká kvalita snášky a vajec během 2. a 3. cyklu.

Poměr pohlaví se v chovných skupinách liší podle druhu. Je důležité správný poměr zachovávat, v opačném případě to může mít negativní vliv na oplozenost a líhivost vajec (Šonka, 1997). Ledeč a kol. (1981) zmiňují, že u krůt se chovné hejno sestavuje jen v drobnochovech, ve velkochovu se využívá umělá inseminace (Ledeč, 1981).

Dle Ledvinky a kol. (2009) jsou poměry následující:

- slepice nosného typu                    1 : 10 – 15
- slepice masného typu                    1: 8 – 10
- krůty                                            1: 7 – 8
- kachny                                        1: 5 – 7
- husy                                            1: 3 – 5

Občas se stane, že si houser vybere jednu husu, které se intenzivně věnuje a ostatním nevěnuje pozornost. Stejně jako si jiní plemeniči oblíbí konkrétní plemenice, které jsou poté vysílené nebo zraněné. Pak je důležité plemeniči izolovat, případně i ošetřit. Po čase je možné vrátit samici zpět ke skupině (Šonka, 1997).

U chovných skupin je důležité udržovat dobrý zdravotní stav jedinců, ten je jedním ze základních předpokladů dobré oplozenosti a líhivosti vajec. Případné onemocnění nebo zhoršení zdravotního stavu může mít vliv i na vývoj embrya (Hafez et Hafez, 1996). Šatava a kol. (1984) popisují, že významnou roli při snášce, oplozenosti a líhivosti vajec hraje roční období, extrémní teploty mají negativní vliv. Nejlepších výsledků je dosahováno v jarním období a počátkem léta. Stejně tak má nezanedbatelnou roli světelný režim.

Největší vliv na oplozenost a líhivost vajec, hned po genetických předpokladech, má výživa a krmění. Je důležité zajistit dostatek bílkovin,

aminokyselin, vitaminů a minerálních látek. Při sestavování krmné dávky je potřeba brát v potaz zákon minima, kdy je rozhodující množství nejméně zastoupené důležité látky (Šonka, 1997).

Podle Prombergerové (2012) umožňuje přirozená plemenitba při páření uskutečnit rituální a sexuální chování. To zpravidla provádí samec při přibližování se k samici. U hrabavé drůbeže obnáší sexuální chování ochranu teritoria, udržení si skupiny samic, imponování samicím při dvoření a kopulaci. U kohouta dvoření probíhá těsně před kopulací. Kohout při přibližování k samici svěřuje svá křídla a jeho kroky jsou široké a směřují do stran. Slepice, která je k páření svolná, mírně roztahuje křídla a přisedá k zemi. K vlastní kopulaci pak dochází vzeskokem na samici a přitisknutím kloak je samci umožněno vpravit ejakulát do kloaky samice. K páření vrubozobích dochází na vodě. Samci mají vyvinutý kopulační orgán, který při kopulaci zasunují do kloaky samice, čímž se eliminuje riziko odplavení ejakulátu.

### **3.6 Umělá inseminace**

Se zvyšováním nároků na živočišnou produkci se ukázalo žádoucím zavést umělou inseminaci i do chovu drůbeže. Zařazením inseminace se umožnilo lepší využití potenciálu plemeníků. Pečlivou selekcí se zlepšila kvalita a úroveň reprodukce drůbeže. Inseminace přinesla výsledky při dalším zušlechťování a hybridizaci některých plemen. Nezanedbatelný vliv zde hraje i ekonomická efektivnost umělé inseminace. U nás se nejvíce využívá v intenzivních chovech krůt a slepic. Naopak u vodní drůbeže se v intenzivních chovech prakticky nevyužívá (Gamčík a kol., 1984).

#### **3.6.1 Historie inseminace drůbeže**

##### **3.6.1.1 Začátky umělé inseminace v celosvětovém měřítku**

Umělá inseminace byla první biotechnologií, jež měla za cíl zlepšení reprodukce zvířat. Byly zde i snahy o úpravu či využití genetického

potenciálu (Foote, 2002). Ledec a kol. (1981) uvádějí, že začátky inseminace drůbeže pochází z doby před více než 100 lety. Z počátku se jednalo o výzkumné účely, které obnášely mezidruhové křížení a produkci hybridních jedinců, jenž se standardně mezi sebou nekříží. Pro příklad můžeme uvést kura domácího s bažantem, nebo kura domácího s perličkou.

První s inseminací začal ruský biolog Ilja Ivanovič Ivanov, kterému se v roce 1902 podařilo odebrat ejakulát přímo z terminální části chámovodu (Ledec a kol., 1981).

Samotná technika odběru pak prošla během svého vývoje několika změnami. Při prvních pokusech se ejakulát odebíral z chámovodů po zabití kohouta. Později se začalo využívat upevnění sběrače na principu kondomu přímo na kloaku samce (Gamčík a kol., 1984). Ledec a kol. (1981) mezi dalšími odběrovými technikami zmiňují zavedení malé porézní houby do kloaky samice, která absorbovala ejakulát samce během přirozeného páření. Dále se využívalo upevnění umělé kloaky na samici, přidržení sběrače pod kloakou samce, nebo bylo možné ejakulát odebrat pomocí stimulace elektrickým proudem. V současné době se odběry ejakulátu provádí převážně pomocí masáží (Gamčík a kol., 1984). V tomto směru byli velkým přínosem Burrows a Quinn, kteří přišli s abdominální masáží a následným tlakem na břicho získávali ejakulát samce (Foote, 2002).

