

# Biochemiczne aspekty magazynowania i transportu plemników w narządach rozrodczych samic ssaków

*Maria Droba*

*Zakład Chemii Ogólnej i Fizjologicznej,  
Uniwersytet Rzeszowski  
ul. Ćwiklińskiej 2, 35-601 Rzeszów  
e-mail: mdroba@univ.rzeszow.pl*

**Słowa kluczowe:** jajowód, zbiornik, plemniki, przechowywanie

## Wprowadzenie

---

Magazynowanie nasienia w narządach rozrodczych samicy zachodzi u większości kręgowców, u których występuje zapłodnienie wewnętrzne. U niektórych gadów, płodne plemniki są w ten sposób magazynowane przez lata [12, 14]. U ptaków magazynowanie plemników w specjalnych gruczołach w narządach rozrodczych samicy trwa w zależności od gatunku nawet wiele tygodni [4].

U większości ssaków regułą jest krótki okres przechowywania nasienia [13], chociaż u torbaczy plemniki mogą być przechowywane przez wiele dni [37], a u niektórych nietoperzy przez wiele miesięcy [35]. Zjawisko to było szczegółowo badane u chomika, szczura, myszy, królika, owcy, krowy, lochy, klaczy i u człowieka [2, 8, 11, 21, 24, 25, 33, 34, 38, 39, 40, 41, 42]. U tych ssaków wkrótce po akcie kopulacyjnym, plemniki przechodzą przez połączenie maciczo-jajowodowe i są zatrzymane w cieśni jajowodu, gdzie tworzy się ich funkcjonalny rezerwuar. W czasie bliskim owulacji niewielka część plemników jest uwalniana i osiąga miejsce zapłodnienia w bańce jajowodu.

Rezerwuar plemników może spełniać następujące funkcje:

- utrzymywać zdolność plemników do zapłodnienia aż do momentu owulacji;
- zapobiegać polispermicznemu zapłodnieniu poprzez uwalnianie niewielu plemników w czasie odpowiednio dobranym do pobytu oocytu w bańce jajowodu;
- regulować fizjologiczny stan plemników;
- spełniać rolę selekcji plemników z zachowanymi strukturami morfologicznymi i stabilną chromatyną.

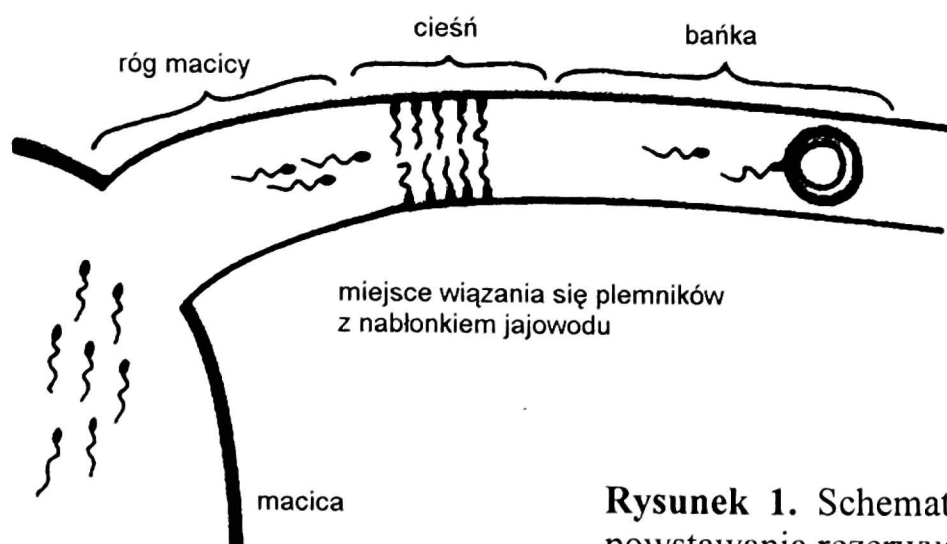
Tworzenie funkcjonalnych rezerwuarów plemników może służyć udoskonaleniu zapłodnienia i późniejszego rozwoju embrionalnego. Można się spodziewać, że wiedza na temat sposobu magazynowania plemników oraz ich uwalniania pozwoli sterować doбором metod polepszających zdolność zapładniającą podczas sztucznego unasiwienia oraz wybierać nasienie wartościowych samców.

