



ISSN NO. 2320-5407

Journal Homepage: [-www.journalijar.com](http://www.journalijar.com)

## INTERNATIONAL JOURNAL OF ADVANCED RESEARCH (IJAR)

Article DOI:10.21474/IJAR01/ 21341  
DOI URL: <http://dx.doi.org/10.21474/IJAR01/ 21341>



INTERNATIONAL JOURNAL OF  
ADVANCED RESEARCH (IJAR)  
ISSN 2320-5407  
Journal Homepage: <http://www.journalijar.com>  
Journal DOI:10.21474/IJAR01

### RESEARCH ARTICLE

## QUALITE SPERMATIQUE DES MALES DE DEUX POPULATIONS DE TILAPIA DU NIL, *OREOCHROMIS NILOTICUS* DU BURKINA FASO

Abdoul Aziz Tapsoba<sup>1,2</sup>, Guiguigbaza-Kossigan Dayo<sup>2</sup>, Aboubacar Sourabié<sup>1</sup>, Saïdou Santi<sup>1</sup>,  
Rokyatou Sissao<sup>1,4</sup>, Estèle Pelagie Sanou<sup>1</sup>, Alfred Ouédraogo<sup>3</sup> and Aboubacar Toguyéni<sup>1</sup>

1. Laboratoire d'Etudes et de Recherche des Ressources Naturelles et des Sciences de l'Environnement, Bobo-Dioulasso, Burkina Faso.
2. Centre International de Recherche-Developpement sur l'Elevage en zone Subhumide, Bobo-Dioulasso, Burkina Faso.
3. Laboratoire d'Histologie, d'Embryologie, Cytogénétique et Biologie de la Reproduction, Centre Hospitalière Universitaire de Bogodogo, Ouagadougou, Burkina Faso.
4. Institut de l'Environnement et de Recherches Agricoles, Centre National de la Recherche Scientifique et Technologique, Burkina Faso.

#### Manuscript Info

##### Manuscript History

Received: 08 June 2025

Final Accepted: 19 July 2025

Published: July 2025

##### Key words:-

*O. niloticus*, Motility, Spermatozoa, Lake Kou, Lake Tengrela, CASA System

#### Abstract

Controlling the reproductive parameters of the broodstock particularly the sperm quality of the males is essential for the selection of strains in aquaculture. The aim of this study is therefore to select high-performance male broodstock with a view to increasing fish production. Sperm characteristics of 10 males from each of Nile tilapia population from Kou valley lake and Tengrela lake were evaluated using a computer-assisted sperm analysis system (CASA). Parameters were evaluated in three different fields at 15, 30 and 45 seconds after sperm activation. Results showed that sperm concentrations ranged from  $4.42 \pm 1.51 \cdot 10^9$  à  $4.28 \pm 1.35 \cdot 10^9$  spermatozoa/mL and were not significantly different between the males of two populations. The percentages of total motility ( $96.63 \pm 2.32\%$  to  $86.23 \pm 11.69\%$ ), curvilinear velocity ( $44.88 \pm 10.51 \mu\text{m/s}$  to  $19.89 \pm 6.90 \mu\text{m/s}$ ), straight line velocity ( $27.09 \pm 8.46 \mu\text{m/s}$  to  $10.99 \pm 6.19 \mu\text{m/s}$ ) and average path velocity ( $29.70 \pm 9.75 \mu\text{m/s}$  à  $11.28 \pm 4.60 \mu\text{m/s}$ ) decreased at 45 s post activation but also showed no significant difference between males of the Kou population and those of the Tengrela population. The total number of spermatozoa was, however, significantly lower in males of the Tengrela population ( $0.28 \pm 0.12 \cdot 10^9$  spermatozoa) due to the low volumes of milt produced by these males. Motility durations were higher in males of the Tengrela population ( $3.54 \pm 1.14$  minutes) compensating for the low sperm production for reproductive success. All the results on the different parameters evaluated are very satisfactory and allow us to conclude that males of the Kou and Tengrela population of Nile tilapia have good sperm quality. These males could thus be introduced into breeding systems to improve fish production in Burkina Faso.

"© 2025 by the Author(s). Published by IJAR under CC BY 4.0. Unrestricted use allowed with credit to the author."

**Corresponding Author:-Abdoul Aziz Tapsoba**

Address: Laboratoire d'Etudes et de Recherche des Ressources Naturelles et des Sciences de l'Environnement, Bobo-Dioulasso, Burkina Faso.

**Introduction:-**

L'analyse de la qualité spermatique des mâles constitue un enjeu majeur à l'optimisation des productions piscicoles (Kowalski & Cejko, 2019; Samarin et al., 2017). En effet, la connaissance de la qualité du sperme permet une gestion optimisée du stock de géniteurs dans les écloseries. Seuls, les meilleurs reproducteurs (ou leurs spermatozoïdes) sont conservés pour les reproductions, ce qui libère de l'espace pour une intensification de la production d'alevins (Ciereszko et al., 2020; Yang et al., 2007). Par ailleurs, l'évaluation de la qualité du sperme représente une étape essentielle pour la diffusion de nouvelles souches dans les systèmes de piscicultures et pour la mise en place de programmes de cryoconservation du sperme des génotypes d'intérêts (Alavi et al., 2019; Ciereszko et al., 2020; Kowalski & Cejko, 2019).

Les principaux paramètres utilisés pour évaluer la qualité spermatique chez les poissons incluent : la concentration en spermatozoïdes (spz), le pH et l'osmolalité du plasma séminal, la composition et l'intégrité de la membrane plasmique des spermatozoïdes ainsi que leur motilité et leur fécondance (Alavi et al., 2019; Alcántar-Vázquez et al., 2022; Cabrita et al., 2014; Ciereszko et al., 2020; Kowalski & Cejko, 2019).

Parmi ces indicateurs, la motilité des spermatozoïdes est considérée comme l'un des paramètres les plus pertinents pour déterminer la qualité spermatique car elle intègre diverses caractéristiques cellulaires et séminales (Alavi et al., 2019; Alcántar-Vázquez et al., 2022; Dussenne et al., 2020; Gallego & Asturiano, 2019; Kowalski & Cejko, 2019). Une forte corrélation a été observée entre la motilité et le taux de fécondation chez plusieurs espèces de téléostéens (Gallego et al., 2017; Oguntuase & Adebayo, 2014; Nahiduzzaman et al., 2014; Pamungkas et al., 2023).

