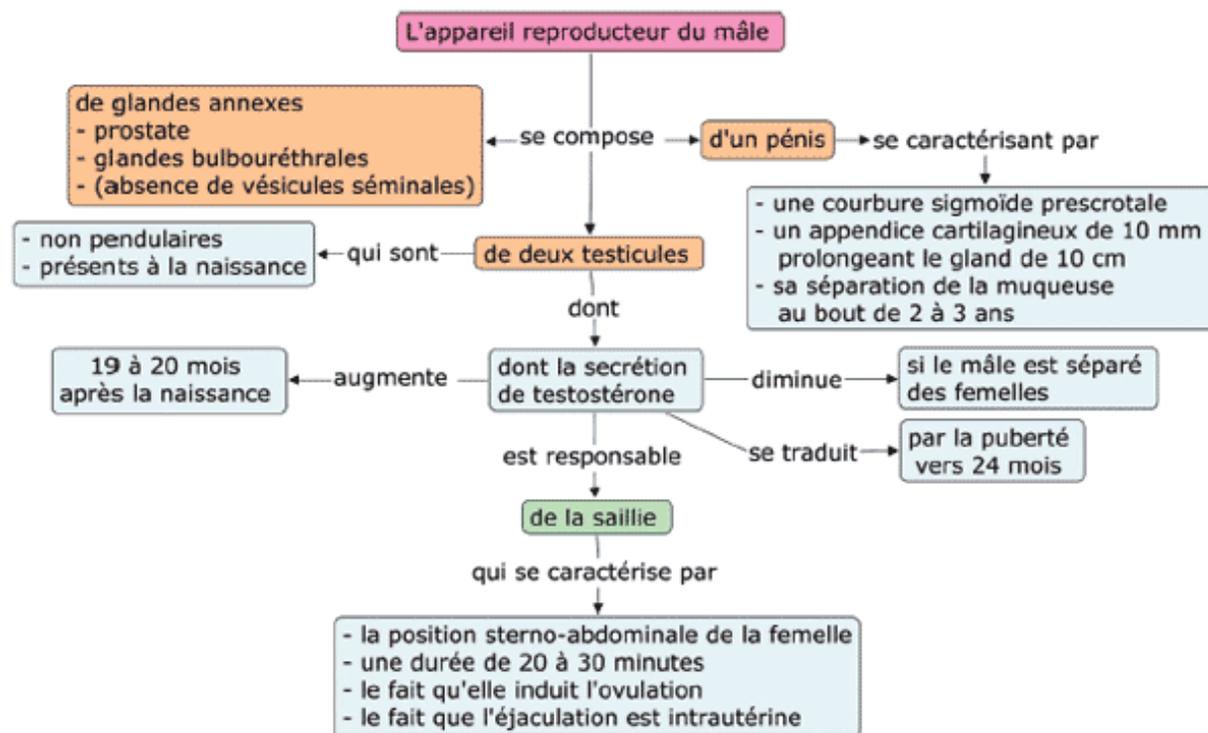


In: **Principes de reproduction des petits camélidés sud-américains**, Hanzen C. (Ed.). International Veterinary Information Service, Ithaca NY (www.ivis.org), Last updated: 23-Dec-2014; A6204.1214.FR

## Anatomie et physiologie de la reproduction du mâle

C. Hanzen<sup>1</sup>, H. Cucho Dolmos<sup>2</sup>, E. Ampuero Casquino<sup>3</sup>, C. Ordóñez Rodríguez<sup>4</sup> and J. Sumar Kalinowski<sup>5</sup>

<sup>1</sup>Faculté de Médecine Vétérinaire, Université de Liège, Belgique. <sup>2,3,4</sup>Faculté d'Agriculture et Zootechnie, Université Nationale de San Antonio Abad del Cusco, Pérou. <sup>5</sup>Faculté de Médecine Vétérinaire, Université Nationale Majeure de San Marcos, Pérou.



Les caractéristiques anatomiques générales du tractus génital des petits camélidés sont illustrées par la Fig. 7.

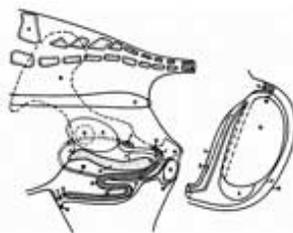


Figure 7. Schéma du tractus génital du mâle des petits camélidés (Fowler, 1998 et Bravo, 1998). (A) colonne vertébrale, (B) ilium, (C) rectum, (D) acetabulum, (E) vessie, (F) prostate, (G) glande bulbo-urétrale, (H) tubérosité ischiatique, (I) processus dorsal de l'urètre, (J) bord antérieur du pubis, (K) pubis, (L) tubérosité ischiatique, (M) canal déférent, (N) corps caveux, (O) urètre pénien, (P) courbure sigmoïde du pénis, (Q) testicule, (R) scrotum, (S) orifice urétral, (T) extrémité cartilagineuse du pénis, (U) orifice préputial, (V) ligament scrotal, (W) queue de l'épididyme, (X) tête de l'épididyme, (Y) tunique vaginale, (Z) plexus pampiniforme. - Pour voir un agrandissement de cette image, rendez-vous sur le site web

## 1.1. Les testicules

Les deux testicules sont présents dès la naissance ou descendent vers l'âge de 6 mois dans un scrotum non pendulaire et situé sous l'anus (Fig. 8 et Fig. 9) (Fowler, 1989 ; Bravo et al., 2000).