## Powstawanie rezerwuarów plemników

U bydła, aby skutecznie zapłodnić jedynie jeden oocyt, trzeba drogą sztucznej inseminacji wprowadzić miliony plemników. Z nich zaledwie tysiące osiągną cieśń jajowodu. Wiele plemników w trakcie tej wędrówki zostaje zatrzymanych i unieruchomionych w specjalnych miejscach, aż do momentu owulacji.

Gdy plemniki osiągną jajowód, są zmuszone do pokonania jego wąskiego światła wyścielonego śluzówką. Rozgałęzione fałdy śluzówki tworzą kanały, które często kończą się ślepo. Wąskie kanały i gęsty śluz – zbudowany z substancji mukopolisacharydowych – opóźniają ruch plemników zwiększając ich kontakt z nabłonkiem śluzówki, co sprzyja przyleganiu. Takie przyleganie obserwowano *in vitro* u ludzi [3], bydła [44], koni [47], świni [45], owcy [21] a także u myszy [42] i chomików [41]. Plazmolemma segmentu akrosomowego wiąże się z rzęskami komórek nabłonka (np. u bydła i świni) albo mikrokosmkami komórek bezrzęskowych [11, 23, 28, 45].

Rezerwuary plemników u ptaków mają postać specjalnych gruczołów, a ich budowa została opisana przez Baksta u kury i indyczki [4, 5]. Są to pojedyncze gruczoły cewkowe, których światło wyściela jednowarstwowy nabłonek walcowaty zbudowany z dwóch typów komórek: orzęsionych i nieorzęsionych. Nabłonek z komórkami orzęsionymi ograniczony jest tylko do obszaru ujścia gruczołu, w obrębie jego światła występują tylko komórki nieorzęsione. Błona plazmatyczna komórek nabłonka światła gruczołów tworzy liczne mikrokosmki. Plemniki w takim gruczole są



**Rysunek 1.** Schematyczne przedstawienie miejsca powstawania rezerwuaru plemników u ssaków

rozmieszczone w końcowej części, tworząc zwarte wiązki z równolegle ułożonymi główkami skierowanymi do podstawy. Witki upakowanych w ten sposób plemników wykonują wolne i synchroniczne ruchy.

## Molekularny mechanizm wiązania plemników

---

Dowody na to, jakie cząsteczki chemiczne są zaangażowane w wiązanie plemników w jajowodzie zgromadzono na podstawie doświadczeń nad kompetycyjnym hamowaniem takiego wiązania z użyciem glikokonjugatów. Na przykład wiązanie plemników ze śluzówką jajowodu chomika hamuje fetuina [9]. Komponentem fetuiny odpowiedzialnym za kompetycyjne hamowanie wiązania plemników okazał się kwas sjalowy, który występował na terminalnych resztach oligosacharydowych fetuiny. U kłaczy [28] wiązanie się plemników z nabłonkiem jajowodu bardziej skutecznie hamowała asjalofetuina, a głównym cukrem odpowiedzialnym za ten efekt była galaktoza. U świni za wiązanie odpowiadają białka plazmy nasienia z rodziny spermadhezyn. Mają one niski ciężar molekularny (12–16 kDa) i pokrywają powierzchnię plemnika w momencie kontaktu z plazmą nasienia. Spermadhezyna AQN-1 ma powinowactwo do mannozy, która zakotwicza plemniki w rezerwuarze jajowodu [48, 49].