Vývoj umělé inseminace se ukázal žádoucím zejména v chovu krůt, kdy se hmotnostní rozdíly mezi samcem a samicí stále zvětšovaly. To vedlo ke zhoršování oplození vajec. Postupně se začaly požadavky na vysokou oplozenost násadových vajec zajišťovat jen umělou inseminací (Ledec a kol., 1981).

Podle Gamčíka a kol. (1984) jsou všeobecné výhody inseminace oproti přirozené plemenitbě nepopiratelné. Na základě spermioqramu je možné provést pečlivý výběr plemeníků dle kvality ejakulátu. Ledec a kol. (1981) konstatují, že snižováním počtu plemeníků se zintenzivňuje šlechtitelská práce. Nižší počet zvířat s sebou zároveň přináší i ekonomické výhody, jako jsou například úspora krmiva, nebo lepší využití plochy pro ustájení. Umělou inseminací se také snižuje riziko přenosu nemocí. Inseminací se lze vyhnout předčasnému vyčerpání samců, u kterých dochází k předčasnému vyčerpání do

několika měsíců. U kohoutů, kroců a houserů se tak děje po 3 až 4 měsících, u kačerů po 4 až 5 měsících.

Využití inseminace se nicméně rozšířilo nejvíce v chovu krůt, v přirozené plemenitbě je v chovu krůt oplodněno kolem 40 % vajec. Byl zde tedy patrný ekonomický zisk, oproti chovu slepic, kde zvýšení počtu pracovních sil nevykazovalo takový ekonomický efekt (Gamčík a kol., 1984).

### 3.6.1.2 Začátky umělé inseminace u nás

K většímu rozvoji inseminace drůbeže u nás začalo docházet až po druhé světové válce. Průkopníkem v této oblasti byl dr. Kníže, který v roce 1963 objasnil problematiku inseminace. Jako první v Československu popsal odběr ejakulátu a jeho zavedení do vejcovodu slepice. Současně s dr. Knížetem se snažili využít umělou inseminaci přímo v praxi dr. Klimeš a dr. Šanda., konkrétně se jednalo o chov krůt v Teplicích nad Metují. O pár let později, v roce 1969, vyšla pod vedením doc. Staška studie nazvaná Inseminácia hydiny. Studie obsahovala vedle všeobecných informací o inseminaci drůbeže také bližší poznatky o vlastnostech ejakulátu, popisovala morfologické vlastnosti spermií, zmiňovala ovlivňující faktory a hlouběji se zabývala inseminací u jednotlivých druhů. V roce 1970 pak studii obohatil o další znalosti Ing. Karol Vrba. Ten porovnal své výsledky a zkušenosti s poznatky, které získal na odborné stáži ve Spojených státech Amerických. Dalšími význačnými osobnostmi, které stály u zrodu praktického využití inseminace u nás byli bezesporu prof. Ing. A. Grom, Ing. J. Csuka a Ing. J. Šaulič. Přes počáteční nepřijetí, došlo nakonec k zavedení plošné inseminace do praxe, a to zejména díky vynikajícím výsledkům ve zlepšení produkčního potenciálu drůbeže (Ledeč a kol., 1981).

### 3.6.1.3 Vývoj ředidel

Inseminace se u drůbeže začala praktikovat až později, ve srovnání s velkými hospodářskými zvířaty. Proto byl problém najít takové ředidlo, které by zachovalo životaschopnost ejakulátu a jeho oplozovací schopnosti.

Ejakulát se zkoušel ředit semennou plazmou, žloutkovým ředidlem, krevním sérem, a dalšími. Zkoušela se i ředidla chemická, jako je například Lakeho ředidlo, Tyrodeho roztok, Ringerův roztok, fruktóza a jiné. Avšak které z ředidel je nejlepší, nebylo zcela jednoznačné. Oplozovací schopnost spermií se prodloužila, nicméně dále zůstala časově omezená. Nedostatek vhodného ředidla byl v mnoha zemích omezujícím faktorem pro efektivnější rozvoj inseminace drůbeže (Ledeč a kol., 1981).

Gamčík a kol. (1984) uvádějí, že jistých úspěchů dosahovali v Anglii, kde se začalo používat ředidlo v lyofilizovaném stavu. Roztok se kvalitativně přibližoval neředěnému ejakulátu a zabezpečoval poměrně vysoké oplození vajec. Ledeč a kol. (1981) zmiňují, že se v Kanadě osvědčilo Lorenzovo ředidlo, které zachovávalo původní vitalitu spermií, s čímž byl u ostatních ředidel problém. Oproti tomu ve Spojených státech Amerických dosáhli dobrých výsledků s Tyrodeho roztokem, do kterého byla přidána antibiotika a glykokol. Dále se podle Foota (2002) ejakulát zkoušel konzervovat zmrazováním. Nejlepších výsledků tehdy dosahovali v Japonsku.

### **3.6.2 Metody umělé inseminace**

#### **3.6.2.1 Výběr plemeníků k odběru semene**

Při výběru plemeníků se projevuje značná individuální variabilita v kvalitě i kvantitě spermatu. Proto se výběr zakládá na užitkovosti matek, konkrétně na jejich snášce, oplozenosti a líhivosti vajec, dle vitality mláďat, podle zdravotního stavu a dědičnosti zdraví v dalších generacích. K tomu se hodnotí pohlavní aktivita otců a kvantita, kvalita a fertilizační schopnost spermií. Následně záleží na ostatních kritériích, která stanovují rodičovské a šlechtitelské chovy (Ledeč a kol., 1981).