Leur orientation est dorso-caudale à antéro-ventrale, comme chez le verrat ou le chien. À la palpation, ils sont mobiles sous la peau du scrotum (Sumar, 2000).



Figure 8. Testicules d'alpaga. - Pour voir un agrandissement de cette image, rendez-vous sur le site web d'IVIS [www.ivis.org](http://www.ivis.org) . -



Figure 9. Testicule et épiddidyme d'alpaga. - Pour voir un agrandissement de cette image, rendez-vous sur le site web d'IVIS [www.ivis.org](http://www.ivis.org) . -

Chez l'adulte, leurs dimensions et leur poids sont différents chez le lama, l'alpaga et la vigogne (Tableau 2) (Bravo et al., 2000 ; Urquieta et al., 1991). Ces paramètres évoluent avec l'âge de l'animal (Tableau 3). Le poids des testicules est compris entre 0,02 à 0,03 % du poids vif de l'animal (San Martin et al., 1968). Il est corrélé avec la longueur moyenne des deux testicules (Guilbride et Moro, 1965).

Ce paramètre peut être utilisé pour estimer l'importance de la production de spermatozoïdes (Guilbride et Moro, 1965 ; Tibary et Memon, 1999) et donc le pourcentage de gestation possible.

Chez le lama, deux études (Bravo, 1995 ; Pugh, 1999) ont confirmé la réduction du taux de gestation avec la taille des testicules (45 vs 75% selon que la taille est de 3.0 x 1.9 cm ou de 4.8 x 3.2 cm et 40 vs 70% selon que la taille est de 2.5 x 2.2 cm ou de 3.5 x 2.9 cm).

**Tableau 2. Évolution des dimensions et poids testiculaires en fonction de l'âge chez les petits camélidés (Adapté de Fowler, 1989 ; Bravo, 2002 et Urquieta et al., 1991)**

	Lama (n=54)	Lama (n=54)	Alpaga (n=158)	Alpaga (n=158)	Vigogne (n=6)
Âge (mois)	Taille (cm)	Poids (g)	Taille (cm)	Poids (g)	Taille (cm)
6	2.4 x 1.4		1.0 x 0.4		0.7 x 0.3
12	3.4 x 2.3	5.1	2.3 x 1.5	2.9	1.1 x 0.7
18	3.5 x 2.6	14.0	2.8 x 1.9	6.6	1.5 x 0.8
24	3.9 x 2.3	17.4	3.3 x 2.2	9.9	2.1 x 1.3
30	4.4 x 2.5	17.8	3.6 x 2.4	13.9	
36	4.5 x 2.7	18.2	2.6 x 2.4	13.6	2.5 x 1.4
Adulte	5.4 x 3.3	24.0	3.7 x 2.5	17.2	3.3 x 1.9

La taille des testicules varie selon les races et la saison (Fowler, 1989). Elle augmente pendant la période de reproduction du fait de l'augmentation du diamètre des tubes séminifères (El Wishy, 1988).

Chez l'alpaga, le diamètre des tubes séminifères est compris entre 174 et 237 microns (Casas et al., 1993 ; Montalvo et al., 1979) et est de 223.07 +/- 19.8 microns chez le lama (Delhon et von Lawzewitsch, 1987).

L'échogénicité du tissu testiculaire est de type hypoéchogène, une ligne plus échogène étant visible en son centre. Elle correspond au *rete testis* (Bravo, 2007).

<b>Tableau 3. Évolution des dimensions et poids testiculaires en fonction de l'âge chez l'alpaga (Adapté de Fowler, 1989 et Bravo, 2002)</b>			
<b>Âge (mois)</b>	<b>N</b>	<b>Longueur (cm)</b>	<b>Écarts</b>
<12 (4-11)	8	2.3	1.4-2.8
12	5	3.6	2.9-4.3
13	6	3.4	1.9-4.0
14	7	3.6	2.6-4.6
16	5	3.0	2.5-3.54
18	6	3.3	2.0-4.2
21-27	6	4.0	3.3-4.5
29-41	7	4.8	5.3-5.2

### 1.2. L'épididyme et le canal déférent

L'épididyme est petit et très accolé au testicule (Smith, 1999). Il se compose de trois parties : la queue, le corps et la tête (Fig. 9). La tête est plus large que la queue. La tête de l'épididyme est située en position cranio-ventrale par rapport au testicule et la queue est accolée à son pôle dorsal (Fowler et Bravo, 2010).

L'histologie de l'épididyme est comparable à celle des autres espèces (Delhon et von Lawzewitsch, 1994 ; Smith, 1999). C'est durant le transit épидидymaire des spermatozoïdes que la gouttelette cytoplasmique se déplace le long de la pièce intermédiaire du spermatozoïde. Elle a disparu lors de son entrée dans le canal déférent (Delhon et von Lawzewitsch, 1994).

