

CARLOS MIGUEL SEQUEIRA COSTA

**COMPARAÇÃO DE CRESCIMENTO ENTRE DOIS
NEONATOS DE GIRAFA (GIRAFFA
CAMELOPARDALIS ROTHSCILDI) DURANTE
OS PRIMEIROS SESSENTA DIAS DE VIDA NO
BADOCA SAFARI PARK**

Orientador: Professor Doutor Daniel Murta
Co-orientador: Mestre Nuno Siqueira

Universidade Lusófona de Humanidades e Tecnologias

Faculdade de Medicina Veterinária

Lisboa

2020

CARLOS MIGUEL SEQUEIRA COSTA

**COMPARAÇÃO DE CRESCIMENTO ENTRE DOIS
NEONATOS DE GIRAFA (GIRAFFA
CAMELOPARDALIS ROTHSCILDI) DURANTE
OS PRIMEIROS SESSENTA DIAS DE VIDA NO
BADOCA SAFARI PARK**

Dissertação defendida para obtenção do Grau de
Mestre em Medicina Veterinária no curso de Mestrado
Integrado em Medicina Veterinária conferido pela
Universidade Lusófona de Humanidades e Tecnologias, no dia
20 de Novembro de 2020, com o despacho Reitoral N°
268/2020, com a seguinte composição de júri:

Presidente: Professora Doutora Laurentina Pedroso

Arguente: Professora. Doutora Rosa Lino Neto

Orientador: Professor. Doutor Daniel Murta

Co-Orientador: Mestre Nuno Siqueira

Universidade Lusófona de Humanidades e Tecnologias

Faculdade de Medicina Veterinária

Lisboa

2020

Dedicatória

Para o Joaquim, o Vítor, a Maria e a Fátima

Agradecimentos

À Faculdade de Medicina Veterinária da Universidade Lusófona de Humanidades e Tecnologias pelo período que passei nas suas instalações.

Ao Badoca Safari Park e à EWS pela disponibilidade que demonstraram e pela oportunidade que me deram de fazer parte da sua equipa contribuindo para o meu crescimento profissional e pessoal e, acima de tudo, por me terem motivado durante todo o período de estágio.

Ao meu orientador, Professor Doutor Daniel Murta, pelo apoio e pela transmissão de conhecimentos que me disponibilizou desde o primeiro dia em que entrei nesta instituição.

À Doutora Ana Maria Araujo, à Dr.^a Ângela Martins e à Dr.^a Ana Lúcia pela transmissão de conhecimentos que me proporcionaram em todo o meu percurso académico, mas, acima de tudo, pelo apoio que me deram sempre que precisei.

Ao Rui Cunha e à Dr. Graça Oliveira por me orientarem, por me motivarem e também por me terem permitido expandir os conhecimentos nesta área reforçando o meu objectivo de vir a trabalhar nesta vertente veterinária.

Aos meus pais para os quais não existem palavras que consigam traduzir tudo o que fizeram por mim não só durante a faculdade, mas também durante toda a minha vida. Sem dúvida que são os meus pilares e os meus ídolos.

À minha família pelo apoio, pela amizade, mas também pela exigência que me foram ensinando em todo o percurso.

Aos amigos que a Faculdade me deu, especialmente à Mafalda, à Inês, à Susie, à Margarida, à Mariana, à Ana, ao Gonçalo, ao José, ao Francisco, ao Bruno, ao Bernardo e ao João pelo companheirismo ao longo deste percurso académico.

À Beatriz Taborda pela sua amizade e pelo apoio nos bons e nos maus momentos. Não poderia ter encontrado melhor amiga neste mundo.

À Dr.^a Maria Pereira pela amizade, e, não menos importante, por me motivar, por me entusiasmar e por me guiar desde que saí da Faculdade.

E, por fim, à equipa de tratadores com quem me cruzei no Badoca Safari Park, o Ricardo, o Marcos, o Tomás, o Hélder, o André, o Stefan, o Samuel, o José, a Joana e a Catarina por me terem acolhido tão bem no vosso seio quer ao nível profissional quer ao nível pessoal. Os vossos conhecimentos e conselhos foram e são uma mais valia que me possibilitaram crescer em todos os aspetos motivando-me todos os dias.

Resumo

A espécie de girafa (*Giraffa camelopardalis*) atualmente está classificada como vulnerável em estado selvagem pela lista vermelha de espécies ameaçadas da IUCN (União Internacional para a Conservação da Natureza).

A sua documentação a nível reprodutivo e a saúde dos seus neonatos em cativeiro assume, cada vez mais, um papel indispensável no esforço de salvar esta espécie e as suas subespécies de vias de extinção ganhando ainda um relevo mais preponderante visto que o primeiro mês de vida é o mais crítico em neonatos que nascem em cativeiro.

Este estudo descreve e compara o crescimento de dois neonatos de girafa de Rothschild (n=2) durante sessenta dias, cerca de nove semanas, em cativeiro, discutindo os resultados com base na bibliografia existente.

Neste estudo um dos neonatos foi criado à mão com sucesso, tendo sido rejeitado pela progenitora, enquanto que o outro foi criado pela mesma progenitora. Em ambos os casos foi feito o registo quer do número de amamentações por dia, quer da duração das mesmas, da evolução do peso individual e do seu desenvolvimento em termos de crescimento em altura.

O número médio de amamentações por dia variou, indo de 3 para 5 e de 11 para 3 respectivamente ao longo do período de sessenta dias e a respetiva duração da amamentação diminuiu. Por cada amamentação esta variou no primeiro neonato de 3 minutos e 35 segundos para 2 minutos no final das nove semanas, enquanto no segundo neonato baixou de 1 minuto e 50 segundos para 1 minuto e 41 segundos.

A evolução do peso foi de 847 g/dia e de 1225 g/dia do nascimento até aos sessenta dias de vida em cada um dos animais. O neonato criado à mão cresceu 45 centímetros e, no caso do neonato criado pela progenitora o seu crescimento foi de 49 centímetros, ambos no mesmo período de sessenta dias.

Quer os métodos utilizados durante o período de amamentação do neonato rejeitado pela progenitora, quer os métodos naturais utilizados na progenitora antes do nascimento e após o nascimento do neonato, revelaram-se eficazes na criação das condições necessárias à sua sobrevivência.

Palavras-chave: Girafa, neonato, número de amamentações, duração das amamentações, peso, ganho médio diário.

Abstract

The giraffe species (*Giraffa camelopardalis*) is currently classified as vulnerable in the wild by the IUCN (International Union for Conservation of Nature) Red List of Threatened Species.

Their reproductive documentation and the health of their captives newborns increasingly assume an indispensable role in the effort to save this species and its subspecies from extinction, gaining even more importance since the first month of life it is the most critical in neonates who are born in captivity.

This study describes and compares the growth of two newborns of Rothschild's giraffe (n=2) during sixty days, about nine weeks, in captivity, discussing the findings based on the existing bibliography.

In this study, one of the newborns was successfully created by hand, being rejected by the mother, while the other one was created by the same mother. In both cases, the number of breastfeeding per day, the durations of breastfeeding, the evolution of individual weight and their development in terms of height growth were recorded.

The average number of breastfeeding per day varied, ranging from 3 to 5 and from 11 to 3 respectively over the sixty-day period and the respective duration of breastfeeding decreased. For each breastfeeding, this varied in the first newborn from 3 minutes and 35 seconds to 2 minutes at the end of ninth weeks, while in the second newborn it dropped by 1 minutes and 50 seconds to 1 minutes and 41 seconds.

The weight evolution was 847 g/day and 1225 g/day from birth to sixty days of life in each animal. The newborn created by hand grew 45 centimeters and, in the case of the newborn created by the mother, its growth was 49 centimeters, both in the same period of sixty day.

Both the methods used during the breastfeeding period of the newborn rejected by the mother and the natural methods used in the mother before birth and after the birth of the newborn, proved to be effective in creating the conditions necessary for their survival.

Keywords: Giraffe, newborn, number of breastfeeding, duration of breastfeeding, weight, average daily gain

Lista de Abreviaturas

<i>ADN</i>	<i>(Ácido desoxirribonucleico)</i>
<i>AZA</i>	<i>(Association of Zoos and Aquariums)</i>
<i>CITES</i>	<i>(Convention on International Trade in Endangered Species of Wild Fauna and Flora)</i>
<i>CMS</i>	<i>(Conservation of Migratory Species of Wild Animals)</i>
<i>EWS</i>	<i>(European Wildlife Services)</i>
<i>EAZA</i>	<i>(European Association of Zoos and Aquaria)</i>
<i>EPPs</i>	<i>(European Endangered species Programs)</i>
<i>GCF</i>	<i>(Giraffe Conservation Foundation)</i>
<i>GMD</i>	<i>(Ganhos médios diários)</i>
<i>GOSG</i>	<i>(Giraffe and Okapi Specialist Group)</i>
<i>ACTH</i>	<i>(Adrenocorticotropic hormone)</i>
<i>HLC</i>	<i>(Hormona libertadora de corticotrofina)</i>
<i>HHa</i>	<i>(Complexo Hipotálamo-Hipófise-Adrenal)</i>
<i>IM</i>	<i>(Intramuscular)</i>
<i>IUCN</i>	<i>(International Union for Conservation of Nature and Natural Resources)</i>
<i>IV</i>	<i>(Intravenosa)</i>
<i>Kg</i>	<i>(Kilogramas)</i>
<i>LH</i>	<i>(Hormona luteinizante)</i>
<i>MA</i>	<i>(Milhões de anos)</i>
<i>NEMA</i>	<i>(National Environment Management Authority)</i>
<i>SSC</i>	<i>(Species Survival Commission's)</i>
<i>SSPs</i>	<i>(Species Survival Programs)</i>
<i>ZIMS</i>	<i>(Zoological Information Management System)</i>

