

**ФУНКЦІОНАЛЬНИЙ ТА МЕТАБОЛІЧНИЙ СТАН
ЖОВТОГО ТІЛА ЯЄЧНИКІВ ТЕЛИЦЬ**

Ефективність біотехнологічних методів відтворення в значній мірі залежить від ендогенних факторів, серед яких особливе значення має нейроендокринна регуляція. Як відомо, на місці овульованого фолікула через 3—5 днів формується жовте тіло, яке є ендокринним органом, що продукує в основному прогестерон, концентрація якого у крові телиць чорно-рябої породи починає зростати на 6—7 день статевого циклу [1]. Цей гормон виконує багатогранну роль у нейрогуморальній регуляції відтворювальної функції, спрямованої на отримання нащадків. Прогестерон жовтого тіла регулює рівень гонадотропних гормонів і скорочення м'язових волокон яйцепроводу і матки, гальмує виділення окситоцину, інгібує проліфераційну дію естрогенів на ендометрій, стимулюючи в ньому секреторну трансформацію, слугує ембріотрофним фактором у період раннього ембріонального розвитку, сенсibiliзує ендометрій до механічного подразнення та сприяє імплантації зародка [2—5]. Тому рівень прогестерону в крові реципієнтів один із основних ендогенних факторів, які впливають на приживлюваність ембріонів. Встановлено, що його оптимальна концентрація перед пересадженням повинна бути більшою 2 нг/мл [6].

Розробка способів, направлених на стимуляцію функціональної активності жовтого тіла у тварин, безумовно актуальна в плані поліпшення умов для приживлення ембріонів, від чого і залежить ефективність біотехнологічних методів відтворення.

У першому досліді, який проводили у ВАТ племзаводу

© В.І. Шеремета, 2001

"Бортничі" Бориспільського району на телицях чорно-рябої породи 16—20 місяців з живою масою 330—415 кг, дослідним телицям ($n=8$) при стимуляції статевої охоти естрофаном інтравенозно впродовж трьох днів вводили біологічно активний препарат "Глютам" у дозі 140 мл; контрольним ($n=7$) — фізіологічний розчин у тій самій дозі. Кров у тварин відбирали на 7-й день статевого циклу.

Концентрацію гормонів визначали в замороженій у рідкому азоті плазмі: прогестерон та 17β -естрадіол — імуноферментним методом, а біологічно активний лютеїнізуючий гормон (ЛГ) — методом Damme із співавт. [7].

Другий дослід проводили на 10 чорно-рябих телицях віком 20—24 місяці з живою масою 310—360 кг у КСП ім. Шевченка, а контрольний забій дослідних тварин та їх пар-аналогів за живою масою та днем статевого циклу — на ковбасному заводі КСП "Київський" Києво-Святошинського району Київської області. Дослідним телицям вводили внутрішньовенно 4 рази препарат "Глютам" у дозі 140 мл за два дні до ін'єкції естрофану та наступні два дні, включаючи день обробки; контрольним тваринам у цій самій дозі — фізіологічний розчин. Тварин забивали на 7-й день статевого циклу, по чергово по одній голові з контрольної та дослідної груп. Для біохімічних досліджень жовті тіла заморожували у рідкому азоті. У пробах визначали: вміст глікогену та глюкози — феноловим реактивом; пірувату, лактату, глутарату і α -кетолутарату — ферментним методом [8]; вільний холестерин і фосфоліпіди визначали у екстракті ліпідів [9] на газовому хроматографі HRGC—5330 Carlo ERBA (Італія).

Аналіз результатів першого дослідження показав, що у дослідних тварин з візуально зафіксованою статевою охотою рівень концентрації ЛГ більший порівняно з контрольними на 15,7%. Водночас у них в крові також більше прогестерону та естрадіолу, ніж у контрольних відповідно на 25 та 19,8% (табл. 1).

