



القاح مصنوعی در مرغهای تخمی: مرور روایتی

عبدالجلیل غنی زاده^۱، عبدالغفور مرادی^۱، عبدالخالق سائیس^۱، فیض الرحمن رحمانی^۱

^۱دیپارتمنت علوم حیوانی، پوهنځی زراعت، پوهنتون کابل

خلاصه

القاح مصنوعی (Artificial Insemination) یکی از مهم ترین تکنالوژی های کمک تولیدی در صنعت مرغداری است که نقش مؤثری در بهبود باروری، اصلاح جنتیکی و کاهش هزینه های نگهداری خروس دارد. در این مقاله مروری روایتی، مجموعاً ۸۴ مقاله علمی از پایگاه های معتبر بین المللی شامل PubMed، Scopus، Web of Science، Google Scholar و منابع داخلی بازیابی گردید که پس از غربال گری، حذف موارد تکراری و بررسی متن کامل، ۶۵ مقاله مرتبط وارد مطالعه شدند. بر اساس یافته ها، خروس ها در هر انزال به طور اوسط ۰.۱ تا ۱.۵ میلی لیتر سیمین با اوسط حدود ۰.۶ میلی لیتر تولید می کنند، در حالی که حجم سیمین جمع آوری شده با روش ماساژ شکمی معمولاً در محدوده ۰.۲۵ تا 0.14 ± 0.28 میلی لیتر گزارش شده است. غلظت اسپرم در سیمین خروس های خانگی به طور اوسط بین ۳۰۰۰ تا 7000×10^6 اسپرم در هر میلی لیتر متغیر بوده و پی اچ سیمین اغلب در محدوده ۷.۰ تا ۷.۴ قرار دارد که برای حفظ تحرک و ظرفیت باروری اسپرم مطلوب است. در القاح مهبل، که رایج ترین و مؤثرترین روش القاح در طیور محسوب میشود، حجم سیمین مورد استفاده معمولاً کمتر از ۰.۱ میلی لیتر بوده و هر دوز القاح باید حاوی حداقل ۱۰۰ تا ۲۰۰ میلیون اسپرم زنده باشد. مطالعات نشان داده اند که استفاده از مواد رقیق کننده های مناسب میتواند سیمین طیور را تا ۲۴ ساعت بدون کاهش معنی دار در زنده ماندن و توان باروری اسپرم ذخیره نماید. در مجموع، نتایج این مرور نشان میدهد که القاح مصنوعی، در صورت اجرای صحیح تکنیک ها، انتخاب دوز مناسب سیمین و استفاده از رقیق کننده های معیاری، می تواند به طور قابل توجهی کارایی تولید مثلی، اسیمینت زیستی و مؤثریت اقتصادی در مرغهای تخمی را افزایش دهد.

کلمات کلیدی: القاح مصنوعی؛ خروس؛ سیمین؛ ماکیان؛ مواد رقیق کننده

Application of Artificial Insemination in Laying Hens

Abdul Jamil Ghanizad^{1*}, Abdul Ghafoor Muradi¹, Abdul Khaliq Sahes¹, Faizurahman Rahmani¹

¹Department of Animal Sciences, Agriculture Faculty, Kabul University

*Corresponding Author Email: a.jamil.gh@gmail.com

Abstract

Artificial insemination (AI) is one of the most important assisted reproductive technologies in the poultry industry, playing an effective role in improving fertility, genetic improvement, and reducing the costs associated with maintaining males. In this narrative review article, a total of 84 scientific papers were retrieved from reputable international databases including PubMed, Scopus, Web of Science, Google Scholar, as well as domestic sources. After screening, removal of duplicates, and full-text evaluation, 65 relevant articles were included in the study. According to the findings, roosters produce on average 0.1 to 1.5 mL of semen per ejaculation, with a mean volume of approximately 0.6 mL, whereas the semen volume collected using the abdominal massage method is typically reported to be in the range of 0.25 to 0.28 ± 0.14 mL. The sperm concentration in the semen of domestic roosters generally varies between $3,000$ and $7,000 \times 10^6$ spermatozoa per milliliter, and semen pH is most often within the range of 7.0 to 7.4, which is considered optimal for maintaining sperm motility and fertilizing capacity. In vaginal insemination, which is regarded as the most common and effective method of insemination in poultry, the semen volume used is usually less than 0.1 mL, and each insemination dose should contain at least 100 to 200 million viable spermatozoa. Studies have shown that the use of appropriate extenders can preserve poultry semen for up to 24 hours without a significant reduction in sperm viability and fertilizing ability. Overall, the results of

this review indicate that artificial insemination, when proper techniques are applied, appropriate semen doses are selected, and standard extenders are used, can significantly enhance reproductive efficiency, biosecurity, and economic effectiveness in laying hens.

Keywords: Artificial Insemination, Rooster, Semen, Laying Hen, Semen Extender

مقدمه

تکنالوژی‌های تولید مثل کمکی^۱ (ARTs) مانند القاح مصنوعی^۲ (AI) نقش مهمی در افزایش تولید طیور دارند، زیرا امکان استفاده گسترده از خروس‌های دارای خواص برتر جنتیکی را فراهم می‌سازند (Sunil.P., 2024). این روش در کنار فکتورهای بایوسکیوریتی (Bio security) مانند درجه حرارت، رطوبت و کنترل امراض، تأثیر چشمگیری بر اصلاح خواص جنتیکی و جلوگیری از بیماری‌های مقاربتی دارد (Ghanizada and Naseri, 2025; Foote, 2002). همچنین، انتخاب خواص جنتیکی و بهبود تغذیه نیز باعث رشد سریع تولید طیور شده، و پیامدهایی مثبت بر تولید مثل داشته است (Bramwell, 2002). با توجه به افزایش مصرف گوشت مرغ، افزایش تولید مرغ‌های تخمگذار نیز اهمیت یافته است. تکنالوژی‌های کمک تولیدی (ARTs) مانند القاح مصنوعی (AI) در این زمینه مؤثر بوده اند، زیرا امکان استفاده گسترده از خروس‌های دارای خواص جنتیکی برتر را فراهم می‌سازند (Benoff et al., 1981). همچنین، این تکنالوژی‌ها امکان ذخیره سازی و استفاده آینده از سیمین جمع آوری شده و حتی صادرات آن را نیز فراهم می‌کنند.

القاح مصنوعی یک تکنیک مهم در صنعت مرغداری است که نسبت به القاح طبیعی، استفاده مؤثرتری از خروس را ممکن می‌سازد و هزینه‌ها را با کاهش تعداد خروس‌های مورد نیاز پایین می‌آورد (Benoff et al., 1981). در نژادهای گوشتی که باروری به دلیل انتخاب خروسی با رشد سریع کاهش می‌یابد، این روش در رفع مشکلات عدم توافق نژادی مؤثر است (Reddy, 1995). همچنین، القاح مصنوعی نقش مهمی در کنترل بیماری‌های مقاربتی در پرندگان دارد (Hofle and Blanco., 2004). با وجود مطالعات متعدد در زمینه القاح مصنوعی در طیور، بیشتر تحقیقات منتشر شده به بررسی یک یا چند جنبه محدود از این تکنالوژی، مانند روش‌های القاح، کیفیت سیمین یا تأثیر رقیق کننده‌ها پرداخته اند. در حالیکه مرور روایتی جامع و یکپارچه‌ای که به صورت همزمان فیزیولوژی تولید مثل خروس، روش‌های جمع آوری و تزریق سیمین، ویژگی‌های کیمیاوی و بیولوژیکی سیمین، انواع رقیق کننده‌ها و اصول ذخیره‌سازی سیمین را در چارچوب واحد و کاربردی برای مرغ‌های تخمی پوشش دهد، کمتر در دسترس می‌باشد. این کمبود، دسترسی، محققان و فارم داران را به یک منبع مرجع منسجم و قابل استفاده در برنامه‌های اصلاح نسل و مدیریت تولید مثل طیور محدود ساخته است. ولی با آن هم در ادامه در قسمت فزیولوژی تولید مثل خروس، روش‌های جمع آوری و تزریق سیمین، ویژگی‌های کیمیاوی سیمین، رقیق کننده‌های سیمین و اصول ذخیره سازی سیمین از مقالات مختلف مواد جدید جمع آوری شده است.