Índice Geral

Índice de Tabelas	8
Índice de Figuras	9
Índice de Gráficos	11
Casuística do estágio	12
Introdução	19
1. A espécie <i>Giraffa camelopardalis</i>	19
2. A subespécie girafa de Rothschild	22
2.1. Distribuição da população em estado selvagem	25
2.2. Habitat e Dieta	27
2.3. Fisionomia	29
2.4. Ameaças antropogénicas	32
2.5. Estado atual e planos de conservação	33
3. Reprodução	35
3.1. Fisiologia e Ciclo reprodutivo de girafas fêmeas	35
3.1.1. Puberdade	35
3.1.2. Ciclo éstrico	36
3.2. Gestação, lactação, intervalo entre partos e desmame	38
3.3. Parto	41
3.4. Anatomia do aparelho reprodutivo em fêmeas	43
3.5. Neonatologia em Girafas	47
3.6. Principais doenças em neonatos	48
4. Comportamento de girafas em cativeiro	49
4.1. Comportamento maternal em cativeiro	49
4.2. Comportamento neonatal em cativeiro	52
4.3. Comportamento maternal e neonatal de neonatos rejeitados pela progenitora em cativeiro	53
5. Stress em cativeiro	55
5.1. Fisiologia do stress	55
5.2. Respostas comportamentais de stress em girafas	58
5.3. Métodos de redução de stress em girafas	59
6. Nutrição	63
6.1. Composição do Colostro	64
6.2. Composição do Leite	64
6.3. Composição do leite de substituição	66
6.4. Suplementos	66

Materiais e métodos.....	69
1. Local do estudo	69
2. Sujeitos	70
3. Duração do Estudo	71
4. Instalações	71
5. Maneio dos animais durante o período de estudo	72
6. Alimentação	76
7. Pesagem	81
Resultados	83
Discussão	94
Conclusão	107
Bibliografia.....	109

Índice de Tabelas

Tabela 1 - Distribuição dos procedimentos efetuados após a imobilização física	15
Tabela 2 - Distribuição dos procedimentos efetuados após a imobilização química	16
Tabela 3 - Informação básica de cada neonato	70
Tabela 4 - Composição do alimento durante os 60 dias de vida de C1	77

Índice de Figuras

Figura 1 - Diagrama de uma possível filogenia das girafas.	19
Figura 2 - As nove subespécies de <i>Giraffa camelopardalis</i> : Girafa da África Ocidental (W) (<i>G.c. Peralta</i>), girafa Kordofan (K) (<i>G.c. Antiquorum</i>), girafa de Núbia (N) (<i>G.c. Camelopardalis</i>), girafa de Rothschild (Ro) (<i>G.c. Rothschildi</i>), girafa Reticulada (Re) (<i>G.c. Reticulata</i>), girafa de Massai (M) (<i>G.c. Tippelskirchi</i>), girafa de Thornicroft (T) (<i>G.c. Thornicrofti</i>), girafa do Sul, ou Cabo (S) (<i>G.c. giraffa</i>) e a girafa de Angola, ou fumada (A) (<i>G.c. angolensis</i>).	27
Figura 3 - Seis subespécies de girafas. (a) <i>G.c. angolensis</i> , Parque Nacional Etosha, Namíbia, (b) <i>G.c. thornicrofti</i> , Luangwa de sul, Zâmbia, (c) <i>G.c. rothschildi</i> , parque nacional de Nakuru, Quênia, (d) <i>G.c. reticulata</i> Laikipia, Quênia, (e) <i>G.c. peralta</i> , Níger e (f) <i>G.c. tippelskirchi</i> , Quênia.....	31
Figura 4 - Diferentes padrões entre 6 subespécies de girafa. (a) <i>G.c peralta</i> , (b) <i>G.c. rothschildi</i> , (c) <i>G.c. reticulata</i> , (d) <i>G.c. tippelskirchi</i> , (e) <i>G.c. angolensis</i> e <i>G. g. giraffa</i>	32
Figura 5 - Representação esquemática da concentração de progesterona (linha cinza) e pico de estradiol (linha tracejada, área sombreada), bem como o desenvolvimento folicular (círculos pretos) e corpo lúteo (estrelas cinzas) e a ovulação (ov) durante dois ciclos reprodutivos consecutivos de girafa..	38
Figura 6 - Observações ecográficas numa girafa gestante. Embrião (seta) rodeado pela membrana amniótica e alantóide (a) no dia 39.....	39
Figura 7 - Posição do parto adotado pela progenitora.	43
Figura 8 - Observações ecográficas numa girafa durante o ciclo éstrico, observando um folículo ovulatório.....	45
Figura 9 - Observação da placenta em girafas.....	46
Figura 10 - Observação dos cotilédones numa placenta em girafas.....	47
Figura 11 - Observação do comportamento maternal, lambeduras, pós-parto.....	51
Figura 12 - Posição adotada pelos neonatos pós a nascença.	52
Figura 13 - Posição de repouso normal dos adultos.	53

Figura 14 - Tipo de enriquecimento alimentar de fibra em girafas.	62
Figura 15 - Tipo de enriquecimento alimentar usando puzzles em girafas.	62
Figura 16 - Tipo de enriquecimento alimentar de alimentos não processados em girafas.	63
Figura 17 - Conteúdo de gordura, proteína e lactose do colostro e leite de girafa, leite de bovino Holstein-Frísia, colostro de bovino e leite de ovelha usadas em neonatos de girafas criados à mão.	67
Figura 18 - Divisão espacial do Badoca Safari Park.	69
Figura 19 - Divisão espacial do recinto das girafas.	73
Figura 20 - Esquema da organização do recinto interior do pavilhão das girafas (zona A1) para cada girafa durante o crescimento de C1.	73
Figura 21 - C1 e progenitora no recinto interior (zona A1) juntamente com o resto da manada.	74
Figura 22 - Esquema da organização do recinto interior do pavilhão das girafas (zona A1) para cada girafa durante o crescimento de C2.	75
Figura 23 - Disposição do recinto interior do pavilhão das girafas (zona A1).	76
Figura 24 - Exemplo de rolos de massagem para enriquecimento ambiental.	76
Figura 25 - Método do andaime.	78
Figura 26 - Método de amamentação pelos cabelos da tratadora.	79
Figura 27 - Apresentação do biberão e consequente amamentação.	79
Figura 28 - Esquema das posições de amamentação (1-Posição antiparalela, 2-posição perpendicular, 3-posição paralela). A direção da seta representa a cabeça dos animais.	80
Figura 29 - Posição antiparalela adotada pelo C2 durante a amamentação.	81

Índice de Gráficos

Gráfico 1 - Estatística dos procedimentos veterinários efetuados durante o estágio.....	13
Gráfico 2 - Número de procedimentos efetuados ao longo do estágio.....	14
Gráfico 3 - Percentagens de procedimentos efetuados após a imobilização física	15
Gráfico 4 - Percentagens de procedimentos efetuados após a imobilização química	17
Gráfico 5 - Relação entre o número de animais seguidos durante o estágio e as suas espécies	18
Gráfico 6 - Número médio de amamentações com sucesso por dia durante as nove primeiras semanas de vida.	83
Gráfico 7 - Duração média das amamentações por dia durante as nove primeiras semanas de vida.	86
Gráfico 8 - Duração média por amamentação durante as nove primeiras semanas de vida.....	86
Gráfico 9 - Número médio de amamentações com sucesso durante o período diurno por dia durante as nove primeiras semanas de vida.....	87
Gráfico 10 - Número médio de amamentações com sucesso durante o período noturno por dia durante as nove primeiras semanas de vida.....	88
Gráfico 11 - Duração média das amamentações durante o período diurno por dia durante as nove primeiras semanas de vida.	89
Gráfico 12 - Duração média das amamentações durante o período noturno por dia durante as nove primeiras semanas de vida.	90
Gráfico 13 - Evolução do peso (kg) de ambos os neonatos durante os primeiros sessenta dias de vida.....	92
Gráfico 14 - Ganho médio diário (gramas) de ambos os neonatos durante os primeiros sessenta dias de vida.	93
Gráfico 15 - Evolução do crescimento (metros) de ambos os neonatos durante os primeiros sessenta dias de vida.	93

Casuística do estágio

No período compreendido entre 1 de outubro de 2018 a 31 de maio de 2019, realizou-se o estágio final de curso de Medicina Veterinária no Badoca Safari Park com a equipa de Serviços Europeus de Vida Selvagem (EWS do inglês “European Wildlife Service”), que presta aqui serviços, mas também em propriedades privadas, totalizando 1 936 horas. A equipa veterinária desta empresa era composta pelo Dr. Nuno Siqueira, pelo Dr. Manuel Lamas, e, mais recentemente, pela Dra. Graça Oliveira sendo que estes médicos supervisionaram o estágio em momentos diferentes.

