

Indigenous Hungarian chicken breeds as universal recipients for primordial germ cell-based gene conservation

R. I. Tóth^{1,2*}

B. Lázár^{1,2}

N. Tokodyné Szabadi¹

E. Patakiné Várkonyi²

E. Gócza¹

1. NAIK, Mezőgazdasági
Biotechnológiai Kutatóintézet
H-2100 Gödöllő,
Szent-Györgyi Albert utca 4.

2. Haszonállat-génmegőrzési Központ
Gödöllő

* toth.roland.imre@abc.naik.hu

Óshonos magyar tyúkfajták, mint lehetséges univerzális recipiensek az ősvarsejt alapú génmegőrzésben

Tóth Roland Imre^{1,2*}, Lázár Bence^{1,2}, Tokodyné Szabadi Nikolett¹, Patakiné Várkonyi Eszter², Gócza Elen¹

ÖSSZEFOGLALÁS

Napjaink fontos feladata a veszélyeztetett fajok, ill. fajták védelme és megőrzése. Jelenleg az emlősök esetében az *in vitro* génmegőrzés rutinszerűen alkalmazható módja az ondómélyhűtés, azonban a madaraknál ezzel a módszerrel nem lehet konzerválni a teljes genomot. Ennek az az oka, hogy a madaraknál a nőivar a heterogamétás, egy Z és egy W ivari kromoszómával. A cikkben a szerzők egy új génmegőrzési lehetőségéről, az ősvarsejtekre alapuló génbankok létrehozásáról írnak. Az ősvarsejtekből a későbbiekben hímivarsejtek és petesejtek is fejlődhetnek, így mélyhűtésükkel a nőivarban fellelhető W kromoszóma, ezzel együtt a teljes genom is megőrizhetővé válik.

SUMMARY

Nowadays, the conservation of endangered species and breeds are essential. In the case of mammals, the genome conservation is relatively easy, because males are heterogametic, and sperm can be cryopreserved. In birds, the females are heterogametic, so sperm freezing itself is not enough for conservation of the whole genome.

In this article, the authors introduce the prospect of full genome conservation using primordial germ cells (PGCs). The primordial germ cells can differentiate into matured germ cells, so usage of this cell type is the most efficient tool for the genome conservation in birds. The work aimed to characterize the established PGC lines and investigate the integration efficiency of GFP expressing PGCs into different indigenous chicken breeds.

Recently, the authors established ten GFP expressing PGC lines. The expression level of germ- and stem cell specific markers was investigated. To examine the *in vivo* developmental potential of PGCs, cells were injected back to 3-day old recipient embryos derived from White Hungarian, Partridge colour Hungarian and Yellow Hungarian breeds. The recipient chicken eggs were provided by Research Centre for Farm Animal Gene Conservation.

The integration rate of GFP expressing PGCs were determined after the dissection of the gonads from 14-day old embryos. There was not significant difference in the viability rate and the integration efficiency between the White Hungarian and Partridge colour Hungarian breeds. The authors investigated the integration rate of injected PGCs after hatching, too. In the case of White Hungarian breed, six chicks were hatched, two was gonadal chimera; in the Partridge colour Hungarian breed, both chicks were gonadal chimera out of two hatchlings.

In the Yellow Hungarian breed, the viability rate of injected 14-day old embryos (54%) and the integration efficiency of injected PGCs (41%) was low as the authors concluded that this breed is not a suitable recipient for gene conservation.

In the future, it is essential to investigate other chicken breeds or might be worth to try other species as recipient.

GENETIKA

Házityúk esetében az ősvarsejtekből (primordial germ cells – PGC, PG-sejtek) létrehozott sejttenyészetek segítségével lehetővé vált az adott fajta teljes genetikai anyagának megőrzése. A PG-sejtek prekursorai a felnőtt állatok ivarszerveiben található ivarsejteknek (9). Segítségükkel veszélyeztetett madárfajok és fajták genetikai állománya őrizhető meg hosszú távon (2, 13, 14). A transzgenikus, így fluoreszcens fehérjét (a legtöbb esetben zöld fluoreszcens fehérjét, green fluorescent protein – GFP-t) expresszáló csirkék előállításának megoldott (3, 10, 12, 20, 21, 22, 24). A GFP-t expresszáló embriókból alapított ősvarsejtvonalak sejtjei is ki fogják fejezni a zöld fluoreszcens fehérjét. A donor fluoreszcens sejtek a recipiens állatok szervezetébe történő injektálást követően könnyen nyomon követhetők.