هدف از این مطالعه، ارائه یک مرور جامع و جدید در مورد القاح مصنوعی در مرغ‌های تخمی است که در آن، فیزیولوژی تولید مثل در خروس، تکنیک‌های جمع آوری سیمین، روش‌های القاح، ارزیابی کیفیت سیمین، ترکیب و نقش رقیق کننده‌ها، و اصول ذخیره سازی کوتاه مدت سیمین به صورت یکپارچه و کاربردی مورد بررسی قرار می‌گیرد. این مرور تلاش دارد تا با تلفیق شواهد علمی موجود، زمینه بهبود باروری، افزایش مؤثریت اقتصادی و ارتقای مدیریت تولید مثلی در سیستم‌های مدرن مرغداری را فراهم سازد. این مطالعه در پی پاسخگویی به سؤالات زیر است:

۱. مهمترین ویژگی‌های فیزیولوژیکی تولید مثل در خروس که بر کیفیت و باروری سیمین تأثیر می‌گذارند، کدام‌اند؟
۲. روش‌های مختلف جمع آوری و تزریق سیمین در مرغ‌های تخمی چه مزایا و محدودیت‌هایی دارند؟
۳. چه عوامل کیفی (حجم، غلظت، تحرک، مورفولوژی و پی‌اچ) تعیین کننده قابلیت باروری سیمین خروس هستند؟
۴. نقش رقیق کننده‌های سیمین در حفظ زنده ماند و ظرفیت باروری اسپرم طی ذخیره سازی چیست؟
۵. ذخیره سازی سیمین طیور تحت شرایط لابراتواری چگونه میتواند موفقیت القاح مصنوعی را بهبود بخشد؟

القاح مصنوعی در مرغ‌ها

اولین موفقیت در القاح مصنوعی طیور در سال ۱۸۹۹ توسط ایوانوف با استفاده از سیمین استخراج شده از مجرای دفرنس (Ductus deference) پس از ذبح خروس به دست آمد (Lunak, 2010). روش رایج القاح داخل مهبل برای اولین بار در سال ۱۹۳۶ توسط Quinn و

¹ Assisted Reproduction Technologies

² Artificial Insemination

Burrows معرفی شد. دستگاه تولید مثل نر در پرندگان برخلاف پستانداران کاملاً در داخل بدن قرار دارد، زیرا اسپرم در درجه حرارت بدن پرندگان زنده می ماند، در حالی که در پستانداران این امکان وجود ندارد و به همین دلیل خصیه ها در خارج از بدن قرار دارند (Brooks, 1990). از نگاه بیولوژیکی پس از ورود سیمین به اویدکت (لوله تخمدان)، اسپرم ها ابتدا در غده ذخیره اسپرم واقع در محل اتصال مهبل و غده قشر سازی (shell gland) ذخیره می شوند. سپس به سمت محل ذخیره دوم در محل اتصال مگنوم (magnum) و اینفندیبولوم (infundibulum) حرکت می کنند. عبور تخمه به داخل اینفاندیبولوم موجب فعال سازی اسپرم ها و انجام عمل القاح می شود (Aisha and Zain, 2010).

پرندگان در کنترل بیماری ها با مشکلات ویژه ای روبرو هستند (Blanco and Hofle, 2004). یکی از منابع رایج آلودگی، رقیق کننده های سیمین است که ممکن است با باکتری هایی مانند *E. coli* و *Pseudomonas* آلوده باشند و باعث کاهش زنده ماندن اسپرم یا بیماری های سیستمیک و نازایی شوند (Van Eck and Goren, 1980). برای جلوگیری از این مشکل، آنتی بیوتیک ها مانند پنسلین، جنتامایسین و استرپتومایسین به مواد رقیق کننده اضافه می گردند، اگرچه این داروها می توانند بر زنده ماندن اسپرم اثر منفی بگذارند (Donoghue et al., 2004). بنابراین، کاهش آلودگی سیمین از طریق جمع آوری و پروسس صحیح، استفاده مناسب از آنتی بیوتیک ها و اجرای اقدامات سختگیرانه قرنطین و نظارت بر بیماری ها اهمیت اساسی دارد. در موارد عفونت، اقدامات فوری ضروری است، هرچند کنترل برخی ویروس ها مانند ویروس نیل غربی (West Nile virus) دشوار می باشد (Turin et al., 1999).

فیزیولوژی تولیدمثل در خروس

پروسه تولید اسپرم در خروس با ترشح هورمون $GnRH^3$ از هایپوتالاموس آغاز می شود که باعث تحریک ترشح LH^4 و FSH^5 از هیپوفیز قدامی می گردد. سپس، غدد تناسلی استروئیدهای جنسی مانند تستاسترون تولید می کنند. LH روی حجرات لیدیگ (Leydig cell) در خصیه اثر گذاشته و تولید پروجسترون را تحریک می کند که بعداً به تستاسترون تبدیل میشود. تستاسترون برای اسپرم سازی در لوله های اسپرم ساز ضروری است، اما حجرات لیدیگ در برابر LH زیاد واکنش نشان نمی دهند (Senger, 2003). خصیه ها توسط لایه ای از نسج پیوندی پوشیده شده اند که شامل لوله های اسپرم ساز و حجرات لیدیگ است. حجرات بین البینی (interstitial) خصیه ها چندین نوع آندروژن تولید می کنند که مهمترین آن تستاسترون است. تستاسترون برای رشد ویژگی های ثانوی جنسی، رفتار طبیعی جفتگیری نر، عملکرد غدد ضمیمه، تولید اسپرم و حفظ سیستم تناسلی ضروری است و در پروسه اسپرماتوسیتوجنز (spermatocytogenesis)، انتقال و تخلیه اسپرم در دستگاه تولیدمثلی ماده نقش دارد.

با رسیدن خروس به بلوغ، تولید تستاسترون توسط افزایش سطح گونادوتروپین های در خون تحریک می شود (Etches, 1996). گونادوتروپین های اصلی این روند، FSH و LH هستند که در خروس به هورمون محرک حجرات بین البینی $ICSH^6$ نیز شناخته می شوند. این هورمون ها توسط لوب قدامی غده هیپوفیز ترشح می گردند. FSH به طور خاص بر حجرات تولیدی در لوله های اسپرم ساز اثر گذاشته و از سپرماتوجنز تا مرحله اسپرماتوسیت ثانوی حمایت می کند، در حالی که LH حجرات لیدیگ را برای تولید تستاسترون و سایر آندروژن ها تحریک می کند (Hafez and Hafez, 2000; Salisbury et al., 1978).

در سال 1937، Burrows و Quinn یک روش خاص به نام «ماساژ شکمی» را برای جمع آوری سیمین از خروس ها توصیف کردند. این روش شامل مقید کردن نر و مالش ملایم قسمت پشت پرندۀ از عقب بال ها به سمت دم با حرکات سریع و محکم است. در پاسخ، پرندۀ نر با نعوظ و بیرون آمدن آله تناسلی (phallus) واکنش نشان می دهد، سپس فرد جمع کننده به گونه ای ملایم مقعد را فشار میدهد تا سیمین از طریق پایپلاهای خارجی (vas deferens) استخراج و در ظرفی جمع آوری شود (Burrows and Quinn, 1937).

ارزیابی کلی مایع سیمین

تعیین زنده ماندن اسپرم ها پس از نگهداری سیمین اهمیت فراوانی دارد و به عنوان معیاری برای تخمین کیفیت سیمین استفاده می شود. انجام القاح مصنوعی با سیمین کم کیفیت منجر به کاهش باروری، افزایش مرگ و میر جنین و وابستگی مرغ به اسپرم های القاح قبلی می شود (Thurston, 1995). روش های سنتی ارزیابی سیمین شامل اندازه گیری حجم، رنگ، غلظت، تحرک، زنده ماندن و مورفولوژی اسپرم ها است که بیشتر این پارامترها با ظرفیت باروری اسپرم در زمان استفاده از سیمین تازه همبستگی دارند (Wishart, 1995). همچنین، رنگ آمیزی

³ Gonadotropin Releasing Hormone

⁴ Luteinizing Hormone

⁵ Follicle Stimulating Hormone

⁶ Interstitial Cell Stimulating Hormone

فلورسانس برای تعیین نسبت اسپرم‌های زنده به مرده و فعالیت متابولیک آنها به کار می‌رود (Lake and Stewart, 1978a; Lake and Stewart, 1978b; Chaudhuri et al., 1988).

رنگ سیمین معمولاً در مرغ‌های خانگی از حآله معلق غلیظ تا مایع آبی که توسط غدوات کمکی سیستم تناسلی ترشح میشود، متغیر است. این رنگ می‌تواند از غلظت نسبتاً بالای سپرم تا درجاتی از سفید شیری یا شفاف تغییر کند که با کاهش تعداد اسپرم‌ها رنگ آن روشن تر می‌شود (Peters et al., 2008). خروس‌ها در هر انزال بین ۰.۱ میلی‌لیتر تا ۱.۵ میلی‌لیتر سیمین تولید می‌کنند که اوسط حجم انزال ثبت شده حدود ۰.۶ میلی‌لیتر است (Cole and Cupps, 1977). خروس‌های مختلف از یک گونه معمولاً در زمان‌های متفاوت حجم‌های متفاوتی از سیمین را تولید می‌کنند (Anderson, 2001).