Ledeč a kol. (1981) zmiňují, že u krocana a kohouta se před samotnou inseminací samic začíná s přípravnými masážemi. Ty se provádí 2 až 3 týdny před začátkem a dělají se v každém druhém až třetím dnu. U houserů se první výběr odehrává ve věku 60 dní a druhý mezi 230. a 250. dnem. Dle Loudy a kol. (2001) se u nich hodnotí exteriérové vlastnosti, jejich živá hmotnost a také kvalita ejakulátu a reakce houserů na masáž.

Obecně se při výběru plemenů hodnotí kvantitativní a kvalitativní vlastnosti poslední 3 odběrů (Ledeč, 1981). Málo produktivní plemeni, nebo neplodní, či špatně reagující na masáž jsou vyřazeni. V praxi se využívá výběr ze skupiny plemenů, kde 10 % z celkového množství jedinců tvoří rezervní samci. U houserů se jedná o 20 %. Při umělé inseminaci také existuje optimální poměr pohlaví, respektive kolik samic připadá k inseminaci jedním plemenem. U slepic je to 35 – 50 samic na 1 kohouta, na 1 krocana počítáme 20 – 30 krůt a na 1 housera vychází 10 – 15 hus (Louda a kol., 2001).

### 3.6.2.2 Odběr ejakulátu

Současné odběrové metody vycházejí z abdominální a dorzoabdominální masáže podle Burrowse a Quina. Praktické využití se provádí v několika modifikacích a za použití různých pomůcek, které závisí na konkrétním chovateli (Gamčík a kol., 1984).

Odběru ejakulátu kohouta se účastní dva pracovníci. První pracovník chytí kohouta za běháky a hlavou dolů ho fixuje mezi kolena. Je důležité, aby běháky spolu se zadní částí těla směřovaly k druhému pracovníkovi. Ten do jedné ruky uchopí oba běháky a druhou rukou přidrží sběrač k zachycení ejakulátu. První pracovník, jenž kohouta fixuje, zlehka masíruje břišní část směrem od kloaky k hrudní části. Tím se vyvíjí větší tlak na oblast chámovodů, což vede ke zlepšení erekce. Po vychlípění kloaky působí pracovník na kloaku jemným tlakem z obou stran na kopulační papile. Do sběrače pak pomocí prstů vytlačí ejakulát. Na podobném principu je založený odběr ejakulátu u samců perliček. Avšak z kloaky není semeno vytlačováno, nýbrž odsáváno (Louda a kol., 2001).

Ledeč a kol. (1981) popisují, že další možností, jak lze technicky provést odběr semene kohouta je pomocí popruhů. Ty se přiváží na oba běháky samce a pracovník je zajistí přišlápnutím. Kohout je fixován opřenou hrudí o stehno pracovníka, běháky jsou vedeny mezi nohama. Při fixaci tímto způsobem sedí kohout zpravidla klidně a zároveň má pracovník volné obě ruce. Masáž pak probíhá analogicky k prvnímu uvedenému příkladu.

Ještě jiný způsob provedení pak podle Gamčíka a kol. (1984) představuje zafixování běháků kohouta mezi stehny, přičemž hlava směřuje k levému rameni. Pravou rukou je pak možné provádět masáž. V tomto případě se jedná o masáž hřbetu až po ocasní část. Na tuto masáž samec reaguje samovolným zvedáním ocasu a třasem běháků, což je znakem pro zahájení masáže břišní části. Následně je kohoutovi zvednutý ocas a opět se jemným tlakem působí na kloaku a falus. Do sběrače se poté odebírá ejakulát.

U krocánů se před samotným odběrem ejakulátu doporučuje provést několik kontrolních odběrů (Gamčík a kol., 1984). Tím se mimo jiné vyloučí jedinci, kteří nemají optimálně vyvinuté pohlavní orgány a reagují na stimulaci nedostatečně (Ledeč a kol., 1981). Odběru ejakulátu krocana se účastní dva pracovníci. Krocán je fixován na odběrovém stole a jeden z pomocníků uchopí a natáhne jeho běháky. Druhý z pracovníků se o krocana opírá z boku, čímž je znemožněno roztažení křídel. Ten samý pracovník jednou rukou provádí masáž břicha směrem od hrudníku ke kloace a zápěstím druhé ruky jemně stlačuje okolí kloaky. Během 30 – 40 sekund obvykle dochází ke zdužení kopulační papily a v tu chvíli se zahajuje samotný odběr semene, které se vytlačuje doživými pohyby. Ejakulát je odsáván do sběrače. U krocánů je dobré provádět odběry ve stejném prostředí a se stejnými pracovníky (Gamčík a kol., 1984). Způsob chytání a fixování krocánů se liší dle typu zařízení a pomůcek, které jsou používány, a dle technologie chovu (Ledeč a kol., 1981).

K odběru ejakulátu housera se využívají dvě metody. První z nich je pomocí fixace pod paží. První pracovník chytí housera do podpaží tak, že mu křídla přidržuje pomocí ramene a rukou drží běháky. Druhý pracovník začíná dorzoabdominální masáží, ze které následně přechází čistě na hřbetní masáž. Volnou rukou zachytává ejakulát (Louda a kol., 2001).