Az ivarsejtek elődjei, az ősvarsejtek, a fejlődő magzat érhálózatán át jutnak el az ivarszervhez

Az ősvarsejt-tenyészetek mélyhűtésével a teljes genom megőrizhetővé válik

A madár PG-sejtjei a fejlődő magzat érhálózatán át jutnak el az ivarszervhez (4). A csírákorongban körülbelül ötvenezer sejt található, ezeket a sejteket nevezzük blasztodermális sejteknek. Az ivarsejtek elődjei, az ősvarsejtek, a csírákorong közepéről a germinális félholdba vándorolnak. Ekkorra számuk már megközelíti az ötszázat. Ezt követően lépnek be az embrió vérkeringésébe. A PG-sejteket tartalmazó vért az embrió dorsalis aortájából lehet izolálni egy üveg-mikrokapilláris segítségével. Az izolálást az embrionális fejlődés 3. napján (Hamburger–Hamilton 14–16-os stádium, HH14–16) végezzük, mivel a PGC-k ekkor találhatóak a legnagyobb számban a házityúk embrió vérkeringésében (5). A vérből izolált PGC-vonalakat egy speciális sejttenyésztő médiumban, hosszú távon fent lehet tartani (1, 11, 22). Az ősvarsejt-tenyészetek ivara (vagyis, hogy ZZ vagy ZW genotípusú) meghatározható, így a különböző ivarú vonalak összehasonlíthatók. A hímivarú (ZZ) PGC-tenyészetek osztódási aránya általában nagyobb, mint a ZW genotípusú nőivarú tenyészeteké (17).

A genetikai anyag megőrzésének legelterjedtebben alkalmazott módszere az ondómélyhűtés (2, 7). Madarak esetében a W kromoszóma genetikai anyaga nem őrizhető meg ezzel a módszerrel, mivel madarak esetében a nőivar a heterogamétás (ZW genotípusúak). Az ősvarsejt-tenyészetek mélyhűtésével azonban a teljes genom megőrizhetővé válik, mivel mind ZZ, mind pedig ZW genotípusú PGC-vonalak alapíthatók. Mélyhűtésüket követően a PGC-vonalakat folyékony nitrogénben tárolva PGC-génbankok hozhatók létre.

A PGC-eket recipiens embriók vérkeringésébe injektálva, ivarszervi kiméra egyedeket lehet létrehozni (8, 15). A visszainjektált donor ősvarsejtek felismerik a recipiens embriók által adott jeleket, így a gazda embrió saját ivarsejtjeihez hasonlóan, képesek kilépni az embrió vérkeringésből, és a recipiens embrió saját ivarsejtjeihez hasonlóan beépülnek a fejlődő embrió ivarszervébe. Az injektált ősvarsejtekből a későbbiekben ugyanúgy érett ivarsejtek képződnek, mint a recipiens embrió saját ősvarsejtjeiből. Egy veszélyeztetett baromfifajta, vagy faj embriójából származó PG-sejteket felhasználva létrehozott ivarszervi kiméra egyedek keresztezésével visszanyerhető a veszélyeztetett fajta.

Ivarszervi kimérák vizsgálata során egy japán kutatócsoport érdekes jelenséget írt le. Azt látták, hogy amikor nőivarú PG-sejteket injektáltak hím recipiensbe, a ZW-sejtek képesek voltak bekapcsolódni a spermatogenezis folyamatába (19). Ebben az esetben a W kromoszómával rendelkező hímivarsejtek elhaltak, viszont a Z kromoszómát tartalmazó PGC-k működőképes hímivarsejteké alakultak.

Két genetikailag közel álló, ám különböző fajba tartozó egyed között is lehet ivarszervi kimérát létrehozni, ezeket nevezzük interspecifikus kiméráknak (6, 20, 23).

Három őshonos magyar házityúkfajtát alkalmaztak a GFP-t expresszáló ősvarsejtek visszainjektálásakor recipiensként

ANYAG ÉS MÓDSZER

A kísérletben három őshonos magyar házityúkfajtát – a sárga, a fehér, valamint a fogolyszínű magyar fajtákat (18) – alkalmaztunk a GFP-t expresszáló ősvarsejtek visszainjektálásakor recipiensként. A tojások Gödöllőről, a Haszonállat-génmegőrzési Központból származtak (1. ábra).

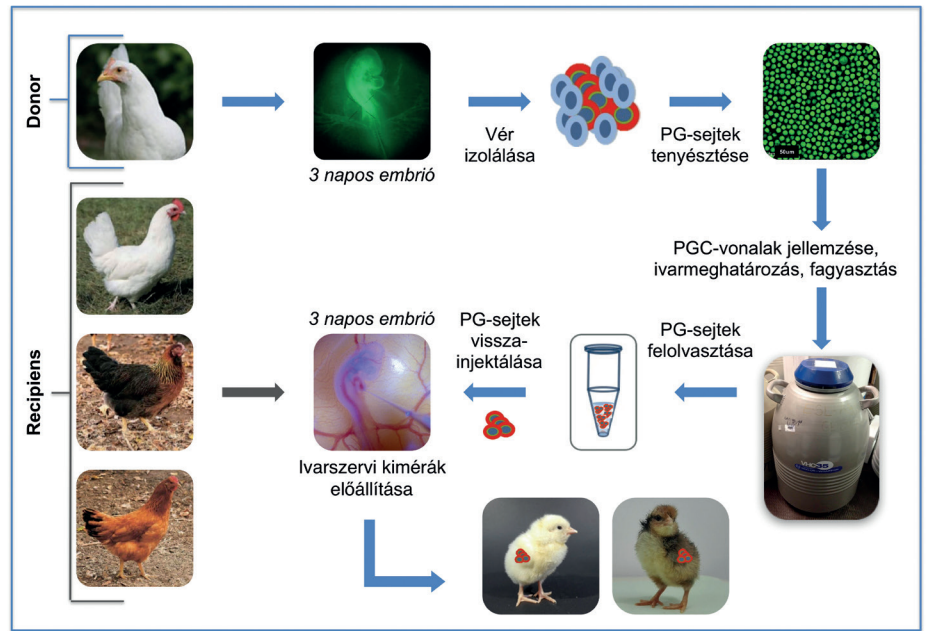
Ősvarsejtek használatával baromfiban is lehetséges az adott fajta teljes genetikai anyagának megőrzése

