

Détermination de la température et de la concentration optimales pour la conservation de la semence de bouc sahélien (*Capra hircus*) dans un dilueur à base de jaune d'œuf

Drissa KONATE¹, Moussa ZONGO^{1*}, Maria Teresa PELLICER-RUBIO²

¹Laboratoire de physiologie animale, UFR/SVT, Université Joseph KI-ZERBO, 03 BP 7021 Ouagadougou, Burkina Faso.

² PRC, INRAE, IFCE, CNRS, Université de Tours, 37380 Nouzilly, France

*Auteur correspondant, E-mail : moussa_zongo59@yahoo.fr ; moussa_zongo@univ-ouaga.bf, Tel: (+226)70-25-90-47

Mots clés : bouc du sahel, semence, conservation, concentration, température, dilueur.

Key words : Sahelian goat, semen, conservation, concentration, temperature, extender.

Submitted 05/04/2026, Published online on 31st July 2026 in the [Journal of Animal and Plant Sciences \(J. Anim. Plant Sci.\)](#) ISSN 2071 – 7024

1 RESUME

La cryoconservation de la semence de bouc constitue une préoccupation majeure de la recherche en reproduction animale. Cette étude vise à déterminer des conditions de température et de concentration optimales pour la conservation de la semence de bouc Sahélien dans un dilueur à base de jaune d'œuf. Un total de 35 éjaculats a été collecté au moyen d'un vagin artificiel sur sept boucs sahéliens d'âge et de poids variant respectivement de 48 à 60 mois et 24 à 50 Kg. Les éjaculats ont été dilués dans du jaune d'œuf à des concentrations progressives de facteur 0,2 de $0,2 \cdot 10^9$ à $1,6 \cdot 10^9$ spz/ml et conservés à des températures de 37°C, 12°C et 0°C. La qualité de la semence conservée a été évaluée à intervalle de 2 heures. Les paramètres de la motilité et du taux de spermatozoïdes vivants ont été appréciés. La température optimale de conservation observée après 8 heures de conservation a été de 12°C. La concentration optimale à 12°C a été de $0,8 \cdot 10^9$ spz/ml. Ces résultats sont des éléments de repère très importants pour l'optimisation de la fonction de reproduction du bouc sahélien.

Determination of the optimal temperature and concentration for the preservation of Sahelian goat (*Capra hircus*) semen in egg yolk extender

ABSTRACT

The cryopreservation of goat semen is a major concern in animal reproduction research. This study aims to determine the optimal temperature and concentration conditions for the preservation of Sahelian goat semen in an egg yolk-based diluent. A total of 35 ejaculates were collected using an artificial vagina from seven Sahelian goats ranging in age from 48 to 60 months and weighing from 24 to 50 kg. The ejaculates were diluted in egg yolk at concentrations of 0.2×10^9 ; 0.4×10^9 ; 0.6×10^9 ; 0.8×10^9 ; 1.0×10^9 ; 1.2×10^9 ; 1.4×10^9 ; and 1.6×10^9 spz/ml and stored at temperatures of 37°C, 12°C, and 0°C. The quality of the stored semen was assessed at two-hour intervals. Motility and live sperm count parameters were assessed. The optimal storage temperature observed after 8 hours of storage was 12°C. The optimal concentration at 12°C was 0.8×10^9 spz/ml. These results provide very important benchmarks for optimizing the reproductive function of the Sahelian goat.

2 INTRODUCTION

Les recherches sur la conservation de la semence du bouc suscitent de plus en plus d'intérêt dans le milieu des sciences animales. A l'opposé de la semence de taureau, la conservation de la semence du bouc rencontre des difficultés liées à la détérioration de la membrane des spermatozoïdes par des enzymes secrétées par les glandes Bulbo-urétrale, lors de la dilution (Lebœuf *et al.*, 2000 ; Chetna *et al.*, 2016). Cet enzyme (anciennement appelé EYCE pour « Egg Yolk Coagulating Enzyme » ou BUSgp60 pour « 60Kd glycoprotein from goat bulbourethral secretion ») appartenant à la famille des lipases pancréatiques de type II (GoPLRP2 pour « goat pancreatic lipase related protein 2 ») a été décrite chez les races Alpine et Saanen (Pellicer-Rubio *et al.*, 1997 ; Lebœuf *et al.*, 2003 ; Barbara *et al.*, 2005). Elle montre une double activité, lipase et phospholipase (Barbara *et al.*, 2005 ; Chetna *et al.*, 2016). Elle serait responsable de la détérioration des spermatozoïdes de bouc lors de la dilution et

conservation des éjaculats dans des milieux contenant du jaune d'œuf ou du lait, au travers de la toxicité cellulaire de certains acides gras libérés lors de l'hydrolyse des lipides présents dans les dilueurs (Pellicer-Rubio *et al.*, 1997 ; Pellicer-Rubio and Combarous, 1998 ; Lebœuf *et al.*, 2000). Pour pallier aux effets délétères de cet enzyme, le lavage de la semence a été pratiqué. Dans les récents protocoles de dilution de la semence de bouc, l'utilisation des antioxydants est préférée au retrait du plasma seminal par lavage. L'utilisation des antioxydants de synthèse comporterait des risques toxicologiques. Dans les protocoles actuels de conservation de la semence la température et la concentration jouent un rôle déterminant (Lebœuf *et al.*, 2003 ; Mata-campuzano *et al.*, 2015). La présente étude a pour objectif de déterminer la température et la concentration optimales pour la conservation de la semence de bouc dans un dilueur à base de jaune d'œuf.