Druhý způsob odběru ejakulátu je s pomocí fixačního stolku. Ten je v tomto případě vysoký okolo 110 – 120 cm a velikost pracovní plochy se pohybuje okolo 40 cm na délku strany. Samec je položený na hřbet tím způsobem, že břišní část přesahuje okraj stolku. Tím se zpřístupní hřbetní část a je možné provádět stimulační masáž (Ledeč a kol., 1981). Louda a kol. (2001) uvádějí, že pracovník předloktím fixuje houserovi hlavu a krk a přidržuje mu křídla. Druhý pracovník přejíždí přes břicho ke kloace



utěrkou, čímž současně provádí předběžnou masáž. Následně začíná masírovat hřbet směrem ke kloace a druhou rukou masíruje břicho. Tato masáž je prováděna tak, že se prsty obou rukou stěravají u kloaky. Při erekci se zvětšuje tlak na kořen falu, druhou rukou pracovník masíruje kořen ocasu, který je přizvednutý nahoru. Poté zachycuje pracovník, který masáž prováděl, ejakulát do sběrače.

U kačera se odběr provádí následovně. V prvním případě se jedná zejména o chovy s kachnou pekingskou nebo pižmovou. K fixované samici je připuštěný samec. Tomu je umožněno zasunutí kopulačního orgánu, avšak ihned poté dochází k přerušení kopulace pracovníkem, který vytlačí ejakulát do sběrače. Další metoda je založena na odloučení samce od samic jeden den před odběrem. Až poté se postupně k samcům nosí samice. Ve chvíli před samotnou kopulací pracovník odchytí samce a po masáži kloakálního okolí mu vytlačí ven kopulační orgán a zachytí ejakulát. Jinou metodou, kterou lze od kačera získat ejakulát, je použití elektrod. Jedna elektroda se připojuje do oblasti synsakra a druhá na kloaku. Poté se 3 až 5x opakuje dráždění s 5 vteřinovými pauzami, čímž dochází ke stimulaci a je možné odebrat ejakulát. Tento způsob odběru je o něco výhodnější oproti klasické masáži (Ledeč a kol., 1981).

### 3.6.2.3 Hodnocení ejakulátu

U odebraného ejakulátu je potřeba ohodnotit jeho kvalitativní vlastnosti. Pozoruje se pach, konzistence, objem semene, pH a hodnotí se aktivita a koncentrace spermií a jejich morfologie. Ejakulát by neměl obsahovat žádné patogenní zárodky a plísně, neměly by se v něm nacházet příměsi, stejně jako krev, hnis, trus, peří, či podestýlka (Gamčík a kol., 1984).

Podle Ledče a kol. (1981) se objem zjišťuje pomocí kalibrovaného sběrače nebo kalibrační pipety, která má přesnost 0,05 ml. Barvu a pach hodnotí pracovník smyslově ihned po odebrání. Koncentrace spermií neboli hustota, se určuje za použití mikroskopu dle rozložení spermií v zorném poli. K tomuto účelu se používá počítací Bürkerova komůrka, případně

fotokolorimetr (Ledeč a kol., 1981). Koncentrace se poté udává počtem spermií v 1 ml ejakulátu. Podle toho se rozlišuje ejakulát hustý, středně hustý a řídký. U hustého ejakulátu je celé zorné pole zaplněno spermii, u středně hustého jsou patrné menší mezery mezi jednotlivými spermii a u řídkého ejakulátu jsou mezi spermii jasně viditelná prázdná místa. Řídký ejakulát se s výjimkou houserů k inseminaci nevyužívá (Louda a kol., 2001). Aktivita neboli motilita, se hodnotí desetibodovou stupnicí a to podle množství pohyblivých spermií. Maximální počet 10 bodů získává preparát, ve kterém je u 100 % spermií patrný přímočarý a progresivní pohyb. 9 bodů získává ejakulát, kde se vpřed za hlavičkou pohybuje 90 % spermií. Hodnocení funguje u všech bodů na stejném principu. K inseminaci se používají výhradně ty preparáty, které mají alespoň 7 bodů. Aktivita se hodnotí bezprostředně po odběru a potom po skladování (Ledeč a kol., 1981). Louda a kol. (2001) dále uvádí, že se při hodnocení ejakulátu zjišťuje podíl mrtvých spermií a podíl spermií s morfologickými změnami. Množství spermií s morfologickými změnami nesmí přesáhnout u kohouta a krocana 15 %, u housera je to až 50 %.

#### 3.6.2.4 Intervaly odběru

Mezi jednotlivými odběry ejakulátu je potřeba zachovat určitý časový odstup. V opačném případě může dojít ke zhoršení kvality ejakulátu. Odběrový interval se u jednotlivých druhů liší. U kohouta představuje interval jeden až dva dny. Při odběru jednou za dva dny bývá ejakulát velmi dobré kvality (Gamčík a kol., 1984). Podle Loudy a kol. (2001) se odběr u krocana se uskutečňuje v intervalu dvou až tří dnů.

Ejakulát housera se získává přibližně jednou za dva až tři dny. U starších samců je interval kratší než u samců mladých (Gamčík a kol., 1984).

### 3.6.2.5 Vlastnosti ejakulátu

Na kvalitu a vlastnosti ejakulátu mají vliv vnitřní a vnější faktory. Vlastnosti se liší dle plemenné příslušnosti, zdravotního stavu a věku samce. Významným činitelem je skladba krmné směsi a tím i výživový stav jedince. Na kvalitě ejakulátu se dále odráží četnost odběru, v případě přirozené plemenitby velikost chovného hejna. Zásadním faktorem, který má na kvalitu vliv, je technologie odběru a ředění a uchování ejakulátu (Wishart et Hocking, 2009).