Longtemps évaluée de manière subjective par observation au microscope, la motilité des spermatozoïdes peut être désormais évaluée de façon plus objective grâce à un système d'analyse du sperme assisté par ordinateur, CASA (Fauvel et al., 2010; Gallego & Asturiano, 2018; Kowalski & Cejko, 2019; Rurangwa et al., 2004). Ce système permet de capturer simultanément plusieurs spermatozoïdes et de mesurer les paramètres de motilité tels que le pourcentage de motilité, les vitesses de motilité et les trajectoires de motilité (Alcántar-Vázquez et al., 2022; Fauvel et al., 2010; Gallego & Asturiano, 2018; Pamungkas et al., 2023; Yeste et al., 2018; Zhang et al., 2023). Ces données offrent une analyse précise et fiable de la qualité spermatique.

La qualité du sperme peut être influencée par plusieurs facteurs, dont les conditions d'élevage, l'âge des géniteurs et l'alimentation (Bobe & Labbe, 2010; Gallego & Asturiano, 2019; Kowalski & Cejko, 2019; Pamungkas et al., 2023). De plus, certaines études ont montré que les souches d'élevage ainsi que les processus de sélection génétique peuvent influencer la qualité spermatique chez certains téléostéens (Almeida et al., 2016; Fauvel et al., 2010; Marc et al., 2021; Salirrosas et al., 2017).

Le tilapia du Nil est l'une des espèces de téléostéens les plus élevées au niveau mondial et la première espèce piscicole du Burkina Faso (Santi et al., 2023; Sissao et al., 2019) avec une diversité de populations naturelles inventoriées dans les cours d'eau (Lind et al., 2019; Sirima et al., 2009; Toguyeni et al., 2006). De ce fait des programmes de sélection et d'amélioration génétique, basés sur l'utilisation des souches indigènes, ont été entrepris en vue de booster la productivité des systèmes piscicoles à travers la mise à disposition de géniteurs et de semences performants. S'il existe des données sur la qualité spermatique chez certaines souches de tilapia du Nil, très peu d'informations existent sur celle des géniteurs issus des populations locales du Burkina Faso. Pourtant, la variabilité inter-souche est une source de variation de la qualité spermatique chez le tilapia du Nil (Alcántar-Vázquez et al., 2022; Almeida et al., 2016; Salirrosas et al., 2017).

Parmi les principaux paramètres déterminant le potentiel aquacole d'une espèce, la reproduction constitue un élément majeur. Il est donc judicieux d'évaluer la qualité spermatique des souches locales du tilapia du Nil du Burkina Faso dans le cadre des différents programmes de sélection génétiques mis en place. Ainsi, la présente étude vise à évaluer la qualité spermatique des mâles des populations Kou et Tengrela de *O. niloticus* du Burkina Faso.

## Matériel et Méthodes:

### Poissons et conditions d'élevage

Les poissons utilisés pour cette étude proviennent d'un stock de géniteurs des populations de *Oreochromis niloticus* issus du lac de la vallée du Kou (bassin hydrographique de la Volta) et du lac Tengrela (bassin hydrographique de la Comoé). Ces géniteurs étaient maintenus en élevage dans deux bassins hors sol de 4m<sup>3</sup> à l'Unité de Recherche en Aquaculture et Biodiversité Aquatique, Université Nazi BONI (Burkina Faso). Le pH, la conductivité et la température de l'eau dans les bassins étaient respectivement de  $6,37 \pm 0,75$ ;  $65,80 \pm 10,14$   $\mu\text{S}/\text{cm}$ ;  $28,51 \pm 2,57^\circ\text{C}$  pour la population Tengrela et de  $6,15 \pm 0,81$ ;  $68,11 \pm 12,52$   $\mu\text{S}/\text{cm}$  et  $27,52 \pm 2,89^\circ\text{C}$  pour la population Kou. Durant le processus d'élevage, les poissons ont été nourris à satiété apparente avec de l'aliment local dosant 40% de protéines brutes. Pour l'analyse de la qualité spermatique, 10 mâles d'un poids moyen de  $218,00 \pm 83,17\text{g}$  et  $167,75 \pm 72,99\text{g}$  respectivement pour la population Kou et la population Tengrela, ont été utilisés.

### Collecte de la laitance

Les poissons ont d'abord été anesthésiés dans une solution de benzocaïne (0,5 g/l). Une légère pression abdominale a été exercée pour évacuer le maximum d'urine. La papille génitale a été asséchée avec du papier absorbant pour éviter une contamination de la laitance par l'urine. Une légère pression abdominale (stripping) a ensuite été exercée et la laitance individuelle de chaque mâle a été recueillie à l'aide de pipettes Pasteur et transférée immédiatement dans un tube Eppendorf de 0,5 ml maintenu sur la glace. La collecte a été réalisée jusqu'à ce la laitance ne soit plus disponible au niveau de la papille génitale des mâles. Le volume total de la laitance de chaque mâle a ensuite été déterminé à l'aide des micropipettes Eppendorf. Au regard des faibles quantités de laitance collectée, le pH de la laitance a été déterminé en déposant une goutte sur un morceau de papier pH (pH : 0-14 marque Germany).

### Détermination de la motilité et de la concentration en spermatozoïdes

La motilité des spermatozoïdes a été déterminée à l'aide d'un Analyseur de Sperme assisté par Ordinateur (CASA, Androvision) équipé d'un microscope optique Axio Scope 1 (Zeiss, Germany). Les paramètres du CASA ont été optimisés pour détecter les spermatozoïdes de tilapia (frames/s=50 Hz ; nombre de frames=32 ; taille des cellules=2pixels). Les spermatozoïdes de chaque mâle ont été activés en diluant 1  $\mu\text{l}$  de sperme avec 450  $\mu\text{l}$  d'eau distillée stérile et 10  $\mu\text{l}$  ont été déposés entre lame et lamelle pour les analyses à un grossissement de 20X. Le module motilité-concentration du CASA a été utilisé pour enregistrer automatiquement la concentration en spermatozoïde et les différents paramètres de motilité.