Le canal déférent a une longueur de 35 à 40 cm et un diamètre de 2 à 3 mm chez le lama (Montalvo et al., 1979 ; Smith, 1985). Il présente un épaississement lors de son entrée dans la cavité abdominale. À la différence des chameaux, les petits camélidés présentent une ampoule réduite d'un diamètre de 4 mm située sur la face dorsale de la vessie (Osorio et San Martín, 1966). À la différence des ruminants, elle ne constituerait pas un endroit de stockage des spermatozoïdes ce qui expliquerait la difficulté relative d'obtenir du sperme par électroéjaculation chez les petits camélidés.

### 1.3. Les glandes annexes

La prostate a une forme de H chez le lama, elle est longue de 3 à 4 cm et large de 1 à 2 cm. Elle se trouve en position dorso-latérale de l'urètre à proximité du trigone vésical (Sumar, 1983 ; Fowler, 1989). Elle présente des variations saisonnières de taille (El Wishy, 1988). À l'échographie transrectale, elle se présente comme les glandes bulbo-urétrales sous la forme d'une zone hypoéchogène, localisée en avant de la vessie (Fowler et Bravo, 2010) (Fig. 10).

Les deux glandes bulbo-urétrales sont ovoïdes et situées latéralement sur l'urètre au niveau de sa portion pelvienne terminale à hauteur des racines du pénis, 7 à 8 cm en arrière de la prostate (Sumar, 1983 ; Johnson, 1989). Leur diamètre est de 1 cm chez l'alpaga et de 2 cm chez le lama (Fowler, 1989). Chacune d'entre elles est partiellement recouverte par le muscle bulbocaverneux. Les petits camélidés n'ont pas de vésicules séminales (Sumar, 1983 ; Smith, 1999).



Figure 10. Image échographique de la prostate de l'alpaga. - Pour voir un agrandissement de cette image, rendez-vous sur le site web d'IVIS [www.ivis.org](http://www.ivis.org) . -

### 1.4. Le pénis

Le pénis est de type fibroblastique et présente, comme le taureau, une inflexion sigmoïde en position présrotale. Le muscle rétracteur du pénis s'insère au niveau du sphincter de l'anus, d'une part, et sur la convexité postérieure de cette inflexion en S, d'autre part. Il assure la rentrée du pénis dans la cavité préputiale après l'érection (Tibary et Memon, 1999). De son extrémité jusqu'au bord de l'arcade ischiale, le pénis a une longueur de 35 à 40 cm chez l'alpaga (Sumar, 1983 ; Bravo, 1994) et de 36 à 45 cm chez le lama (Fowler et Bravo, 2010). Lors de l'érection, il s'étend sur une longueur de 18 à 25 cm au-delà de l'ouverture de la cavité préputiale (Johnson, 1989) (Fig. 11).

Le tissu érectile se compose de deux corps caverneux qui convergent en un seul au niveau du corps du pénis. Ils sont

entourés d'une tunique unique : l'albuginée. L'urètre a un diamètre de 7 mm. Il est inséré ventralement dans le corps spongieux (El Wishy, 1988). Il présente, au niveau de la symphyse pubienne, un repli dorsal qui empêche le cathétérisme vésical (Galloway, 2000 ; Smith, 1999).



Figure 11. Extrémité libre du pénis d'alpaga (le pénis est partiellement sorti de sa cavité préputiale). - Pour voir un agrandissement de cette image, rendez-vous sur le site web d'IVIS [www.ivis.org](http://www.ivis.org) . -

Le gland du pénis a une longueur de 9 à 12 cm (Fowler, 1989) (Fig. 11 et Fig. 12). Son diamètre va en diminuant de sa partie distale (1,2 à 2 cm) à sa partie proximale (0,8 à 1 cm) (Johnson, 1989). Celle-ci se prolonge par un processus urétral de 10 mm de long, de nature cartilagineuse, dirigé dans le sens des aiguilles d'une montre (Sumar, 1983). L'urètre s'ouvre à sa base. Ce processus cartilagineux n'est pas présent à la naissance.



Figure 12. Extrémité libre du pénis d'alpaga (le pénis est sorti de sa cavité préputiale). - Pour voir un agrandissement de cette image, rendez-vous sur le site web d'IVIS [www.ivis.org](http://www.ivis.org) . -

Le prépuce est non pendulaire et a une ouverture triangulaire (Fowler, 1998 ; Smith, 1999) (Fig. 13). Il comporte divers muscles latéraux, antérieurs et postérieurs qui, en fonction de leur état de relaxation ou de contraction, dirigent l'ouverture préputiale vers l'avant lors de l'érection ou vers l'arrière lors de la miction qui se fait en position semi-accroupie, l'urine étant dirigée entre les membres postérieurs (Sumar, 2000).

Le pénis se sépare progressivement de la muqueuse préputiale de l'avant vers l'arrière au cours des 13 à 15 premiers mois suivant la naissance. Il en est complètement détaché vers 21 à 22 mois (Fig. 13, Fig. 14, Fig. 15 et Fig. 16). Chez l'alpaga, cette séparation est complète chez 59,5 et 94,4% des mâles âgés respectivement de 24 et 34 mois. La castration des animaux avant le début de la synthèse de testostérone empêche cette séparation (Bravo et al., 2000).