Ejakulát kohouta má přirozeně mléčnou barvu, je bez zápachu a konzistence je podobná smetaně (Ledeč a kol., 1981). Průměrně se objem semene u kohouta pohybuje okolo 1 ml, ale jsou běžné odchylky od 0,1 do 1,5 ml. 0,001 ml obsahuje 500 – 7000 \* 10<sup>3</sup> spermií, jejich pohyblivost se pohybuje okolo 95 %. Ejakulát kohouta má pH v rozmezí 7,0 – 7,5 (Gamčík a kol., 1984). Při nižších hodnotách lze předpokládat znečištění trusem. Krev či výkaly jsou v ejakulátu patrné i při makroskopickém hodnocení. Přítomnost moči způsobuje shlukování semene a jeho zrnitou konzistenci. Možné další cizorodé látky, jež by ejakulát mohl obsahovat, lze prokázat přidáním roztoku NaCl. Kontaminované sperma se bude shlukovat, mezi množstvím shluků a mírou znečištění platí přímá úměrnost (Ledeč a kol., 1981). Podle Gamčíka a kol. (1984) je semeno jakkoliv nazelenalé, hnědé, žluté, se zápachem, nebo semeno nestandardní konzistence považováno za nekvalitní a tedy nežádoucí. Bude-li odběr semene prováděn v pravidelných dvoudenních intervalech, bude zachována jeho vysoká kvalita.

Etches (1996) uvádí, že ejakulát krocana je zbarvený mléčně, přičemž barva může přecházet až ve žlutozelenou. Konzistence ejakulátu je hustá, smetanovitá. Řídký ejakulát vodnaté konzistence neobsahuje dostatečný počet spermií. Podle Gamčíka a kol. (1984) se množství semene pohybuje mezi 0,2 až 0,8 ml, nicméně objem je proměnlivý. Na konci sezóny se postupně množství semene snižuje. Hodnoty pH jsou v rozmezí 7,8 – 8,8. 0,001 ml semene obsahuje 3000 – 7000 \* 10<sup>3</sup> spermií. Občas je v ejakulátu možné nalézt stopy moči nebo krve, to však nemá přímý vliv na oplozovací schopnost. Ledeč a kol. (1981) zmiňují, že při kontaminaci spermatu trusem

není možné ejakulát dále zpracovat. Znečistění trusem se nejčastěji stává u mladých samců, kteří nejsou ještě zcela zacvičeni.

Sperma housera je bezbarvé až opálové (Ledeč a kol., 1981). Konzistence závisí na množství obsažených spermií, pak je sperma buď vodnaté nebo smetanovité. Objem semene bývá od 0,2 do 1,5 ml, přičemž 0,001 ml ejakulátu obsahuje  $500 - 1500 \cdot 10^3$  spermií. Průměrné hodnoty pH jsou od 6,6 do 7,8. Motilita spermií housera bývá mnohdy snižená. Celý proces ejakulace je u housera oproti hrabavé drůbeži pomalejší (Gamčík a kol., 1984).

Kačer má ejakulát bílé až šedobílé barvy (Sellier et al., 2005). Stejně jako u housera závisí konzistence ejakulátu na množství obsažených spermií. Sperma je pak konzistence vodnaté až smetanovité. Celkové množství spermatu je mezi 0,2 až 1,5 ml a v 0,001 ml se nachází  $35 - 3500 \cdot 10^3$  spermií. Běžné hodnoty pH jsou od 6,6 do 7,8 (Gamčík a kol., 1984).

### 3.6.2.6 Ředění a uchování ejakulátu

Při použití neředěného ejakulátu je nutná inseminace do 30 minut po odběru, jinak se začínají výrazně snižovat fertilizační schopnosti. Ředění ejakulátu vedle prodloužení doby použitelnosti přináší výhodu i ve zvětšení objemu. Naředěný ejakulát lze při teplotě  $15^{\circ}\text{C}$  skladovat až maximálně 4 hodiny. Pokud se naředěný ejakulát skladuje za konstantní teploty  $2^{\circ}\text{C}$ , lze jej uchovat po dobu 12 až 24 hodin. Při ředění ejakulátu se používají ředidla o stejné teplotě jako ejakulát, odpovídat by mělo i pH (Gamčík a kol., 1984).

Sperma kohoutů bývá zpravidla ředěno lyofilizovaným ředidlem nebo čerstvým ředidlem Litjensa a Horsta. Možný je i Tyrodeho roztok. Optimální poměr k ředění ejakulátu kohouta je 1 : 1. Sperma krocanů se ředí v poměru 1,5 dílu ejakulátu na 1 díl ředidla. K ředění ejakulátu krocanů se používá Tyrodeho roztok nebo čerstvé ředidlo podle Litjensa a Horsta. U housera se ředí sperma 1 díl ejakulátu a 2 díly ředidla. Jako ředidlo se využívá VIRGŽ-2 (Ledeč a kol., 1981). Dobrých výsledků bylo u housera dosaženo ředěním 0,65% roztokem NaCl (Gamčík a kol., 1984).

- Lyofilizované ředidlo

Lyofilizovaná ředidla jsou vyráběna průmyslovým způsobem a svou kvalitu si zachovávají během skladování 2 až 3 roky. Manipulace s lyofilizovaným ředidlem není náročná, do ředidla se napipetuje odpovídající množství destilované vody a důkladně se promíchá, tím je připraveno k použití (Gamčík a kol., 1984).

- Ředidlo Litjensa a Horsta  
Složení sestává z KCl a CaCl, MgCl, glukózy, inositu, citrátu sodného, kyseliny citrónové, glutamátu sodného, cysteinu a pH je upravováno pomocí KOH (Ledeč a kol., 1981).
- Tyrodeho roztok  
Tyrodeho roztok se skládá z chloridu sodného, vápenatého, draselného a hořečnatého. Dále je obsažena dextróza, streptomycin, oxytetracyklin,  $\text{NaHCO}_3^+$  a destilované vody (Ronald, 2004).
- VIRGŽ-2  
Ředidlo obsahuje glutamát sodný, glukózu a destilovanou vodu (Ledeč a kol., 1981).