Les paramètres de motilité déterminés automatiquement par le CASA dans cette étude sont : la motilité totale (TM, %), la motilité progressive (PM, %), la motilité locale ou statique (LC, %), la vitesse curvilinéaire (VCL,  $\mu\text{m}/\text{s}$ ), la vitesse en ligne droite (VSL,  $\mu\text{m}/\text{s}$ ), la vitesse moyenne de la trajectoire (VAP,  $\mu\text{m}/\text{s}$ ), la linéarité de la trajectoire (LIN=VSL/VCL, %), et la rectitude de la trajectoire (STR=VSL/VAP, %). Les spermatozoïdes ont été considérés comme motiles par le système CASA lorsque le VAP > 5  $\mu\text{m}/\text{s}$  ; la motilité est locale quand 5  $\mu\text{m}/\text{s}$  < VAP < 25  $\mu\text{m}/\text{s}$  ; la motilité est progressive pour un VAP > 25  $\mu\text{m}/\text{s}$  et lorsque le VAP < 5  $\mu\text{m}/\text{s}$  les spermatozoïdes ne sont pas motiles.

Pour chaque échantillon, le temps entre l'activation des spermatozoïdes et la première observation a été de 15 secondes. La motilité a ensuite été enregistrée par intervalle de 15 secondes dans trois champs différents incluant au moins 500 spermatozoïdes pour l'ensemble de l'analyse. La durée de motilité a été déterminée à partir de l'activation des spermatozoïdes jusqu'à l'arrêt de 80 % de la motilité progressive. Le nombre total de spermatozoïdes a été déterminé en multipliant la concentration en spermatozoïde par le volume de la laitance.

### Analyse des données

Le logiciel R version 4.3.3 a été utilisé pour les analyses statistiques. Les pourcentages de motilité ont été soumis à une transformation arcsinus avant les analyses de données (Nahiduzzaman et al., 2014; Zhang et al., 2023). Le test de normalité de Shapiro-Wilk a été utilisé pour vérifier la normalité des données. Le test de Kruskal-Wallis a été utilisé pour l'analyse des données au seuil de 5% et en cas de différences significatives le test de rang de Duncan a été utilisé pour la comparaison des moyennes par paires.

## Résultats:

### Valeurs moyennes de cinq paramètres spermatisques

Le tableau 1 présente quelques paramètres spermatisques analysés dans cette étude. Ces résultats montrent qu'il n'y a pas de différence significative entre les poids moyens des mâles de la population Kou et ceux de la population Tengrela utilisés pour cette expérimentation. Le pH de la laitance, la concentration en spermatozoïdes et la durée de motilité n'ont également pas révélé de différences significatives entre les deux groupes de mâles ( $p > 0,05$ ). Par contre, le volume de la laitance et le nombre total de spermatozoïdes ont été significativement plus élevés chez les mâles de la population Kou ( $0,38 \pm 0,15 \cdot 10^9$  spermatozoïdes) comparativement aux mâles de la population Tengrela ( $0,28 \pm 0,12 \cdot 10^9$  spermatozoïdes) ( $p < 0,05$ ).

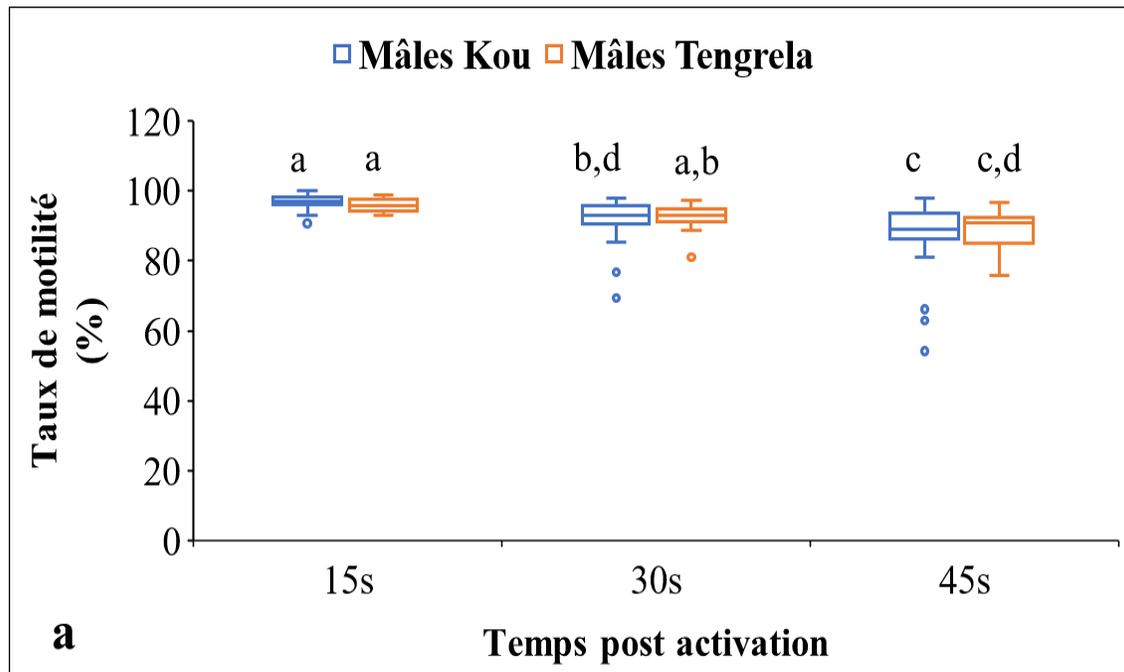
**Tableau 1:** Comparaison de cinq paramètres spermatisques des mâles de la population Kou et Tengrela de *O. niloticus*.