U bydła, wiązanie plemników z nabłonkiem jajowodu było specyficznie blokowane przez fukoidan, a zwłaszcza jego składnik – fukozę [29]. Co więcej, fukoza w połączeniu ( $\alpha$  1–4) z N-acetyloglukozaminą, podobnie jak w trisacharydach Lewisa grup krwi ( $Le^a$ ), jeszcze silniej hamowała wiązanie plemników [46]. Wykryto, że cząsteczki zawierające fukozę występują także na powierzchni nabłonka jajowodu u bydła. W badaniach tych zastosowano lektyny wiążące fukozę z *Lotus tetragonolobus* (LTL) oraz z *Ulex europeus* (UEA-1) [7, 29]. Z kolei cząsteczki mające zdolność do wiązania fukozy zostały stwierdzone na powierzchni plemników buhaja przy użyciu fluorescencyjnej fukozy oraz neoglikoproteiny  $Le^a$ , którymi znaczone żywe plemniki w rejonie akrosomu [36, 46]. Traktowanie nabłonka jajowodu fukozydazą wpływało na obniżenie ilości związanych plemników. Niektóre lektyny ssaków wymagają jonów  $Ca^{2+}$  w celu związania węglowodanowego ligandu. W przypadku usunięcia jonów  $Ca^{2+}$  za pomocą EGTA, plemniki buhaja również traciły zdolność wiązania się z nabłonkiem jajowodu [46].

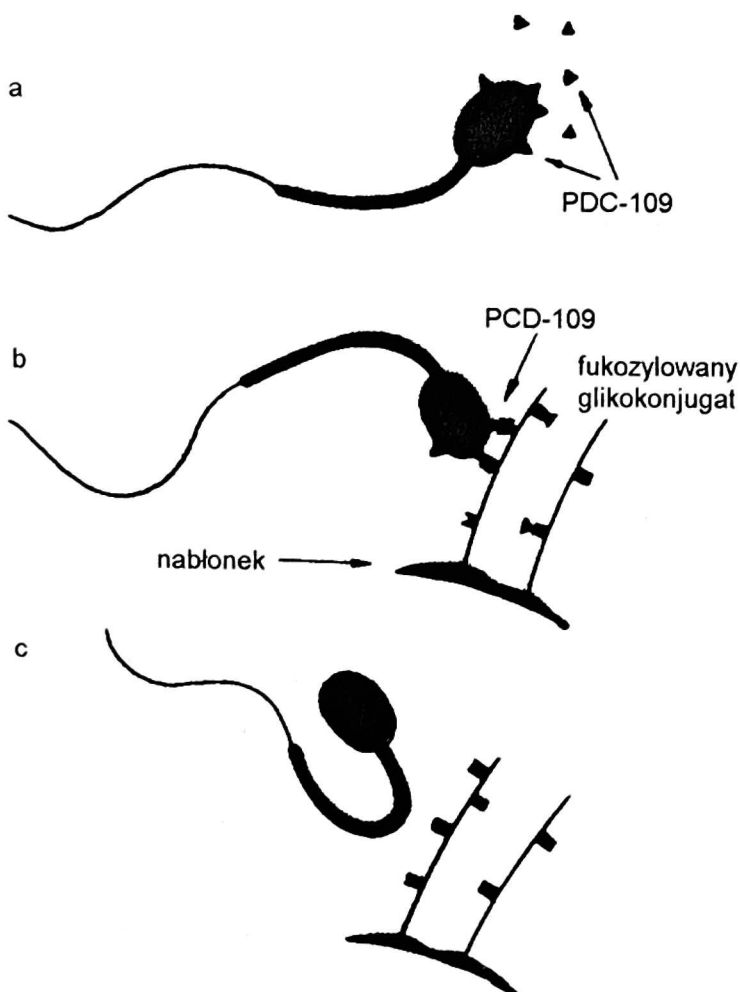
W celu zidentyfikowania białka obecnego na powierzchni plemników buhaja, które odpowiadało za wiązanie się plemników z nabłonkiem jajowodu, zastosowano kolumnę powinowactwa wypełnioną neoglikoproteina  $Le^a$ . Związane białko było eluowane za pomocą fukozy i EGTA [26]. Na podstawie sekwencji aminokwasowej, białko to zidentyfikowano jako PDC-109, zwane również BSP-A1/A2. Jest ono, jak wiadomo, wydzielane przez gruczoły pęcherzykowe w ilości 15–20 mg/ml i ulega wiązaniu z powierzchnią plemników podczas ejakulacji [32]. Odkrycie, że białko to jest składnikiem plazmy nasienia, wyjaśnia, dlaczego plazma nasienia blokuje

zdolność plemników do wiązania fukozy [36]. Obecność nadmiaru białka PDC-109 w plazmie nasienia nie pozwala plemnikom buhaja na wiązanie się z fukozylowanymi cząsteczkami nabłonka niższych rejonów narządów rozrodczych samicy.