### 3.6.2.7 Inseminační dávky

Louda a kol. (2001) popisují, že množství inseminovaného ejakulátu závisí na několika faktorech. Na velikost inseminační dávky má vliv druh použitého ředidla a závisí i na použité metodě a pomůckách. V případě neředěného ejakulátu jsou dávky následující (Ledeč a kol., 1981; Louda a kol., 2001):

- slepice 0,03 – 0,05 ml s 80 – 100 mil. spermií
- krůty 0,03 – 0,04 ml se 120 mil. spermií
- husy 0,05 ml s 30 – 50 mil. spermií
- kachny 0,05 ml přibližně se 45 mil. spermií
- perličky 0,02 – 0,03 se 40 – 60 mil. spermií

### 3.6.2.8 Inseminace samic

Inseminaci je doporučeno realizovat poté, co všechny samice snesly vejce. Zpravidla tak bývá odpoledne. Při inseminaci samice, u které bylo ještě nesnesené vejce, se inseminace nezdaří. Oplození vejce se děje v nálevce vejcovodu, kde spermie proniknou skrze blanky obalující žloutek do vajíčka. Vzhledem k oplozovací schopnosti spermií i po určité době od inseminace, probíhá opakování v intervalech, ty se liší podle druhu (Gamčík a kol., 1984). Podle Loudy a kol. (2001) je doporučeno u slepic opakovat inseminaci jednou za 5 až 6 dní, u krůt přibližně jednou za 7 až 10 dní a u hus je frekvence jednou za 6 dní.

Inseminace slepic se provádí více způsoby, ty se mohou odlišovat například podle způsobu chovu. V prvním případě fixuje pracovník slepici mezi koleny, přitom ji drží za nohy a samice je otočená hlavou dolů. Druhou rukou jí stlačí ocas ve směru dorzokraniálním a pomocí palce a ukazováčku roztahuje a masíruje kloaku, při masírování se používá i tlak dlaně. Po vychlípění kloaky se zpřístupní vývod vejcovodu a do něj inseminační technik následně zasouvá inseminační pipetu. Inseminační dávka se deponuje do hloubky 2 – 3 cm. U samic, které jsou chovány v klecích, se využívá metody, kdy jeden pracovník slepici povytáhne ven z klece a fixuje ji za běháky a druhou rukou vychlipuje vejcovod. Do něj inseminační technik vpravuje inseminační dávku (Ledeč a kol., 1981). Gamčík a kol. (1984) zmiňují, že pokud se provede inseminace bezprostředně po uchopení samice, je možné využít reflexivního vysunutí vejcovodu.

Inseminace krůt má také několik variací. Jednou z možností je umístění krůty na pevnou podložku. Fixaci provádí pracovník svou paží. Pomocí prstů přetahuje ventrálně od kloaky volnou pokožku. Zároveň dlaní stlačuje krajinu mezi hrudní kostí a pánevními kostmi. Druhý pracovník ze stran roztáhne kloaku, čímž dává vystoupit vejcovodu. Do něj pak zasouvá do hloubky 5 – 6 cm inseminační trubičku. Současně s uvolňováním tlaku z břišní krajiny dochází k deponování semene (Gamčík a kol., 1984).

Jiný způsob uvádí Ledeč a kol. (1981). Krůta je uchopena za běháky, pracovník ji drží hlavou dolů a opírá ji hrudníkem o stehno. Pomocí prstů roztažených okolo kloaky je vyvíjen tlak na břicho a stlačuje se ocas směrem

na hřbet. Tím dochází k napnutí pokožky a vychlípení kloaky. Do takto vychlípeného vejcovodu se do hloubky 2 – 3 cm deponuje inseminační dávka. V případě chovu v klecích je postup během inseminace obdobný jako u klecového chovu slepic. Krůty se rovněž nevytahují z klece úplně, což pomáhá snižovat míru působícího stresu.

Při inseminaci hus se samice rukou fixuje na inseminačním stole. Volnou rukou se huse přidržuje ocas nahoře. Inseminační technik pomocí ukazováčku zavedeného do kloaky nahmatá vejcovod. Do vývodu vejcovodu vsune prst a podél něj je zhruba do 2 – 3 cm zavedena inseminační trubička. Po vytažení prstu ven je trubička ponechána ve vejcovodu a teprve pak dochází ke vpravení inseminační dávky (Ledeč a kol., 1981).

Jiný způsob spočívá na principu vyvrácení kloaky. Husa se fixuje ve vodorovné poloze hřbetem na kolenou pracovníka. Případně se jí paží fixuje hlava a oběma rukama je držena za nohy u těla. Druhý pracovník samici masíruje záda. Poté lehkým zatlačením dlaně na břicho a tlakem prstů okolo kloaky dojde k jejímu vychlípení. U husy je během snáškového období jasně viditelné vyústění vejcovodu. Do něj je v hloubce 5 – 6 cm deponována inseminační dávka. V případě sevření štěrbin vejcovodu je potřeba masáž opakovat. Při inseminaci kachen se využívají shodné metody jako u hus (Gamčík a kol., 1984).