1. ÁBRA. GFP-t expresszáló PGC-tenyészetek alapításának sematikus ábrája

A PGC-vonalakat a mélyhűtést követően folyékony nitrogénben tároljuk. A felolvasztás után recipiens embriókba injektálva a PG-sejteket, ivarszervi kimérákat lehet létrehozni

FIGURE 1. Schematic diagram of the establishment of GFP-expressing PGC cultures

PGC lines are stored in liquid nitrogen after freezing. After thawing, injecting the PG cells into recipient embryos germ line chimeras can be generated

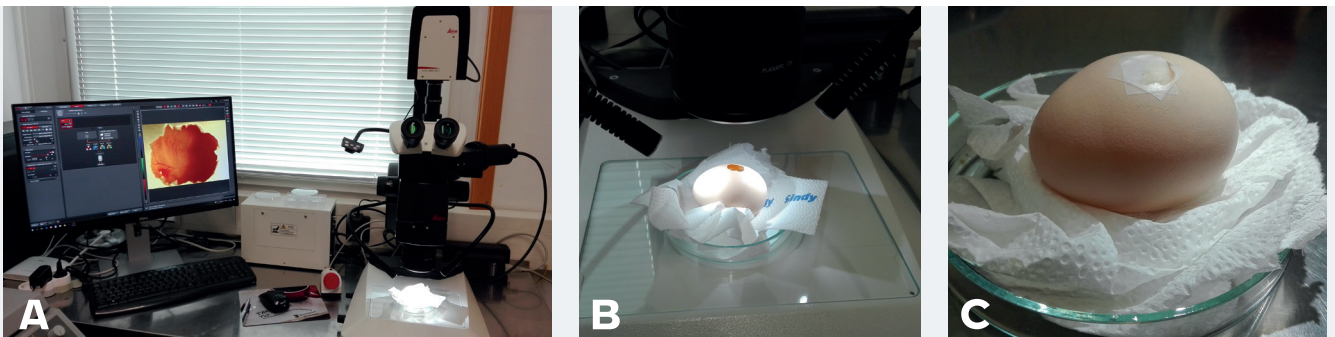


20 GFP-t expresszáló házityúkembrióból izoláltak vért, majd 10 stabil GFP-t expresszáló PGC-vonalat hoztak létre

Az ősvarsejteket az embrionális fejlődés 56–60. órájában lévő recipiens embriók szívébe injektálták