Figure 13. Vue du prépuce. - Pour voir un agrandissement de cette image, rendez-vous sur le site web d'IVIS [www.ivis.org](http://www.ivis.org) . -



Figure 14. Partie libre du pénis recouverte de la muqueuse préputiale. - Pour voir un agrandissement de cette image, rendez-vous sur le site web d'IVIS [www.ivis.org](http://www.ivis.org) . -



Figure 15. Partie libre du pénis non-recouverte de la muqueuse préputiale. - Pour voir un agrandissement de cette image, rendez-vous sur le site web d'IVIS [www.ivis.org](http://www.ivis.org) . -

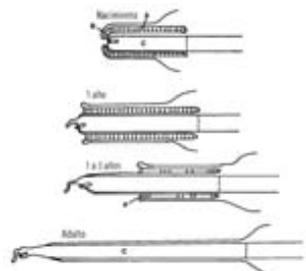


Figure 16. Schéma de la séparation progressive de la muqueuse préputiale et du pénis du mâle des petits camélidés (Fowler, 1998 et Morton et al., 2008). - Pour voir un agrandissement de cette image, rendez-vous sur le site web d'IVIS [www.ivis.org](http://www.ivis.org) . -

### 1.5. La puberté

La puberté apparaît chez les petits camélidés vers l'âge d'un an (Novoa et al., 1972). Elle correspond à l'apparition des premiers spermatozoïdes. Les petits camélidés ne sont cependant capables de réaliser une saillie que vers l'âge de 3 ans. La migration testiculaire survient durant la gestation. à la naissance, les testicules sont donc habituellement présents dans

le scrotum, mais peu palpables (Sumar, 1983 ; Fowler, 1998). La taille des testicules augmente avec l'âge. Ce développement s'accompagne d'une augmentation de la concentration en testostérone, plus importante chez l'alpaga que chez le lama (Tableau 4) (Bravo et al., 1992). La concentration en testostérone n'augmente qu'entre le 19e et 20e mois suivant la naissance. De même, la concentration en testostérone est différente en période de reproduction (9000 pg/ml) ou de non-reproduction (3900 pg/ml) (Fowler et Bravo, 2010). Elle diminue brutalement une fois le mâle séparé des femelles (9000 vs 3900 pg/ml). Il en est de même chez la vigogne (Urquieta et al., 1991).

**Tableau 4. Évolution comparée de la taille des testicules et de la concentration en testostérone chez le lama et l'alpaga (Bravo et al., 1992b)**

	Lama		Alpaga	
Âge (mois)	Taille (cm)	Testostérone (pg/ml)	Taille (cm)	Testostérone (pg/ml)
6	2.4 x 1.4	100	1.0 x 0.4	67
12	3.4 x 2.3	150	2.3 x 1.5	213
18	3.5 x 2.6	140	2.8 x 1.9	1156
24	3.9 x 2.3	500	3.3 x 2.2	2163
30	4.4 x 2.5	600	3.6 x 2.4	2835
36	4.5 x 2.7	800	2.6 x 2.4	5385
Adulte	5.4 x 3.3	1000	3.7 x 2.5	5247

Cette augmentation de la testostéronémie induit l'apparition des caractères sexuels secondaires et la disparition progressive, à partir de 12 à 15 mois, des adhérences entre la muqueuse préputiale et le pénis (Sumar, 1983 ; Fernández Baca, 1993). Cette séparation ne concerne que 8 à 12% des alpagas âgés d'un an, 60 à 78% des alpagas âgés de 2 ans et 94 à 100% des alpagas âgés de trois ans (Sumar, 1983 ; Fernández Baca, 1993 ; Fowler, 1998 ; Smith, 1999). Compte tenu de cette particularité, et malgré la présence d'une spermatogénèse à l'âge d'un an (Montalvo et al., 1975 ; Galloway, 2000), les mâles ne sont mis à la reproduction le plus souvent que vers l'âge de 3 ans (Sumar, 1983), âge auquel la séparation est complète chez la majorité des mâles, la pleine maturité sexuelle étant acquise à l'âge de 5 ans. La puberté, basée sur la séparation complète de l'extrémité du pénis, serait acquise chez le lama vers 21 mois (9 à 31 mois), soit à un poids moyen de 70 kg (48 à 92 kg) (Bravo et al., 1992). La séparation précoce du pénis, associée à un développement optimal des testicules, constitue un important critère de sélection (Sumar, 1996), assurant une production optimale de sperme (Brown, 1994). Cette disparition plus ou moins précoce des adhérences serait en rapport avec la qualité du régime alimentaire (Fernandez Baca, 1993).

Les premiers spermatozoïdes apparaissent vers l'âge de 18 mois. Le diamètre des tubes séminifères augmente considérablement entre 20 et 24 mois. Entre 2 et 11 mois d'âge, les testicules se développent lentement, les cellules de Leydig demeurant indifférenciées dans le tissu conjonctif. Vers l'âge de 12 mois se différencient les cellules de soutien et les gonocytes qui, progressivement, se transforment en spermatogonies et en spermatozoïdes à 18 mois. à ce stade, le nombre des cellules de Leydig augmente considérablement. Entre 20 et 24 mois, la spermatogénèse devient plus importante. Le diamètre des tubes séminifères augmente tout comme la quantité de spermatozoïdes dans la tête de l'épididyme (Sumar, 1983).