3 MATERIEL ET METHODES

3.1 Approbation du comité d'éthique : Le protocole expérimental a reçu l'approbation du comité d'éthique de l'Université Joseph KI-ZERBO sous l'agrément N° CE-UJKZ/2024-12.

3.2 Cadre de l'étude : L'étude a été réalisée à la station expérimentale de l'université Joseph KI-ZERBO situé à 25 Km à l'Est de Ouagadougou (12°22' latitude Nord et 1°31' longitude Ouest) sur l'axe Ouagadougou – Koupéla. L'élevage des caprins dans cette station est de type semi-intensif avec 5 à 6 heures de parcours quotidien sur pâturage naturel. La végétation de la zone est une savane (arborée et arbustive) avec une forte présence des graminées, des *Pennisetum*, *Cenchrus*, *Aristida* et *Brachiaria* (Haro et Zongo, 2023). On y retrouve également des types ligneux du genre : *Combretum*, *Lanea*, *Parkia*, *Vitellaria*. Les espèces de graminées fortement rencontrées sont des graminées annuelles comme *Andropogon gayanus*, *Loudetia togoensis* et *Schizachyrium exile*, etc. La ration de pâture a été complétée par 150g de concentrés

de tourteaux de coton et son de céréale. Au cours de la saison sèche, les animaux ont été alimentés par des résidus de récoltes (fanes d'arachide et de niébé) pour 2kg par tête et par jour. L'eau et les blocs de minéral ou pierres à lécher ont été disponibles à volonté.

3.3 Animaux : L'étude a porté sur sept (n=07) boucs d'âge et de poids compris respectivement, entre 48 et 60 mois et entre 24 et 50 kg. Les animaux ont été contrôlés au niveau sanitaires contre les maladies contagieuses au Burkina Faso (Brucellose, Fièvre aphteuse, Peste des petits ruminants, Pasteurellose des petits ruminants, pleuropneumonie contagieuse des petits ruminants, clavelée et variole caprine). Une prophylaxie provenant d'un programme national de lutte contre les grandes épizooties a été régulièrement suivi. Le déparasitage contre les helminthes (Mébendazole, 10%) a été réalisé en début et en fin de saison des pluies. La lutte contre les tiques et autres arthropodes a été réalisé en saison des pluies, soit en moyenne deux pulvérisations mensuelles de deltaméthrine

à 0,05 ppm (Zongo *et al.*, 2018). Avant l'expérimentation, tous les animaux ont présenté une note d'état corporel de 3 sur une échelle variant de 0 à 5 (Vieira *et al.*, 2015) et ont été entraînés à la collecte de la semence au moyen du vagin artificiel. Le volume testiculaire des boucs a été évalué à l'aide d'un orchidomètre selon la méthodologie de Tapsoba et al. (2023).

3.4 Préparation du dilueur : Le dilueur à base de jaune de l'œuf a été préparé en suivant le protocole décrit par Moussa et al. (2002) et Acharya al. (2020) avec une légère modification. Le fructose a été remplacé par le lactose. L'extrait de jaune d'œuf a été obtenu après deux centrifugation à 4000 tours par minute pendant 10 minutes. Le prélèvement du surnageant a été réalisé au moyen d'une seringue puis conservé au réfrigérateur. Une solution composée de 2,42 g de Tris ; 1,48 g d'acide citrique ; 1,00 g de lactose ; 8 ml d'extrait de jaune d'œuf pour 100 ml d'eau bidistillée (Badi *et al.*, 2018 ; Benmoula *et al.*, 2018). Le ph de la solution a été ajusté à 7,0 (Souley, 2013). L'extrait de jaune d'œuf est ajouté le jour de la collecte (Acharya *et al.*, 2020).

3.5 Collecte et dilution de la semence : Pour réaliser cette étude, trente-cinq (35) éjaculats ont été collectés sur sept (07) boucs de race sahélienne (5 éjaculats par bouc) au moyen d'un vagin artificiel (Maher, 2012 ; Eva *et al.*, 2020 ; Tran *et al.*, 2024). La collecte a été réalisée selon le protocole de Baril et al. (1993). Chaque éjaculat a été traité et analysé individuellement. L'analyse de la semence collectée a concerné la détermination des paramètres macroscopiques (volume, aspect, coloration) et microscopiques (concentration, motilité massale, motilité individuelle, taux de spermatozoïdes vivants, taux d'intégrité membranaire).