Durante este intervalo de tempo foi possível aprofundar e aplicar conhecimentos sobre a medicina selvagem existente num parque zoológico de sistema semiextensivo. O estágio vocacionou-se maioritariamente para as áreas de profilaxia, anestesiologia, necrópsias e exames laboratoriais, mais concretamente exames coprológicos como se pode observar no Gráfico 1. Todas estas áreas têm um papel importante no desempenho do médico veterinário de zoo, visto que as coleções presentes nestes locais apresentam valores conservativos elevados.

Durante o estágio acompanhou-se o médico veterinário em todas as suas atividades médico veterinárias, dentro e fora do parque, auxiliando-o em variados procedimentos, desde intervenções cirúrgicas, monitorização e manutenção de anestésias, administração de medicação, vacinações, desparasitações, realização e auxílio em necrópsias, criação à mão de um neonato de uma espécie extinta em estado selvagem, entre outros procedimentos pelos quais um médico veterinário de um parque zoológico é responsável.

Para além destas atividades, procedeu-se ainda durante o estágio à elaboração de relatórios de todos os casos clínicos e necrópsias observadas, os quais foram posteriormente introduzidos na base de dados internacionais do Sistema de Gestão de Informação Zoológica (ZIMS, do inglês “Zoological Information Management System”). Para além disso foi ainda feito o acompanhamento da equipa de tratadores à qual foi prestada colaboração em variadíssimos trabalhos, desde o manejo nutricional, treinos de dessensibilização até à realização de enriquecimentos ambientais.

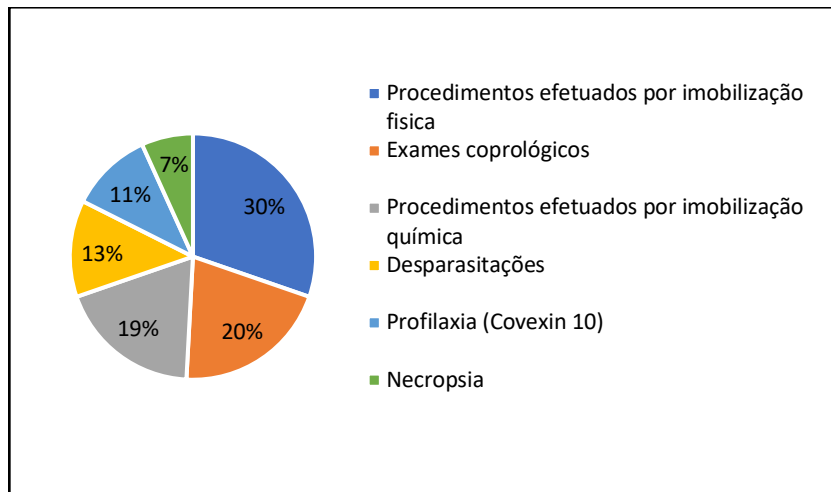


Gráfico 1 - Estatística dos procedimentos veterinários efetuados durante o estágio

Como já foi dito anteriormente sobre os valores conservativos destes animais, uma das áreas com mais importância nesta vertente veterinária é a profilaxia.

O parque possui diversos protocolos de profilaxia cada um deles vocacionado para a espécie de animal presente. Por exemplo, nas aves o protocolo aplicado tem como objetivo a prevenção da pseudotuberculose através da utilização de uma vacina, *Yersinia pseudotuberculosis*. No que toca aos ruminantes são adotados dois protocolos, um na prevenção da infeção por *Clostridium* e outro na identificação de animais com tuberculose.

Em relação à prevenção da infeção por *Clostridium* utiliza-se a vacina Covexin 10, sendo que a sua administração, via subcutânea, é feita de duas formas: uma quando se anestesia o animal e a outra utilizando uma arma de pressão de CO₂ através da qual se dispara um dardo pressurizado que contém a vacina. Durante o estágio, aproveitou-se o momento em que os animais foram anestesiados a fim de serem efetuados outros procedimentos, para administrar a vacina enquanto noutros animais a administração foi feita através do disparo pela arma de pressão de CO₂ sendo que estes dados estão representados no Gráfico 1.

O segundo protocolo diz respeito à realização de provas de tuberculinização de seis em seis meses. A grande diferença deste protocolo para o outro é que, neste caso, só pode ser feito sob anestesia, logo em todos os ruminantes que tiveram de ser anestesiados foi efetuado este procedimento (Gráfico 1).

No Gráfico 2 é possível verificar que o segundo procedimento mais frequente e realizado durante o estágio foram os exames coprológicos. Estes procedimentos foram executados na clínica veterinária do Badoca Safari Park num intervalo de tempo de seis em seis meses utilizando o método de flutuação. Após os resultados das coprologias darem positivo procedeu-se à realização das desparasitações (Gráfico 2) num total de 60 desparasitações.

O programa de desparasitação dos ruminantes que foi aplicado consistiu na distribuição de ração com flubendazol duas vezes durante todo o período de estágio. No que toca às desparasitações dos outros animais, como por exemplo os primatas e as aves exóticas, também realizadas duas vezes durante o estágio, as mesmas são feitas através da adição de Panacur® 10% à comida que lhes foi fornecida. Por fim, a desparasitação das aves de rapina, dos suricatas e coatis foi feita somente uma vez através da administração de comprimidos Drontal® Plus também misturados com a alimentação.

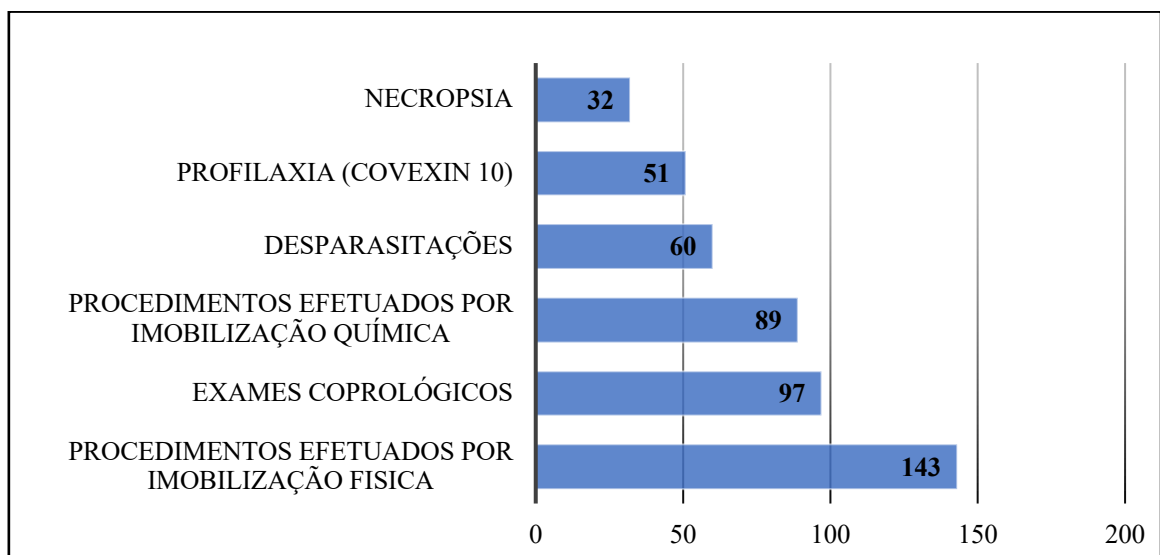


Gráfico 2 - Número de procedimentos efetuados ao longo do estágio

Outro procedimento que assume relevo no papel do médico veterinário que trabalha com animais selvagens é a realização das necrópsias. Este parque realiza este procedimento de forma obrigatória a todos os animais que morrem nas suas instalações e, como se pode observar no Gráfico 2, durante o período de estágio morreram 32 animais realizando-se o mesmo número de necrópsias. No final do processo, e já com o resultado dos materiais recolhidos na necrópsia, foi realizado, sempre que necessário, um relatório cujos dados foram introduzidos na base de dados internacionais (ZIMS) para consulta por parte de outros médicos veterinários.

No que diz respeito aos restantes procedimentos efetuados durante o estágio destacam-se duas vertentes: uma relativa aos procedimentos realizados por imobilização física e a outra relativa aos procedimentos realizados durante a anestesia do animal.

Nos animais imobilizados fisicamente, a principal razão (Gráfico 3) foram as intervenções cirúrgicas, muitas delas para corrigir os cascos aos animais de quinta que o Badoca Safari Park possui nas suas instalações. Outro procedimento muito efetuado foi a profilaxia em aves. Por fim, é de referir que nas situações de emergência, 88% dos procedimentos realizados durante o estágio dizem respeito a problemas associados a neonatos, desde o tratamento de diarreias neonatais, à criação à mão de uma cria de Órix Cimitarra (*Oryx dammah*) rejeitada pela progenitora.