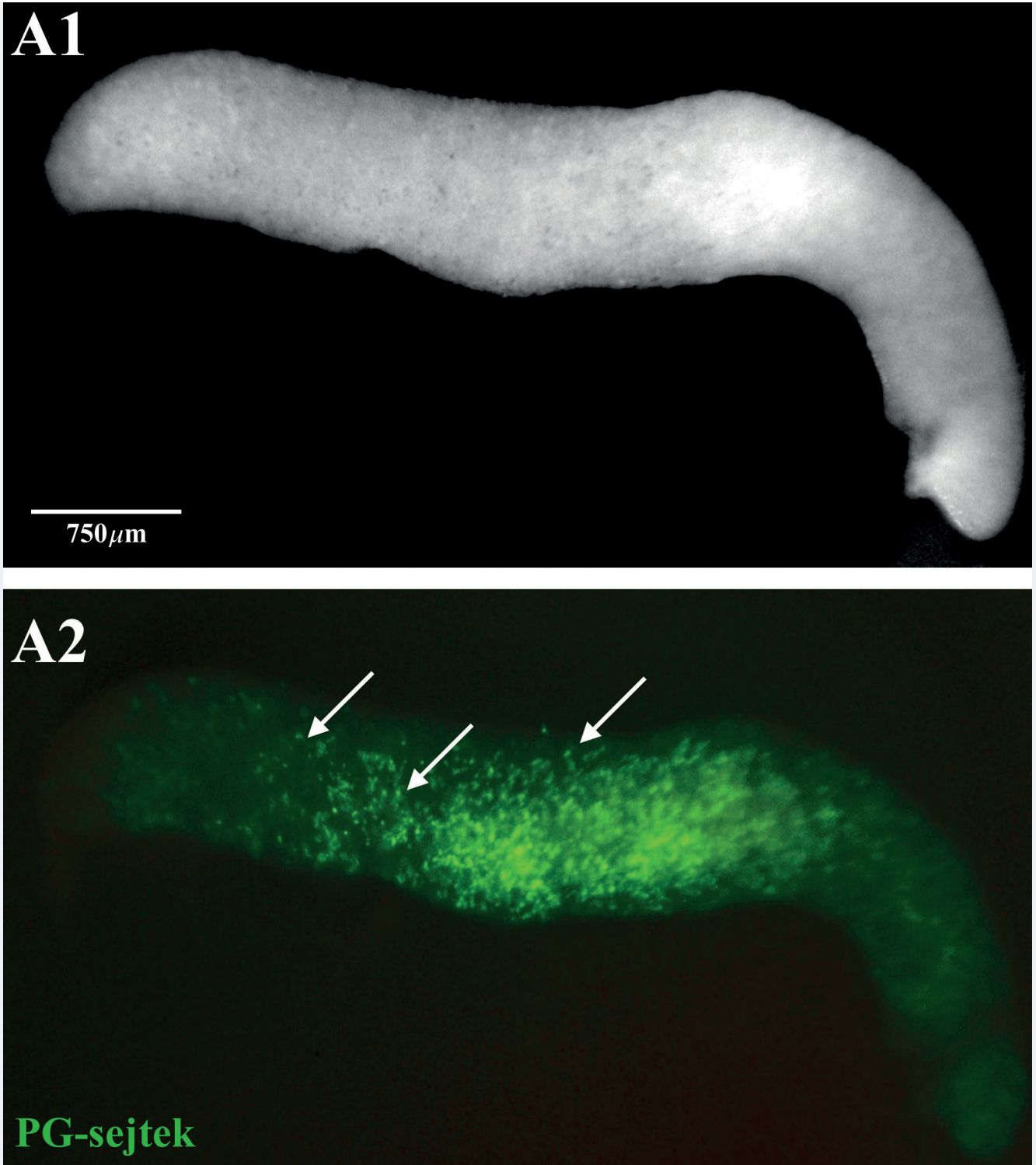
A GFP-t expresszáló házityúkvonalat a skóciai Roslin Intézetben állították elő (12). 20 GFP-t expresszáló házityúkembrióból izoláltunk vért. A transzgénikus csirkeembriókból izolált vért egy speciális tenyésztőmédiumba (22) helyeztük. A PGC-tenyészeteken naponta cseréltünk médiumot. 10 stabil GFP-t expresszáló PGC-vonalat sikerült alapítanunk.

Az injektálás napján átlagosan 3000 sejt/μl GFP-t expresszáló PG-sejtet gyűjtöttünk össze. A sejtszámot egy speciális, automatizált sejtszámláló-készülék segítségével határoztuk meg (Arthur, NanoEntek). A sejteket a sejttenyésztéshez használt alapmédiumban szuszpendáltuk. Az injektálás szájpipettához erősített üveg-mikrokapillárral történt, amelynek segítségével 1 μl sejtszuszpenziót injektáltunk az embrionális fejlődés 56–60. órájában (HH14–16) lévő recipiens embriók szívébe (2.A. ábra). A tojás nyitott ablakot (2.B. ábra) az injektálást követően laboratóriumi parafilmmel zártuk le (2.C. ábra), majd a kezelt tojásokat keltetőbe helyeztük 38 °C-ra, 60%-os páratartalom mellett.



2. ÁBRA. Az injektáláshoz használt Leica M205FCA-FC fluoreszcens sztereomikroszkóp, DFC7000-T Leica kamerával felszerelve (A). Injektálás előtt a tojáson nyitott ablak (B), valamint injektálás után laboratóriumi parafilmmel lezárt tojás (C)

FIGURE 2. Leica M205FCA-FC fluorescent stereomicroscope equipped with DFC7000-T Leica camera was used for PGC injection (A). Before the injection, a small window was opened on the eggshell (B). After the injection, the window was covered by laboratory parafilm (C)



3. ÁBRA. 14 napos kiméraembrió bal oldali ivarszerve (A1)

A fehér nyilak a GFP-t expresszáló donor PGC-eredetű sejteket mutatják a recipiens embrió ivarszervében (A2)
Bar = 750 μ m

FIGURE 3. Left gonad of the 14-day old chimeric embryo (A1)