La présence de spermatozoïdes dans l'épididyme est acquise à l'âge de 3 ans (Montalvo et al., 1979).

Chez les petits camélidés, l'activité sexuelle des mâles se trouve inhibée par leur présence permanente avec le même groupe de femelles (Fernández Baca et al., 1972 ; Sumar, 1985 ; Sumar, 1996). Ce type d'élevage est classiquement pratiqué par la majorité des petits éleveurs et s'observe bien entendu chez les espèces plus sauvages comme la vigogne et le guanaco. cette inhibition disparaît momentanément lors de la saison des pluies, c'est-à-dire de décembre à mars, période préférentielle de reproduction comme des accouchements qui coïncide avec une meilleure disponibilité alimentaire et température extérieure. Le mécanisme de cette disparition de l'inhibition sexuelle reste à démontrer. De même, elle disparaît également rapidement lorsque les mâles sont mis en présence d'un nouveau groupe de femelles (Fernández Baca et al., 1972). Mâles et femelles peuvent également manifester une activité sexuelle continue toute l'année, s'ils sont placés ensemble une fois par mois. Cette activité sexuelle continue s'observe également dans d'autres régions du monde (San Martin et al., 1968 ; Sumar, 1985).

## 1.6. Caractéristiques de la phase d'accouplement

### 1.6.1. Le comportement sexuel

En liberté, les mâles ont un comportement territorial de type polygame (Franklin, 1982). Ce comportement a été diminué par la domestication. La libido augmente progressivement 18 à 24 mois après la naissance (Smith, 1999). Le comportement sexuel se caractérise par deux types de comportements. Durant la première phase, d'une durée de 4 à 10 minutes, le mâle pourchasse les femelles jusqu'à ce qu'elles s'immobilisent (Fig. 17). Après avoir reniflé les matières fécales émises par la femelle ou la région vulvaire, il relève sa lèvre supérieure et ouvre légèrement la bouche. L'enroulement de la lèvre supérieure (*flehmen*) n'est donc pas aussi caractéristique que chez les autres ruminants. La durée de cette phase est fonction de la libido du mâle (England et al., 1971 ; Fowler, 1989).



Figure 17. Le mâle immobilise la femelle. - Pour voir un agrandissement de cette image, rendez-vous sur le site web d'IVIS [www.ivis.org](http://www.ivis.org) . -

La seconde phase ou phase copulatoire débute lorsque la femelle s'immobilise en décubitus sterno-abdominal avec ses membres repliés sous elle (Fig. 18). L'adoption de cette position peut ne pas être immédiate, le mâle se dressant alors sur le train postérieur de la femelle pour la forcer à s'accroupir (Fig. 19). Ce comportement peut parfois être exercé par plusieurs mâles en même temps (Fig. 20). La femelle peut également adopter une position assise ou encore en sternale avec l'arrière-train surélevé (Fernández Baca et al., 1970 ; England et al., 1971). Certaines femelles adoptent cette position à proximité immédiate d'un mâle en cours d'accouplement. Durant la saillie, les membres antérieurs du mâle reposent sur le sol, ses coudes arrivant au niveau des épaules de la femelle, ses métatarses reposant sur le sol (Novoa, 1970).



Figure 18. Position sterno-abdominale lors de la saillie. - Pour voir un agrandissement de cette image, rendez-vous sur le site web d'IVIS [www.ivis.org](http://www.ivis.org) . -



Figure 19. Le mâle force la femelle à s'accroupir. - Pour voir un agrandissement de cette image, rendez-vous sur le site web d'IVIS [www.ivis.org](http://www.ivis.org) . -



Figure 20. Plusieurs mâles tentent de s'accoupler. - Pour voir un agrandissement de cette image, rendez-vous sur le site web d'IVIS [www.ivis.org](http://www.ivis.org) . -

La pénétration vaginale est précédée d'une longue période de recherche et de contacts avec la vulve et la région périnéale. Il convient parfois de s'assurer de la pénétration effective de la femelle par le mâle, surtout si ce dernier se place trop en arrière par rapport à la femelle. Pour ce faire, il faut diriger manuellement le pénis jusqu'à la vulve en se plaçant latéralement par rapport au mâle.

### 1.6.2. La saillie et ses facteurs d'influence

Durant la phase copulatoire, le mâle peut avoir divers mouvements de repositionnement, sensés changer la position du pénis dans l'utérus. Après la saillie, la femelle garde sa position ou s'éloigne. Le processus peut se répéter le même jour ou les jours suivants. La femelle refuse le mâle en cas d'ovulation (phase de spitting off: Fowler et Bravo, 2010). Durant la saillie, le mâle émet des vocalises (*ogling*) de nature sans doute à stimuler la libération de la GnRH par la femelle (Guilbride et Moro 1965 ; Bravo, 1994). En même temps, d'autres femelles peuvent adopter la même posture à côté du

couple copulant (San Martin et al., 1968 ; Fernández Baca et al., 1970). Le nombre de saillies réalisées sur une seule femelle est éminemment variable (San Martin et al., 1968 La monte peut être dirigée ou libre, un rapport de 6 à 10 mâles pour 100 femelles étant adopté chez l'alpaga (San Martín et al., 1968).