Tabela 1- Distribuição dos procedimentos efetuados após a imobilização física

Procedimentos efetuados por imobilização física	F _A	F _R
Intervenção cirúrgica	61	43%
Profilaxia	37	26%
Emergências	16	11%
Identificação eletrónica	15	10%
Captura e transporte	8	6%
Diagnóstico	4	3%
Fisioterapia	1	1%
Trauma	1	1%
Total	143	100%

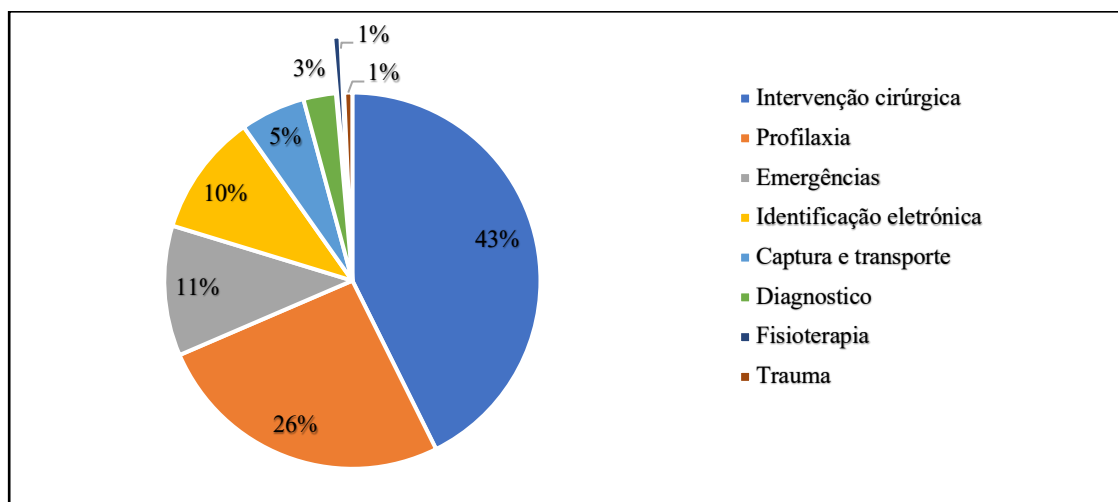


Gráfico 3 - Percentagens de procedimentos efetuados após a imobilização física

A área da medicina veterinária em que é necessário dispor de um vasto conhecimento para se poder trabalhar com estas espécies selvagens é a secção de anestesiologia, uma vez que a maioria dos animais necessita de ser imobilizado quimicamente para se ter uma melhor e mais profunda análise do seu exame físico e, assim, identificar o melhor tratamento a ser aplicado. Esta vertente ganha outra dimensão não só porque nestes animais, sempre que se procede à sua imobilização química, os níveis de stress aumentam drasticamente, mas também porque cada anestesia representa custos elevados devido, principalmente, ao custo dos fármacos e à logística que envolve anestesiá-lo um animal selvagem, sendo de máxima importância evitar anestésias desnecessárias.

As razões que levaram os médicos veterinários a imobilizar cerca de 89 animais (Gráfico 2) e cujas intervenções foram acompanhadas durante o estágio, estão representadas no Gráfico 4. Os casos mais interessantes que se presenciaram, quer pela complexidade da anestesia quer pelo processo pré e pós anestésico, foi a anestesia de um macho de girafa para se realizar o corte dos cascos e o controlo radiográfico dos membros bem como a realização de uma fetotomia de um feto mumificado a uma fêmea de Kobo de Água (*Kobus ellipsiprymnus*), ambos representados no Gráfico 4 como intervenções cirúrgicas.

Tabela 2 - Distribuição dos procedimentos efetuados após a imobilização química

Procedimentos efetuados por imobilização química	F _A	F _R
Captura e transporte	28	31%
Intervenção cirúrgica	14	16%
Diagnóstico	29	33%
Emergências	6	7%
Trauma	3	3%
Reprodução	9	10%
Total	89	100%

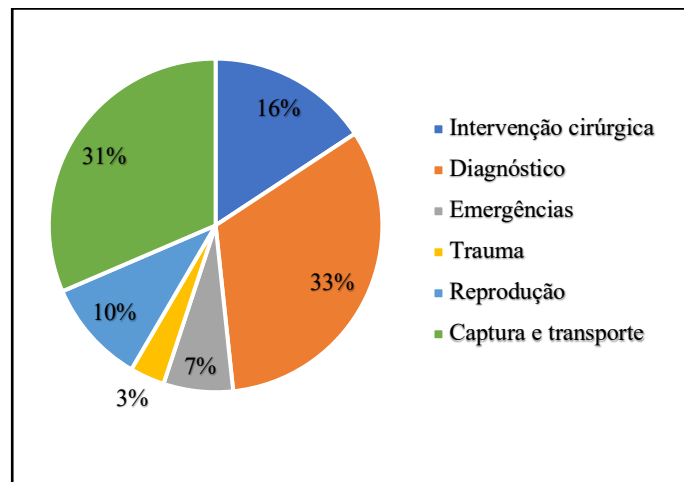


Gráfico 4 - Percentagens de procedimentos efetuados após a imobilização química

Outro ponto importante que é de referir diz respeito à variedade de espécies observadas pelo médico veterinário de um parque zoológico e em relação às quais intervém, o que constitui uma componente muito diferente face às vertentes convencionais de medicina veterinária.

Durante o estágio, como se pode verificar no Gráfico 5, foram seguidas 74 espécies distintas, num total de 285 animais, divididas entre mamíferos, aves e répteis. Esta biodiversidade foi uma das principais razões que presidiram à escolha deste local para se efetuar o estágio, visto que o Badoca Safari Park possui uma grande coleção animal. Deste modo, foi possível observar vários comportamentos de diferentes animais e estudar e realizar vários procedimentos, valências essenciais que um médico veterinário deve deter e dominar nesta vertente específica de medicina veterinária.

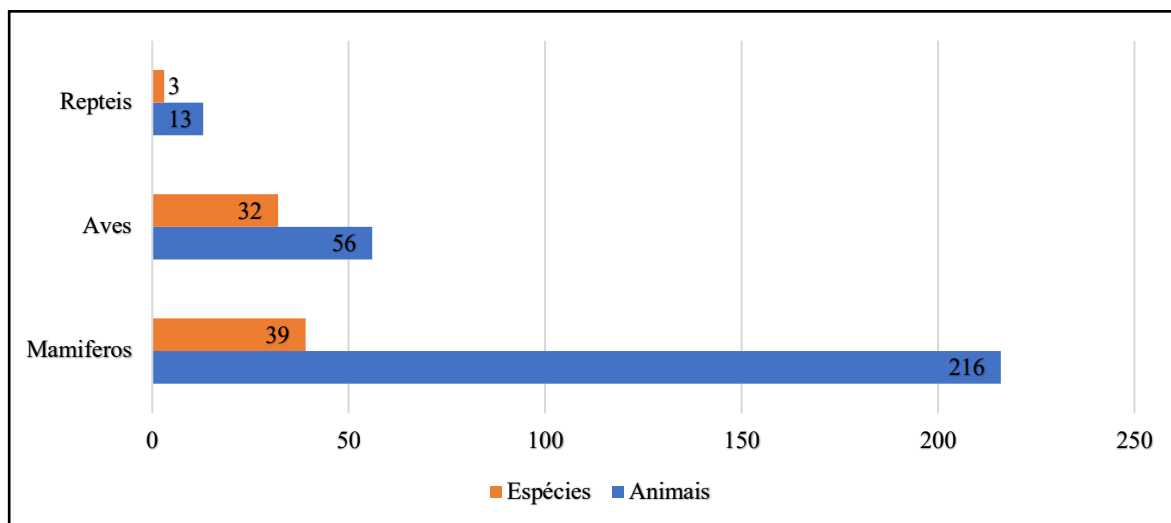


Gráfico 5 - Relação entre o número de animais seguidos durante o estágio e as suas espécies

Introdução

1. A espécie *Giraffa camelopardalis*

A origem deste animal não é muito clara, contudo, existem indícios de que os seus antepassados (*Climacoceratidae* e *Canthumerycidae*) apareceram no sul da Europa Central há cerca de oito milhões de anos. Ao observar a Figura 1, nota-se que a linha de *Climacoceratidae* deu origem à, já extinta, girafa *Sivatherium* enquanto a linha de *Canthumerycidae* deu origem aos okapis e às girafas nas formas de *Giraffokeryx*, *Palaeotragus sp.*, *Samotherium sp.* e *Bohlinia sp.*.

A espécie *Bohlinia sp.* migrou para a China e para o norte da Índia dando origem à típica espécie de *Giraffa*. A *Giraffa* africana migrou depois para África através da Etiópia há 7 milhões de anos atrás, dividindo-se posteriormente em várias espécies culminando na *Giraffa camelopardalis* na região Este de África e dispersando-se até aos dias de hoje (Shorrocks, 2016a).