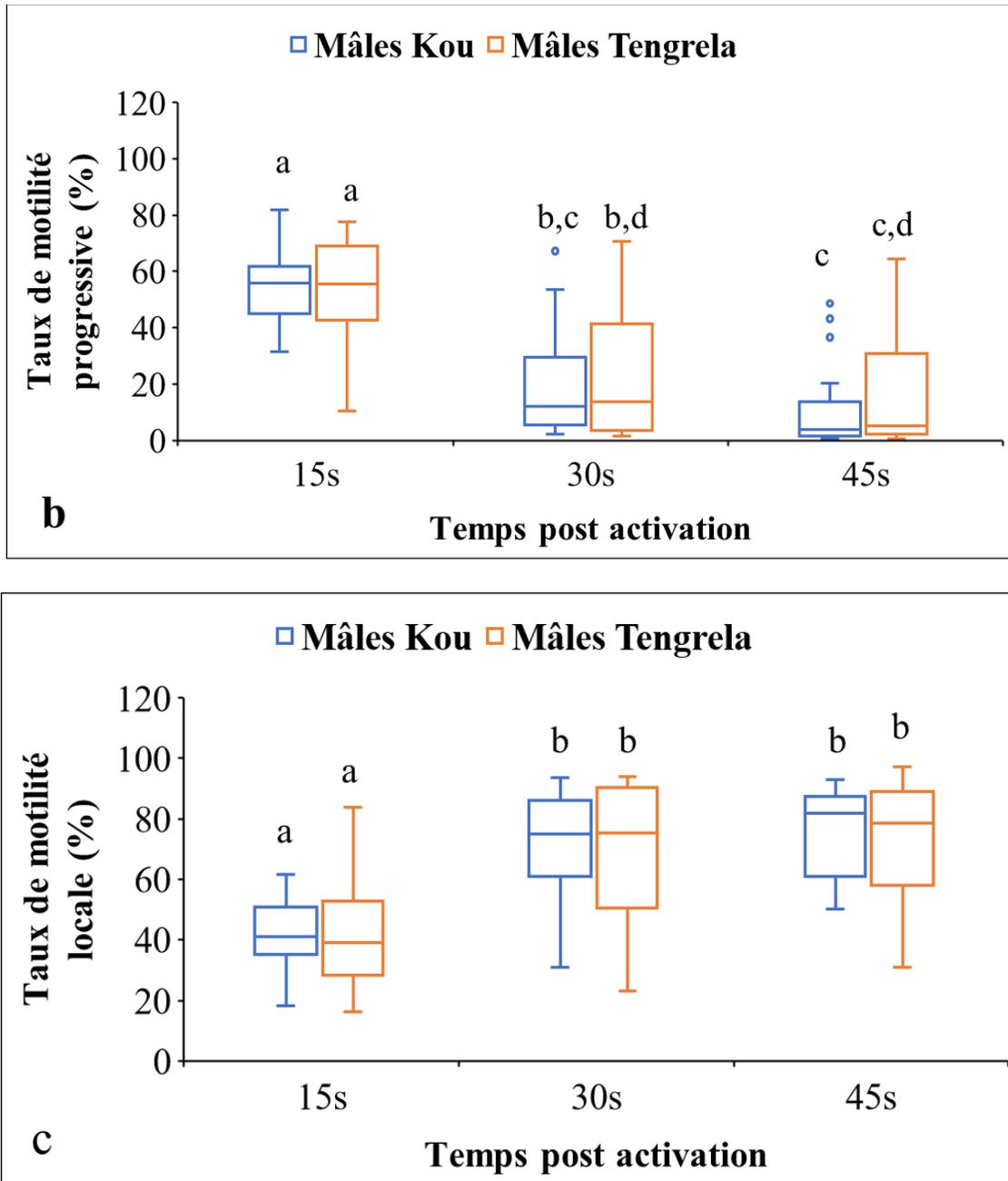
Mâles	Poids (g)	pH	Volume (ml)	Concentration en spermatozoïde ( $10^9$ spz/ml)	Nombre total de spermatozoïde ( $10^9$ spz)	Durée de la motilité (mn)
Pop Kou	218,00±83,17 <sup>a</sup>	7,45 ± 0,46 <sup>a</sup>	0,09 ± 0,02 <sup>a</sup>	4,42 ± 1,51 <sup>a</sup>	0,38 ± 0,15 <sup>a</sup>	2,69 ± 0,84 <sup>a</sup>
Pop Tengrela	167,75±72,99 <sup>a</sup>	7,41 ± 0,38 <sup>b</sup>	0,07 ± 0,03 <sup>b</sup>	4,28± 1,35 <sup>a</sup>	0,28 ± 0,12 <sup>b</sup>	3,54 ± 1,14 <sup>b</sup>

Les moyennes de la même colonne suivies par des lettres différentes indiquent des différences significatives selon le test de Kruskal-Wallis ( $p < 0,05$ )

### Taux de motilité des spermatozoïdes

Les pourcentages de motilité des spermatozoïdes ont révélé que la motilité totale (Figure 1a) a été supérieure à 80 % et n'a pas été significativement différente entre les mâles XY Kou et les mâles XX Tengrela pendant les 45 secondes d'activation. La motilité progressive (Figure 1b) a diminué de manière significative après 30 secondes d'activation tandis que la motilité locale (Figure 1c) a significativement augmenté au cours de la même période ( $p < 0,05$ ). Cependant aucune différence significative n'a été observée entre les deux génotypes mâles au cours des trois temps post activations ( $p > 0,05$ ).