La durée de la saillie a fait l'objet de diverses études pour en préciser les facteurs d'influence et ses effets potentiels sur le taux de gestation (Tableau 5). Elle est comprise entre 20 et 26 minutes chez le lama et entre 10 et 28 minutes chez l'alpaga. La durée de la phase copulatoire est inversement proportionnelle à la libido du mâle (Pollard et al., 1991). Par ailleurs, elle dure plus longtemps lorsque le mâle est seul avec plusieurs femelles (20 minutes si le rapport est de 1:20 contre 8 minutes si le rapport est de 5:100). Elle diminue avec le nombre de saillies effectuées (16 minutes lors de la première à 10 minutes pour la sixième,  $22.7 \geq 1.1$  minutes pour la première et  $14.8 \geq 1.6$  min pour la deuxième (Bravo et al., 1996 ; Vaughan, 2001).

<b>Tableau 5. Effet de différents facteurs sur la durée de la saillie chez l'alpaga et le lama</b>			
<b>Facteur d'influence</b>	<b>Durée (min)</b>	<b>Référence</b>	
Alpaga	25 à 35	San Martin et al., 1968	
Alpaga	$21.9 \geq 1.2$	Fernandez-Baca et al., 1970	
Alpaga	4 saillies fertiles par mâle et par jour	17,6	Condorena, Fernández Baca, 1972
	4 saillies in fertiles par mâle et par jour	16,1	
	8 saillies fertiles par mâle et par jour	15,4	
	8 saillies infertiles par mâle et par jour	13,3	
Alpaga	1re saillie	28.3	Pollard et al., 1991
	Saillies suivantes	12.2	
Alpaga	Saillie unique au printemps	$9.6 \geq 0.7$	Knight et al., 1992
	Saillies multiples au printemps	$8.7 \geq 1.0$	
Alpaga	Printemps	14.1	Pollard et al., 1995
	automne	18.5	
Alpaga	1re saillie	$17.9 \geq 0.7$	Bravo et al., 1997
	2e saillie	$14.1 \geq 0.9$	
	3e saillie	$13.9 \geq 1.4$	
	Moyenne	15.3	
Alpaga	4 saillies /mâle/jour	$11.6 \geq 0.7$	Bravo et al., 1997
	6 saillies /mâle/jour	$10.3 \geq 0.5$	
Alpaga	1re saillie	$22.7 \geq 1.1$	Vaughan, 2001
	2e saillie	$14.8 \geq 1.6$	
Lama	Février	20.4	England et al., 1971
	Mars	21.4	
	Avril-mai	26.3	
Lama	10 jours post-partum	24.7	Bravo et al., 1990
	20 jours post-partum	20.5	Bravo, 1994
	30 jours post-partum	24.9	Bravo, 1994

L'activité des mâles est la plus intense au cours des deux premiers jours de lutte (6,3 poursuites et 5,5 accouplements (Pollard et al., 1991). Parfois, on peut observer, durant les trois premiers jours de mise en contact, 18 saillies par jour (San Martin et al., 1968 ; Fernández Baca, 1993). La durée de la saillie serait plus longue en automne qu'au printemps (England et al., 1971 ; Knight et al., 1992 ; Pollard et al., 1995).

Le taux de gestation n'est pas en relation avec la durée de la saillie (Fernández Baca et al., 1970). Chez l'alpaga, elle serait comparable, qu'il y ait ( $15.6 \geq 2.0$  min) ou non ( $14.3 \geq 6.4$  min) gestation (Knight et al., 1992). L'augmentation de la durée de la saillie s'accompagnerait d'une augmentation de la fertilité. Elle serait de 16,7 minutes en cas de gestation et de 14,4 minutes en l'absence de gestation (Condorena et Fernández Baca et al., 1972).

Une gestation serait plus souvent observée, si la durée de la copulation est supérieure à 12 minutes (Parraguez et al., 1997). La fréquence des saillies journalières influence le taux de gestation. Il est de 77% si le mâle réalise 2 ou 4 saillies par jour et de 59% si 6 saillies journalières sont effectuées (Condorena et Fernández Baca et al., 1972). De même, le pourcentage de gestation diminue au cours des jours successifs de saillie. Il est de 88% le premier jour et de 71% le 7e jour, aucune gestation n'ayant été observée au 9e jour de la période de saillie (Fowler et Bravo, 2010).

### 1.6.3. L'éjaculation

L'éjaculation débute rapidement après la saillie puisque des gestations ont été observées après des saillies d'une durée comprise entre 5 et 8 minutes (Fernández Baca et al., 1970 ; Vaughan et al., 2003). Le processus d'éjaculation est continu, le mâle assurant l'expulsion du sperme par des contractions de l'urètre, qui se succèdent à un rythme de 6 par minute environ. Elles sont associées à des mouvements du bassin (Lichtenwalner et al., 1996). Ces contractions de l'urètre sont uniformément distribuées selon une fréquence moyenne de 40 chez l'alpaga et de 63 chez le lama (11 à 132) (Bravo, 2002).