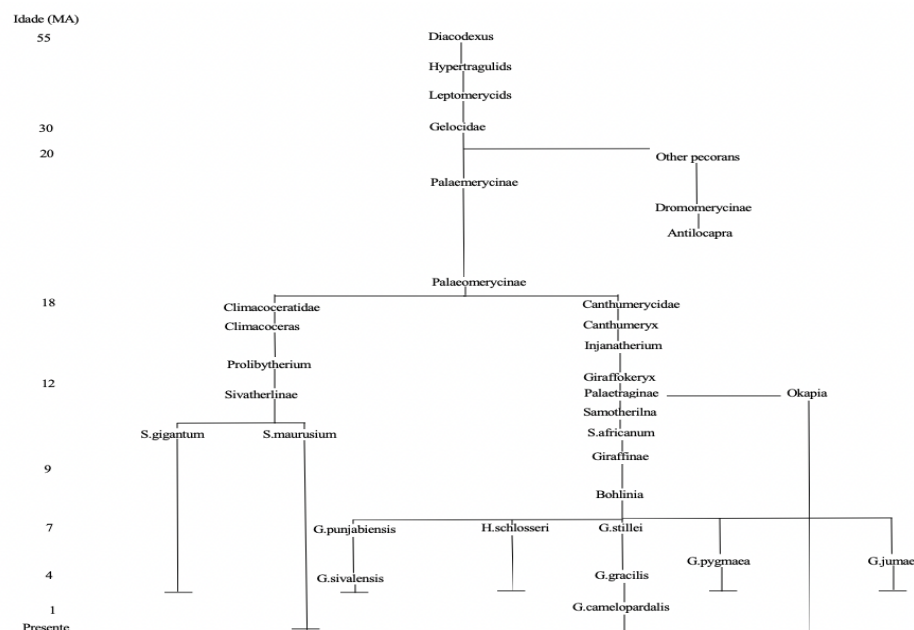


Figura 1 - Diagrama de uma possível filogenia das girafas. Adaptado de Shorrocks (2016) que adaptou de Mitchell & Skinner (2003)

Atualmente, este animal pertence à classe de mamíferos com cascos, ungulados (Shorrocks, 2016a), da ordem *Artiodactyla*, família *Giraffidae* (mesma família que os Okapi) e

género *Giraffa*¹. Porém, no que se refere à taxonomia das girafas, nem sempre foi consensual o seu registo, ocorrendo várias alterações desde o século XVII até ao início do século XXI, com Seymour em 2001 a dividir a girafa em duas espécies.

Em 2005, Wilson e Reeder chegam à conclusão de que existe uma espécie e seis subespécies, enquanto Brown e colaboradores, em 2007, afirmam que existem, pelo menos, seis espécies diferentes de girafa. A partir de 2011, Groves e Grubb declaram que existem oito espécies, porém, com o avanço das técnicas laboratoriais, mais concretamente com o avanço de técnicas do campo genético, em 2016 e 2018 Fennessy & Winter e Fennessy & Janke, respetivamente, alegam que, afinal, existem 4 espécies de girafas (Bercovitch, 2020).

De facto, Winter, Fennessy e Janke afirmam que, ao analisarem as amostras que recolheram, conseguiram encontrar indícios de uma clara separação em quatro espécies, classificando-as como a girafa do norte (*G. c. peralta*; *G. c. antiquorum*; *G. c. camelopardalis* que inclui a anterior *G. c. rothschildi*), a girafa reticulada (*G. reticulata*), a girafa massai (*G. tippelskirchi* que inclui a anterior *G. c. thornicrofti*) e a girafa do sul (*G. giraffa* que inclui *G. g. angolensis* e a *G. g. giraffa*) (Winter *et al.*, 2018). Todavia, em 2020, Petzold e Hassanin, através de uma análise genética sólida e minuciosa, concluíram que existem três espécies de girafa. Não obstante, através da interpretação dos resultados dos dados obtidos, não poderiam deixar de concluir que poderão existir duas, quatro ou cinco espécies (Bercovitch, 2020).

Por outro lado, em 2017, Bercovitch e colaboradores afirmaram que, dependendo dos dados a analisar, a definição da palavra espécie em girafas tanto pode ser agrupada em um ou dois, mas também em três, quatro, cinco, seis, sete, oito ou nove espécies, citado por Bercovitch (2020).

Desta forma, a nível taxonómico e de acordo com a Lista Vermelha da União Internacional da Conservação da Natureza e Recursos Naturais (IUCN, do inglês “International Union for Conservation of Nature and Natural Resources”) em consenso com o Grupo Especialista de Girafa e Okapi (GOSG, do inglês “Giraffe and Okapi Specialist Group”) existe atualmente em África uma espécie, *Giraffa camelopardalis*, e nove subespécies, ***Giraffa camelopardalis rothschildi***, *Giraffa camelopardalis angolensis*, *Giraffa camelopardalis*

¹ Inicialmente o nome girafa foi implementada juntamente com o género *Cervus* pelo cientista John Ray no século XVII. Todavia, em 1762 Mathurin Jacques Brisson implementou o género giraffa, devido aos cornos que se assemelhavam aos cervos caindo a certa altura, afirmando que os cornos destes animais eram fixos pertencendo a outro género. Não obstante, nenhum destes autores observou este animal ao vivo pertencendo esse privilégio a Captain Hendrik Hop que os viu pela primeira vez.

antiquorum, *Giraffa camelopardalis tippelskirchi*, *Giraffa camelopardalis camelopardalis*, *Giraffa camelopardalis reticulata*, *Giraffa camelopardalis giraffa*, *Giraffa camelopardalis thornicrofti*, *Giraffa camelopardalis peralta*, de acordo com Muller et al. (2018) citado por Bercovitch (2020).

No que toca ao número de indivíduos que vivem em estado selvagem observou-se, num período de 30 anos (1985-2015), um decréscimo de 40% passando de 150 000 para 98 000 exemplares (Muller, 2018). Contudo, dentro das nove subespécies os números da população variam bastante, com quatro subespécies a registarem um aumento (*G. c. angolensis*, *G. c. giraffa*, *G. c. peralta*, *G. c. rothschildi*), outras quatro em que se observa uma diminuição da população (*G. c. antiquorum*, *G. c. camelopardalis*, *G. c. reticulata*, *G. c. tippelskirchi*) e, por fim, a subespécie *G. c. thornicrofti* que se mantém estável (Muller et al., 2018).

Através do censo realizado neste intervalo de tempo de 30 anos, a lista vermelha da IUCN de espécies ameaçadas alterou o estatuto de conservação desta espécie entre «Baixo risco» em 1996, para «Menos preocupante» entre 2008-2010 e, em 2016, classificou-a como estando «Vulnerável» em estado selvagem de acordo com Muller et al. (2016) citado por Muller (2018).

Por outro lado, as girafas em cativeiro existem na Europa desde o ano de 1826 quando o egípcio Pasha ofereceu uma Girafa de Núbia ao rei de França, ao imperador da Áustria e ao rei Jorge VI de Inglaterra, tendo a primeira cria nascido em Londres em 1839. Nos Estados Unidos da América as primeiras girafas em cativeiro datam do ano de 1872, com a primeira cria a nascer no zoo de Cincinnati em 1889 (Lackey, 2011).

A partir de 1988 a associação europeia de zoos e aquários (EAZA do inglês “European Association of Zoos and Aquaria”) formou o programa europeu de espécies ameaçadas de extinção na Europa (EPPs do inglês “European Endangered species Programs”) tendo como principal objetivo reproduzir e manter populações sustentáveis de certas subespécies em cativeiro para, mais tarde, poderem ser reintroduzidas em estado selvagem em projetos aprovados pela IUCN. Nos Estados Unidos da América a associação americana de zoos e aquários (AZA do inglês “Association of Zoos and Aquariums”) criou, por volta da mesma altura, o programa de sobrevivência da espécie (SSPs do inglês “Species Survival Programs”) que não integrou, porém, as girafas por não serem consideradas então ameaçadas de extinção (Brown, 2007).

No ano de 2011 havia cerca de 1 962 espécimens, dos quais 822 eram machos e 1 140 eram fêmeas, distribuídos por 426 instalações em 60 países sendo que é na Europa onde existe

a maior percentagem de girafas (Lackey, 2011). As subespécies mais comuns em cativeiro são a *Giraffa camelopardalis rothschildi* e a *Giraffa camelopardalis reticulata* (Shorrocks, 2016b) que podem sobreviver em cativeiro mais de 30 anos (EAZA Giraffe EEPs 2006c).

2. A subespécie girafa de Rothschild

O nome desta subespécie deriva do zoólogo britânico Lionel Water Rothschild que a observou pela primeira vez no início do século XX na região do Norte da África (www.tusk.org)². Porém, após esta descoberta surgiram dúvidas se seria uma nova subespécie ou, se de facto, se tratava de uma subespécie já existente no Quênia.

Uma das pessoas que tentou resolver esta questão foi Theodore Roosevelt³ que, em 1909, realizou um safari de caça com o propósito de avaliar esta nova subespécie. Como resultado, Theodore Roosevelt matou nesse safari nove espécimens de girafa estando incluídos nessa matança animais da subespécie *Giraffa camelopardalis reticulata*, *Giraffa camelopardalis tippelskirchi* e da suposta nova subespécie *Giraffa camelopardalis rothschildi*. Após este evento, em 1915 Roosevelt e Heller concluíram que os animais que mataram pertenciam, de facto, a três subespécies distintas (Bercovitch, 2020).

Todavia, esta indecisão na taxonomia desta subespécie perdura até aos dias de hoje com diversas opiniões acerca da sua classificação. De acordo com Brown *et al.* (2007) citado por Bercovitch (2020), este animal possui as condições necessárias para ser elevada a um estatuto de espécie e não de subespécie. Em contrapartida, Fennessy *et al.* (2016) citado por Bercovitch (2020) e Bock *et al.* (2014) citado por Winter *et al.* (2018) afirmam que a girafa de Rothschild e a girafa de Núbia (*Giraffa camelopardalis camelopardalis*) deveriam ser combinadas dentro da subespécie da *G.c. camelopardalis* defendendo esta junção devido à fraca diferenciação nas sequências de ADN mitocondrial. Apesar das contradições existentes, este animal está classificado atualmente, e de forma oficial, como sendo uma das nove subespécies existentes (Muller *et al.*, 2018).