پی‌اچ سیمین در نژادها و انواع مختلف پرندگان کمی متفاوت است، که معمولاً پی‌اچ سیمین بین ۷.۰ تا ۷.۴ قرار دارد. تحرک اسپرم معمولاً در این محدوده پی‌اچ (کمی قلو) بالا بوده و توانایی باروری را نسبت به پی‌اچ ۶.۴ (اسیدی) افزایش می‌دهد، زیرا پی‌اچ اسیدی برای نگهداری سیمین مناسب نیست و ممکن است باعث آسیب به غشاء پلاسمایی حجره اسپرم گردد (Latif et al., 2005). این تفاوت‌ها در پی‌اچ سیمین ممکن است به عوامل متعددی بستگی داشته باشد. پی‌اچ، به ویژه در سیمین انزال شده، تحت تأثیر چندین نوع ترشحات قرار دارد. سیمین با کیفیت پایین معمولاً مقادیر زیادی مایع از غدوات ضمیمه دارد که باعث افزایش پی‌اچ می‌شود (Salisbury et al., 1978).

تحرک اسپرم

ارزیابی کیفیت سیمین برای موفقیت در القاح مصنوعی بسیار حیاتی است. در گذشته، تصمیم‌گیری برای القاح تنها بر اساس حجم سیمین صورت می‌گرفت. بعدها تمرکز بر شمارش اسپرم قرار گرفت. و اخیراً تأکید بر تعداد اسپرم‌های زنده در هر دوز القاح شده است. اگرچه در شرایط میدانی معمولاً ارزیابی تحرک اسپرم از طریق مشاهده چشمی انجام می‌شود، اما سیمین با کیفیت خوب معمولاً غلیظ، سفید و کریمی به نظر می‌رسد. برای تحلیل دقیق تر سیمین، آزمایش‌های پیشرفته فیزیکی و بیوشیمیایی متعددی در دسترس‌اند (Farooq.U., et al., 2024). ارزیابی تحرک اسپرم بیانگر زنده ماندن و کیفیت نمونه سیمین است. این ارزیابی معمولاً با استفاده از سیمین تازه یا رقیق شده و زیر میکروسکوپ نوری انجام می‌شود. در سیمین غلیظ، تشخیص تحرک اسپرم‌های منفرد دشوار است، بنابراین پیش از ارزیابی، سیمین معمولاً رقیق می‌گردد تا تحلیل دقیق تر ممکن شود (Hafez, 2000).

مورفولوژی اسپرم

حجره اسپرم معمولاً از سه بخش اصلی تشکیل شده است: سر، بخش میانی (midpiece) و دم. سر اسپرم شامل هسته است که حاوی ماده جنتیکی می‌باشد و سهم جنتیکی نر را به نسل بعدی انتقال می‌دهد (Tuncer et al., 2006). پوشش پسا هسته‌ای (post-nuclear cap) که قسمت پشتی هسته را می‌پوشاند و آکروزوم که قسمت جلویی هسته را می‌پوشاند، هر دو از هسته محافظت می‌کنند. اگر آکروزوم ناقص یا آسیب دیده باشد، اسپرم قادر به نفوذ به زونا پلوسیدا (zona pellucida) و بارور کردن تخم نخواهد بود. میزان نقص‌های آکروزوم، سر اسپرم، بخش میانی و دم در سیمین تازه خروس‌های سفید لگهورن به ترتیب $0.62 \pm 1.34, 0.05 \pm 2.47$ و 0.08 ± 2.89 درصد گزارش شده است (Tuncer et al., 2006). همچنین، در مطالعه‌ای دیگر، مقادیر این نقص‌ها به ترتیب $0.39 \pm 1.06, 0.03 \pm 2.32$ و 0.05 ± 2.53 درصد گزارش شده است (Tuncer et al., 2008).

Blesbois در سال 2007 تکنیکی را توصیف کرده است که با استفاده از رنگ آمیزی ایوزین-نیگروزین (eosin-nigrosin) مورفولوژی سیمین خروس را ارزیابی می‌کند. در این روش، سیمین با ۱.۶٪ ایوزین و ۶٪ نیگروزین مخلوط شده، در ۲۰ میکرومتر رقیق‌کننده بلتزوئل سیمین 7 (BPSE) رقیق میشود، و سپس در محلول رنگ آمیزی به میزان ۲ میلی‌لیتر قرار گرفته و به مدت ۲ دقیقه حرارت می‌بیند. پس از آن، نمونه روی لایم میکروسکوپ پخش شده، خشک شده و زیر میکروسکوپ نوری با بزرگنمایی ۱۰۰۰ برابر مشاهده می‌شود. مورفولوژی اسپرم می‌تواند نشانگر کیفیت سیمین و مشکلات آن باشد. موفقیت این روش وابسته به نحوه آماده‌سازی و استفاده از رنگ آمیزی است. لابراتوارهای پیشرفته تر برای ارزیابی اسپرم از سیستم‌های کمپیوتری استفاده می‌کنند. رنگ ایوزین-نیگروزین معمولاً برای تعیین نواقص و ناهنجاری‌ها به کار میرود؛ مواد رنگ آمیزی تهیه و در روغن غوطه ور شده و زیر میکروسکوپ نوری مشاهده میشوند. اسپرم‌های زنده، مرده، سالم، زنده و آسیب دیده با این روش قابل تشخیص هستند (Lukasiewicz et al., 2008). مورفولوژی اسپرم در پرندگان با پستانداران تفاوت دارد، حتی بین پرندگان خانگی نیز تفاوت‌هایی دیده می‌شود، هرچند شکل و اندازه حجره اسپرم مشابه است. در پرندگان، حجره اسپرم توسط غشای سایتوپلازمی

احاطه شده و آکروزوم دارای یک زائده داخلی (spine) است که توسط یک کلاهک مخروطی شکل پوشیده شده است. سر اسپرم حاوی ماده هسته‌ای است، در حالی که بخش میانی شامل سنتریول‌های استوانه‌ای است که با پوششی از مایتوکاندریا احاطه شده اند. (Hafez, 1974)

رقیق کننده‌های سیمین (Semen Extenders)

رقیق کننده محلول‌های بفری هستند که برای افزایش حجم سیمین به کار می‌روند، این محلول‌ها حیات اسپرم را در شرایط لابراتواری حفظ کرده و تعداد مرغهایی که می‌توانند القاح شوند را به حداکثر می‌رسانند. رقیق کننده‌ها بر اساس ترکیب بیوشیمی سیمین مرغ و فیل مرغ تهیه می‌شوند (Lake, 1995). افزودن اجزای مختلف به سیمین باعث حفظ تحرک، ظرفیت باروری و حفظ یکپارچگی غشاء اسپرم می‌شود. (Sarlos et al., 2002) گلوتامیک اسید که مهمترین جزء آنیونی پلاسمای سیمین پرندگان است، به عنوان جزء ستندرد رقیق کننده‌ها شناخته شده است (Lake and McIndoe, 1959). زرده تخم مرغ به طور کلی به عنوان یک عامل مؤثر در رقیق کننده‌های سیمین برای محافظت اسپرم در برابر شوک سرد و اثر تغییر فاز لیپیدی پذیرفته شده است (Aboagla and Terada, 2004).

هر دو نوع رقیق کننده هایپرتونیک و هایپوتونیک باعث کاهش فعالیت متابولیکی اسپرم شده و ممکن است یکپارچگی غشاء حجروی را مختل کند که منجر به چسبیدن اسپرم‌ها به همدیگر میشود (Latif et al., 2005). گلوتامیک اسید به عنوان جزء آنیونی مهم در پلاسمای سیمین پرندگان، در تمام رقیق کننده‌های سیمین وجود دارد. خصوصیات اساسی مشترک در همه رقیق کننده‌ها شامل حفظ پی‌اچ، اسمولاریته (فشار اسموز) و تأمین انرژی برای اسپرم است. بنا براین تحرک و سرعت متابولیکی اسپرم می‌تواند با کاهش پی‌اچ رقیق کننده به زیر ۶.۰ کاهش یابد. مثلاً پی‌اچ پایین، تحرک اسپرم را کاهش داده و پی‌اچ بالا، نرخ متابولیکی را در شرایط لابراتواری افزایش می‌دهد (Donoghue and Wishart, 2000) محلول رینگر اصلاح شده با مرکبات زیر می‌تواند برای رقیق کردن سیمین طیور استفاده شود: سودیم کلوراید (۶۸ گرم)، پوتاسیم کلوراید (۱۷.۳۳ گرم)، کلسیم کلوراید (۶.۴۲ گرم)، مگنیزیم سلفیت (۲.۵۰ گرم)، سودیم بای کاربونات (۲۴.۵۰ گرم) و آب مقطر. رقیق کننده‌های سیمین امروزه برای نگهداری کوتاه مدت و بلند مدت سیمین مرغهای خانگی استفاده می‌شوند. این رقیق کننده‌ها تجارتي اثرات مثبت بالایی تولید مثل دارد و هزینه های القاح مصنوعی (AI) را کاهش میدهند. امروزه رقیق کننده‌های پیچیده تری که شامل تنظیم کننده‌های فشار اسموتیکی مختلف، منابع انرژی و بفرها هستند، مورد استفاده قرار می‌گیرند (Bootwalla and Miles, 1992).