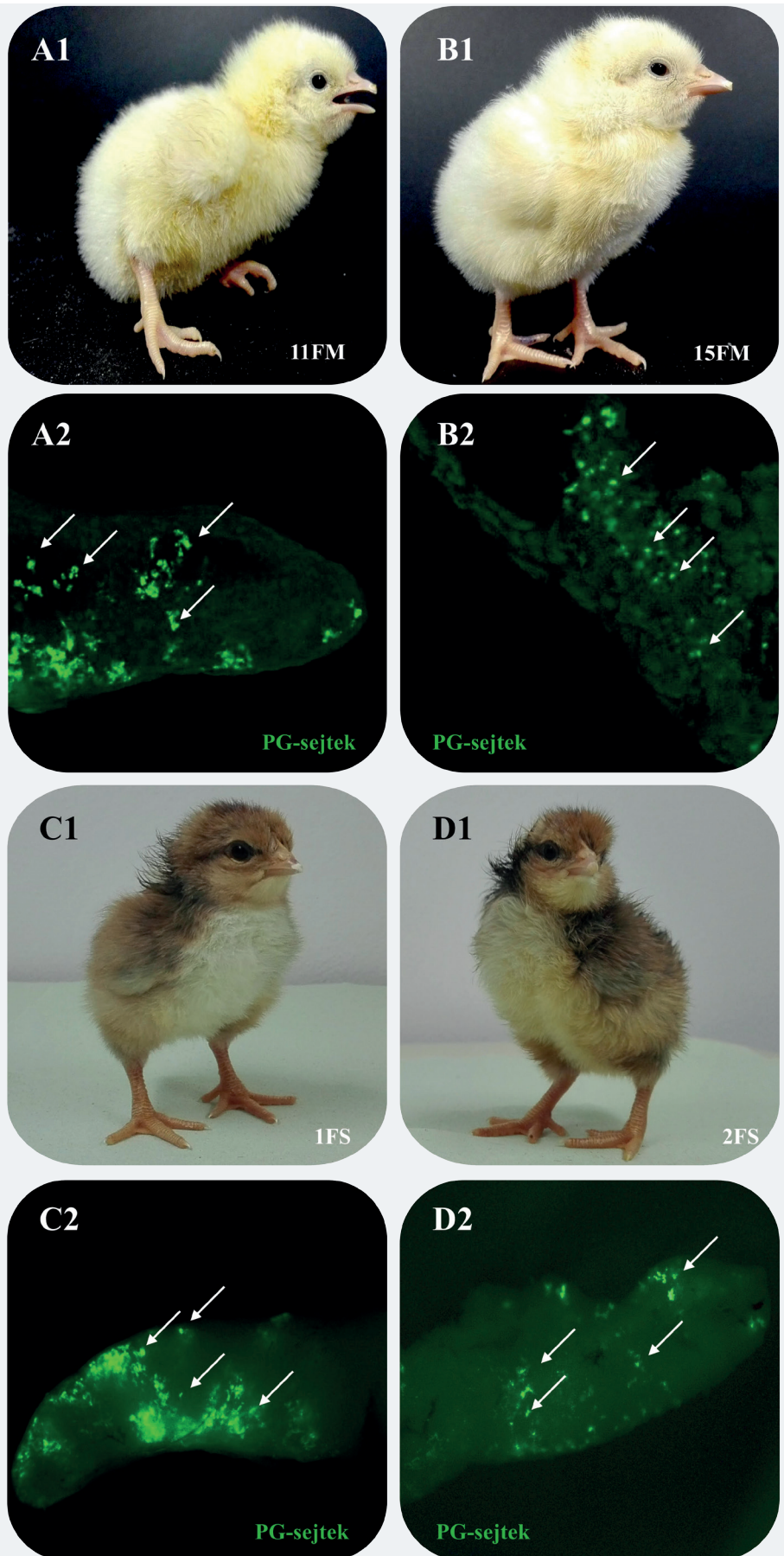
White arrows show GFP-expressing donor PGC derived cells in the gonad of the recipient embryo (A2)
Bar = 750 μ m

4. ÁBRA. Kikelt ivarszervi kiméra csibék

Fehér magyar (A1, B1), ill. fogoly-színű magyar (C1, D1) fajtából. Kiméra ivarszervek (A2, B2, C2, D2). A fehér nyilak mutatják a GFP-t expresszáló donor eredetű PGC-eket az ivarszervi kiméra recipiens utódok ivarszervében

FIGURE 4. Germ line chimeric chicks

White Hungarian chicken (A1, B1) and Partridge colour chicken (C1, D1). Chimeric gonads (A2, B2, C2, D2). White arrows show donor-derived GFP-expressing PGCs in the gonads of the offspring



A 14. napon felbontott tojásokban az embriók ivarszerveit vizsgálták

Megfigyelték, hogy az injektált embriók képesek-e kikelni a tojásból, egészségesek-e, valamint látható-e rajtuk bármilyen fenotípusos rendellenesség

Az embrionális fejlődés 14. napján bontottuk fel a tojásokat, majd izoláltuk az embriók ivarszerveit (3. ábra). A jobb és bal oldali ivarszerv külön-külön 1% BSA-t tartalmazó steril PBS-oldatba került, majd 4%-os PFA-oldatban fixáltuk azokat. Minden embrióból szövetmintát is vettünk a későbbi ivarmeghatározáshoz (16). Az ivarszervekben a GFP-t expresszáló PGC-k integrációját sztereomikroszkóp (Leica M205FCA-FC fluoreszcens sztereomikroszkóp, DFC7000-T Leica kamerával felszerelve) (2.A. ábra) segítségével határoztuk meg és osztályoztuk.