## Uwalnianie plemników z rezerwuarów

Kiedy badano przeżywanie plemników wewnątrz jajowodu myszy [10], zaobserwowano, że tylko plemniki, które przeszły proces hiperaktywacji, są w stanie uwolnić się z nabłonka jajowodu. Doświadczenie przeprowadzone *in vitro* z kapacytowanymi za pomocą heparyny plemnikami buhaja wykazało, że po kapacytacji znacznie mniej plemników wiązało się ze skrawkami nabłonka jajowodu [30] oraz z fukozylowaną albuminą surowicy wołowej [36]. Sugeruje się, że zmiany na powierzchni główki plemnika, zachodzące podczas kapacytacji mogą być odpowiedzialne za utratę zdolności wiązania się plemników z ich ligandami w jajowodzie.

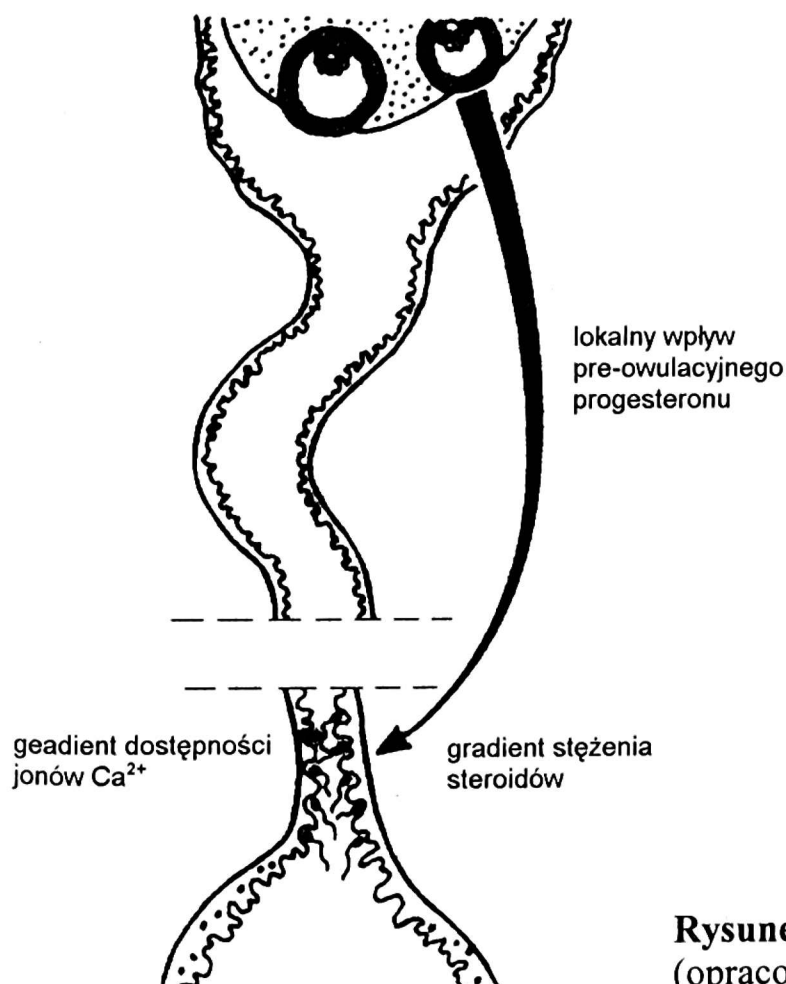
Jak powszechnie wiadomo, węglowodany są również odpowiedzialne za wiązanie się plemników z osłoną przejrzystą (ZP) oocytu. Węglowodany zaangażowane w wiązanie z osłoną oocytu muszą się jednak różnić od tych, które uczestniczą w wiązaniu z nabłonkiem jajowodu, ponieważ plemniki, które utraciły zdolność wiązania się z nabłonkiem na skutek kapacytacji, mogą się wiązać z osłoną