Отже, встановлена тенденція більшого вмісту в крові дослідних тварин ЛГ, прогестерону та 17β -естрадіолу є підставою для твердження, що трикратне введення внутрішньовенно

1. Концентрація статевих гормонів у крові реципієнтів з візуально фіксованою тічкою, n=3

Гормон	Контроль, М±m	Сv, %	Дослід, М±m	Сv, %
Біологічно активний ЛГ, м.о./л	5,69±1,69	51,5	6,75±0,82	21,2
Прогестерон, нг/мл	2,23±1,29	99,9	2,97±1,43	83,5
17β-естрадіол, пкг/мл	36,1±1,65	7,9	45,0±7,75	29,8

препарату "Глютам" у дозі 140 мл спричинює в період стимуляції аналогами простагландину F2α статевої охоти довготривалі морфофункціональні зміни в гіпоталамо-гіпофізарній системі, які сприяють інтенсивному виділенню гонадотропних гормонів, нормалізуючих функціонування яєчників тварин.

Порівняльний аналіз біохімічних даних, отриманих у другому досліді, показав, що у жовтому тілі яєчників дослідних телиць відбувається збільшення на 14 та 22% вмісту глутамату та кетоглутарату, зменшення лактату на 4,6%, пірувату — на 17,8% і загального холестерину — на 16,4% порівняно з контрольними тваринами. Враховуючи також тенденцію зростання рівня глікогену (на 11,6%), можна вважати, що процеси глікоконезогенезу в жовтому тілі інтенсифікуються за рахунок використання піровиноградної та молочної кислот (табл. 2).

У жовтому тілі дослідних реципієнтів усіх класів фосфоліпідів менше на 13—46%, ніж у контрольних тварин, за винятком дифосфатидилгліцеролу, якого було більше на 46,7% (табл. 3).

Встановлена тенденція збільшення виділення жовтим тілом прогестерону та ЛГ при внутрішньовенному введенні препарату "Глютам" співпадає з даними [10] про важливе значення глутамінової кислоти (одного із інгредієнтів препарату) і її метаболітів для гіпоталамо-гіпофізарної регуляції. Також відомо, що прогестерон синтезується з холестерину, а ЛГ може змінювати вміст фосфоліпідів у мембранах [11]. Усе це є підставою вважати, що препарат "Глютам" забезпечує такі

2. Метаболічний стан жовтого тіла яєчників піддослідних телиць

Метаболіт	Контроль			Дослід		
	n	M±m	Cv,%	n	M±m	Cv,%
Глюкоза, г/кг	4	1,15 ± 0,04	5,5	4	1,30 ± 0,06	9,4
Глікоген, г/кг	4	1,07 ± 0,04	5,9	4	1,21 ± 0,06	9,4
Лактат, мкмоль/г	4	5,33 ± 0,48	15,5	4	5,09 ± 0,33	13,2
Піруват, мкмоль/г	4	0,14 ± 0,02	27,2	4	0,12 ± 0,01	19,4
Глутамат, мкмоль/г	4	2,64 ± 0,50	33,1	4	3,07 ± 0,26	17,3
Кетоглутарат, мкмоль/г	4	0,20 ± 0,04	36,0	3	0,25 ± 0,02	11,5
Холестерин, мкг/г	3	1220,3±354,9	50,4	3	1019,7±136,1	23,1

зміни у ферментних системах енергетично-пластичного синтезу ЛГ, які сприяють більшому його виділенню в кров і це стимулює функціонування жовтого тіла.

Зміни фосфоліпідів зумовлені тим, що вища біологічна активність ЛГ стимулює синтез простагландинів, через які модифікується реакція клітин жовтого тіла на нього, а саме збільшення цАМФ [11], а значить, і концентрації прогестерону. Це, в свою чергу, призводить до інтенсивного використан-

3. Фосфоліпідний склад жовтого тіла яєчників телиць (M±m), мг/г

Фосфоліпіди	Контроль, n=3	Дослід, n=3	Різниця,%
Загальний фосфор	0,63 ± 0,13	0,49 ± 0,01	-22,3
Фосфатидилхолін	9,83 ± 1,44	6,58 ± 0,16	-43,1
Фосфатидилетаноламін	4,33 ± 0,96	3,39 ± 0,17	-21,8
Сфінгомієлін	1,39 ± 0,26	0,74 ± 0,31	-46,8
Фосфатидилінозитол	0,61 ± 0,08	0,53 ± 0,03	-13,1
Дифосфатидилгліцерол	0,30 ± 0,03	0,44 ± 0,05	+46,7
Фосфатидилгліцерол	0,60 ± 0,14	0,43 ± 0,06	-28,4

ня арахідонової кислоти як складової простагландину, основним джерелом якої є фосфоліпіди. Тому зменшення рівня фосфоліпідів у жовтому тілі дослідних тварин побічно свідчить про інтенсифікацію синтезу прогестерону.