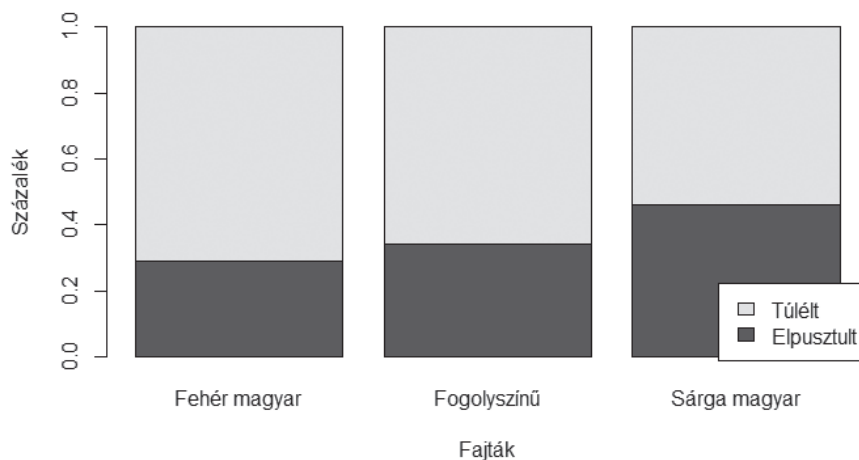
Mind a három baromfifajta esetében megvizsgáltuk, hogy az injektált embriók képesek-e kikelni a tojásból, egészségesek-e, valamint látható-e rajtuk bármilyen fenotípusos rendellenesség. A fehér magyar és fogolyszínű magyar fajta esetében kaptunk kikelt utódokat, amelyek közt ivarszervi kimérékat is találtunk. Rendellenesség nem volt bennük kimutatható (4. ábra).

Az adatok ábrázolásához és elemzéséhez az R Studio (version 1.0.136), valamint az R (version R-3.2.2.) szoftvert használtuk. Logisztikus regressziós modelleket építettünk, amelyekben függő változóként használtuk az ivarszervekbe történt integrációt, ill. az embriók túlélését, magyarázó változóként pedig a vizsgált fajtákat. A csoportok közötti különbségek további elemzésére Tukey kontrasztokat alkalmaztunk. A $p < 0,05$ értéket tekintettük szignifikánsnak.

1. TÁBLÁZAT. A táblázat mutatja az injektált embriók számát, valamint az embrionális fejlődés 14. napján kapott élő embriók számát, ill. annak arányát (%) az injektált embriókhoz viszonyítva, három recipiens tyúkfajta esetében ($p < 0,05$)

TABLE 1. The table shows the number of injected embryos as well as the number of live embryos obtained on day 14 of the embryonic development, as well as the proportion (%) of the live embryos compared to injected embryos in the case of three recipient breeds ($p < 0.05$)

Recipiens tyúkfajta	Injektált embriók száma	Élő embriók száma (élő / injektált %)
Fehér magyar	134	95 (70,9%) ^a
Fogolyszínű magyar	150	99 (66,0%) ^{ab}
Sárga magyar	113	61 (54,0%) ^b



5. ÁBRA. Az embrionális fejlődés 14. napján, a kapott élő embriók aránya az injektált embriók számához viszonyítva, recipiens fajtánként

FIGURE 5. The percentage of live embryos on the 14th day of embryonic development compared to the number of injected embryos

EREDMÉNYEK

Az injektált PGC-k befogadására a sárga magyar fajta volt a legkevesbé ideális

A GFP-t expresszáló PG-sejteket fehér magyar fajtába injektálva, az élő embriók aránya (70,9%) szignifikánsan nagyobb volt, mint a sárga magyar embriók esetében (54,5%). A sárga magyar, ill. a fehér magyar embriók esetében viszont nem kaptunk szignifikáns különbséget a túlélésben a fogolyszínű magyar fajtahoz viszonyítva (66%) Ezen adatok alapján az injektált PGC-k befogadására a sárga magyar fajta volt a legkevesbé ideális (1. táblázat, 5. ábra).

Fehér magyar fajta esetében a 14 napos embriók 43,2%-a (54/99), a sárga magyar 41%-a (25/61) ivarszervi kiméra volt (2. táblázat, 3. ábra). A két kikelt fogolyszínű csibe mindegyike, míg a hat fehér magyar csibéből kettő, ivarszervi kimérának bizonyult. Fejlődési rendellenességet nem találtunk a kikelt egyedekben (3. táblázat, 4. ábra). Sárga magyar recipiens embriókból nem kaptunk kikelt utódot, ennek oka valószínűleg azok kisebb túlélési aránya lehetett.