3.5.1 Détermination des motilités massales et individuelles : Avant la dilution des éjaculats, le volume est déterminé directement au moyen des graduations du tube de collecte. La couleur et la consistance de la semence ont été appréciées par observation visuelle directe selon la méthodologie de Sacko et al. (2022) et Tran et al. (2024). Ensuite, la motilité massale a été déterminée sur une goutte

de 10µl de semence pure entre lame et lamelle sur la platine chauffante à 37°C du microscope (Sacko *et al.*, 2022 ; Tran *et al.*, 2024) au grossissement 200X. La motilité massale a été classée selon l'échelle de Baril et al. (1993) adaptée par Sharma et al. (2012). La motilité individuelle a été évaluée sur une goutte de 10µl de semence diluée entre lame et lamelle sur la platine chauffante à 37°C du microscope (Sacko *et al.*, 2022) au grossissement de 400X. La qualité du mouvement individuel des spermatozoïdes est classée selon l'échelle de Baril et al. (1993).

3.5.2 Détermination du taux de spermatozoïdes vivants : Le taux de spermatozoïdes vivants a aussi été évalué sur un frottis sur lame préparée avec 10µL de semence mélangée avec une goutte d'une solution d'éosine-nigrosine (Sacko *et al.*, 2022 ; Tran *et al.*, 2024). Une fois le frottis séché, le nombre de spermatozoïdes vivants (non colorés) et morts (colorés) est comptabilisé au microscope sur un total de 200 spermatozoïdes (Sacko *et al.*, 2022).

3.5.3 Détermination de l'intégrité de la membrane : La physiologie de la membrane plasmique des spermatozoïdes a été évaluée par le test HOST (Hypo-Osmotique Swelling Test) comme décrit par Tran et al. (2024). Une solution hyposmotique a été préparée en dissolvants dans 1000 ml d'eau distillée 9g de fructose et 4,9g de citrate sodique (Allai *et al.*, 2015). Pour l'évaluation, 30µL de semence sont mélangées à 300 µL de la solution HOST et incubé pendant 50-60 minutes à 37°C. Après l'incubation, 10 µL du mélange ont été étalés sur une lame de microscope portés sur la platine chauffante du microscope (Allai *et al.*, 2015 ; Tran *et al.*, 2024). Un total de 200 spermatozoïdes a été compté dans au moins cinq (05) champs microscopiques différents au grossissement X400 (Allai *et al.*, 2015). Les spermatozoïdes ayant des flagelles gonflés ou incurvés ont été considérés comme ayant une membrane plasmique intacte ou fonctionnelle (Tran *et al.*, 2024). Mais, ceux n'ayant présenté aucun gonflement ont été considérés comme ayant une membrane endommagée ou non fonctionnelle (Tran *et al.*, 2024). Le pourcentage

des spermatozoïdes avec des membranes intactes est enregistré.

3.5.4 Détermination de la concentration de l'éjaculat en spermatozoïdes : La concentration de l'éjaculat en spermatozoïdes a été déterminée par spectrophotométrie avec 10 μ L de semence diluée dans 4 mL d'une solution de NaCl à 9‰ (Mara *et al.*, 2015). Le spectrophotomètre avait préalablement été calibré avec la solution de NaCl à 9‰ servant de témoin blanc ou de zéro. Le volume ($\geq 0,6$ ml) et la concentration ($\geq 2 \times 10^9$ spermatozoïdes/ml) ont été les critères de choix de l'utilisation d'un éjaculat dans la suite de l'expérience.

3.5.5 Détermination de la concentration et de la température optimales : Chaque éjaculat a été dilué dans le même milieu à base de jaune d'œuf aux concentrations suivantes $0,2 \times 10^9$; $0,4 \times 10^9$; $0,6 \times 10^9$; $0,8 \times 10^9$; 1×10^9 ; $1,2 \times 10^9$; $1,4 \times 10^9$ et $1,6 \times 10^9$ spermatozoïdes par millilitre. Chaque échantillon dilué, a été divisé en 3 fractions de même volume (0,2 ml) qui ont été placés aux différentes températures tests (0°C, 12°C et 37°C) (Moussa *et al.*, 2002 ; Briand-Amirat *et al.*, 2006) pendant 8h, dans un

dispositif multifactoriel 8 (concentrations) x 3 (températures). La motilité individuelle et le taux de spermatozoïdes vivants ont été évalués, après 0h (juste après dilution), 2h, 4h et 8h de conservation.

3.6 Analyses statistiques : Les résultats collectés ont été présentés en moyenne $\pm \sigma$. Les corrélations entre le volume testiculaire et le volume de la semence collectée et entre le volume testiculaire et la concentration de la semence en spermatozoïdes ont été calculées par le tableur Excel de MS Office 2007. Le test d'analyse de variance (ANOVA multifactoriel) suivi du post-test de Dunnett du logiciel graph-pad Prism version 5.03 ont été utilisés pour évaluer l'influence de la variation de la température et de la concentration sur le taux de spermatozoïdes vivants et la motilité individuelle des spermatozoïdes au cours du temps. Les données ont été considérées statistiquement différentes à 5% ($p < 0,05$) (Zongo *et al.*, 2018). Les graphes ont été générés par le logiciel graph-pad Prism version 5.03.

4 RESULTATS

4.1 Caractéristiques des éjaculats collectés : Le volume moyen des éjaculats a été de $0,7 \pm 0,1$ ml. La coloration et la consistance d'ensemble des éjaculats ont été respectivement blanc laiteux et visqueuse. Le volume testiculaire moyen des boucs a été de $103,33 \pm 30,76$ cm³.