**Rysunek 2.** Na ilustracji przedstawiono propozycję modelu wiązania się plemników buhaja z nabłonkiem jajowodu (opracowano na podstawie [43]); a) białko PDC-109 wydzielane przez pęcherzyki nasienne wiąże się z błoną plazmatyczną plemnika, ale także istnieje w nadmiarze w plazmie nasienia. W tych warunkach plemnik jest zabezpieczony przed wiązaniem się z fukozylowanymi cząsteczkami nabłonka jajowodu w miejscu depozycji nasienia w drogach rodnych; b) komponenty plazmy nasienia nie wędrują dalej z wyjątkiem białka PDC-109, które opłascza powierzchnię plemnika i wiąże plemnik z fukozylowanymi cząsteczkami na powierzchni nabłonka; c) białko PDC-109 jest odrzucane z powierzchni kapacytowanego plemnika, przez co następuje utrata zdolności wiązania z fukozą i uwolnienie plemnika z nabłonka. Czynnikiem stymulującym ten proces jest hiperaktywacja ruchu plemnika

przejrzystą. Podczas kapacytacji plemniki buhaja tracą zdolność do wiązania fukozy, a nabierają zdolności do wiązania mannozy [36], którą zawierają glikoproteiny osłony przejrzystej [27]. Wydaje się, że nabłonek jajowodu może proces uwalniania plemników wspomagać poprzez zapoczątkowanie wydzielania czynników inicjujących kapacytację i hiperaktywację plemników [6, 31].

Hormony, których poziom wzrasta przed owulacją, mogą stymulować wydzielanie inicjatorów kapacytacji i hiperaktywacji tak, aby doszło do uwolnienia plemników w czasie odpowiednim do zapłodnienia. Lokalna, endokrynowa regulacja uwalniania plemników jest dość dobrze poznana [16, 17, 22]. Zakłada ona synchronizację końcowych etapów dojrzewania oocytu i uwalniania go z pęcherzyka Graafa z aktywacją plemników i ich uwolnieniem z nabłonka jajowodu. Jakkolwiek różne grupy hormonów mogą być zaangażowane w proces uwalniania plemników (steroidy, prostaglandyny i hormony peptydowe) to jednak hormony steroidowe odgrywają w tym procesie główną rolę. Badania eksperymentalne sugerują koordynację przygotowania plemników do zapłodnienia z przedowulacyjną sekrecją progesteronu z pęcherzyków Graafa, w odpowiedzi na LH [15, 17]. Progesteron oddziałuje na mięśniówkę i śluzówkę cieśni, ale także na same plemniki, które mają odpowiednie receptory na błonie plazmatycznej. Progesteron może być też zaangażowany w modyfikację powierzchniową plemnika [1] oraz wesikulację plazmolemmy i zewnętrznej błony akrosomowej, poprzedzoną napływem jonów  $Ca^{2+}$  z organelli komórek nabłonka jajowodu mających ścisły kontakt z główką plemnika [17, 18].



Rysunek 3. Mechanizm uwalniania plemników (opracowano na podstawie [20])

Jakkolwiek nie wykazano lokalnie programowanego transportu jonów  $\text{Ca}^{2+}$  do miejsca przechowywania plemników w jajowodzie (tak jak w przypadku kanałów jonowych) – ciekawych wyników dostarczają badania Huntera [20]. Wprowadzenie mikrokropli roztworu jonoforu wapnia (A23187; Sigma) do funkcjonalnego rezerwuaru nasienia w jajowodzie świni na krótko przed owulacją spowodowało masowe uwalnianie plemników oraz zakłócenie początkowego stosunku plemniki / jajo, dając w efekcie 40% przypadków zapłodnienia polispermicznego.