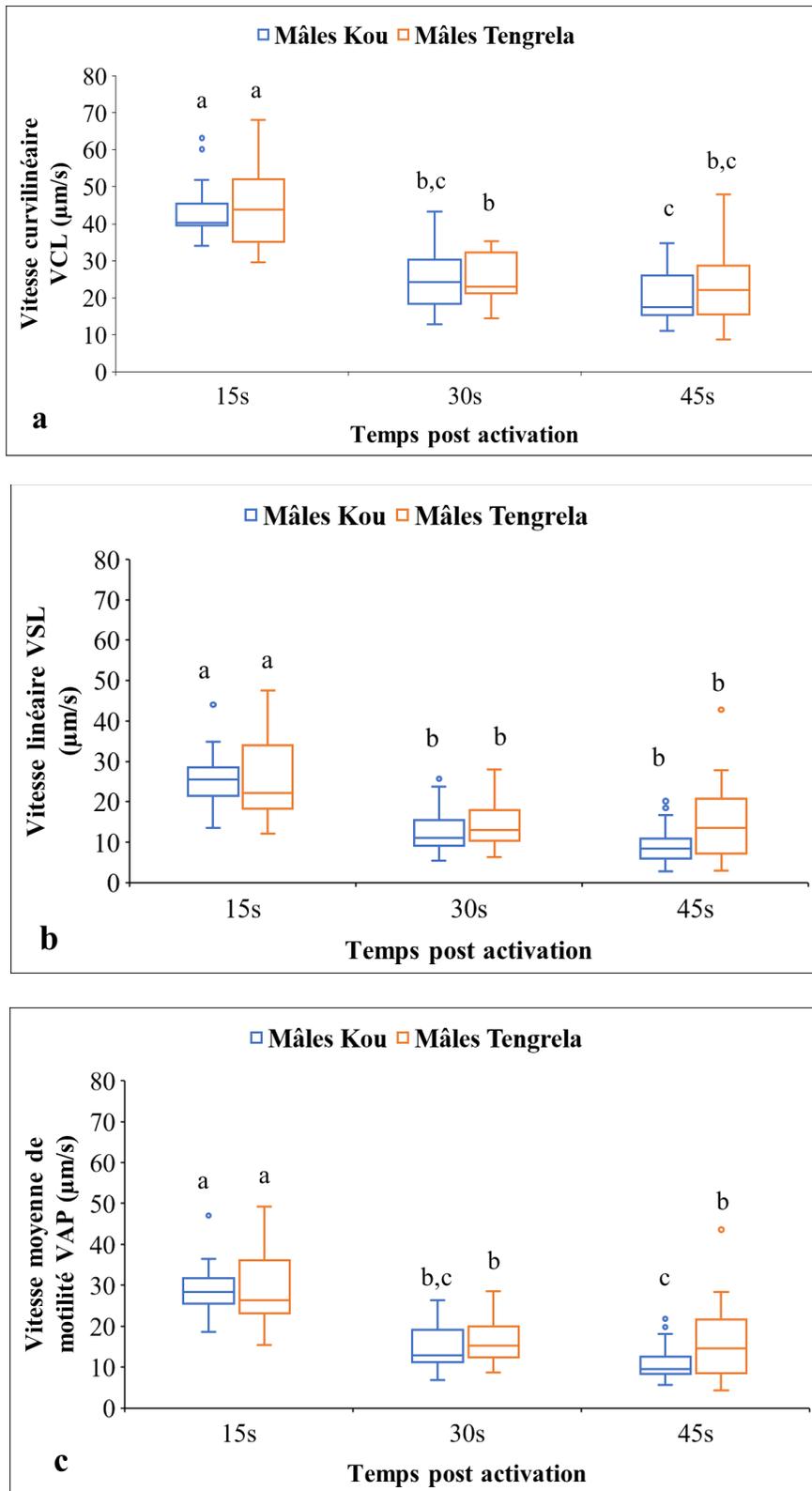




**Figure 1:-** Comparaison du taux de motilité totale (a), progressive (b) et locale (c) entre les mâles de la population Kou et ceux de la population Tengrela de *O. niloticus*. Les boîtes à moustaches portant des lettres différentes sont significativement différentes selon le test de rang de Duncan ( $p < 0,05$ ).

#### Vitesses de motilité

Les différentes vitesses de motilité (VCL, VSL et VAP) obtenues sont présentées sur les figures 2a, 2b et 2c. La vitesse curvilinéaire a significativement diminué entre 15 secondes et 45 secondes post activation. La vitesse en ligne droite et la vitesse moyenne de la trajectoire ont également diminué dans le même ordre. Toutefois les analyses statistiques n'ont pas révélé de différences significatives entre les vitesses de motilité des mâles de la population Kou et ceux de la population Tengrela aux trois temps post activation ( $p > 0,05$ ).



**Figure 2:** Comparaison de la vitesse curvilinéaire VCL (a), de la vitesse de la ligne droite VSL (b), de la vitesse moyenne de la trajectoire VAP (c) entre les mâles de la population Kou et ceux de la population Tengrela de *O. niloticus*. Les boîtes à moustaches portant des lettres différentes sont significativement différentes selon le test de rang de Duncan ( $p < 0,05$ ).

### Trajectoire de motilité des spermatozoïdes

Le tableau 2 montre la trajectoire des spermatozoïdes. Il révèle que la linéarité a été supérieure à 50 % et n'a pas significativement varié entre les trois temps d'observation. La rectitude de la trajectoire a été supérieure à 75 % et n'a pas également varié au cours des trois temps post activation. Pour ces deux paramètres de motilité aucune différence significative n'a été observée entre les mâles de la population Kou et Tengrela ( $p > 0,05$ ).

**Tableau 2:-** Comparaison de la linéarité et de la rectitude de la trajectoire des spermatozoïdes des mâles de la population Kou et ceux de la population Tengrela de *O. niloticus*.

Mâles	LIN (%)			STR (%)		
	15s	30s	45s	15s	30s	45s
Pop Kou	60,09±10,95	53,65±13,15	51,62±13,07	85,24±7,59	75,80±19,68	73,35±20,32
Pop Tengrela	57,57±14,04	57,05±12,74	62,85±15,39	83,13±9,23	73,46±26,45	79,37±1,38

Les moyennes de la même colonne ne présentent pas de différences significatives selon le test de Kruskal-Wallis ( $p < 0,05$ )

### Discussion:

L'évaluation de la qualité spermatique constitue une étape cruciale dans l'estimation du potentiel reproducteur des mâles de nouvelles souches sélectionnées en vue d'améliorer la production de semences de qualité dans les écloséries. Les paramètres les plus couramment utilisés pour cette évaluation sont : la concentration en spermatozoïdes, la motilité, la composition biochimique et les propriétés du fluide seminal. Ils sont fortement corrélés à la fécondance des spermatozoïdes (capacité des spermatozoïdes à féconder les ovules) (Ciereszko et al., 2020; Fauvel et al., 2010; Gallego & Asturiano, 2019; Rurangwa et al., 2004; Valdebenito et al., 2015). Dans la présente étude, le pH de la laitance, la concentration et la motilité des spermatozoïdes ont été analysés chez les mâles XY et XX de la population Kou ainsi que chez les néomâles sauvages XX de la population Tengrela de *O. niloticus*.