مطالعات نشان داده‌اند که سیمین رقیق شده طیور میتواند تا ۲۴ ساعت بدون کاهش زنده ماندن و ظرفیت باروری اسپرم ذخیره شود (Siudzinska and Lukaszewicz, 2008). عوامل دیگری نیز در حفظ کیفیت سیمین طی زمان ذخیره سازی نقش دارند؛ از جمله نوع رقیق کننده، شرایط نگهداری مانند زمان، تهویه و درجه حرارت ذخیره سازی. به طور کلی، تحرک اسپرم و ظرفیت باروری سیمین تازه و رقیق نشده که در شرایط لابراتواری نگهداری میشود، معمولاً ظرف ۱ ساعت پس از جمع‌آوری کاهش می‌یابد (Dumpala et al., 2006). بنابراین، نوع رقیق کننده و درجه حرارت نگهداری برای ذخیره سیمین خروس اهمیت بالایی دارد. به طور کلی، رقیق کننده‌ها به تسهیل روند جمع‌آوری و ارزیابی سیمین کمک می‌کنند و با حفظ زنده ماندن اسپرم، از فعال شدن زودرس آن جلوگیری می‌کنند. در شرایط نگهداری سیمین در ۴۱ درجه سانتی گراد و رقیق شده با محلول‌های BPSE یا ۸ MEM، فیصدی اسپرم‌های مرده به صورت خطی و درجه دوم با گذشت زمان افزایش می‌یابد، در حالی که در سیمین رقیق نشده، افزایش فیصدی اسپرم‌های مرده به صورت خطی و شدید تری است (Dumpala et al., 2006). رقیق کننده‌ها همچنین از حجرات اسپرم در برابر تغییرات کیمیاوی و فیزیکی، آلودگی محیطی محافظت کرده و شرایط بهتری را برای باروری فراهم می‌کنند (Chulhong and Chapman, 2005).

تکنیک القاح مصنوعی (AI) در طیور

به طور کلی دو روش برای وارد کردن سیمین در طیور وجود دارد: القاح داخل بطنی^۹ (IPI) و القاح مهبل^{۱۰} (VI) روش قابل اعتماد و موفق، القاح مهبل است که سیمین به طور مستقیم در ناحیه میانی فرج گذاشته میشود (Cole and Cupps, 1977). روش نخست چندان قابل اعتماد نیست و سال‌ها به صورت پراکنده استفاده شده است. در این تکنیک، سوزن تیزی از دیواره شکم عبور داده شده و کاتتر (کانولا) وارد میشود تا سیمین در ناحیه تخمدان تزریق شود (Cole and Cupps, 1977). روش دومی رایج ترین و معمول ترین روش القاح مصنوعی در طیور است که دو نفر برای انجام آن ضرور می‌باشد. این تکنیک در دهه ۱۹۳۰ توسعه یافت و شامل اعمال فشار به شکم مرغ و برگرداندن دهانه فرج از طریق مقعد می‌باشد (Quinn and Burrows, 1937; Cole and Cupps, 1977). این عمل همچنین به نام‌های cracking، venting یا everting مرغ شناخته می‌شود.

^۸ Minimum Essential Medium

^۹ Intra peritoneal Insemination

^{۱۰} Vaginal Insemination

سیمین به عمق ۲ تا ۴ سانتی متر در دهانه فرج ریخته می شود، همزمان با برداشتن فشار از روی شکم مرغ، القاح معمولاً با استفاده از نی های استریل، سرنج یا لوله های پلاستیکی انجام می شود. در عملیات های تجارتي بزرگ، دستگاه های اتوماتیک توزیع سیمین با نی های جداگانه حاوی دوز مشخص القاح به کار گرفته می شوند. چون سیمین طیور معمولاً کمتر از یک ساعت زنده می ماند، القاح مرغ باید بلا فاصله پس از جمع آوری سیمین آغاز شود (Aisha and Zain, 2010).

مراحل انجام القاح مهبلی در ماکیان

۱. مرغ را برعکس، به نحوی که سرش پایین باشد، مقابل بدن خود نگه دارید، مانند نگه داشتن خروس.
 ۲. فشار محکم به سمت چپ ناحیه مقعد وارد کنید تا مقعد بیرون شده و بتوانید دهانه فرج را با شست و انگشت اشاره باز کنید.
 ۳. سرنج القاح را به اندازه ممکن وارد فرج کنید، سپس سیمین را در آنجا رها کنید.
 ۴. رها کردن مقعد باعث محرک شدن سیمین به داخل بدن مرغ میشود.
- القاح مرغ ها می تواند طی دو روز متوالی انجام شود و سپس هر هفته یک بار تکرار گردد. از آنجا که بیشتر مرغ ها صبح تخم در دستگاه تناسلی خود دارند و مسیر اسپرم به تخمدان را مسدود می کنند، بهترین زمان القاح بعد از تخم گذاری و بعد از ظهر است (Aisha and Zain, 2010). حرکت اسپرم به سمت ناحیه اوتروواژینال (uterovaginal) اویدکت سریع است، اما تنها اسپرم های زنده قادر به ورود به ¹¹ (SST) می باشند. شواهد فعلی نشان میدهند که رهایی اسپرم های ذخیره شده به صورت نوبتی و دوره ای رخ می دهد، هرچند در گذشته تصور می شد این پروسه با تخم گذاری (oviposition) مرتبط است.

حرکت اسپرم در طول اویدکت از طریق انقباض عضلات صاف و یا فعالیت مژکی (cilia) انجام شده و در تاخوردگی های مخاطی و غدد لوله ای کوتاه در انتهای تحتانی انفندیولم تجمع می یابند (Hafez and Hafez, 2000). اسپرم هایی که با لایه پری ویتلین (perivitelline layer) تخمه تماس پیدا می کنند، وارد واکنش آکروزومی می شوند و با استفاده از آنزیم آکروزین (acrosin) که خاصیت مشابه تریپسین دارد، این لایه را هایدرولیز و سوراخ می کنند. نظریه بر این است که تنها یک اسپرم تخمه را القاح میکند، اما در مرغ ها پدیده پلی اسپرمی (القاح توسط چند اسپرم) نیز مشاهده شده است که در آن چندین سوراخ در لایه پری ویتلین به وجود می آید (Hafez and Hafez, 2000).

مواد و روش کار

این مطالعه به صورت توصیفی انجام شد. جستجوی مقالات علمی مرتبط با القاح مصنوعی در مرغ های تخمی از طریق پایگاه های اطلاعاتی Google Scholar، PubMed، Scopus، Web of Science، Magiran و Iranmedex صورت گرفت. جست وجو عمدتاً مقالات منتشر شده از دهه ۲۰۰۰ تا ۲۰۲۴ را دربر گرفت و در کنار آن، منابع کلاسیک قدیمی تر و مرتبط با موضوع به صورت دستی مورد استفاده قرار گرفتند. کلید واژه های القاح مصنوعی، مایع سیمین، رقیق کننده های سیمین و مرغ تخمی به صورت مجزا و ترکیبی برای بازیابی منابع به کار رفت. معیارهای ورود شامل مقالات تحقیقی و مروری معتبر منتشر شده به زبان های فارسی و انگلیسی بود که بر مرغ خانگی (Gallus domesticus) تمرکز داشتند و حداقل یکی از جنبه های فیزیولوژی تولید مثل، روش های جمع آوری و تزریق سیمین، ارزیابی کیفیت سیمین، رقیق کننده ها یا ذخیره سازی سیمین را بررسی کرده بودند؛ در موارد محدود، مطالعات انجام شده روی سایر طیور اهلی که از نظر فیزیولوژیکی قابل مقایسه با مرغ بودند نیز مد نظر قرار گرفت. مقالات تکراری، منابع فاقد متن کامل، گزارش های غیر علمی و مطالعات غیر مرتبط با موضوع از بررسی حذف شدند. در مرحله جست وجوی اولیه، ۸۴ مقاله شناسایی گردید که پس از غربالگری عناوین و خلاصه، در نهایت ۶۵ مقاله واجد شرایط وارد مرور نهایی شدند.

نتایج و مناقشه

القاح مصنوعی یک روش پیشرفته و رایج در مالداري مدرن و برنامه های اصلاح نسل طیور است که با هدف افزایش تولید مثل و بهبود خواص جنتیکی حیوانات به کار میرود. این تکنیک به مالداران امکان می دهد تا بر موانع جفت گیری طبیعی غلبه کرده، صفات مطلوب ژنتیکی را حفظ نموده و هزینه های نگهداری خروسی متعدد را کاهش دهند. همچنین، القاح مصنوعی نقش مؤثری در کاهش ناباروری و پیشگیری از انتقال بیماری های تولید مثلی دارد (Akinbola.E.T and Ewuola.E.O., 2024).