La production spermatique chez cette race a varié en fonction de l'âge et du volume testiculaire. La corrélation est forte ($r = 0,84$) entre volume testiculaire et production spermatique (tableau 1).

Tableau 1 : Caractéristiques des éjaculats collectés par tranche d'âge et par tranche de volume testiculaire

Âge du bouc (mois)	Volume testiculaire (cm ³)	Volume moyen des éjaculats (ml) (n = 35)	Concentration moyenne des éjaculats ($\cdot 10^9$ Spz/ml) n = 35)	Taux moyen de vitalité (%) (n = 35)	Taux moyen d'anomalies (%) (n = 35)
[08-12]	[20-40]	$0,23 \pm 0,04$	$3,63 \pm 0,81$	$80,75 \pm 5,87$	$10,88 \pm 4,98$
[12-24]	[60-90]	$0,43 \pm 0,024$	$4,35 \pm 0,2$	$87,49 \pm 6,17$	$10,11 \pm 4,44$
[36-60]	[100-140]	$0,65 \pm 0,023$	$5,31 \pm 0,2$	$93,19 \pm 2,17$	$9,96 \pm 2,69$

Légende : n= nombre d'éjaculats issus de 7 boucs (5 éjaculats par bouc) ; spz = spermatozoïdes ; ml = millilitre ; cm³ : centimètre cube ; % = pourcentage

Les caractéristiques microscopiques des éjaculats collectés sont présentés dans le tableau 2. Les anomalies spermatiques rencontrés ont affecté

plus le flagelle. Seuls les éjaculats de volume $\geq 0,6\text{ml}$ ont été retenus pour l'expérimentation ($n=35$).

Tableau 2 : Caractéristiques microscopiques des éjaculats collectés (semence pure, avant dilution)

Mobilité massale moyenne	Motilité individuelle moyenne	Concentration moyenne ($\times 10^9$ Spz/mL)	Taux moyen de vitalité (%)	Taux moyen d'anomalies (%)	Taux moyen d'intégrité membranaire des spermatozoïdes (%)
$5,0 \pm 0,0$ ($n = 35$)	$4,78 \pm 0,02$ ($n = 35$)	$3,67 \pm 1,35$ ($n = 35$)	$97,34 \pm 0,83$ ($n = 35$)	$10,31 \pm 3,59$ ($n = 35$)	$92,31 \pm 2,62$ ($n = 35$)

Légende : n = nombre d'éjaculats issus de 7 boucs (5 éjaculats par bouc) ; spz = spermatozoïdes ; ml = millilitre ; % = pourcentage

4.2 Concentrations et températures optimales : Au cours des 8 h de contrôle, la motilité individuelle et le taux de spermatozoïdes vivants ont connu des variations en relation avec la température et la conservation. L'interaction entre ces deux facteurs n'a pas été significative ($p > 0,05$) c'est pourquoi, la température optimale de conservation a été déterminée avec toutes les concentrations de la semence diluée confondues. De plus, la concentration optimale de la semence diluée et conservée a été déterminée avec la meilleure température de conservation obtenue.

4.3 Concentration optimale de conservation de l'éjaculat : A T_0 , la motilité

individuelle a été de $5,0 \pm 0$ et le taux de spermatozoïdes vivants a été de $97,2 \pm 0\%$ dans toutes les préparations. Après 8h (T_8) de conservation, la motilité individuelle a été de $4,3 \pm 0,4$ (tableau 3) et le taux de vitalité a été de $82,2 \pm 0,2\%$ pour la préparation $[0,8 \times 10^9]$ spermatozoïdes/ml ($p < 0,05$) (tableau 4). A l'opposé, la motilité individuelle et la vitalité des spermatozoïdes à (T_8) des autres préparations ont été respectivement inférieures à 3 et à 65%. La préparation $[0,8 \times 10^9]$ spermatozoïdes/ml semble être la meilleure concentration pour la conservation de la semence du bouc au bout de 8 heures à 12°C (tableaux 3 et 4).

**Tableau 3 :** Variation de la motilité individuelle des spermatozoïdes à des concentrations variables

Temps (Heures)	Motilité individuelle des spermatozoïdes							
	Concentration (spz X 10 ⁹ /ml)							
	[0,2]	[0,4]	[0,6]	[0,8]	[1,0]	[1,2]	[1,4]	[1,6]
0	5,0 ± 0,0	5,0 ± 0,0	5,0 ± 0,0	5,0 ± 0,0	5,0 ± 0,0	5,0 ± 0,0	5,0 ± 0,0	5,0 ± 0,0
2	3,1 ± 0,3	3,2 ± 0,4	3,5 ± 0,6	4,8 ± 0,3*	3,2 ± 0,7	3,5 ± 0,5	2,9 ± 0,6	3,7 ± 0,51
4	3,0 ± 0,7	3,0 ± 0,7	3,3 ± 0,5	4,6 ± 0,8*	3,0 ± 0,9	3,2 ± 0,8	2,7 ± 0,9	3,3 ± 0,8
6	2,8 ± 0,7	2,9 ± 0,6	3,1 ± 0,7	4,4 ± 0,7*	2,9 ± 0,8	3,0 ± 0,7	2,6 ± 0,6	3,0 ± 0,7
8	2,7 ± 0,7	2,9 ± 0,2	2,9 ± 0,8	4,3 ± 0,4*	2,9 ± 0,6	2,9 ± 0,6	2,6 ± 0,6	2,8 ± 0,6