En ce qui concerne le pH de la laitance, les valeurs moyennes n'ont pas révélé de différences significatives entre les mâles de la population Kou et ceux de la population Tengrela, suggérant que l'origine des souches n'affecte pas ce paramètre chez le tilapia du Nil du Burkina Faso. Des résultats similaires ont été rapportés chez le poisson-chat africain *Clarias gariepinus* (Odo et al., 2018) et chez différentes souches de tilapia du Nil (Almeida et al., 2016). Les valeurs moyennes sont également restes dans la plage optimale pour le tilapia du Nil (6,4-8) (Almeida et al., 2016; Chao et al., 1987; Musa, 2010), ce qui pourrait expliquer les bons pourcentages de motilité observés.

Pour ce qui est de la concentration en spermatozoïde, elle est un indicateur important de la qualité spermatique chez les téléostéens car un nombre minimum de spermatozoïdes par ovule est requis pour une bonne fécondation (Krol et al., 2006). Dans notre étude, les concentrations observées, chez les mâles de la population Kou étaient comparables à celles des mâles de la population Tengrela comme cela a également été rapporté chez *Clarias gariepinus* (Odo et al., 2018). Par contre Almeida et al. (2016) a obtenu des résultats divergents chez le tilapia du Nil. Nos résultats pourraient s'expliquer par le fait que les deux populations de tilapia du Nil sont soumises au même programme de sélection contrairement aux travaux de Almeida et al. (2016) qui ont rapporté que les programmes de sélection génétique pourraient être à l'origine des différences de concentration en spermatozoïdes entre différentes souches de tilapia du Nil.

Aussi, les concentrations en spermatozoïdes mesurées dans notre étude ( $4,25 \pm 3,08$  à  $5,78 \pm 2,99 \times 10^9$  spz/mL) sont supérieures à celles rapportées chez les mâles de la souche Manzala (Gennotte et al., 2012) et mexicaine (Alcántar-Vázquez et al., 2022), mais sont inférieures à celles de la souche suprême (Almeida et al., 2016). Ces concentrations élevées en spermatozoïdes chez la souche Suprême sont le résultat d'un long et vaste programme de sélection (Almeida et al., 2016). Cela montre que les concentrations en spermatozoïdes déjà élevées des populations Kou et Tengrela pourrait être encore améliorée à travers la sélection.

Le nombre total de spermatozoïdes était significativement plus faibles chez les mâles de la population Tengrela en raison d'un volume de laitance plus faible. Ces résultats suggèrent que la production du fluide séminal pourrait être

indirectement liée à la souche de tilapia du Nil ou à certains facteurs génétiques probablement à travers des micro ARN (Alcántar-Vázquez et al., 2022).

Les mâles des deux populations ont montré des taux de motilité totale très élevé (>80%) qui révèlent une bonne qualité spermatique (Kowalski & Cejko, 2019). Aucune différence significative n'a été observée entre les mâles des deux populations aussi bien pour la motilité totale que pour la motilité progressive ou locale. Ces résultats s'expliquent également par le fait que les deux populations ont été soumises aux mêmes conditions d'élevage et notamment l'alimentation qui peut influencer la motilité (Bobe & Labbe, 2010; Pamungkas et al., 2023).

La durée moyenne de motilité était significativement plus longue chez les mâles de la population Tengrela que chez les mâles de la population Kou. Ces durées de motilité pourraient certainement compenser les faibles productions spermatiques pour la réussite de la fécondation dans cette population (Alavi et al., 2019; Gennotte et al., 2012). Par ailleurs, les durées de motilité dans la présente étude étaient inférieures à celles rapportées dans la littérature (Dzyuba et al., 2019; Gennotte et al., 2012; Salirrosas et al., 2017), probablement en raison de notre protocole expérimental (durée non mesurée jusqu'à l'arrêt complet de la motilité). Toutefois, elles restent cohérentes avec le profil du tilapia du Nil, qui se distingue par ses longues durées de motilité (jusqu'à 54 minutes), compensant des concentrations spermatiques plus faibles (Alavi et al., 2019; Chao et al., 1987; Dzyuba et al., 2019; Gennotte et al., 2012; Salirrosas et al., 2017). Chez la plupart des espèces de poissons, les faibles durées de motilité (entre 10 secondes et 10 minutes) sont compensées par des concentrations en spermatozoïdes supérieures à celles du tilapia du Nil (Alavi et al., 2019; Kowalski & Cejko, 2019; Schulz et al., 2010).

Concernant, la vitesse des spermatozoïdes, elle est également un paramètre très important qui est corrélé à la réussite de la fécondation chez les poissons (Alcántar-Vázquez et al., 2022). Dans la présente étude, les vitesses VCL, VSL, VAP, LIN, STR n'ont pas varié significativement entre les mâles de la population Kou et ceux de la population Tengrela, ce qui indique que les mécanismes de la motilité à savoir les mouvements flagellaires et les apports d'énergie mitochondrial au niveau des spermatozoïdes ne seraient pas dépendants de la souche de tilapia du Nil. Ces résultats sont contradictoires à ceux rapportés par (Almeida et al., 2016).

Par ailleurs les résultats ont montré une décroissance rapide de la motilité au cours des 45 secondes d'activation. Chez les poissons, les spermatozoïdes sont immobiles dans le plasma séminal et ne sont activés qu'au contact de l'eau ou d'une solution d'activation (Alavi et al., 2019; Kowalski et al., 2019; Dzyuba et al., 2017). La chute rapide des vitesses observées après activation reflète une consommation rapide des réserves d'ATP, phénomène typique chez les téléostéens (Alavi et al., 2019; Gallego et al., 2019; Kowalski et al., 2019; Dzyuba et al., 2017). Malgré cet état de fait, les mâles des deux populations présentent des vitesses similaires à ceux qui ont été rapportés chez la souche manzala (Gennotte et al., 2012).

Globalement, les mâles de la population Kou et Tengrela, présentent une qualité spermatique satisfaisante pour être intégrés dans des programmes de reproduction ou de cryoconservation.

### **Conclusion:**

L'évaluation des performances de reproduction des populations locales de tilapia du Nil est essentielle pour orienter les programmes de sélection génétique et la conservation des génotypes d'intérêt. Cette étude, première du genre au Burkina Faso, a permis de déterminer la qualité spermatique des mâles issus des populations de tilapia du Nil provenant du lac de la vallée Kou et du lac Tengrela.