### **3.6.3 Inseminační pomůcky a hygiena práce**

Při odběru ejakulátu a při inseminaci je potřeba dbát na čistotu a hygienu prováděné práce. Veškeré pomůcky se po každém použití omývají roztokem jedlé sody o teplotě 70°C a sterilizují se 45 minut vzduchem horkým 180°C. Jiné pomůcky, které slouží k opakovanému použití, se dají sterilizovat pomocí germicidní žárovky s příkonem 30W, kterou se po dobu 20 – 25 minut ze vzdálenosti 45 – 50 cm osvětlují (Louda a kol., 2001). Avšak Ledeč a kol. (1981) uvádějí, že nejprve je vhodné zbavit pomůcky zbytků vody (Ledeč a kol., 1981). Plemeníkům a plemenicím se před samotným zákrokem čistí kloaka a pomůcky použité k inseminaci se k dalšímu použití navíc ošetřují 96% lihem (Louda a kol., 2001). Inseminace se provádí v chirurgických rukavicích a inseminační technik by měl během

své práce nosit čistý plášť. Při práci je nutné dbát i na bezpečnost práce. V případě poranění je nezbytné okamžité ošetření (Ledeč a kol., 1981).

Odběr ejakulátu probíhá za pomoci kalibrovaných sběračů buď odsáváním, nebo volným stečením. Odsávání se provádí jednoduchým zařízením buď ručně, nebo elektrickým odsavačem. U kohoutů se zpravidla sbírá ejakulát přímo do sběrače bez odsávání. Známé jsou také pumpové odsavače (Louda a kol., 2001). Pracovník drží pod paží nasávací pumpu a ramenem vytváří v odsavači podtlak (Ledeč a kol., 1981). Odsavače mohou být součástí automatického zařízení pro sběr, ředění a dávkování spermatu. K inseminaci se dále využívají buď jednorázové trubičky z umělé hmoty, nebo trubičky skleněné. Jejich plnění probíhá buď v dávkovacím automatu, nebo jsou plněny přímo ze sběrného zařízení. Dále se v praxi využívají injekční stříkačky, které se vyrábí z nespermicidních hmot. Ty umožňují jednorázové nasátí většího množství ejakulátu a při aplikaci přesné oddělení jednotlivých dávek (Louda a kol., 2001). Mezi inseminační pomůcky dále řadíme fixační stoly, či lavice, stojany, boxy a jednotlivé modifikace uvedených pomůcek (Ledeč a kol., 1981).

Mezi zařízení inseminační laboratoře patří mimo jiné odpovídající laboratorní stůl s hladkým povrchem, který je snadno čistitelný, mikroskop, tepelný stabilizátor k udržování konstantní teploty během hodnocení a ředění ejakulátu. Důležitou součástí je také chladnička na skladování ředidel a roztoků, germicidní lampa a odstředivka. Ze všeho nejdůležitější je ale sterilní prostředí a separace použitých a sterilních pomůcek. Pracovníci by měli mít laboratorní pracovní plášť jen pro práci v laboratoři, k inseminaci a odběru by měl být plášť jiný (Ledeč a kol., 1981).

Louda a kol. (2001) uvádějí, že v rámci bezpečnosti práce jsou platné všeobecné směrnice a pokyny, které vydalo Ministerstvo zemědělství České republiky. Ty se týkají bezpečnosti práce zaměstnanců v živočišné výrobě a ochranných pomůcek při práci.

#### **3.6.4 Evidence**

Ledeč a kol. (1984) zmiňují, že vedení evidence je jedním z předpokladů úspěšné plemenářské práce. K záznamům se používají evidenční karty



plemeníka a plemenice. Evidenční karta plemeníka obsahuje údaje o hale, farmě, hospodářství, kraji a roce. Dále obsahuje informace o čísle plemeníka a plemeni. Uvádí se v ní datum odběru ejakulátu, jeho objemu, koncentraci a aktivitě spermií. V evidenční kartě je také zaneseno složení ředidla, stupeň ředění, počet inseminovaných samic, oplozenost a líhnivost vajec. Z karty je možné zjistit, jaký je zdravotní stav plemeníka. Každý plemeník je specificky označený buď křídelní značkou, nebo jinou vhodnou metodou. U skupiny plemeníků se k označení používají různé barvy.

V evidenční kartě plemenice jsou rovněž zaneseny všeobecné údaje. Dále se zde nachází číslo samice, datum provedení inseminace, číslo plemeníka nebo skupiny plemeníku, kterými byla plemenice inseminována a objem inseminační dávky. Je zde zaznamenána obdovaná aktivita spermií ředěného a neředěného spermatu, oplodněnost a líhnivost vajec. Evidenční karta také obsahuje informace o zdravotním stavu plemenice. Do karet zaznamenává informace pracovník, který provádí inseminaci. Ten svým podpisem stvrzuje pravdivost zaznamenaných údajů (Ledeč a kol., 1981).

## 4 Závěr

V této práci jsem se zabývala reprodukcí drůbeže a využitím umělé inseminace v chovu. Cílem bylo soustředit odborné a vědecké informace a poznatky, které byly následně zpracovány do jednotlivých kapitol.

Nezanedbatelná část práce byla věnována anatomii a fyziologii reprodukčních orgánů samice a samce. Základní znalosti anatomie a fyziologie ptáků jsou klíčem ke správné aplikaci biotechnologických metod do praxe. Vzhledem k tomu, že reprodukční orgány jednotlivých druhů vykazují drobné morfologické rozdíly, odlišuje se i provedení umělé inseminace.

U samců jsou rozdíly ve fixaci a odběru ejakulátu. Ejakulát jednotlivých druhů má nepatrně odlišné vlastnosti, z čehož se vychází při dalším ředění a uchovávání. Vlastnosti ejakulátu ovlivňuje celá řada vnitřních a vnějších faktorů, které je potřeba brát v potaz zejména v reprodukčním období. Použití kvalitního ejakulátu zvyšuje oplozenost a líhivost vajec.