2. TÁBLÁZAT. A táblázat mutatja a 14 napos élő embriók számát, valamint az embrionális fejlődés 14. napján kapott kiméra embriók számát, ill. azok arányát (%) az injektált embriókhoz viszonyítva, három recipiens tyúkfajta esetében ($p < 0,05$)

TABLE 2. The table shows the number of live embryos as well as the number of chimera embryos obtained on day 14 of the embryonic development, as well as the proportion (%) of the chimera embryos compared to live embryos in the case of three recipient breeds ($p < 0.05$)

Recipiens tyúkfajta	Élő embriók száma	Kimérák száma (kiméra / élő %)
Fehér magyar	95	41 (43,2%)
Fogolyszínű magyar	99	54 (54,5%)
Sárga magyar	61	25 (41,0%)

3. TÁBLÁZAT. A táblázatban a kikelt utódok számát, és az ezek közt talált kiméra utódok számát, ill. kiméra utódok arányát (%) a kikelt csibék számához viszonyítva, tüntettük fel, két recipiens tyúkfajta esetében ($p < 0,05$)

TABLE 3. The table shows the number of live offspring, the number of chimeric offspring and the ratio (%) of the chimeric offspring relative to the hatched chickens, in the case of two recipient breeds ($p < 0.05$)

Recipiens tyúkfajta	Kikelt csibék száma	Kimérák száma (kiméra / kikelt csibe %)
Fehér magyar	6	2 (33,3%)
Fogolyszínű magyar	2	2 (100%)
Sárga magyar	61	25 (41,0%)

MEGVITATÁS

A fehér fajtában az embriók túlélése, a fogolyszínűben a kiméraembriók aránya volt nagyobb

Adataink alapján az a következtetés vonható le, hogy a sárga magyar fajta nem ideális recipiens, mivel az embriók beavatkozás utáni életképessége kisebb volt a másik két vizsgált fajtához képest. Az integrálódott GFP-t expre-száló PGC-k aránya is a sárga magyar fajta esetében volt a legkisebb. A fehér magyar fajta esetében az embriók túlélése volt nagyobb, míg a fogolyszínű magyar fajta esetében a kapott kiméraembriók aránya bizonyult nagyobbak. A két baromifajta között statisztikailag szignifikáns különbségeket nem tud-tuk kimutatni, így további kísérletekre van szükség, nagyobb egyedszámmal, esetleg más fajták bevonásával annak eldöntésére, hogy melyik fajta lenne az őshonos házityúkfajták számára a legalkalmasabb, „ideális” recipiens. Későbbi vizsgálatokba érdemes lenne bevonni más fajba tartozó egyedeket is (gyöngy-tyúk, fűrj), amelyek még hatékonyabb recipiensnek bizonyulhatnak ivarszervi kimérák előállítására során.

KÖSZÖNETNYILVÁNÍTÁS

Az Emberi Erőforrások Minisztériuma ÚNKP-18-3. kódszámú Új Nemzeti Kiváló-ság Programjának támogatásával készült, ill. a kutatások költségeihez hozzájárult a GÉNNET21 (VEKOP-2.3.2-16 - 2016-00012) és az European Union's Horizon 2020/677353 IMAGE támogatása is. Köszönetet szeretnénk mondani a HÁGK-ban dolgozó munkatársaknak, és MIKE MCGREW-nak, hogy a kísérlethez szük-séges házityúktojásokat biztosították számunkra.