Na podstawie tych badań zakłada się, że jony  $\text{Ca}^{2+}$  mogą być zaangażowane w przedowulacyjny proces uwalniania i aktywacji plemników. Lokalna modulacja endokrynowa wzdłuż cieśni jajowodu wywoływana przez przylegający jajnik, może stwarzać gradient dostępności jonów  $\text{Ca}^{2+}$  dla części związanych plemników [17, 19]. Potwierdza to ogólnie przyjętą tezę, że jony wapnia mogą kontrolować różne procesy fizjologiczne; mogą być czynnikiem wywołującym reakcję akrosomową, kapacytację plemników w żeńskich drogach rozrodczych, a także mogą powodować aktywację lub hiperaktywację ruchliwości plemników.

## Literatura

- 
- [1] Austin C.R., Bavister B.D., Edwards R.G. 1973. Components of capacitation. W: The Regulation of Mammalian reproduction. Segal S.J. (red.) NIH Bethesda Conference, Bethesda, USA: 1–588.
- [2] Bader H. 1982. An investigation of sperm migration into the oviducts of the mare. *J. Reprod. Fertil.* 32: 59–64.
- [3] Baillie H.S., Pacey A.A., Warren M.A., Scudamore I.W., Barratt C.L.R. 1997. Greater numbers of human spermatozoa associate with endosalpingeal cells derived from the isthmus compared with those from the ampulla. *Human Reprod.* 12: 1985–1992.
- [4] Bakst M.R. 1987. Anatomical basis for sperm-storage in the avian oviduct. *Scan. Microsc.* 1: 1257–1266.
- [5] Bakst M.R. 1993. Oviducal sperm storage in poultry: a review. *Reprod. Fertil. Dev.* 5: 595–599.
- [6] Chian R.I.-C., LaPointe S., Sirard M.A. 1995. Capacitation in vitro of bovine spermatozoa by oviduct cell monolayer conditioned medium. *Molec. Reprod. Dev.* 42: 318–324.
- [7] Cipolla A.L., Paolicchi F.A., Poso M.A., Morsella C.G., Casaro A.P., Massone A.R., Villegas R., Callejas S., Gimeno E.J. 1998. Lectin-binding sites in uterus and oviduct of normal and *Campylobacter fetus* subspecies *venerealis*-infected heifers. *Eur. J. Histochem.* 42: 63–70.
- [8] Croxatto H.B., Faundes A., Medel M., Avendano S., Croxatto H.D., Vera C., Anselmo J., Pastene L. 1975. Studies on sperm migration in the human female genital tract. W: The Biology of Spermatozoa. Hafez E.S.E., Thibault C.G. (red.), Karger, Basel: 74–82.
- [9] DeMott R.P., Lefebvre R., Suarez S.S. 1995. Carbohydrates mediate the adherence of hamster sperm to oviductal epithelium. *Biol. Reprod.* 52: 1395–1403.