En moyenne, l'éjaculation au niveau des cornes utérines prend 20 à 30 minutes (10 à 50 minutes England et al., 1971 ; Sumar, 1985 ; Fernández Baca, 1993). L'examen du contenu utérin 6 à 30 heures après la saillie permet d'y identifier des signes d'hémorragie, d'inflammation et d'hyperémie endométriales, phénomènes imputables à la présence du pénis et/ou du sperme (Velásquez et al., 1999). Des spermatozoïdes peuvent être identifiés au niveau de l'infundibulum 10 minutes après la saillie. Six heures environ après l'éjaculation, un nombre important de spermatozoïdes (77%) se retrouve au niveau des jonctions uterotubales gauche et droite qui constituent leur endroit de stockage pour les 24 à 30 heures suivantes. Le nombre maximal de spermatozoïdes se retrouve au niveau de l'isthme 18 heures après la saillie (Bravo et al., 1996).

## Références

- Bravo PW. Reproductive endocrinology of llamas and alpacas. In: Johnson LW (ed). *Veterinary Clinics of North America Food Animal Practice*. WB Saunders: Philadelphia, 1994; 10:265-279.
- Bravo PW. Reproductive biology of the male South American camelid: A review. *Molecular Andrology* VII: 3-4.
- Bravo, P.W. 2002. Male reproduction. In: *The reproductive process of South American camelids*. Bravo Publishing, 1995; 49-64.
- Bravo PW. Breeding soundness examination of the male llama and alpaca. In: *Current Therapy in Large Animal Theriogenology*, Second Edition. St. Louis, Missouri, 2007; 116:865-868.
- Bravo PW, Fowler ME, Stabenfeldt GH, Lasley BL. Endocrine responses in the llama to copulation. *Theriogenology* 1990; 33:891-899.
- Bravo PW, Fowler ME, Stabenfeldt GH, Lasley BL, Frey R. Testis growth and testosterone concentrations in the male llama. In: *Resúmenes 12th ICAR, La Haya, Países Bajos 1992*; 3:789.
- Bravo PW, Moscoso J, Ordóñez C, Alarcon V. Transport of spermatozoa and ova in the female alpaca. *Anim Reprod Sci* 1996; 43:173-179.
- Bravo PW, Solis P, Ordóñez C, Alarcon V. Fertility of the male alpaca - Effect of daily consecutive breeding. *Anim Reprod Sci* 1997; 46:305-312.
- Bravo PW, Skidmore JA, Zhao XX. Reproductive aspects and storage of semen in Camelidae. *Anim Reprod Sci* 2000; 62:173-193.
- Brown BW. A review of nutritional influences on reproduction in boars, bulls and rams. *Reprod Nutr Dev* 1994; 34:89-114.
- Calle R. *Producción y mejoramiento de la alpaca*. Banco Agrario del Perú, Lima, 1982.
- Casas H, San Martin M, Copaira M. Aspectos histológicos del testículo de la alpaca (*Lama pacos*). *Rev Fac Med Vet*,

Lima 1993; 18-20:233-238.

Condorena N, Fernández Baca S. Relación entre la frecuencia de servicios y fertilidad en la alpaca. Rev Inv Pec (IVITA) Univ N.M.S.M. 1972; 1:11-19.

Dehlon G, von Lawzewitch I. Reproduction in the male llama (*Lama glama*) a South American camelid: I. Spermatogenesis and organization of the intertubular space on the mature testis. Acta Anat 1987; 129:59-66.

Dehlon G, von Lawzewitsch I. Ductus epididymis compartment and morphology of epididymal spermatozoa in llamas. Anat Histol Embryol 1994; 23:217-225.

ElWishy AB. Reproduction in the male Dromedary (*Camelus dromedaries*): A review. Anim Reprod Sci 1988; 17:217-241.

England BG, Foote WC, Cardozo AG, Matthews DH, Riera S. Oestrus and mating behaviour in the llama (*Lama glama*). Anim Behav 1971; 19:722-726.

Fernández Baca S, Madden DHL, Novoa C. Effect of different mating stimuli on induction of ovulation in the alpaca. J Reprod Fertil 1970; 22:261-267.

Fernández Baca S, Sumar J, Novoa C. Comportamiento sexual de la alpaca macho frente a la renovación de las hembras. Rev Inv Pec (IVITA) Univ N.M.S.M. 1972; 1:115-128.

Fernández Baca S. Manipulation of reproduction functions in male and female New World camelids. Anim Reprod Sci 1993; 33:307-323.

Fowler ME. Medicine and Surgery of South American Camelids: *llama, alpaca, vicuña, guanaco*. Iowa State University Press, Iowa 1989.

Fowler ME. Medicine and surgery of South American camelids. 2nd edition. Iowa State University Press, Iowa 1998.

Galloway DB. The development of the testicles in alpacas in Australia. In: Proceedings of the Australian Alpaca Industry Conference. Canberra 25-27 August 2000; 1:21-23.

Guilbride PDL, Moro M. Mating behaviour in alpacas. Veterinary Institute for Tropical and High Altitude Research quarterly Review (October–December), 1965; 8.