Légende : les valeurs représentent les moyennes ± ET par éjaculat à différentes concentrations à 12°C. * : significativement différent des autres conditions de conservation par période de mesure. T₀ = 0H ; T₂ = 2H ; T₄ = 4H ; T₆ = 6H ; T₈ = 8H

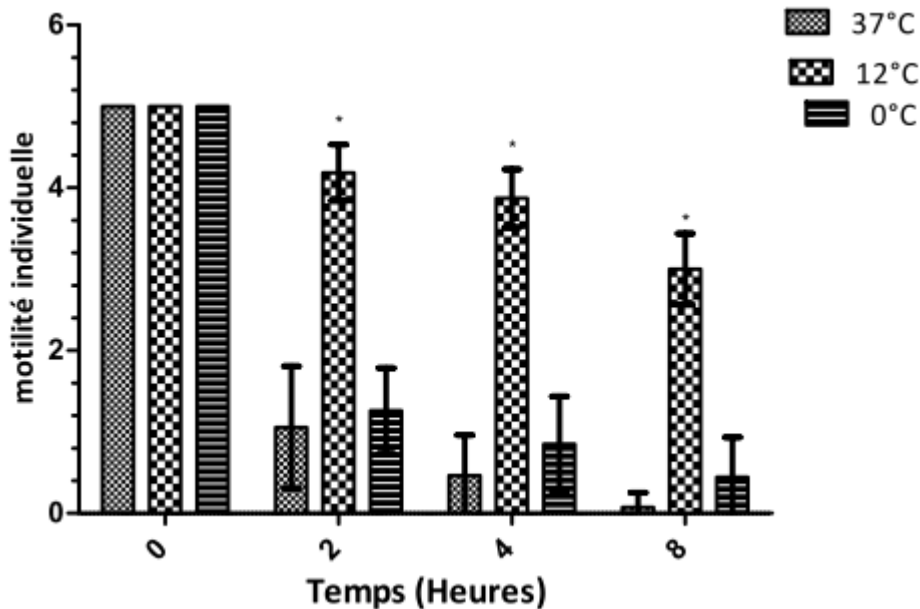
Tableau 4 : Variation du taux de spermatozoïdes à différentes concentrations

Temps (Heures)	Vitalité (%)							
	Concentration (spz X 10 ⁹ /ml)							
	[0,2]	[0,4]	[0,6]	[0,8]	[1,0]	[1,2]	[1,4]	[1,6]
0	97,2 ± 0,0	97,2 ± 0,0	97,2 ± 0,0	97,2 ± 0,0	97,2 ± 0,0	97,2 ± 0,0	97,2 ± 0,0	97,2 ± 0,0
2	86,0 ± 0,1	87,1 ± 0,1	88,9 ± 0,1	94,9 ± 0,0*	87,2 ± 0,1	84,0 ± 0,1	82,5 ± 0,6	84,6 ± 0,1
4	76,9 ± 0,2	77,6 ± 0,7	80,8 ± 0,1	88,7 ± 0,1*	78,3 ± 0,2	75,9 ± 0,2	74,8 ± 0,2	76,9 ± 0,2
6	70,9 ± 0,2	70,5 ± 0,2	73,6 ± 0,2	85,9 ± 0,2*	72,8 ± 0,2	69,7 ± 0,2	68,2 ± 0,2	70,8 ± 0,2
8	61,1 ± 0,2	59,6 ± 0,2	60,5 ± 0,2	82,2 ± 0,2*	63,6 ± 0,2	58,5 ± 0,2	58,3 ± 0,2	63,3 ± 0,2

Légende : les valeurs représentent les moyennes ± ET par éjaculat à différentes concentrations à 12°C. * : significativement différent des autres conditions de conservation par période de mesure T₀ = 0H ; T₂ = 2H ; T₄ = 4H ; T₆ = 6H ; T₈ = 8H

4.4 Température optimale de conservation de la semence diluée : A T₀, la motilité individuelle moyenne a été de $5,0 \pm 0$ pour toutes les températures de notre observation. Après 8h de conservation, à 12°C la motilité individuelle moyenne a été de $3,0 \pm 0,43$. A l'opposé, les motilités individuelles ont été de

$0,074 \pm 0,1$ et $0,44 \pm 0,48$ respectivement à 37°C et 0°C. Les différences de variation entre les préparations ont été statistiquement significatives ($p < 0,05$). La figure 1 montre la variation de la motilité individuelle a des températures différentes.