U samic se různí fixace a samotné provedení inseminace.

Práce dále popisuje problematiku přirozené plemenitby, hlouběji se pak věnuje využití umělé inseminace, která zlepšuje a zkvalitňuje reprodukci v chovu drůbeže. Zařazení umělé inseminace do chovu bylo nevyhnutelné vzhledem ke zvyšujícím se nárokům na živočišnou produkci. Díky umělé inseminaci bylo navíc umožněno provádět pečlivou selekci plemeníků, což napomohlo ke zlepšování kvality a úrovně reprodukce drůbeže.

V živočišné produkci hrají velkou roli kvantitativní, kvalitativní a ekonomické aspekty výroby. Avšak do budoucna by měl být kladen větší důraz na ochranu a welfare zvířat.

## 5 Literatura

Board, R. G., Fuller, R. 1994. Microbiology of the Avian Egg. Springer. New York. 181 p. ISBN: 9780412475702

Burley, R. V., Vadehra, D. V. 1989. The Avian Egg: Chemistry and biology. Wiley. New York. 472 p. ISBN: 9780471849957

Černý, H. 2005. Anatomie domácích ptáků. Metoda. Brno. 447 s. ISBN: 8023949667

Etches, R. J. 1996. Reproduction in Poultry. CAB International. Wallingford. 318 p. ISBN: 0851987389

Foot, R. H. 2002. The history of artificial insemination: Selected notes and notables. Journal of animal science. 80 (2). 1-10 p.

Gamčík, P., Kozumplík, J., Schvarc, F., Zibrín, M., Vlček, Z. 1984. Andrológia a umelá inseminácia hospodárskych zvierat. Príroda. Bratislava. 344 s.

Hafez, B., Hafez. E. 1996. Reproduction in Farm Animals. Wiley. Philadelphia. 509 p. ISBN: 9780683305777

Ledeč, M., Csuka, J., Kočí, Š., Staško, J., Šaulič, J. 1981. Inseminácia hydiny. Príroda. Bratislava. 109 s.

Ledvinka, Z., Zita, L., Tůmová E. 2009. Vybrané kapitoly z chovu drůbeže. Česká zemědělská univerzita. Praha. 86 s. ISBN: 9788021319219

Louda, F., Čerovský, J., Ježková, A., Stádník, L. 2001. Inseminace hospodářských zvířat se základy biotechnických metod. Česká zemědělská univerzita. Praha. 225 s. ISBN: 9788021307025

Marvan, F., Hampl, A., Hložánková, E., Kresan, J., Massanyi, L., Vernerová, E. 2007. Morfologie hospodářských zvířat. Brázda. 304 s. ISBN: 9788021316584

- Milton, L.S. 1987. Nutrition of the Turkey. M. L. SCOTT OF ITHACA. Ithaca. 180 p. ISBN: 9780317677867
- Nickel, R., Schummer, A., Seiferle, E. 1977. Anatomy of the domestic birds. Parey. Berlin. 202 p. ISBN: 9780387911342
- Novotný, E. 1965. Embryologie pro veterinární mediky. SPN. Praha. 195 s.
- Prombergerová, I. 2012. Drůbež na vašem dvoře. Brázda. Praha. 159 s. ISBN: 9788020903952
- Reece, W. O. 2011. Fyziologie a funkční anatomie domácích zvířat. Grada, Praha. 480 s. ISBN: 9788024732824
- Ronald, M.A. 2004. Handbook of Microbiological Media. CRC Press. Boca Raton. 2056 p. ISBN: 0849318181
- Sellier, N., Brun, J. M., Richard, M. M., Batellier, F., Dupuy, V., Brillard, J. P. 2005. Comparison of fertility and embryo mortality following artificial insemination of common duck females ( *Anas Platyrhynchos*) with semen from common or Muscovy ( *Cairina Moschata*) drakes. Theriogenology. 64 (2). 429 - 439 p.
- Sharp, P.J., Sun, Y.M., Dunn, I.C., Baines, E., Talbot, R.T., Illing, N., Millar, R.P. 2001. Distribution and Regulation by Oestrogen of Fully Processed and Variant Transcripts of Gonadotropin Releasing Hormone I and Gonadotropin Releasing Hormone Receptor mRNAs in the Male Chicken. Journal of Neuroendocrinology. 13 (1). 37 - 49 p.
- Slack, J. M. W. 1991. From Egg to Embryo: Regional Specification in Early Development. Cambridge University Press. Cambridge. 328 p. ISBN: 9780521409438
- Stadelman, W. S., Newkirk, D., Newby, L. 1995. Egg Science and Technology. CRC Press. Boca Raton. 591 p. ISBN: 9781560228547

Sturkie, P. D. 1999. Avian Physiology. Academic Press. London. 704 p.  
ISBN: 9780127476056

Šatava, M., Pospíšil, P., Procházka, O., Rada, M., Velebil, M. 1984. Chov drůbeže. SZN. Praha. 512 s.

Šonka, F. 1997. Chov a výkrm drůbeže v drobných chovech. DONA. České Budějovice. 134 s. ISBN: 8085463857

Wishart, G. J., Hocking, P.M. (eds.) 2009. Biology of breeding poultry. Cabi publishing. Wallingford. 480 p. ISBN: 9781845933753

Yoshinori, M. 2008. Egg Bioscience and Biotechnology. Wiley. New York. 320 p. ISBN: 9780470181232