- [10] DeMott R.P., Suarez S.S. 1992. Hyperactivated sperm progress in the mouse oviduct. *Biol. Reprod.* 46: 779–785.
- [11] Flechon J.E., Hunter R.H.F. 1981. Distribution of spermatozoa in the utero-tubal function and isthmus of pigs, and their relationship with the luminal epithelium after mating: a scanning electron microscope study. *Tissue Cell* 13: 127–139.
- [12] Gist D.H., Jones J.M. 1987. Storage of sperm in the reptilian oviduct. *Scan. Microsc.* 1: 1839–1849.
- [13] Harper M.J.K. 1994. Gamete and zygote transport. W: *The physiology of reproduction*. Knobil E., Neill J. et al. (red.), Raven Press, New York: 123–188.
- [14] Howarth B. 1974. Sperm storage: As a function of the female reproductive tract. W: *The Oviduct and Its Functions*. Johnson A.D., Foley C.W. (red.), Academic Press, New York: 237–270.
- [15] Hunter R.H.F. 1972. Local action of progesterone leading to polyspermic fertilisation in pigs. *J. Reprod. Fertil.* 31: 433–444.
- [16] Hunter R.H.F. 1988. *The fallopian tubes: Their role in fertility and infertility*. Springer-Verlag, Berlin, Heidelberg, New York: 1–191.
- [17] Hunter R.H.F. 1995. Ovarian endocrine control of sperm progression in the Fallopian tubes. *Oxford Rev. Reprod. Biol.* 17: 85–125.
- [18] Hunter R.H.F. 1997. Sperm dynamics in the female genital tract: interactions with Fallopian tube microenvironments. W: *Microscopy of reproduction and development, a dynamic approach*. Motta P.M. (red.), Rome: 35–45.
- [19] Hunter R.H.F. 1998. Sperm-epithelial interactions in the isthmus and ampulla of the Fallopian tubes and their ovarian control. W: *Gametes: Development and function*. Proc 50th Anniversary ICAR Conference, Milan: 18–30.
- [20] Hunter R.H.F. 1999. Factors influencing sperm migration in the fallopian tubes. *Reprod. Dom. Anim.* 34: 227–235.
- [21] Hunter R.H.F., Barwise L., King R. 1982. Sperm transport, storage and release in the sheep oviduct in relation to the time of ovulation. *Br. Vet. J.* 138: 225–232.
- [22] Hunter R.H.F., Cook B., Poyser N.L. 1983. Regulation of oviduct function in pigs by local transfer of ovarian steroids and prostaglandins: a mechanism to influence sperm transport. *Europ. J. Obstet. Gynaec. Reprod. Biol.* 14: 225–232.
- [23] Hunter R.H.F., Flechon B., Flechon J.E. 1991. Distribution, morphology and epithelial interactions of bovine spermatozoa in the oviduct before and after ovulation: A scanning electron microscope study. *Tissue Cell* 23: 641–656.
- [24] Hunter R.H.F., Nichol R. 1983. Transport of spermatozoa in the sheep oviduct: Preovulatory sequestering of cells in the caudal isthmus. *J. Exp. Zool.* 228: 121–128.
- [25] Hunter R.H.F., Wilmut I. 1984. Sperm transport in the cow. Perioovulatory distribution of viable cells within the oviduct. *Reprod. Nutr. Dev.* 24: 596–608.
- [26] Ignatz G.G., Lo M., Perez C., Gwathmey T.M., Suarez S.S. 2001. Characterization of a fucose-binding protein from bull sperm and seminal plasma responsible for formation of the oviductal sperm reservoir. *Biol. Reprod.* 64: 1806–1811.
- [27] Katsumata T., Noguchi S., Yonezawa N., Tanokura M., Nakano M. 1996 Structural characterization of the N-linked carbohydrate chains of the zona pellucida glycoproteins from bovine ovarian and fertilized eggs. *Eur. J. Biochem.* 240: 448–453.