² <https://www.tusk.org/species/rothschild-giraffe>, consultado no dia 23 de junho de 2020.

³ Theodore Roosevelt (Nova Iorque, 27 de outubro de 1858 – Oyster Bay, 6 de janeiro de 1919) foi um militar, explorador, naturalista, autor e político norte-americano que serviu como o 26º Presidente dos Estados Unidos de América de 1901 a 1909 (fonte: britannica.com).

No que toca ao número de animais em estado selvagem, no início de 1960, de acordo com Dagg (1962) citado por Fennessy *et al.* (2018a), existiam no Uganda 1 130 indivíduos. Porém, de acordo com Rwetsiba (2005) citado por Fennessy *et al.* (2018) esses valores, em 1960, seriam de 2 500 animais.

No final dessa década foram encontrados nesse país cerca de 899 animais na reserva selvagem de Pian-Upe na região Karamoja, de acordo com Zwick *et al.* (1998), Lamprey e Michelmores (1996); 157 na reserva selvagem de Matheniko, de acordo com Nampindo *et al.* (2005); 207 na reserva selvagem de Bokoro Corridor, de acordo com Nampindo *et al.* (2005); 400 no Parque Nacional do Vale de Kidepo, de acordo com a autoridade nacional de gestão ambiental (NEMA do inglês “National Environment Management Authority”) (2009), Rwetsiba (2006) e Nampindo *et al.* (2005) e, por fim, 150 a 200 animais na Área de Conservação de Murchison Falls fazendo parte do Parque Nacional Murchison Falls citado no Apêndice 1: Rothschild’s Giraffe population estimates de Fennessy *et al.* (2018b).

Porém, em 1983 a população nos primeiros quatro locais acima referidos ficou reduzida a 109 animais, zero animais, 96 animais e 160 animais, respetivamente, não existindo dados de contagem referentes ao último local, ou seja, à Área de Conservação de Murchison Falls.

Verifica-se assim que, de acordo com Lamprey & Michelmores (1996), a tendência é para a diminuição destes números referindo estes autores que, em 1995 foram avistados 10 animais no primeiro local, e, em 1996 já não existiam indivíduos não só nesse mesmo local, mas também no segundo, existindo apenas 5 no terceiro local. No quarto local existiam 5, de acordo com East (1999).

No que diz respeito à Área de Conservação de Murchison Falls os registos variam um pouco com Sommerlatte & Williamson (1995) a registarem 100 indivíduos e Lamprey & Michelmores (1996) a registarem 153 animais citado no Apêndice 1: Rothschild’s Giraffe population estimates de Fennessy *et al.* (2018b).

No final da década de 90 os números por toda a Uganda diminuíram chegando a um total de menos de 160 indivíduos. Neste mesmo país, em 2002, estimou-se existirem, através de uma contagem aérea, cerca de 238 animais desta subespécie divididos pelo Parque Nacional do Vale de Kidepo e pelo Parque Nacional Murchison Falls sendo que, três anos depois, registou-se um aumento para 259 indivíduos (Fennessy *et al.*, 2018a).

Tal como no Uganda, desde 1960 e até ao início do ano de 2000, tem-se verificado uma variação nos números destes exemplares no Quênia. Em 1965, concluiu-se existirem 200

animais de acordo com Sidney (1965), Guggisberg (1969) e Dagg & Foster (1976) citado por Muller (2018), de tal forma que, na década de 70 a subespécie esteve em perigo de extinção neste país. Contudo, através de projetos de translocações e programas de conservação que foram implementados nesta altura foi possível salvar esta subespécie deste perigo iminente conseguindo-se reunir uma população de 180 animais, de acordo com Leslie-Melville (1977) citado por Muller (2018).

Assim, estes animais foram mantidos em áreas protegidas no Quênia de acordo com Fennessy & Brenneman (2010) citado no Apêndice 1: Rothschild's Giraffe population estimates de Fennessy *et al.* (2018b), tais como, o Parque Nacional de Ruma e o Parque Nacional do Lago de Nakuru que, na década de 80 receberam 27 e 17 girafas, respetivamente, oriundas da herdade Soi no Vale do Rift segundo Awange *et al.* (2004) citado no Apêndice 1: Rothschild's Giraffe population estimates de Fennessy *et al.* (2018b).

No Parque Nacional de Ruma estes animais reproduziram-se, chegando aos 40 animais em 1994 de acordo com East (1999) e, em 1999, este número continuou a aumentar até atingir 69 animais de acordo com Awange *et al.* (2004) citado no Apêndice 1: Rothschild's Giraffe population estimates de Fennessy *et al.* (2018b). A tendência verificada até aqui manteve-se, sendo que, em 2002, registaram-se 75 animais de acordo com Awange *et al.* (2004) citado no Apêndice 1: Rothschild's Giraffe population estimates de Fennessy *et al.* (2018b) e, em 2011, estimou-se um aumento de indivíduos chegando aos 130 animais de acordo com (Muller, 2011) citado no Apêndice 1: Rothschild's Giraffe population estimates de Fennessy *et al.* (2018b).

Por outro lado, no Parque Nacional do Lago Nakuru os animais translocados conseguiram reproduzir-se entre si chegando ao ano de 1994 com 153 indivíduos de acordo com Brenneman *et al.* (2009) citado no Apêndice 1: Rothschild's Giraffe population estimates de Fennessy *et al.* (2018b). Porém, ao contrário do que aconteceu no Parque Nacional de Ruma, verificou-se um decréscimo do número de animais, sendo observados 62 em 2002. Em 2008, a população estimada neste parque nacional foi de 65 indivíduos de acordo com Muller (2011) citado no Apêndice 1: Rothschild's Giraffe population estimates de Fennessy *et al.* (2018b).

Em 2010, esta subespécie, de acordo com o seu estatuto de conservação, foi considerada ameaçada pela Fundação para a Conservação das Girafas (GCF do inglês "Giraffe conservation foundation") e pela Comissão de Sobrevivência de Espécies (SSC do inglês "Species Survival Commission's") da IUCN (Lee *et al.*, 2013) após a realização de um censo com um resultado de menos de 1 100 animais em estado selvagem de acordo com Fennessy & Brenneman (2010) citado por Muller (2018). No ano de 2017, com a realização de um novo

censo de acordo com a GCF citado por Fennessy *et al.* (2018a), foram avistados no Uganda cerca de 1 333 indivíduos e no Quênia foram avistados pelo menos 808 animais desta subespécie em 14 locais diferentes.

Com a tendência de aumento nos números de indivíduos, em 2018 o seu estatuto de conservação foi alterado para ser considerada «Quase Ameaçada», com uma população total estimada em 2 098 indivíduos em estado selvagem, tendência esta que se estima poder vir a manter-se (Fennessy, 2018).

Em cativeiro, esta subespécie é uma das mais comuns e, de acordo com o Sistema Internacional de Informação de Espécies (ISIS do inglês “International Species Information System”), com base em informações de dados zoológicos, existem 450 indivíduos em zoos espalhados por todo o mundo (Shorrocks, 2016b). Terão ocorrido, entre 1998-2007, 330 partos (Lueders & Pootoolal (2015)), significando estes resultados que, em média, nascem 33 neonatos por ano, de acordo com Damen (2005) citado por Lueders & Pootoolal (2015).

2.1. Distribuição da população em estado selvagem

As nove subespécies de girafa estão distribuídas de forma generalizada pelo continente africano como se pode observar pela Figura 2, sendo que é na região mais oriental e do Sul onde existe a maior concentração de populações. Elas habitam em dezoito países africanos e terão sido reintroduzidas em mais três: Malawi, Ruanda e Suazilândia (Muller *et al.*, 2018). Infelizmente, estão extintas em sete países desde o ano 1500: Burkina Faso, Eritreia, Guiné, Mali, Mauritânia, Nigéria e Senegal (Muller *et al.*, 2016).

A nível social, as girafas são ainda classificadas por terem uma alta «fission-fusion species» caracterizada por variarem bastante em relação ao tamanho e à composição da manada e, ao mesmo tempo, a nível temporal na coesão espacial de acordo com Aureli *et al.* (2008) citado por Carter *et al.* (2013a). No entanto, Kulkarni (2020), refere que demonstram ligações sociais bem estruturadas com formação de relacionamentos de longo prazo (Lewton & Rose, 2019). Esta forma social também é observada em chimpanzés, *Pan troglodytes*, macacos aranhas, *Ateles spp.*, e em hienas malhadas, *Crocuta crocuta*, de acordo com Aureli *et al.* (2008) citado por Carter *et al.* (2013b).

No que diz respeito à subespécie de Rothschild, a sua distribuição foi muito errática visto que, da primeira vez que foi descrita, a sua disposição ia desde o Vale do Rift, no centro-oeste do Quênia, cruzando o Uganda até ao rio Nilo e, potencialmente, até ao sul do Sudão, de acordo com Dagg & Foster (1982) citado por Fennessy *et al.* (2018a).

Em 1960 esta subespécie encontrava-se em reservas e parques nacionais espalhados pelo Uganda e pelo Quênia.