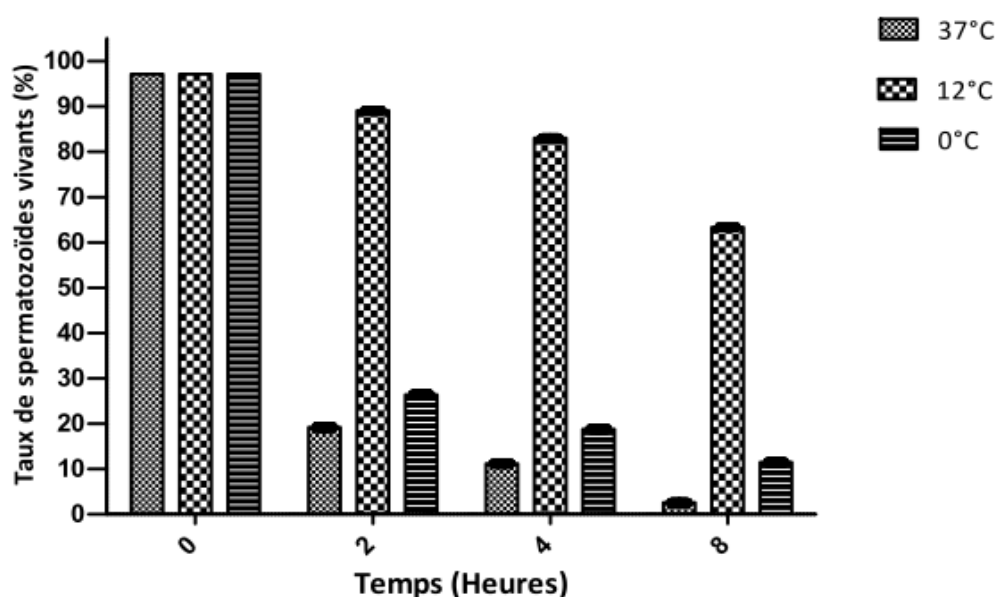


Légende : les valeurs représentent les moyennes $\pm$ ET par éjaculat, toutes les concentrations de spermatozoïdes confondues, T₀ = 0H ; T₂ = 2H ; T₄ = 4H ; T₈ = 8H. * : significativement différent des autres conditions de conservation par période de mesure, spz = spermatozoïdes, ml = millilitre

Figure 1 : Variation de la motilité individuelle des spermatozoïdes à différentes températures de conservation.

A T₀, le taux moyen de spermatozoïdes vivants a été de $97,11\% \pm 0,01$ pour les températures. Après 8 heures de conservation, le taux moyen de spermatozoïdes vivants a été de $63,38\% \pm 0,02$

à 12°C ; de $2,59\% \pm 0,03$ à 37°C et de $11,48\% \pm 0,08$ à 0°C. La figure 2 montre la variation du taux de spermatozoïdes vivants à différentes températures.



Légende : Les valeurs représentent les moyennes $\pm$ ET par éjaculat, toutes les concentrations de spermatozoïdes confondues. T₀ = 0H ; T₂ = 2H ; T₄ = 4H ; T₈ = 8H, spz = spermatozoïdes, ml = millilitre

Figure 2 : Variation du taux des spermatozoïdes vivants à différentes températures de conservation.

5 DISCUSSION

Notre expérimentation a permis de déterminer les caractéristiques macroscopique et microscopique de la semence du bouc sahélien. Les données collectées sont similaires à ceux de la littérature scientifique (Souley, 2013 ; Sacko *et al.*, 2022 et Tran *et al.*, 2024). Ces caractéristiques répondent aux critères de performances étudiés pour l'application de la technologie de la semence (Hanzen, 2016). A basse température, il pourrait y avoir une diminution du métabolisme cellulaire et de l'activité enzymatique (Derradji, 2013). La diminution de la motilité et de la viabilité des spermatozoïdes conservés à 0°C serait liée à l'altération de leur structure et de leur état fonctionnel (Lusignan, 2011). A 37°C, l'hyper activité métabolique des spermatozoïdes entraîne une production accrue de l'acide lactique qui devient toxique pour les cellules. De plus, l'enzyme GoPLRP2 (anciennement appelé EYCE et BUSgp60) présent dans le plasma séminal (Barbara *et al.*, 2005) affecte l'intégrité des spermatozoïdes (Lebœuf *et al.*, 2000 ; Chetna *et al.*, 2016). Il est admis que l'enzyme GoPLRP2 hydrolyserait les triglycérides et la lécithine du jaune d'œuf en acide gras et en lysolécithine (Lebœuf *et al.*, 2000 ; Benmoula *et al.*, 2018), des

produits d'hydrolyse qui détériorent les membranes cellulaires et diminuent l'aptitude à la conservation des spermatozoïdes (Lebœuf *et al.*, 2003 ; Stewart *et al.*, 2016). A 12°C, l'activité métabolique des spermatozoïdes et l'activité de l'enzyme GoPLRP2 semblent être suffisamment réduites. Ce qui contribuerait à une préservation des caractéristiques. Le dilueur à base de jaune d'œuf utilisé dans notre étude, contribuerait à protéger les spermatozoïdes contre les chocs thermique (Moussa *et al.*, 2002) et faciliterait alors leur conservation (Acharya *et al.*, 2020). De plus, la concentration de dilution de $0,8 \times 10^9$ spermatozoïde/ml serait un facteur de dilution idéale pour l'atteinte d'un équilibre entre la concentration de l'enzyme GoPLRP2 et celle des spermatozoïdes. Cependant, pour pouvoir conclure quant à l'efficacité de la fraction lipidique et lipoprotéique du jaune d'œuf pour conserver la semence réfrigérée de bouc, il resterait à évaluer le pouvoir fécondant des spermatozoïdes après insémination artificielle en appliquant les meilleures conditions de conservation qui ont été déterminées dans ce travail.