Johnson LW. Llama reproduction. In: Johnson LW (ed). Llama medicine. Veterinary Clinics of North America Food Animal Practice WB Saunders, Philadelphia 1989; 5:159-182.

Knight TW, Death A, Wyeth T, Hill F. Effects of GnRH and of single versus multiple mating on the conception rate in alpacas. In: Proceeding New Zealand Society Animal Production 1992; 52:311-312.

Lichtenwalner AB, Woods GL, Weber JA. Ejaculatory pattern of llamas during copulation. Theriogenology 1996; 46:285-291.

Merilian CP, Sikes JD, Read BW, Boever WJ, Knox D. Comparative characteristics of spermatozoa and semen from Bactrian camel, dromedary camel and llama. J Zoo Anim Med 1979; 10:22-25.

Montalvo C, Cevallos E, Copaira M. Madurez sexual de la alpaca macho. Estudio histológico del testículo. II Conferencia Internacional sobre Camélidos Sudamericanos, Puno 1975.

Montalvo C, Cevallos E, Copaira M. Estudio microscópico del parénquima testicular de la alpaca durante las estaciones del año. In: Res Proyectos de Investigación, Periodo 1975-1979. Univ Nac Mayor San Marcos, Lima, 1979; 37.

Morton K, Vaughan J, Maxwell C. The Continued development of artificial insemination technology in alpacas. RIRDC Publications. Kingston ACT, 2008; 2604.

Novoa C. Reproduction in the camelidae - Review. J Reprod Fertil 1970; 22:3-20.

Novoa C, Fernández Baca S, Sumar J, Levya V. Pubertad en la alpaca. Rev Inv Pec (IVITA) Univ N.M.S.M. 1972; 1:29-35.

Osorio E, San Martín M. Aspecto histológico del epidídimo, conducto deferente y glándulas sexuales accesorias del aparato reproductor masculino de la alpaca (*Lama glama pacos*). Arch Instit Biol Andina 1966; 1:128-141.

Parraguez VH, Cortez S, Gazitúa FJ, Ferrando G, MacNiven V, Raggi LA. Early pregnancy diagnosis in alpaca (*Lama*

*pacos*) and llama (*Lama glama*) by ultrasound. Anim Reprod Sci 1997; 47:113-121.

Pollard JC, Moore GH, Littlejohn RP. The sexual behaviour of alpacas imported to New Zealand from Chile. In: Proceedings of the New Zealand Society of Animal Production 1991; 51:43-46.

Pollard JC, Littlejohn RP and Moore GH. Seasonal and other factors affecting the sexual behaviour of alpacas. Anim Reprod Sci 1995; 37:349-356.

Pugh DG. Male lama reproductive evaluation. En: Proceedings of the Society for Theriogenology 1999; 211-216.

San Martín M, Copaira M, Zúñiga J, Rodríguez R, Bustinza G, Acosta L. Aspects of reproduction in the alpaca. J Reprod Fertil 1968; 16:395-399.

Smith TM. Reproduction in South American Camelids. Iowa State Univ Vet 1985; 47:110-115.

Smith BB. Overview of reproduction in the male llama and alpaca. En: Proceedings of the Society for Theriogenology 1999; 191-196.

Sumar J. Studies on reproductive pathology in alpacas. MS Thesis, Department of Obstetrics and Gynaecology, College of Veterinary Medicine, Swedish University of Agriculture and Science, Uppsala, 1983; 9-103.

Sumar J. Reproductive Physiology in South American Camelids. Genetics of Reproduction in Sheep. Veterinary Institute for Tropical and High Altitude Research, IVITA, San Marcos University, Lima. London: Butterworth. 1985; 81-95.

Sumar J. Reproduction in llamas and alpacas. Anim Reprod Sci 1996; 42:405-415.

Sumar J. Llamas y alpacas. En: Reproducción e Inseminación artificial en animales. Editado por E.S.E. Hafez, B. Hafez. McGraw - Hill Interamericana. Séptima Edición, 2000.

Tibary A, Memon MA. Reproduction in the male South American Camelidae. J Camel Pract Res 1999; 6: 235-248.

Urquieta B, Cáceres J, Cepeda R, De los Reyes M, Raggi LA, Rojas JR. Estudio morfoendocrinológico testicular en vicuña en época estival e invernal. Resúmenes VII Convención Internacional de especialistas en Camélidos Sudamericanos. San Salvador de Jujuy, 1991; 31.

Vaughan JL. Control of Ovarian Follicular Growth in the Alpaca (*Lama pacos*). Doctoral thesis. Central Queensland University 2001.

Vaughan JL, Macmillan KL, Anderson GA, D'Occhio MJ. Effects of mating behaviour and the ovarian follicular state of female alpacas on conception. Aust Vet J 2003; 81:86-90.

Velásquez F, Málaga JL, Bravo PW. Citología exfoliativa del útero de la alpaca. Resúmenes II Congreso Mundial sobre Camélidos. Cusco. 1999; 84.

Contact: Le livre est mis en vente au prix de 30 Euros, frais d'envoi compris.  
Pour en obtenir une copie, écrire à christian.hanzen@ulg.ac.be

Tous droits réservés. Ce document est disponible en ligne: [www.ivis.org](http://www.ivis.org). Document No. A6204.1214.FR