No Uganda foi encontrada nas reservas selvagens de Pian-Upe, na região Karamoja, de acordo com Zwick *et al.* (1998), Lamprey & Michelmores (1996); em Matheniko, de acordo com Nampindo *et al.* (2005); no Bokoro Corridor de acordo com Nampindo *et al.* (2005); no Parque Nacional do Vale de Kidepo, de acordo com a NEMA (2009), Rwetsiba (2006) e Nampindo *et al.* (2005) e na Área de Conservação de Murchison Falls, fazendo parte do Parque Nacional Murchison Falls, citado no Apêndice 1: Rothschild's Giraffe population estimates de Fennessy *et al.* (2018b).

No virar do século, somente em duas regiões é que se observaram girafas de Rothschild: no Parque Nacional Murchison Falls e no Parque Nacional do Vale de Kidepo e somente em 2015 é que começou a haver animais desta subespécie noutro parque nacional de Uganda, o Parque Nacional do Lago de Mburo com 15 animais.

Relativamente às girafas observadas no Quênia no mesmo ano não foi efetuado o registo do local exato do avistamento, sendo que, somente a partir de 1980 é que foi observada a existência de animais desta subespécie em parques nacionais, como o Parque Nacional de Ruma⁴ e o Parque Nacional do Lago de Nakuru (Muller, 2018). Esta subespécie manteve-se nestes locais até ao ano de 2000, tendo-se observado, nesse ano, os primeiros animais (9 animais) na Reserva Natural de Mwea do Quênia, sendo que, somente no ano de 2011 é que se começou a avistar exemplares desta subespécie noutros locais tais como, a Quinta de Kitale, a Área de Conservação Selvagem de Kigio, o Parque Nacional do Monte Elgon, a Quinta de Murgor, a Reserva Nacional de Nasalot, a Área de Conservação de Ruko, a Área de Conservação de Soysambu e a Quinta de Sergoit-Kruger.

Em 2018, Zoe Muller afirmou que, devido a estes acontecimentos, esta subespécie ficou com populações altamente fragmentadas por estes dois países, o que fez com que fosse considerada uma das mais ameaçadas em relação às restantes (Muller, 2018).

⁴ A tendência de descida destes números no Uganda manteve-se até ao ano de 2000 excetuando no Parque Nacional Murchison Falls em que os números foram variando entre subidas e descidas atingindo o menor número em 1991 com 78 girafas, mas subindo para 347 no ano de 2000 de acordo com Lamprey (2000) citado por Muller (2018). No Quênia, no Parque Nacional do Lago de Nakuru num espaço de oito anos verificou-se uma subida muito elevada de animais presentes neste local (136 animais), porém em 2000 os números já eram de 48-73 animais. Por outro lado, no Parque Nacional de Ruma registou-se um aumento de 42 animais num espaço de 16 anos.

Atualmente, esta subespécie só se encontra no Uganda e no Quênia com 4 e 14 populações descritas, respetivamente, de acordo com Fennessy & Brenneman (2010) e GCF (2013) citado por Fennessy *et al.* (2018a). Uma das maiores populações de animais desta subespécie diz respeito à população que existe na área de conservação do Parque Nacional Murchison Falls no Uganda com cerca de 1 250 animais em 2017, sendo que no Quênia a maior população de animais desta subespécie existe no Parque Nacional de Ruma (Fennessy *et al.*, 2018a).



Figura 2 - As nove subespécies de *Giraffa camelopardalis*: Girafa da África Ocidental (W) (*G.c. Peralta*), girafa Kordofan (K) (*G.c. Antiquorum*), girafa de Núbia (N) (*G.c. Camelopardalis*), girafa de Rothschild (Ro) (*G.c. Rothschildi*), girafa Reticulada (Re) (*G.c. Reticulata*), girafa de Massai (M) (*G.c. Tippleskirchi*), girafa de Thornicroft (T) (*G.c. Thornicrofti*), girafa do Sul, ou Cabo (S) (*G.c. giraffa*) e a girafa de Angola, ou fumada (A) (*G.c. angolensis*). Fonte: Shorrocks (2016) que retirou Shorrocks & Bates (2015)

2.2. Habitat e Dieta

Como se verifica na Figura 2, as nove subespécies estão espalhadas por todo o continente africano o que faz com que estes animais estejam adaptados a vários habitats, desde a savana e a floresta aos desertos áridos de acordo com Fennessy *et al.* (2016) e Winter *et al.* (2018) citado por O'Connor *et al.* (2019).

No que toca à dieta, os ungulados classificam-se em três categorias: os «grazers», os «browsers» e os mistos. Os «grazers» são os animais que comem do pasto ou arbustos tal como os bovinos (*Bos taurus*), os «browsers» são aqueles que têm uma alimentação mais seletiva como as folhagens das árvores, frutas e caules, como por exemplo as girafas, mas também o

Kudu (*Tragelaphus strepsiceros*), enquanto os mistos tanto comem do pasto como são mais seletivos à semelhança dos «browsers», incluindo-se nesta categoria as impalas (*Aepyceros melampus*) e os elefantes (*Loxodonta africana*).

Uma grande diferença da categoria «browsers» para a categoria dos «grazers» é que nesta categoria estes animais são muito seletivos nos alimentos que ingerem não tendo a necessidade de encher por completo o rúmen, tal como acontece nos «grazers» que, por vezes, podem comer pastagens de uma pior qualidade.

Dentro da categoria dos «browsers» existem os pequenos «browsers», «bushbuck» (*Tragelaphus scriptus*) e os grandes «browsers» como a girafa. Os pequenos «browsers» são animais que se alimentam de alimentos muito específicos optando por aqueles que apresentam elevado teor de proteína, alimentando-se por curtos períodos de tempo, enquanto os grandes «browsers» comem maiores quantidades de alimento já que possuem um sistema gástrico maior e com mais compartimentos, retardando a passagem dos alimentos para os intestinos provocando um processo de fermentação no estômago mais demorado (Shorrocks, 2016c).

No que toca às girafas, a principal fonte de alimento são as várias espécies de acácias, mas também se incluem na sua dieta diária caules, flores e frutas. Dependendo da população onde os animais estão inseridos, elas alimentam-se de quase 93 espécies diferentes de plantas. Porém, metade dessa diversidade de alimento constitui cerca de 75% da dieta.

Em relação à água, as girafas bebem 3% da sua superfície corporal total por dia. Porém, se tiverem de se movimentar durante largos períodos podem ficar sem beber durante bastante tempo, segundo Langman & Maloy (1980) citado por Maki & Fennesy (2004). Para além de beberem água de charcos, barragens e outros locais, as girafas também podem obter água a partir do orvalho que se deposita nas árvores no início da manhã e durante a noite, de acordo com Scheepers (1992) e Fennesy & Maki (2003) citado por Maki & Fennesy (2004).

Durante a estação seca as girafas incluem na sua dieta uma grande quantidade das folhas das árvores caídas no chão, de acordo com Sauer (1983) e Parker *et al.* (2003) citado por Shorrocks (2016d), sendo que também preferem outro tipo de espécies de plantas como por exemplo *Faidherbia*, *Boscia*, *Grewia* e *Kigelia* (Muller *et al.*, 2016).

No caso específico da subespécie de Rothschild, elas alimentam-se normalmente das acácias e *Combretum* visto que são as espécies que existem em maior abundância nos habitats onde esta subespécie está mais inserida. Por exemplo, na Área de Conservação do Parque Nacional de Murchison Falls no Uganda onde se verificam áreas de savana misturadas com áreas de bosque, a espécie de árvore mais predominante nestes locais é a *Acacia senegal*, a

Acacia drepanolobium e a *Acacia sieberiana*, enquanto em locais só de savana a espécie mais predominante é a *Combretum binderianum* (Fennessy *et al.*, 2018a).

2.3. Fisionomia

A fisionomia das girafas é única, visto estarmos na presença do animal mais alto que existe atualmente no planeta Terra, atingindo 3,9-5,5 metros no caso dos machos e, no caso das fêmeas, 3,5-4,7 metros. Contudo, apesar de possuírem esta estatura e outras características únicas, no que toca ao peso é somente o nono animal terrestre mais pesado depois do hipopótamo, três espécies de elefantes⁵ e quatro espécies de rinoceronte⁶, pesando os machos desta espécie entre 970-1 950 quilos e as fêmeas entre 450-1 200 quilos (Shorrocks, 2016e).

Em relação ao número de vértebras que possui, este é muito parecido com outros ruminantes, como por exemplo a vaca, possuindo um total de 50 vértebras estando estas divididas em 7 vértebras cervicais, 14 torácicas, 5 lombares, 4 sacrais e 20 caudais. Ao mesmo tempo, a densidade dos ossos destes animais é muito idêntica à que está presente em outros animais que pertencem à mesma ordem (*Artiodactyla*), como por exemplo os búfalos. Contudo, as paredes dos ossos dos membros anteriores e posteriores das girafas são mais espessas e retas do que as destes animais. Estas duas características explicam como as girafas suportam o seu longo pescoço e como os quatro membros conseguem suportar a quantidade de massa muscular existente no animal.

Ao mesmo nível dos ruminantes, as girafas apresentam uma fórmula dentária semelhante a outros ruminantes, variando somente nos pré-molares ao possuírem três em cima e em baixo, contrariamente aos bovinos que possuem dois (Shorrocks, 2016e). Todavia, estes animais, pela sua estrutura, usufruem de características singulares, umas visíveis ao olho humano e outras que só se observam conhecendo a sua anatomia.