6 CONCLUSION

L'application de la technologie de la semence aux races locales mérite la définition des paramètres biologiques optimaux propres à la race. La température de 12°C et la concentration de $0,8 \times 10^9$ spermatozoïde/ml sont les points de repères où la semence exprime ses fortes performances biologiques. Toutefois, il est important de réaliser des inséminations artificielles avec la semence fraîche diluée à $0,8 \times 10^9$ spermatozoïde/ml et conservée à 12°C

afin d'apprécier la fertilité réelle de cette semence. Ces résultats serviront de base pour l'addition des extraits végétaux pour réduire l'activité de l'enzyme GoPLRP2. Dans un système d'élevage ou la reproduction peut se faire avec de la semence fraîche, les techniciens pourront réaliser la collecte, la dilution et les inséminations dans la limite des huit heures définis par cette étude.

7 BIBLIOGRAPHIE

- Acharya M, Burke JM. and Rorie RW: 2020. Effect of Semen Extender and Storage Temperature on Motility of Ram Spermatozoa. *Advances in Reproductive Sciences*, **8** (1) : 14-30. DOI: <https://doi.org/10.4236/arsci.2020.81002>
- Allai L, Druart X, Contell J, Louanjli N, Moula AB, Badi A, Essamadi A, Nasser B. and El Amiri B: 2015. Effect of argan oil on liquid storage of ram semen in Tris or skim milk based extenders. *Animal Reproduction Science*, **160**, 57 -67. DOI: <https://doi.org/10.1016/j.anireprosci.2015.07.003>
- Badi A, Benmoula A, EL khalil K, Nasser B. and El Amiri B: 2018. Effect of Age on Boujaâd Ram Semen Quality Extended in Skim Milk and Tris Egg Yolk at 5 ° C. *Revue Marocaine Sciences Agronomiques et Vétérinaires* **6** (2) : 220-225. DOI: https://agrimaroc.org/index.php/Actes_IAPH2/article/view/601/1311
- Barbara S, Francine F, Maria-Teresa P, Yvonick F, Philippe G, Bernard L. and Frédéric C: 2005. Cloning and seasonal secretion of the pancreatic lipase-related protein 2 present in goat seminal plasma. *Biochimica et Biophysica Acta (BBA) Molecular and Cell Biology of Lipids*, **1686**(3): 169–80. DOI: <https://doi.org/10.1016/j.bbalip.2004.09.008>
- Baril G, Chemineau P. and Cognié Y : 1993. Manuel de formation pour l'insémination artificielle chez les ovins et les caprins. Rome, FAO, p 213. DOI : <https://www.fao.org/4/t0121f/T0121f00.htm>
- Benmoula A, Allai L, Badi A, El Khalil K. and El Amiri B : 2018. Effect of extender and storage temperature on sperm motility parameters of liquid ram semen. *Revue Marocaine Sciences Agronomiques et Vétérinaires*, **6**(2) : 211-219. DOI: https://agrimaroc.org/index.php/Actes_IAPH2/article/view/601/1311
- Briand-Amirat L, Anton M, Gerard O. et Tainturier D : 2006. Etude de la fertilité in vitro de la semence de taureau après congélation-décongélation avec les LDL du jaune d'œuf de poule : Comparaison avec l'Optidyl®, dilueur commercial à base de jaune d'œuf. *Theriogenology*, **61**(5): 895-907. DOI: [https://doi.org/10.1016/S0093-691X\(03\)00259-0](https://doi.org/10.1016/S0093-691X(03)00259-0)
- Chetna G, Kharche SD, Kumar S. and Jindal SK: 2016. Cryopreservation of goat semen: status and prospects. *Indian Journal of Small Ruminants*, **22**(1): 1-10. DOI: <http://dx.doi.org/10.5958/0973-9718.2016.00005.2>
- Derradji M : 2013. Suivi des paramètres physicochimiques d'une enzyme libre et immobilisée ; application dans le raffinage d'une huile alimentaire. Mémoire de master, Abderrahmane Mira de Béjaïa, p 67.
- Eva M, Salvador ALP, María del Mar MG, María LM. and Ernesto AG: 2020. Effect of