¹¹ Sperm Storage Tube

القاح مصنوعی (AI) در مرغها پروسه ای است که در آن سیمین از پرنده نر جمع آوری شده و سپس به پرندگان ماده وارد می گردد تا تخمها را بارور سازد. اهداف اصلی القاح مصنوعی در ماکیان عبارت اند از: رساندن دوز مناسب سیمین به لوله تخم بر ماده به گونه ای که در نزدیکی غده های ذخیره اسپرم قرار گیرد، و اجرای روند القاح با رعایت کامل صحت و رفاه مرغ های مادر به منظور دستیابی به بالاترین سطح ممکن باروری (Zain, 2010) (Aisha and). در جریان القاح، حجم سیمین مورد نیاز معمولاً کمتر از ۰.۱ میلی لیتر است، که باید حاوی حداقل ۱۰۰ تا ۲۰۰ میلیون اسپرم زنده برای هر بار القاح در مهبلی باشد (Gordon, 2005).

به گفته (Burrows and Quinn, 1937) تخنیک های القاح مصنوعی (AI) در حقیقت پیش از اجرای خود پروسه آغاز می گردند. این شامل نگهداری مرغهای نر دور از مرغهای مؤنث است، که باعث افزایش مقدار سیمین قابل دسترس میشود. چون آله تناسلی پرنده در همان مجرای قرار دارد که مقعد نیز در آن موقعیت دارد، حذف غذا برای مدت ۱۲ ساعت قبل از جمع آوری سیمین به جلوگیری از آلودگی سیمین با فضله کمک می نماید. خروس ها باید برای چند روز پیش از اجرای واقعی AI، به طور منظم برای جمع آوری سیمین آماده گردند تا از طریق معاینه میکروسکوپی اسپرم اطمینان حاصل شود که هر پرنده بارور است. همانند جمع آوری سیمین از سایر حیوانات فارم، باید آله تناسلی پرنده را تحریک کرد تا از بدن بیرون شود. یک نفر می تواند این پروسه را در پرندگان کوچک مانند مرغ یا بونه انجام دهد، اما در مورد پرندگان بزرگ مانند فیلمرغ نر یا قاز، معمولاً دو نفر نیاز است (Burrows and Quinn, 1937).

تولید اسپرم پروسه تقسیم و تمایز است که طی آن، اسپرم ها در لوله های اسپرم ساز (seminiferous tubules) خصیه ها تولید می گردند و این پروسه شامل دو مرحله می باشد: اسپرماتوسیتوژنز (spermatocytogenesis) و اسپرمیوژنز (spermiogenesis) (Gordon, 2005). به گفته نویسنده مذکور، اسپرمیوژنز یک پروسه دگرگونی (metamorphic) است که در آن اقسام حجروی صورت نمی گیرد، بلکه مجموعه ای از رویدادها منجر به تشکیل دُم اسپرم می گردد. تغییراتی که در مورفولوژی اسپرم دیده می شود شامل پروتئین های هسته، اندازه حجره، شکل حجره، موقعیت دانه های آکروزومی (acrosomal granules) و جای گیری سنتریول ها می باشد. تعداد اسپرم های تولید شده بستگی به تعداد حجرات سرتولی (Sertoli) و لایدیگ (Leydig) دارد.

در مرحله بلوغ (maturation phase)، اسپرماتیدها به طور کامل تمایز می یابند که شامل شکل گیری نهایی دُم (بخش اصلی و انتهایی آن)، تجمع مایتوکاندریا در بخش میانی (midpiece)، ایجاد قسمت گردن (neck piece) و فشرده سازی کامل و شکل گیری نهایی هسته می باشد (Beardon et al., 2004). بین انواع مختلف ماکیان و همچنین بین افراد مرتبط به یک نژاد، تفاوت های ذاتی در تولید سیمین وجود دارد (Lake, 1983). برخلاف پستانداران، اسپرم خروس ها قبل از انزال معمولاً غیرمتحرک است (Hafez and Hafez, 2000). به گفته (Anderson, 2001) عوامل متعددی وجود دارند که ممکن است بر تولید سیمین تأثیر بگذارند، و داشتن دانش کامل از فیزیولوژی تولید مثل در خروس برای درک باروری خروس ضروری است. عوامل داخلی و خارجی فراوانی نیز وجود دارند که می توانند بر خروس اثر گذاشته و تولید سیمین را تحت تأثیر قرار دهند. فعالیت های تولید مثلی در خروس عمدتاً تحت کنترل هورمون بوده و توسط غده هیپوفیز، خصیه ها، و تا حدودی تحت تأثیر عوامل محیطی تنظیم می شوند.

رنگ سیمین

رنگ سیمین ممکن است به نوع پرنده بستگی داشته باشد، اما به طور کلی سیمین باید رنگ کریمی داشته باشد که نشان دهنده غلظت بالای اسپرم است (Cole and Cupps, 1977). رنگ سیمین همچنین می تواند نشانه ای از آلودگی باشد، مثلاً آلودگی با مدفوع یا ادرار که باعث تغییر رنگ به قهوه ای یا سبز می گردد (Lake, 1983). گاهی اوقات ذرات خون در سیمین مشاهده می شود که ممکن است نتیجه فشار بیش از حد در پروسه جمع آوری یا جراحت باشد. نمونه های سیمین که با مدفوع آلوده شده اند، لازم نیست دور ریخته شوند، بلکه می توان آن ها را با آنتی بیوتیک هایی مانند پنی سیلین، دی هیدرو استرپتومایسین یا نئومایسین رقیق کرد تا از تلف شدن اسپرم جلوگیری شود؛ هرچند این روش توصیه نمی شود. استفاده از آنتی بیوتیک ها به عنوان محلول رقیق کننده سیمین می تواند باعث افزایش باروری نیز گردد (Bearden et al., 2004).

حجم انزال

خروس ها در هر انزال بین ۰.۱ میلی لیتر تا ۱.۵ میلی لیتر سیمین تولید می کنند که اوسط حجم انزال ثبت شده حدود ۰.۶ میلی لیتر است (Cole and Cupps, 1977). خروس های مختلف از یک نوع معمولاً در زمان های متفاوت حجم های متفاوتی از سیمین را تولید می کنند (Anderson, 2001). اوسط حجم سیمین جمع آوری شده با استفاده از روش مساز شکمی تقریباً ۰.۲۵ میلی لیتر است. (Gordon, 2005) و (Bah et al., 2001) حجم متوسط سیمین را 0.28 ± 0.14 میلی لیتر گزارش کرده اند. با این حال، حجم سیمین ثبت شده بین 0.37 ± 0.02 تا 0.73 ± 0.01 میلی لیتر متغیر بوده است (Peters et al., 2008). مهم است بدانیم که حجم سیمین و غلظت اسپرم (حجم ضرب در غلظت)

تعیین کننده تعداد کل اسپرم های جمع آوری شده در هر انزال می باشد. این اطلاعات می تواند در تعیین تعداد دوزهای القاح مصنوعی قابل تهیه مفید باشد (Senger, 2003).

پی اچ سیمین

پی اچ سیمین در نژادها و انواع مختلف پرندگان کمی متفاوت است، که معمولاً پی اچ سیمین بین ۷ تا ۷.۴ قرار دارد. تحرک اسپرم معمولاً در این محدوده پی اچ (کمی قلوی) بالا بوده و توانایی باروری را نسبت به پی اچ ۶.۴ (اسیدی) افزایش می دهد، زیرا پی اچ اسیدی برای نگهداری سیمین مناسب نیست و ممکن است باعث آسیب به غشاء پلاسمایی حجره اسپرم گردد (Latif et al., 2005). با این حال (Donoghue and Swishart, 2000) در چندین آزمایش گزارش داده اند که اسپرم مرغ می تواند پی اچ بین ۶.۰ تا ۸.۰ را تحمل کند. (Peters et al., 2008) نیز پی اچ سیمین خروس را کمی قلوی با اوسط 7.01 ± 0.1 یافتند، در حالی که (Bah et al., 2001) پی اچ سیمین را در محدوده 7.54 ± 0.4 تا 7.80 ± 0.3 ثبت کرده اند.

عوامل مؤثر بر کیفیت سیمین (غلظت، تحرک، مورفولوژی و زنده ماندن)

ارزیابی ویژگی های کیفیت سیمین در پرندگان طیور نشان دهنده ظرفیت تولید مثلی آن ها بوده و به عنوان یکی از عوامل مهم تعیین کننده باروری و قابلیت چوپه آوری تخم ها گزارش شده است (Peters et al., 2004).

(Gordon, 2005) بیان کرده است که سیمین جمع آوری شده از خروس های خانگی دارای غلظت متوسط 5000×6810 اسپرم در هر میلی لیتر است. از سوی دیگر، گزارش (Hafiz, 2000). نشان می دهد که سیمین جمع آوری شده از خروس های خانگی دارای غلظت متوسط بین ۳۰۰۰ تا 7000×6810 اسپرم در هر میلی لیتر می باشد.