Отже, тенденція збільшення концентрації прогестерону у дослідних тварин підтверджується рядом побічних факторів, а саме зростанням біологічної активності ЛГ, зменшенням концентрації холестерину та фосфоліпідів.

Таким чином, інтравенозне введення біологічно активного препарату "Глютам" у період стимуляції статевої охоти у телиць спричиняє у жовтому тілі яєчників інтенсифікацію процесів синтезу та виділення прогестерону, а також глюконеогенезу, який відбувається в основному за рахунок використання лактату і пірувату.

1. *Иванова О.М.* Радиоиммунологическое определение содержания прогестерона в сыворотке крови коров в течение нормального полового цикла и при фолликулярных кистах яичников // Актуальные вопросы акушерско-гинекологической и хирургической патологии с.-х. животных. — М.: Москов. вет. академия.— 1982.— С. 24—27.

2. *Эскин И.А.* Основы физиологии эндокринных желез.— М.: Высшая шк., 1975.— 303 с.

3. *Сысоев А.А.* Физиология размножения сельскохозяйственных животных.— М.: Колос, 1978. — 360 с.

4. *Мицкевич М.С.* Гормональные регуляции в онтогенезе животных.— М.: Наука, 1978.—222 с.

5. *Павлов В.А.* Физиология воспроизводства крупного рогатого скота.— М.: Россельхозиздат, 1984.—208 с.

6. *Прокофьев М.И.* Регуляция размножения сельскохозяйственных животных.— Л.: Наука, 1983.— 263 с.

7. *Damme M.P.van Robertson D.M., Diczfalusy E.* An improved in vitro bioassay method for measuring luteinizing hormone (LH) activity using mouse Leydig cell preparations // Acta endocrinol.—1974.—(Kbh)77.—P.655.

8. *Асатиани В.С.* Ферментные методы анализа. — М.: Наука, 1969.—739 с.

9. *Bligh E.G., Dyer W.I.* Rapid method of total lipid extraction and purification // Can. J. biochem. Physiol. —1959.—37.— P. 911—917.

10. Волков М.С., Генкин А.М., Глотов Н.А., Маевский Е.И. Глутаминовая кислота. Биохимические основы практического использования.— Свердловск : Средне-Уральское книж. изд-во, 1975.— 119 с.

11. Тейпермен Дж., Тейпермен Х. Физиология обмена веществ и эндокринной системы: Пер. с англ. — М.: Мир, 1989.— 652 с.

Національний аграрний університет

УДК 636.2.082.451

Й.З. СІРАЦЬКИЙ, С.Ю. ДЕМЧУК

ВИЯВЛЕННЯ ОХОТИ У КОРІВ ПІСЛЯ ЗАСТОСУВАННЯ ЕСТРОФАНУ

Коровам, з наявністю в яєчниках персистентного жовтого тіла було введено по 2 мл естрофану. Після цього у 40 корів охоту визначали бугаєм-пробником вранці протягом двох годин, а ввечері — за рефлексом нерухомості при стрибках однієї корови на іншу. У 18 корів охоту визначали бугаєм-пробником вранці і ввечері. Так само визначали охоту у 36 корів контрольної групи, яким препарат не вводили. При одноразовому виявленні охоти у корів бугаєм-пробником статеві цикли відновилися протягом десяти днів після введення естрофану у 43,8% корів. При використанні бугая-пробника двічі за добу відсоток корів у стані охоти становив 70,6. У контрольній групі цей показник був лише 5,8%. У другому досліді вивчалася ефективність штучного осіменіння після дворазового введення естрофану з інтервалом між ін'єкціями 12 днів. Охоту у 43 корів першої дослідної групи виявляли бугаєм-пробником двічі впродовж доби. Переважна більшість з них (90,6%) синхронно проявили охоту і мали добрий показник (65%) заплідненості від першого осіменіння. Корів другої піддослідної групи осіменяли без виявлення охоти через 72 год. після другого введення препарату. З 32 корів цієї групи запліднилося 7 (21,9%). У контрольній групі з 39 корів охоту

© Й.З. Сірацький, С.Ю. Демчук, 2001

Розведення і генетика тварин. 2001. Вип. 34