- the refrigeration system on *in vitro* quality and *in vivo* fertility of goat buck sperm. *Animals*, **10**(12): 1-13. DOI: <https://doi.org/10.3390/ani10122399>
- Haro M. et Zongo M: 2023. Variation saisonnière de la fertilité du bouc sahélien en zone soudano-sahélienne du Burkina Faso. *Journal of Animal & Plant Sciences*, **55** (3): 10193-10203 <https://doi.org/10.35759/JAnmPLSci.v55-3.3>
- Hanzen C : 2016. L'insémination artificielle chez les ruminants ; Université de Liège Faculté de Médecine Vétérinaire Service de Thériogenologie des animaux de production. Belgique. Cours de reproduction en ligne : <http://www.therioruminant.ulg.ac.be/index.html>.
- Lebœuf B, Restall B. et Salamon S: 2003. Production et conservation de la semence de boucs pour l'insémination artificielle. *INRAE Productions Animales*, **16**(2): 91-99. DOI: <https://doi.org/10.20870/productions-animales.2003.16.2.3650>
- Lebœuf B, Restall B. and Salamon S: 2000. Production and Storage of Goat Semen for Artificial Insemination. *Animal Reproduction Science*, **62**(1-3): 113–141. DOI : [https://doi.org/10.1016/S0378-4320\(00\)00156-1](https://doi.org/10.1016/S0378-4320(00)00156-1)
- Lusignan MF : 2011. Étude du mécanisme de protection des spermatozoïdes de mammifères par le lait. Thèse de Doctorat unique, Université de Montréal, Canada, p. 203.
- Maher G : 2012. Comparaison des techniques de cryoconservation de la semence chez le bouc et d'insémination artificielle chez la chèvre. Mémoire de Master, Université Laval, Canada, p. 115.
- Mara L, Dattena M, Pilichi S, Sanna D, Branca A. and Cappai P : 2007. Effect of different diluents on goat semen fertility. *Animal Reproduction Science*. **102**(1-2) : 152–157. <https://doi.org/10.1016/j.anireprosci.2007.02.007>
- Mata-campuzano M, Soleilhavoup C, Tsikis G, Martinez-Pastor F, de Graff SP. and Druart X : 2015. Motility of liquid stored ram spermatozoa is altered by dilution rate independent of seminal plasma concentration. *Animal Reproduction Science*, **162**: 31-36. DOI: <https://doi.org/10.1016/j.anireprosci.2015.09.004>
- Moussa M, Martinet V, Trimeche A, Tainturier D. and Anton M : 2002. Low density lipoproteins extracted from hen egg yolk by an easy method: cryoprotective effect on frozen-thawed bull semen. *Theriogenology*, **57** (6): 1695-1706. DOI: [https://doi.org/10.1016/S0093-691X\(02\)00682-9](https://doi.org/10.1016/S0093-691X(02)00682-9)
- Pellicer-Rubio MT, Magallon T. and Combarous Y : 1997. Deterioration of goat sperm viability in milk extender is due to a bulbourethral 60-Kilodalton glycoprotein with triglyceride lipase activity. *Biology of Reproduction*, **57**, 1023-1031.
- Pellicer-Rubio MT. and Combarous Y: 1998. Deterioration of goat spermatozoa in skimmed milk-based extender as a result of oleic acid released by the bulbourethral lipase BUSgp60. *Journal of Reproduction and Fertility*, **112**, 95-105.
- Sacko I, Dao M, Sanogo S, Orounladi BM, Diakité K, Traore D, Coulibaly DM. and Cisse BM: 2022. Semen Characteristics of Crossbred Bucks Anglo-Nubian × Sahelian Goats in Mali. *Advances in Animal and Veterinary Sciences*, **10**(9): 1900-1906. DOI: <https://dx.doi.org/10.17582/journal.aa.v2022/10.9.1900.1906>
- Sharma M, Singh M, Kapoor S. and Jasial S: 2012. Inter relationship between some routine semen evaluation parameters in Jersey X local hill cattle crossbred bulls. *Open Veterinary Journal*, **2**(0): 26-31. DOI: <https://doi.org/10.5455/OVJ.2012.v2.i0.p26>
- Souley MA: 2013. Caractéristiques spermatiques



- du bouc du sahel au Niger. Thèse de doctorat de médecine vétérinaire, Université Cheikh Anta Diop, Sénégal, p. 60.
- Stewart JL, Shipley CF, Katich AS, Po E, Ellerbrock RE, Lima FS. and Canisso IF: 2016. Cryopreservation of white-tailed deer (*Odocoileus virginianus*) semen using soybean-, liposome-, and egg yolk-based extenders. *Animal Reproduction Science*, 171, 7-16. DOI: <https://doi.org/10.1016/j.anireprosci.2016.05.006>
- Tapsoba M, Couliadiati B, Traore B, Tapsoba IW, Diallo M. and Zongo M: 2023. Évaluation de la technologie de la semence du taureau au centre de multiplication des animaux performants (CMAP) de Loumbila au Burkina Faso : Forces et Faiblesses. *Journal of Applied Biosciences*, 183, 19168-19180. DOI: <https://doi.org/10.35759/JABs.183.5>
- Tran TTK, Nguyen LKD. and Le TYN : 2024. Effects of cysteine on goat sperm quality in cryopreservation. *Vietnam Journal of Biotechnology* 22(1): 91-98. DOI: <https://doi.org/10.15625/VJBT-19539>
- Vieira A, Brandao S, Monteiro A, Ajuda I. and Stilwell G: 2015. Development and validation of a visual body condition scoring system for dairy goats with picture-based training. *Journal of Dairy Science*, 98(9): 6597-6608. DOI: <https://doi.org/10.3168/jds.2015-9428>
- Zongo M, Yamboue A, Nabaloum I. et Sanou D : 2018. Ultrasound of follicular development and ovulation in induced estrus in Sahelian goats. *Revue d'élevage et de médecine vétérinaire des pays tropicaux*, 71 (4) : 157-162, <https://doi.org/10.19182/remvt.31671>