بخش میانی اسپرم خروس نسبت به سایر انواع طولانی تر است، تقریباً یک چهارم طولانی تر، و این ویژگی باعث میشود تا اسپرم پرندگان بیشتر از سایر انواع در بخش میانی خم شود. بر اساس (Alkan et al., 2001)، نقص های مورفولوژیکی اسپرم خروس شامل خمیدگی گردن (خمیدگی بخش میانی)، آسیب بخش میانی، آسیب آکروزوم (خمیدگی، تورم، گره خوردگی یا گرد شدن)، تورم کلی سر و نقص در دم می باشد.

بر اساس (Hafiz, 1978). تفاوت در حجم و غلظت اسپرم سیمین مرغ های خانگی عمدتاً به میزان مشارکت نسبی غده تولید مثلی مختلف، تعداد اسپرم هایی که از یک نژاد یا سویه قابل استخراج است و توانایی بهره برداری از ظرفیت جنتیکی بستگی دارد (Saeed JM and Al-Soudi, 1975). تفاوت های نژادی و فصلی در تولید سیمین خروس ها را گزارش کردند، در حالی که (Egbunike CN and Iyemi JAO, 1979). نشان دادند که نژاد و زمان جمع آوری سیمین بر کیفیت سیمین خروس تأثیر دارد. (Omeje SSI and Marine BN, 1990) نیز مشاهده کردند که تفاوت های جنتیکی قابل توجهی بر اندازه بدن و ویژگی های سیمین خروس ها تأثیر دارد، اما بر مقدار پی اچ سیمین تأثیری ندارد. همچنین تعامل سن و حیواناتی تنها برای حجم سیمین اهمیت داشت.

تنها اسپرم های با مورفولوژی طبیعی قادر به عبور از واجن مرغ به ناحیه ای هستند که لوله های ذخیره سازی اسپرم در آنجا قرار دارند (Bakst et al., 1994). تحرک اسپرم یکی از عوامل اصلی تعیین کننده باروری در مرغ های خانگی است (Donoghue et al., 1998). تحرک اسپرم تابعی از حاصل ضرب غلظت اسپرم های متحرک و نسبت اسپرم های متحرک با سرعت خطی بالای ۳۰ میکرون بر ثانیه است (Froman et al., 2003). سطح هورمون ها در پلاسمای سیمین بازتاب مستقیم فعالیت غدوات درون ریز خصیه های نر است. روابط بین کیفیت سیمین و غلظت تستاسترون در پلاسمای سیمین پرندگان مورد بحث قرار گرفته است (Zeman et al., 1986). سیمین با کیفیت بالا نشان دهنده روند طبیعی اسپرماتوژنز است. علاوه بر تستاسترون، استروژن نیز در توسعه و عملکرد خصیه و سیستم تولید مثلی نر نقش دارد (Rivas et al., 2002; Akingbemi, 2005).

رقیق کننده های سیمین (Semen Extenders)

استفاده از القاح مصنوعی (AI) در طیور با بهبود رقیق کننده ها و روش های نگهداری سیمین می تواند افزایش یابد (Mian et al., 1990). مزایای رقیق کردن سیمین شامل استفاده حداکثری از سیمین با کیفیت بالا که به مقدار کم در دسترس است؛ کاهش نسبت نر به ماده و امکان استفاده از خروسی با مقدار سیمین کم برای القاح تعداد زیادی ماده می باشد. از سوی دیگر، به دلیل کم بودن مایع سیمین، حمل و استفاده از حجم بسیار کوچک سیمین خالص دشوار است؛ رقیق کننده ها این مشکل را رفع کرده و امکان استفاده سیمین را برای تعداد بیشتری مرغ فراهم می کنند (Mian et al., 1990). گلوتامیک اسید که مهمترین جزء آنیونی پلاسمای سیمین پرندگان است، به عنوان جزء ستنده رقیق کننده ها

شناخته شده است (McIndoe, 1959). Lake and) زردی تخم مرغ به طور کلی به عنوان یک عامل مؤثر در رقیق کننده های سیمین برای محافظت اسپرم در برابر شوک سرد و اثر تغییر فاز لیبیدی پذیرفته شده است (Aboagla and Terada, 2004).

بر اساس مطالعات (Jones et al., 1979) اسپرم به شدت به آسیب های اکسیداتیف حساس است. پراکسیداسیون لیپید نقش مهمی در پیری اسپرم، کاهش عمر آن در شرایط آزمایشگاهی و تأثیر بر نگهداری سیمین برای القاح مصنوعی ایفا می کند. این پروسه باعث تغییرات ساختاری به ویژه در ناحیه آکروزوم اسپرم، کاهش سریع و غیرقابل بازگشت تحرک، تغییر عمیق در متابولیسم و افزایش سرعت آزادسازی اجزای داخل حجره می شود. پراکسیداسیون لیپید از سال ها پیش به عنوان یکی از جنبه های مهم استرس اکسیداتیو در اسپرم های پستانداران شناخته شده است (Jones et al., 1979). ذخیره سازی، زمان نگهداری و میزان رقیق سازی اسپرم تأثیر مستقیم بر زنده ماندن اسپرماتوزوآ دارند. رقیق سازی اسپرم باعث افزایش توانایی باروری در مرغ ها از طریق بهبود بقای اسپرم در دستگاه تناسلی ماده می گردد. همچنین، این روش با کاهش هزینه های نگهداری خروس و افزایش استفاده مؤثر از یک نر اصلاح شده در تولید، از نظر اقتصادی مفید است. رقیق کننده های مناسب باید نیازهای متابولیکی اسپرم حیوانات مختلف را تأمین کنند (Özkök, 2024).

مطالعه (Froman DP and Feltmann AJ, 2005) نشان داد که افزایش فشار اسمیوتیکی سیمین می تواند ناشی از آلودگی سیمین فیل مرغ به ادرار و باکتری ها باشد که این امر باعث چسبندگی اسپرم ها (clumping) می شود. فشار اسمیوتیکی مناسب برای نگهداری کوتاه مدت سیمین حدود ۳۷۵ میلی اوسمول بر کیلوگرم (mOsm/kg) گزارش شده است. با این حال، فشار اسمیوتیکی توصیه شده برای روش رنگ آمیزی بلوم (Blom stain technique) کمتر است و برابر با ۲۲۰ میلی اوسمول بر کیلوگرم در رقیق کننده هایی با ترکیب مشابه پلاسمای سیمین تعیین شده است. شرایط هیپواسموتیک (فشار اسمیوتیکی کمتر) باعث تورم سر اسپرم می شود (Lukaszewicz et al., 2008). بنابراین رقیق کننده های سیمین باید ایزوتونیک باشند، زیرا فشار اسمیوتیکی ایجاد شده توسط محلول در صورت عدم تطابق می تواند به حجره اسپرم آسیب برساند (Senger, 2003). رایج ترین روش برای نگهداری کوتاه مدت سیمین طیور (از چند ساعت تا چند روز در درجه حرارت تقریباً ۴- درجه سانتی گراد) شامل معلق کردن اسپرم ها در یک رقیق کننده مناسب است تا زنده ماندن اسپرم ها در شرایط لابراتواری حفظ شود. ارزیابی سیمین رقیق شده و رقیق نشده خروس های ذخیره شده نشان داده است که استفاده از رقیق کننده برای حفظ کیفیت اسپرم ضروری است (Bootwalla and Miles, 1992).

(Froman, 2005) گزارش داده است که لوله ذخیره اسپرم مرغ (Sperm Storage Tube – SST) بین فرج و غده قشر سازی اویدکت موقعیت دارد. پیشتر تصور می شد که اسپرم هایی که در SST قرار دارند، غیرمتحرک اند، اما اکنون به نظر میرسد که ذخیره سازی اسپرم در SST وابسته به حرکت فعال در برابر جریان های تولید شده توسط حشرات بشرویل SST می باشد. اسپرم خروس ها در درجه حرارت بدن (۴۱ درجه سانتی گراد) تا چند روز یا حتی هفته ها پس از انزال توان تحرک را حفظ می کنند. با این حال، چگونگی ورود، بقاء و خروج اسپرم از SST هنوز به طور کامل شناخته نشده است. بر اساس گفته های (Hafez, 2000) اسپرم در پستانداران فقط برای مدت کوتاهی در دستگاه تناسلی ماده باقی می ماند، در حالی که در مرغ و فیلمرغ، اسپرم ممکن است تا مدت زیادی پیش از القاح در اویدکت بماند: تا ۳۲ روز در مرغ و ۷۰ روز در فیلمرغ.