Les analyses du pH de la laitance, de la concentration et de leur motilité, montrent que ces paramètres spermatiques sont similaires entre les deux populations de tilapia du Nil. Les résultats suggèrent également, que la production du fluide séminal pourrait être liée à la souche utilisée. L'ensemble des analyses sur la qualité spermatique révèle que les mâles de la population Kou et Tengrela, présentent des caractéristiques spermatiques prometteuses pour les programmes de reproduction, de sélection génétique et de cryoconservation des semences. Toutefois, des études complémentaires impliquant les génotypes des mâles des populations Kou et Tengrela, ainsi que d'autres populations locales de tilapia du Nil du Burkina Faso, pourraient être envisagées pour élargir la base de sélection génétique des populations locales.

**Références Bibliographiques:-**

1. Alavi, S. M. H., Cosson, J., Bondarenko, O., & Linhart, O. (2019). Sperm motility in fishes: (III) diversity of regulatory signals from membrane to the axoneme. *Theriogenology*, 136, 143–165. <https://doi.org/10.1016/j.theriogenology.2019.06.038>
2. Alcántar-Vázquez, J. P., Fernández-Santos, J., & Meza-Villalvazo, V. M. (2022). Sperm kinetics and motility subpopulation in XY and YY Nile tilapia (*Oreochromis niloticus*) males. *Aquaculture Research*, 53(3), 932–939. <https://doi.org/10.1111/are.15634>
3. Almeida, D. B., Costa, M. A. P., Bassini, L. N., Calabuig, C. I. P., Moreira, C. G., Rodrigues, M. D. N., Junior, A. S. V., Corcini, C. D., Dode, M. E. B., & Moreira, H. L. M. (2016). Sperm evaluation in strains of Nile tilapia, *Oreochromis niloticus*. *Journal of Advances in Agriculture*, 6(2), 933–941. <https://doi.org/10.24297/jaa.v6i2.5376>
4. Bobe, J., & Labbe, C. (2010). Egg and sperm quality in fish. *General and Comparative Endocrinology*, 165(3), 535–548. <https://doi.org/10.1016/j.ygcen.2009.02.011>
5. Cabrita, E., Martínez-Páramo, S., Gavaia, P. J., Riesco, M. F., Valcarce, D. G., Sarasquete, C., Herráez, M. P., & Robles, V. (2014). Factors enhancing fish sperm quality and emerging tools for sperm analysis. *Aquaculture*, 432, 389–401. <https://doi.org/10.1016/j.aquaculture.2014.04.034>
6. Chao, N. H., Chao, W. C., Liu, K. C., & Liao, I. C. (1987). The properties of tilapia sperm and its cryopreservation. *Journal of Fish Biology*, 30(2), 107–118. <https://doi.org/10.1111/j.1095-8649.1987.tb05737.x>
7. Ciereszko, A., Judycka, S., Nynca, J., Slowinska, M., & Dietrich, M. A. (2020). Factors Influencing Milt Quality in Fishes and Its Usefulness to Cryopreservation. In J. C. Betsy & J. S. S. Kumar (Eds.), *Cryopreservation of Fish Gametes*. (pp. 26–67). Springer.
8. Dussenne, M., Gennotte, V., Rougeot, C., Melard, C., & Cornil, C. A. (2020). Consequences of temperature-induced sex reversal on hormones and brain in Nile tilapia (*Oreochromis niloticus*). *Hormones and Behavior*, 121(November 2019), 1–13. <https://doi.org/10.1016/j.yhbeh.2020.104728>
9. Dzyuba, B., Bondarenko, O., Fedorov, P., Gazo, I., Prokopchuk, G., & Cosson, J. (2017). Energetics of fish spermatozoa: The proven and the possible. *Aquaculture*, 472, 60–72. <https://doi.org/10.1016/j.aquaculture.2016.05.038>
10. Dzyuba, B., Legendre, M., Baroiller, J. F., & Cosson, J. (2019). Sperm motility of the Nile tilapia (*Oreochromis niloticus*): Effects of temperature on the swimming characteristics. *Animal Reproduction Science*, 202, 65–72. <https://doi.org/10.1016/j.anireprosci.2019.01.010>
11. Fauvel, C., Suquet, M., & Cosson, J. (2010). Evaluation of fish sperm quality. *Journal of Applied Ichthyology*, 26(5), 636–643. <https://doi.org/10.1111/j.1439-0426.2010.01529.x>
12. Gallego, V., & Asturiano, J. F. (2018). Sperm motility in fish: technical applications and perspectives through CASA-Mot systems. *Reproduction, Fertility and Development*, 30, 820–832. <https://doi.org/10.1071/RD17460>
13. Gallego, V., & Asturiano, J. F. (2019). Fish sperm motility assessment as a tool for aquaculture research: a historical approach. *Reviews in Aquaculture*, 11(3), 697–724. <https://doi.org/10.1111/raq.12253>
14. Gallego, V., Cavalcante, S. S., Fujimoto, R. Y., Carneiro, P. C. F., Azevedo, H. C., & Maria, A. N. (2017). Fish sperm subpopulations: Changes after cryopreservation process and relationship with fertilization success in tambaqui (*Colossoma macropomum*). *Theriogenology*, 87, 16–24. <https://doi.org/10.1016/j.theriogenology.2016.08.001>
15. Gennotte, V., François, E., Rougeot, C., Ponthier, J., Deleuze, S., & Melard, C. (2012). Sperm quality analysis in XX, XY and YY males of the Nile tilapia (*Oreochromis niloticus*). *Theriogenology*, 78(1), 210–217. <https://doi.org/10.1016/j.theriogenology.2012.02.002>
16. Kowalski, R. K., & Cejko, B. I. (2019). Sperm quality in fish: Determinants and affecting factors. *Theriogenology*, 135, 94–108. <https://doi.org/10.1016/j.theriogenology.2019.06.009>
17. Krol, J., Glogowski, J., Demska-Zakes, K., & Hliwa, P. (2006). Quality of semen and histological analysis of testes in Eurasian perch *Perca fluviatilis* L. during a spawning period. *Czech Journal of Animal Science*, 51(5), 220–226. <https://doi.org/10.17221/3932>
18. Lind, C. E., Agyakwah, S. K., Attipoe, F. Y., Nugent, C., Crooijmans, R. P. M. A., & Toguyeni, A. (2019). Genetic diversity of Nile tilapia (*Oreochromis niloticus*) throughout West Africa. *Scientific Reports*, 9(1), 1–12. <https://doi.org/10.1038/s41598-019-53295-y>
19. Marc, A. F., Guppy, J. L., Bauer, P., Mulvey, P., Jerry, D. R., & Paris, D. B. B. P. (2021). Validation of advanced tools to evaluate sperm function in barramundi (*Lates calcarifer*). *Aquaculture*, 531(August 2020), 735802. <https://doi.org/10.1016/j.aquaculture.2020.735802>
20. Musa, N. (2010). Sperm activation in Nile tilapia *Oreochromis niloticus* and the effects of environmentally relevant pollutants on sperm fitness. University of Sterling.