IRODALOM

- ANAND, M – LÁZÁR, B. – TÓTH, R. – PÁLL, E. – PATAKINÉ-VÁRKONYI, E. – LIPTÓI, K. – HOMOLYA, L. – HEGYI, Z. – HIDAS, A. – GÓCZA, E.: Enhancement of chicken primordial germ cell *in vitro* maintenance using an automated cell image analyser. *Acta Vet. Hung.*, 2018. 66. 518–529.
- BARNA J. – LIPTÓI K. – VÁRKONYI E.: Mentsük a menthetőt – új lehetőségek baromfifélék *in vitro* génmegőrzésének terén. *Magy. Állatorvosok Lapja*, 2016. 138. 621–630.
- CHAPMAN, S. C. – LAWSON, A. et al.: Ubiquitous GFP expression in transgenic chickens using a lentiviral vector. *Development*, 2005. 132. 935–940.
- DE MELO BERNARDO, A. – SPRENKELS, K. et al.: Chicken primordial germ cells use the anterior vitelline veins to enter the embryonic circulation. *Biol. Open*, 2012. 1. 1146–1152.
- HAMBURGER, V. – HAMILTON, H. L.: A series of normal stages in the development of the chick embryo. *Dev. Dynam.*, 1992. 195. 231–272.
- HAN, J. Y., – PARK, Y. H.: Primordial germ cell-mediated trans-genes and genome editing in birds. *J. Anim. Sci. Biotechnol.*, 2018. 9. 19.
- HIDAS A. – LIPTÓI K.: Biotechnológia a baromfityenyésztésben. *Állattenyésztés és Takarmányozás*, 2016. 65. 74–90.
- KAGAMI, H.: Perspectives on avian stem cells for poultry breeding. *Anim. Sci. J.*, 2016. 87. 1065–1075.
- KONG, L. – QIU, L. et al.: Long-term *in vitro* culture and pre-liminary establishment of chicken primordial germ cell lines. *PLOS ONE*, 2018. 13.
- KWON, M. S. – KOO, B. C. et al.: Development of transgenic chickens expressing enhanced green fluorescent protein. *Bio-chem. Bioph. Res. Co.*, 2004. 320. 442–448.
- LÁZÁR, B. – ANAND, M. – TÓTH, R. – PATAKINÉ-VÁRKONYI, E. – LIPTÓI, K. – GÓCZA, E.: Comparison of the MicroRNA expression profiles of male and female avian primordial germ cell lines. *Stem Cells Int.*, 2018. 1–17.
- MCGREW, M. J. – SHERMAN, A. et al: Efficient production of germline transgenic chickens using lentiviral vectors. *EMBO reports*, 2004. 5. 728–733.
- NAKAMURA, Y.: Poultry genetic resource conservation using primordial germ cells. *J. Reprod. Develop.*, 2016. 62. 431–437.
- NAKAMURA, Y. – USUI, F. et al.: A novel strategy for preser-vation of genetic resources in birds. *Biol. Reprod.*, 2008. 78. (Suppl.1). 203–203.
- PARK, T. S. – JEONG, D. K. et al.: Improved germline trans-mission in chicken chimeras produced by transplantation of gonadal primordial germ cells into recipient embryos. *Biol. Reprod.*, 2003. 68. 1657–1662.
- SMITH, C. A. – SINCLAIR, A. H.: Sex determination in the chicken embryo. *J. Exp. Zool.*, 2001. 290. 691–699.
- SONG, Y. – DURAISAMY, S. et al.: Characteristics of long-term cultures of avian primordial germ cells and gonocytes. *Biol. Reprod.*, 2014. 90.
- SZALAY I.: *Régi magyar baromfifajták a XXI. században – Old Hungarian poultry in the 21st century.* Mezőgazda Kiadó. 2015.

19. TAGAMI, T. – MATSUBARA, Y. et al.: Differentiation of female chicken primordial germ cells into spermatozoa in male gonads. *Dev. Growth Differ.*, 1997. 39. 267–271.
20. VAN DE LAVOIR, M.-C. – COLLARINI, E. J. et al.: Interspecific germline transmission of cultured primordial germ cells. *PLoS ONE*, 2012. 7.
21. VAN DE LAVOIR, M.-C. – DIAMOND, J. H. et al.: Germline transmission of genetically modified primordial germ cells. *Nature*, 2006. 441. 766–769.
22. WHYTE, J. – GLOVER, J. D. et al.: FGF, Insulin, and SMAD Signaling cooperate for avian primordial germ cell self-renewal. *Stem Cell Rep.*, 2015. 5. 1171–1182.
23. ZHANG, Z. – SUN, P. et al.: Transgenic quail production by microinjection of lentiviral vector into the early embryo blood vessels. *PLoS ONE*, 2012. 7.
24. ZHAO, D. – McBRIDE, D. et al.: Somatic sex identity is cell autonomous in the chicken. *Nature*, 2010. 464. 237–242.

Közlésre érk.: 2019. máj. 15.

TALLÓZÁS

A MEGERŐSÍTETT ORTOPÉDIAI MŰTŐSKESZTYŰ ÉS A DUPLA, STANDARD MŰTŐSKESZTYŰ SZEREPÉNEK ÉRTÉKELÉSE KISÁLLATOK ORTOPÉDIAI MŰTÉTEINÉL BEKÖVETKEZŐ KONTAMINÁCIÓ ESETÉN

A szerzők prospektív, klinikai vizsgálatuk során a megerősített ortopédiai műtőskesztyű ($n = 474$ db) és a dupla, standard műtőskesztyű ($n = 812$ db) szerepét értékelték kisállatok ortopédiai műtéteinél ($n = 193$) bekövetkező kontaminációk esetén. Az operatőröket és az asszisztenseket véletlenszerűen két csoportba osztották. Az első csoport tagjai megerősített ortopédiai műtőskesztyűt, a második csoport tagjai pedig dupla, standard műtőskesztyűt viseltek. A műtétek közben és után minden kesztyűt értékelték a perforáció szempontjából.

Kontaminációs eseménynek nyilvánították a megerősített műtőskesztyű perforációját, illetve a standard műtőskesztyű mindkét rétegének perforációját. A két csoport eredményei között nem találtak szignifikáns statisztikai különbséget, azonban megállapították, hogy a kontamináció esélyét a műtéti idő meghosszabbodása percenként 1,02-szorosára emeli (95% CI 1,01–1,03, $p < 0,001$).

Vet. Surg., 2017. 46. 981–985. DUNAY M. P.