(Tabatabaei et al., 2009) اظهار داشتند که اگرچه مکانیزم دقیق نگهداری طولانی مدت اسپرم مشخص نیست، اما احتمالاً شامل سرکوب قابل بازگشت فعالیت تنفسی و حرکتی اسپرم، تثبیت غشای پلاسمایی و حفظ آکروزوم می باشد. بر اساس گزارش (Mauldin, 2000) اسپرم ها از SST در فواصل منظم برای القاح تخمه هایی که به صورت متوالی تخمه ریزی میشوند آزاد می گردند. پس از رهایی، اسپرم ها به کمک انقباض اویدکت به سمت اووم هدایت می شوند و تحرک خود اسپرم در این مرحله اهمیت زیادی ندارد. در عرض ۵ تا ۱۰ دقیقه پس از تخمه ریزی، اسپرم به دیسک جنتیکی در سطح تخمه رسیده است.

نتیجه گیری

یافته های این مطالعه نشان داد که استفاده از القاح مصنوعی در بهبود کیفیت نمونه ها مؤثر بوده و تا حد زیادی با نتایج مطالعات بین المللی مشابه همخوانی دارد. با این حال، تفاوت هایی نیز مشاهده شد که می تواند ناشی از تفاوت در نژاد حیوانات، شرایط محیطی، و روش های اجرایی باشد. به طور مشخص، برخی مطالعات اثرگذاری بیشتری گزارش کرده اند، در حالی که نتایج حاضر نشان دهنده محدودیت هایی در اثرگذاری القاح مصنوعی است که احتمالاً به کیفیت رقیق کننده ها، تجهیزات لابراتواری و مهارت عملیاتی کارکنان مربوط میشود. این مقایسه نشان می دهد که ارزیابی دقیق تفاوت ها و شرایط محلی، برای تفسیر نتایج و بهبود پروتوکول های ضروری است. در زمینه کاربرد عملی در افغانستان، محدودیت های موجود شامل دسترسی محدود به رقیق کننده های استاندارد، کمبود تجهیزات پیشرفته لابراتوار، و چالش های مدیریتی در فارم ها، نقش مهمی در کیفیت و قابلیت اجرایی روش های القاح مصنوعی دارد. این محدودیت ها نشان می دهد که تطبیق پروتوکول ها با شرایط واقعی

و منابع موجود، نه تنها برای بهبود کیفیت نمونه‌ها بلکه برای توسعه عملی تکنولوژی در سطح کشور حیاتی است. بر اساس یافته‌های حاضر، پیشنهاد میشود:

۱. بررسی اثر بخشی رقیق‌کننده‌های ارزان و بومی به منظور افزایش دسترسی و کاهش هزینه‌ها در فارم‌های محلی.
 ۲. ارزیابی عملکرد القاح مصنوعی بر نژادهای بومی و مقایسه با نژادهای وارداتی، تا مناسب‌ترین روش‌ها برای شرایط افغانستان مشخص شود.
 ۳. مطالعات طولی و میدانی جهت بررسی دوام و کیفیت نتایج در شرایط واقعی فارم‌ها و تطبیق پروتکل‌های معیاری با محدودیت‌های موجود.
- اجرای این اقدامات می‌تواند فاصله بین یافته‌های بین‌المللی و نیازهای محلی را کاهش دهد، کاربرد عملی القاح مصنوعی را در کشور تقویت کند و پایه‌ای علمی برای تحقیقات آینده و توسعه تکنولوژی در زمینه مدیریت فارم‌ها فراهم نماید.

مآخذ

- Aboagla EM and Terada T (2004). Effects of egg yolk during the freezing step preservation on the viability of goat spermatozoa. *Theriogenology*, 62(6), 1160-1172. <https://doi.org/10.1016/j.theriogenology.2004.01.013>.
- Aisha K and Zain UA (2010). Artificial Insemination in Poultry. Department of Pathology, University of Agriculture Faisalabad, Pakistan. <http://www.vets.net.com>.
- Akinbola, E. T. & E. O. Ewuola, (2024). Effects of semen dose on egg fertility, embryo mortality and hatchability in artificially inseminated geese (*Anser cygnoides*). *Bulg. J. Vet. Med.*, 27(4), 564-572. DOI: 10.15547/bjvm.2023-0005.
- Akingbemi BT (2005). Estrogen regulation of testicular function. *Reproductive Biology and Endocrinology*, 3:1-13.
- Alkan S, Baran A, Ozdas BO and Evecen M (2001). Morphological defects in turkey semen. *Journal of veterinary and animal science*, 26(5), 1087-1092. <https://journals.tubitak.gov.tr/veterinary/vol26/iss5/16>.
- Anderson J (2001). The semen of animals and its use for artificial insemination. Green world publishers India. First Ind. Reprint.
- Bah GS, Chughari SUR and Al-Amin JD (2001). Semen characteristics of local breeder cocks in the Sahel region of Nigeria. *Revue d'élevage et de médecine vétérinaire des pays tropicaux*, 54(2), 153-158.
- Bakst MRG and Brillard JP (1994). Oviductal spermatozoa selection, transport, and storage in poultry. *Poultry Science Review*, 5(3):117-143. DOI: 0964-6604/94/\$26.00.
- Bearden HJ, Fuquay JW and Willard ST (2004). *Applied Animal Reproduction*. Pearson Education, Inc. New Jersey. 6th Edition, pp.109-27.
- Benoff FH, Rowe K, Fuguay JI, Renden JA and Scott AR (1981). Effect of semen collector on semen volume and sperm concentration in broiler breeder males. *Poultry Science*, 60(5), 1062 - 1065. <https://doi.org/10.3382/ps.0601062>.
- Blanco JM and Hofle U (2004). Bacterial and fungal contaminants in raptor ejaculates and their survival to sperm cryopreservation protocols. *European Wildlife Disease Association*, pp. 123.
- Blesbois E, Seigneurin F, Grasseau I, Limouzin C, esnard JB, Gourichon D, Coquerelle G, Rault P and Tixier-Boichard M (2007). Semen cryopreservation for ex situ management of genetic diversity in chicken: creation of the French avian cryobanks. *Poultry Science*, 86(3) 555-564. <https://doi.org/10.1093/ps/86.3.555>.
- Bootwalla SM and Miles RD (1992). Developments of diluents for domestic fowl semen. *Poultry Science Journal*, 48: 121-126.
- Bramwell KR (2002). Fertility and embryonic mortality in breeders. *Avian Advice University of Arkansas*.
- Brooks DE (1990). Biochemistry of the male accessory glands. In: Llamming, G.E (ed.), *Marshall's Physiology of Reproduction. Reproduction in the Male*. Edinburgh, UK: Churchill Livingstone, 2: 569-690.
- Chaudhuri DG, Wishart GJ, Lake PE and Ravie O (1988). Predicting the fertilizing ability of avian semen: a comparison of a simple colorimetric test with other methods for predicting the fertilizing ability of fowl semen. *Poultry Science*, 29(4), 847-851. <https://doi.org/10.1080/00071668808417113>.
- Chulhong P and Chapman FA (2005). An Extender Solution for the Short-Term Storage of Sturgeon Semen. *Nigerian Agricultural Journal. Aquaculture*, 67(1): 52-57. <https://doi.org/10.1577/FA03-068.1>.
- Cole HH and Cupps PT (1977). *Reproduction in domestic animals*. 3rd Ed. New York. Academic press. pp. 195.
- Donoghue AM and Wishart GJ (2000). Storage of poultry semen. *Animal Reproductive Science*, 62(1-3): 213-232. [https://doi.org/10.1016/S0378-4320\(00\)00160-3](https://doi.org/10.1016/S0378-4320(00)00160-3).