21. Nahiduzzaman, M., Akter, S., Hassan, M. M., Shah, A. K. M. A., & Hossain, M. A. R. (2014). Sperm biology of artificially induced common carp, *Cyprinus carpio* (Linnaeus, 1758). *International Journal of Fisheries and Aquatic Studies*, 1(6), 27–31.
22. Odo, S. N., Alozie, E. C., & Anyanwu, E. D. (2018). Comparative assessment of milt quality of three populations of *Clarias gariepinus* (Burchell, 1822) broodstock. *African Journal of Agricultural and Food Sciences*, 1(1), 19–26.
23. Oguntuase, B. G., & Adebayo, O. T. (2014). Sperm Quality and reproductive performance of male *Clarias gariepinus* induced with synthetic hormones (Ovatide and Ovaprim). *International Journal of Fisheries and Aquaculture*, 6(1), 9–15. <https://doi.org/10.5897/ijfa2013.0364>
24. Pamungkas, W., Darmawan, J., & Khasani, I. (2023). The effect of different diets on the quality of sperm in striped catfish (*Pangasianodon hypophthalmus*). *AACL Bioflux*, 16(4), 2166–2173.
25. Rurangwa, E., Kime, D. E., Ollevier, F., & Nash, J. P. (2004). The measurement of sperm motility and factors affecting sperm quality in cultured fish. *Aquaculture*, 234(1–4), 1–28. <https://doi.org/10.1016/j.aquaculture.2003.12.006>
26. Salirrosas, D., Leon, J., Arqueros-Avalos, M., Sanchez-Tuesta, L., Rabanal, F., & Prieto, Z. (2017). YY super males have better spermatid quality than XY males in red tilapia *Oreochromis niloticus*. *Scientia Agropecuaria*, 8(4), 349–355. <https://doi.org/10.17268/sci.agropecu.2017.04.06>
27. Samarin, A. M., Zarski, D., Palińska-Zarska, K., Krejszef, S., Blecha, M., Kucharczyk, D., & Policar, T. (2017). In vitro storage of unfertilized eggs of the *Eurasian perch* and its effect on egg viability rates and the occurrence of larval malformations. *Animal*, 11(1), 78–83. <https://doi.org/10.1017/S1751731116001361>
28. Santi, S., Sissao, R., Sourabié, A., Ky, C. M. B., Komi, H., & Sanogo, S. (2023). Characterisation des performances zootechniques des souches sauvage (Sirba) et domestique (Bouaké) de *Oreochromis niloticus* (Linne, 1758) au Burkina Faso. *International Journal of Biological and Chemical Sciences*, 17(1), 117–129. <https://doi.org/10.4314/ijbcs.v17i1.9>
29. Schulz, R. W., de França, L. R., Lareyre, J. J., LeGac, F., Chiarini-Garcia, H., Nobrega, R. H., & Miura, T. (2010). Spermatogenesis in fish. *General and Comparative Endocrinology*, 165(3), 390–411. <https://doi.org/10.1016/j.ygcen.2009.02.013>
30. Sirima, O., Toguyéni, A., & Kabore-Zoungrana, C. (2009). Faune piscicole du bassin de la Comoe et paramètres de croissance de quelques espèces d'intérêt économique. *International Journal of Biological and Chemical Sciences*, 3(1), 95–106. <https://doi.org/10.4314/ijbcs.v3i1.42740>
31. Sissao, R., Anvo, M. P. M., & Toguyéni, A. (2019). Characterisation des performances zootechniques de la population de tilapia du Nil (*Oreochromis niloticus*) du lac de la vallée du Kou (Burkina Faso). *International Journal of Biological and Chemical Sciences*, 13(6), 2603–2617. <https://doi.org/10.4314/ijbcs.v13i6.14>
32. Toguyéni, A., Thevenon, S., Soara, E., D’Cotta, H., Mair, G., Baroiller, J. F., & Rognon, X. (2006). Genetic structure of the domestic and wild populations of the Nile tilapia *Oreochromis niloticus*, in Burkina Faso, West Africa. *International Symposium Genetics in Aquaculture*, 26–30 June.
33. Valdebenito, I. I., Gallegos, P. C., & Effer, B. R. (2015). Gamete quality in fish: Evaluation parameters and determining factors. *Zygote*, 23(2), 177–197. <https://doi.org/10.1017/S0967199413000506>
34. Yang, H., Carmichael, C., Varga, Z. M., & Tiersch, T. R. (2007). Development of a simplified and standardized protocol with potential for high-throughput for sperm cryopreservation in zebrafish *Danio rerio*. *Theriogenology*, 68, 128–136. <https://doi.org/10.1016/j.theriogenology.2007.02.015>
35. Yeste, M., Bonet, S., Rodríguez-Gil, J. E., & Rivera Del Álamo, M. M. (2018). Evaluation of sperm motility with CASA-Mot: Which factors may influence our measurements? *Reproduction, Fertility and Development*, 30(6), 789–798. <https://doi.org/10.1071/RD17475>
36. Zhang, S., Cheng, Y., Alavi, S. M. H., Shazada, N. E., Linhartová, Z., Rodinová, V., & Linhart, O. (2023). Elevated temperature promotes spermatozoa motility kinetics and fertilizing ability following short-term storage: An implication for artificial reproduction of common carp *Cyprinus carpio* in a hatchery. *Aquaculture*, 565(August 2022). <https://doi.org/10.1016/j.aquaculture.2022.739126>