- [28] Lefebvre R., DeMott R.P., Suarez S.S., Samper J.C. 1995. Specific inhibition of equine sperm binding to oviductal epithelium. *Equine Reprod. VI, Biol. Reprod. Mono.* 1: 689–696.
- [29] Lefebvre R., Lo M.C., Suarez S.S. 1997. Bovine sperm binding to oviductal epithelium involves fucose recognition. *Biol. Reprod.* 56: 1198–1204.
- [30] Lefebvre R., Suarez S.S. 1996. Effect of capacitation on bull sperm binding to homologous oviductal epithelium. *Biol. Reprod.* 54: 575–582.
- [31] Mahmoud A.I., Parrish J.J. 1996. Oviduct fluid and heparin induce similar surface changes in bovine sperm during capacitation. *Molec. Reprod. Dev.* 43: 554–560.
- [32] Manjunath P., Chandonnet L., LeBlond E., Desnoyers L. 1993. Major proteins of bovine seminal vesicles bind to spermatozoa. *Biol. Reprod.* 49: 27–37.
- [33] Overstreet J.W., Cooper G.W. 1979. Effect of ovulation and sperm motility on the migration of rabbit spermatozoa to the site of fertilization. *J. Reprod. Fertil.* 55: 53–59.
- [34] Parker W.G., Sullivan J.J., First N.L. 1975. Sperm transport and distribution in the mare. *J. Reprod. Fertil.* 23: 63–66.
- [35] Racey P.A. 1979. The prolonged storage and survival of spermatozoa in Chiroptera. *J. Reprod. Fert.* 56: 391–402.
- [36] Revah I., Gadella B.M., Flesch F.M., Colenbrander B., Suarez S.S. 2000. The physiological state of bull sperm affects fucose and mannose binding properties. *Biol. Reprod.* 62: 1010–1015.
- [37] Rodger J.C., Bedford J.M. 1982. Induction of oestrus, recovery of gametes, and timing of fertilization events in the opossum, *Didelphis virginiana*. *J. Reprod. Fertil.* 64: 159–169.
- [38] Shalgi R., Kraicer P.F. 1978. Timing of sperm transport, penetration and cleavage in the rat. *J. Exp. Zool.* 204: 353–360.
- [39] Smith T.T., Koyanagi F., Yanagimachi R. 1987. Distribution and number of spermatozoa in the oviduct of the golden hamster after natural mating and artificial insemination. *Biol. Reprod.* 37: 225–234.
- [40] Smith T.T., Yamagimachi R. 1990. The viability of hamster spermatozoa stored in the isthmus of the oviduct: The importance of sperm-epithelium contact for sperm survival. *Biol. Reprod.* 42: 450–457.
- [41] Smith T.T., Yamagimachi R. 1991. Attachment and release of spermatozoa from the caudal isthmus of the hamster oviduct. *J. Reprod. Fertil.* 91: 567–573.
- [42] Suarez S.S. 1987. Sperm transport and motility in the mouse oviduct: observations in situ. *Biol. Reprod.* 36: 203–210.
- [43] Suarez S.S. 2002. Formation of a reservoir of sperm in the oviduct. *Reprod. Dom. Anim.* 37: 140–143.
- [44] Suarez S.S., Drost M., Redfern K., Gottlieb W. 1990. Sperm motility in the oviduct. In: Fertilization in Mammals. Bavister B.D., Cummins J., Roldan E.R.S. (red.), Norwell: Serrono Symposia: 111–124.
- [45] Suarez S.S., Redfern K., Raynor P., Martin F., Phillips D.M. 1991. Attachment of boar sperm to mucosal explants of oviduct in vitro: possible role in formation of a sperm reservoir. *Biol. Reprod.* 44: 998–1004.
- [46] Suarez S.S., Revah I., Lo M.C., Koelle S. 1998. Bull sperm binding to oviductal epithelium is mediated by a  $\text{Ca}^{+2}$ -dependent lectin on sperm that recognizes Lewis-a trisaccharide. *Biol. Reprod.* 59: 39–44.



- [47] Thomas P.G.A., Ball B.A., Brinsko S.P. 1994. Interaction of equine spermatozoa with oviduct epithelial cell explants is affected by estrous cycle and anatomic origin of explant. *Biol. Reprod.* 51: 222–228.
- [48] Topfer-Petersen E. 1999. Carbohydrate-based interactions on the route of a spermatozoon to fertilization. *Hum. Reprod. Update.* 5: 314–329.
- [49] Topfer-Petersen E., Wagner A., Friedrich J., Petrunkina A., Ekhlesi-Hundrieser M., Waberski D. 2002. Function of the mammalian oviductal sperm reservoir. *J. Exp. Zool.* 292: 210–215.

## **Biochemical aspects of spermatozoa storage and transport in mammal female reproductive tract**

---

**Key words:** oviduct, reservoir, spermatozoa, storage

### Summary

A reservoir of spermatozoa in the initial oviduct segment has been found in several species of domestic and laboratory mammals. The reservoir serves to ensure successful fertilization by providing the appropriate number spermatozoa in appropriate physiological state for fertilizing oocytes soon after they enter the oviduct. Recent evidence indicates that spermatozoa are trapped in the reservoir by binding to specific carbohydrate moieties on the surface of mucosal epithelium of the oviduct.

Identification of the fucose-binding protein on bull spermatozoa that enables them to bind to oviductal epithelium was described. The state of spermatozoa that enables them to release from the reservoir was also discussed.