- Donoghue AM, Blore PJ, Cole K, Loskutoff NM and Donoghue DJ (2004). Detection of *Campylobacter* or *Salmonella* in turkey semen and the ability of poultry semen extenders to reduce their concentrations. *Poultry Science*, 83(10): 1728–33. <https://doi.org/10.1093/ps/83.10.1728>.
- Donoghue AM, Holsberger DR, Evenson DP and Froman DP (1998). Semen donor selection by in vitro sperm mobility increases fertility and semen storage in the turkey hen. *Journal of Andrology*, 19(3): 295–301. <https://doi.org/10.1002/j.1939-4640.1998.tb02008.x>.
- Dumpala PR, HM Parker and McDaniel CD (2006). The effect of semen storage temperature and diluent type on the sperm quality index of broiler breeder semen. *Poultry Science*, 5(9): 838-845. <https://doi.org/10.3923/ijps.2006.838.845>.
- Egbunike CN and Iyemori JAO (1979). Comparative studies of the reproductive capacity of the Nigerian and Exotic poultry breeds. *Nigerian Journal of Animal Production*, 6: 47- 51. <https://doi.org/10.51791/njap.v6i.2657>.
- Etches RJ (1996). The male. *Reproduction in poultry*, 1st ed., RJ Etches, ed. Cab, 458, 208-233.
- Farooq U, MU Haq, J Muhammad, M Amin & G Murtaza. 2024. Innovative strategies for optimal reproductive management in poultry through artificial insemination. *Biological Times*, 3(5): 3-4. <https://biologicaltimes.com>.
- Foot RH (2002). The history of artificial insemination: Selected notes and notables. Department of Animal Science, Cornell University, Ithaca, NY 14853-4801.
- Froman DP and Feltmann AJ (2005). Fowl (*Gallus domesticus*) sperm motility depends upon mitochondrial calcium cycling driven by extracellular sodium. *Biology of Reproduction*, 72(1): 97-101. <https://doi.org/10.1095/biolreprod.104.033209>.
- Froman DP, Bowling ER and Wilson JL (2003). Sperm mobility phenotype not determined by sperm quality index. *Poultry Science*, 82(3): 496–502 <https://doi.org/10.1093/ps/82.3.496>.
- Ghanizada, A. J., & Naseri, A. K. (2025). Examining the Impact of Lighting Programs on Welfare and Productivity in Broiler Chickens. *ESRJ*, 63(1), 49–57. <https://esrj.edu.af/esrj/article/view/74>.
- Gordon I (2005). Reproductive technologies in farm animals. CABI Publishing UK. Chapter: 1, pp.16-28.
- Hafez B and ESE Hafez (2000). *Reproduction in Farm Animals*. 7th ed. New York. Lippincott Williams and Wilkins, USA.
- Hafez ESE (1974). *Reproduction in Farm Animals*. 3rd ed.
- Hafez ESE (1978). *Reproduction in farm animals*. 2 nd ed., pp. 237.
- Jones R and T Mann (1979). Lipid Peroxidation in Spermatozoa. *Proceedings of the Royal Society B: Biological Sciences*, 184(1074): 103–107. <https://doi.org/10.1098/rspb.1973.0035>.
- Lake PE (1983). Factors affecting the fertility level in poultry, with special reference to artificial insemination. *Agricultural Research Council*, 39(2): 106-117. DOI: <https://doi.org/10.1079/WPS19830011>.
- Lake PE (1995). Historical perspective of artificial insemination technology. *Poultry Science Association*, Savoy, Illinois, pp. 1–20.
- Lake PE and McIndoe WM (1959). The glutamic acid and creatine content of cock seminal plasma. *Biochemical Journal*, 71(2): 303– 306. doi: 10.1042/bj0710303.
- Lake PE and Stewart JM (1978a). Preservation of fowl semen in liquid nitrogen - an improved method. *British Poultry Science*, 19(2): 187–194. <https://doi.org/10.1080/00071667808416462>.
- Lake PE and Stewart JM (1978b). Artificial insemination in poultry. Ministry of Agriculture and Fishery. Food, Bulletin.213, Her Majesty's Stationery Office, London, UK.
- Latif A, Ijaz A, Aleem M and Mahmud A (2005). Effect of osmotic pressure and pH on the short-term storage and fertility of broiler breeder sperm. *Pakistan Veterinary Journal*, 25(4): 179-183.
- Lukaszewicz E, Jersey A, Partyka A and A Siudzinska (2008). Efficacy of evaluation of rooster sperm morphology using different staining methods. *Research in Veterinary Science*, 85(3): 583-588. <https://doi.org/10.1016/j.rvsc.2008.03.010>
- Lunak M (2010). A Brief Story of Artificial Insemination in Agriculture/Cattle. UNH Cooperative Extension.
- Mian Z, Nasim A, Shakoor A and Qureshi MS (1990). Effect of dilution of fowl semen with normal saline on the fertility of RIR hens through Artificial Insemination. *Pakistan Journal of Agriculture*, 11(3): 201-204.
- Mouldin MJ (2000). Fertilization of the avian embryo. Cooperative extension service. NAFU, Farmer Technology, 2008. How to start a poultry farm <http://www.nafufarmer.co.za/pdf-files>.
- Omeje SSI and Marine BN (1990). Evaluation of semen characteristics of adult cocks of different genetic background. *Theriogenology*, 24(6): 1111-1118. [https://doi.org/10.1016/S0093-691X\(05\)80010-X](https://doi.org/10.1016/S0093-691X(05)80010-X) Get rights and content
- Özkök, A.O. (2024). Effect of Canary (*Serinus canary*) semen modified with different extenders on fertilization in artificial insemination. *J. Anatolian Env. and Anim. Sciences*, 9(1), 60-66. <https://doi.org/10.35229/jaes.1377519>.

- Peters SO, Omidiji EA, Ikeobi CON, Ozoje MO and debambo OAA (2004). Effect of Naked Neck and Frizzled Genes on Egg Traits, Fertility and Hatchability in Local Chicken. 9th Annual Conference of Animal Science Association of Nigeria, pp. 262-264.
- Peters SO, Shoyebo OD, Ilori BM, zoje MOO, Ikeobi CON and Adebambo OA (2008). Semen quality traits of seven strain of chickens raised in humid tropics. *International Journal of Poultry Science*, 7(10): 949-953. <https://doi.org/10.3923/ijps.2008.949.953>
- Quinn JP and Burrows WH (1937). Artificial insemination in fowls. *Journal of Hered*, 27: 31-37.
- Reddy RP (1995). Artificial insemination of broilers: economic and management implications.in: Bakst, M.R., Riha L , Apolen D, Pivko J, Grafenau P and Kubovicova E (2006). Influence of implemmentors on sheep fertility out of season. *Slovak Journal of Animal Science*, 4: 180-182.
- Rivas A, Fisher JS, Mc Kinnell C, Atanassova N and Sharpe RM (2002). Induction of reproductive tract developmental abnormalities in the male rat by lowering androgen production or action in combination with a low dose of diethylstilbestrol: Evidence for importance of the androgen-estrogen balance. *Endocrinology*, 143: 4797-4808.
- Saeed JM and Al-Soudi KA (1975). Seasonal Variation in Semen Characteristics of White Leghorn, New Hampshire and indigenous chickens in Iran. *British Poultry Science*, 16(2): 91-102. <https://doi.org/10.1080/00071667508416167>.
- Salisbury GW, Van Demark NL and Lodge JR (1978). Extenders and extension of unfrozen semen. In: Salisbury GW, editor. *Physiology of reproduction and artificial insemination of cattle*, 2nd ed. San Francisco: W.H. Freeman and Company, pp. 442- 93.
- Sarlos PAM, Kokai A, Gabor G and Ratky J (2002). Evaluation of the effect of antioxidants in the conservation of ram semen. *Acta Veterinaria Hungary*, 50 (2): 235-245. <https://doi.org/10.1556/avet.50.2002.2.13>.
- Senger PL (2003). *Pathways to pregnancy and Parturition*. (99164-6332) 2nd Ed. Pullman, Washington, USA.
- Siudzinska A and Lukaszewicz E (2008). Effect of semen extenders and storage time on sperm morphology of four chicken breeds. *Applied Poultry Research*, 17(1): 101-108. <https://doi.org/10.3382/japr.2007-00048>.
- Sunil, P.(2024). Importance of AI and Interesting fact about poultry Reproduction. *The Science World jornal*. Vol.4(10), 4022-4026. <https://doi.org/10.5281/zenodo.14035006>.
- Tabatabaei S, Batavani RA and Talebi AR (2009). Comparism of oviductal sperm age on fertility, hatchability and embryonic death rates in Iranian indigenous and ross-308 broiler breeder chickens. *Journal of Animal and Veterinary*, 8(1): 85-89. <http://www.medwelljournals.com/fulltext/java/2009/85-89.pdf>.
- Thurston RJ (1995). Storage of poultry semen above freezing for 24-48 hours. In: Bakst, M.R., Wishart, G.J. Eds., *Proc. 1st International Symposium on Artificial Insemination in Poultry*. Poultry Science Association, Savoy, IL, pp. 107-122.
- Tuncer PB, Kinet H and Ozdogan N (2008). Evaluation of some spermatological characteristics in Gerze cocks. *Ankara University Veterinary Fak. Derg.*, 55: 99-102.
- Tuncer PB, Kinet H, Ozdogan N and Demiral O (2006). Evaluation of some spermatological characteristics in Denizli cocks. *Journal of Faculty of Veterinary Medicine*, 3(1): 37-42.
- Turin L, Russo S and Poli G (1999). BHV-1: New molecular approaches to control a common and widespread infection. *Molecular Medicine*, 5: 261-84.
- Van Eck JH and Goren E (1980). Disease and depressed egg production in turkeys resulting from the use of a semen diluents contaminated by bacteria. *Tijdschr Tiergeneesk*. 105 (10): 408-411.
- Wishart GJ (1995). New approaches to evaluating male and female fertility. In: Bakst, M.R., Wishart, G.J. _Eds., *Proc. 1st International Symposium on the Artificial Insemination of Poultry*. Poultry Science Association, Savoy, IL, pp. 207-223.
- Zeman MJ Kosutzky and E Bobakova (1986). Testosterone concentration in the seminal plasma of cocks. *British Poultry Science*, 27(2), <https://doi.org/10.1080/00071668608416879>