As características que mais se realçam são os cornos ou apêndices ósseos, a pelagem da pele e, consequentemente, os seus padrões, o pescoço comprimido e, por último, a língua. Por outro lado, a característica mais impressionante e única, internamente, diz respeito ao seu sistema vascular.

⁵ *Elephas maximus*, *Loxodonta africana* e *Loxodonta cyclotis*

⁶ *Rhinoceros unicornis*, *Diceros bicornis*, *Ceratotherium simum* e *Rhinoceros sondaicus*

Em primeiro lugar destaca-se a constituição dos cornos das girafas que difere da constituição dos cornos que se observa, por exemplo, nos bovinos e nos cervídeos. Os cornos dos bovinos são constituídos por queratina, permanentes e não apresentam dimorfismo sexual. Por outro lado, os dos cervídeos que são constituídos por um veludo altamente vascularizado que cai de forma sazonal e apresentam dimorfismo sexual.

Em girafas, os cornos ou os apêndices ósseos diferem destes dois grupos de animais por quatro razões: estes apêndices já estão presentes nos fetos durante a gestação, algo que não se observa noutros mamíferos que possuem cornos; são observados quer em machos quer em fêmeas; estão cobertos em pele e pêlo durante toda a vida, excepto em machos que perdem esta cobertura ao longo do tempo em resultado das lutas em que participam (Bush, 2000), e, por último, são observados entre três a cinco tipos de cornos ou apêndices ósseos - parietal, mediano, occipital, orbital e ázigo – e, destes cinco, quatro são pares e um singular (Shorrocks, 2016e). No que diz respeito à subespécie de *G.c. rothschildi* esta é a única que apresenta cinco cornos, característica que, para além do padrão da pelagem, constitui um método de identificação visual.

Quer em relação à pelagem quer em relação à cor e padrão, esta diverge de subespécie para subespécie como se pode ver nas Figuras 3 e 4, sendo por isso uma forma utilizada para a identificação visual destes animais. Na Figura 3, observam-se 6 animais de subespécies diferentes com pelagens diferentes onde é possível constatar que a subespécie *G.c. peralta* ((e) na Figura 3) apresenta uma pelagem mais clara. Esta cor da pelagem varia de acordo com o habitat onde estes animais vivem, sendo que o animal que apresenta pelagem clara habita em locais quentes e secos.

Para além do habitat, a cor da pelagem também pode estar relacionada com a idade. Num estudo publicado em 2012 por Phil Berry e Fred Bercovitch, pode ler-se que, nos machos, a cor da pelagem e das manchas vai mudando com a idade, ocorrendo a mudança por volta dos 7 e 8 anos e demorando dois anos até ficar com manchas negras, estando esta mudança associada ao aumento dos níveis de testosterona (Berry & Bercovitch, 2012).

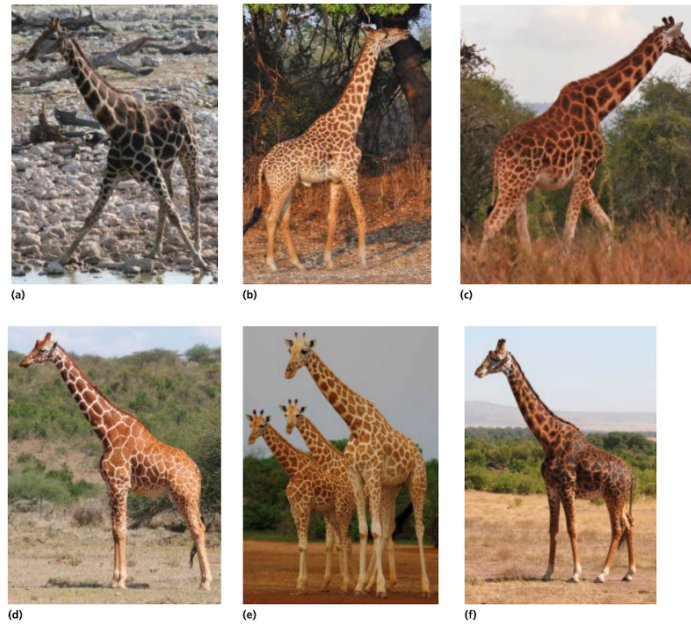


Figura 3 - Seis subespécies de girafas. (a) *G.c. angolensis*, Parque Nacional Etosha, Namíbia, (b) *G.c. thornicrofti*, Luangwa de sul, Zâmbia, (c) *G.c. rothschildi*, parque nacional de Nakuru, Quênia, (d) *G.c. reticulata* Laikipia, Quênia, (e) *G.c. peralta*, Níger e (f) *G.c. tippelskirchi*, Quênia. Fotografias (a), (c), (d) e (f) de Jo Shorrocks, (b) de Fred Bercovitch e (e) de Jean-Patrick Surraud (gentilmente cedidas por Isabelle Ciofolo). Fonte: Shorrocks (2016)

No que diz respeito às manchas e, consequentemente, ao seu padrão, como se observa na Figura 4 estas formam padrões que variam de subespécie para subespécie. Dentro da subespécie, estes padrões funcionam como uma impressão digital tal como acontece nos humanos ou como o padrão das riscas das zebras. A principal função destes padrões é camuflar estes grandes animais, contudo também pode estar relacionada com a sua termorregulação visto que, em 1976, Ackerman e, em 2004, Mitchell & Skinner, explicam que as manchas escuras destes animais atuam como locais de perdas de calor uma vez que há uma vasodilatação dos vasos sanguíneos cutâneos (Shorrocks, 2016e). Das nove subespécies, o padrão mais fácil de reconhecer diz respeito à *G.c. reticulata* ((c) na Figura 4) onde se observam manchas grandes e poligonais separadas por uma linha branca podendo ainda cobrir as pernas por completo.

Em relação à *G.c. rothschildi* observa-se uma mudança de cor em que as manchas centrais começam a ficar mais escuras à medida que os animais ficam mais velhos podendo observar-se quer em machos quer em fêmeas (Dagg, 2009). O seu padrão ((b) na Figura 4) é constituído por manchas retangulares, circulares grandes e escuras ou irregulares estando ausentes nas pernas do joelho para baixo (Shorrocks, 2016b).

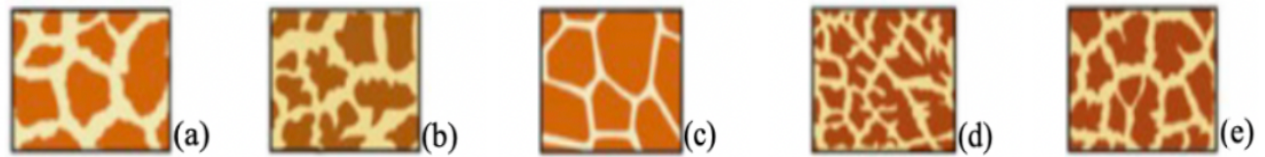


Figura 4 - Diferentes padrões entre 6 subespécies de girafa. (a) *G.c. peralta*, (b) *G.c. rothschildi*, (c) *G.c. reticulata*, (d) *G.c. tippelskirchi*, (e) *G.c. angolensis* e *G. g. giraffa*. Adaptado de Shorrocks (2016).

Por último, a particularidade única que estes animais possuem, mas não visível ao olho humano, diz respeito ao seu sistema vascular. Este sistema contém válvulas unidireccionais no pescoço que possibilitam regular a sua pressão. Se não existissem estas válvulas a pressão dos vasos sanguíneos seria tão elevada que faria com que rebentassem quando o animal baixasse a cabeça, por exemplo para beber água. Por outro lado, permitem que o sangue atinja o cérebro quando levantam a cabeça, impedindo que os animais desmaiem por baixa pressão. Outra particularidade do sistema vascular das girafas é o facto de serem capazes de encolher e expandir os vasos sanguíneos muito facilmente alterando o seu volume de uma forma muito eficiente (Shorrocks, 2016c).

2.4. Ameaças antropogénicas

Tal como acontece em relação a muitos animais em estado selvagem, que enfrentam certas ameaças à sua existência independentemente do continente em que se encontram, as girafas não são exceção.

As girafas em estado selvagem podem sobreviver entre 25-30 anos⁷ de acordo com Dagg & Foster (1982), Estes (1991), du Toit (2009), Bercovitch & Berry (2010) citado por Muller *et al.* (2016). Contudo, muitas girafas em estado selvagem não atingem estes números devido às ameaças que enfrentam e que são causadas por perda de habitat (desde a desflorestação, aos fogos florestais e ao crescimento populacional), caça furtiva, conflitos entre humanos (guerras civis), doenças, alterações climáticas e predação natural.

Em gravuras rupestres espalhadas pelo continente africano que foram observadas nos anos de 2000 e 2002 estavam representadas caçadas por partes dos humanos a girafas, havendo

⁷ Em cativeiro podem sobreviver por mais de 30 anos.

mesmo a representação de armadilhas que atualmente são utilizadas por caçadores furtivos, (Shorrocks, 2016f).

Entre o final do século XIX e início do século XX observavam-se manadas de girafas compostas por 20 a 30 indivíduos. Todavia, muitas manadas no século XXI registam, em média, menos de seis indivíduos de acordo com Brand (2007), Bercovitch & Berry (2010), Carter *et al.* (2013) e VanderWaal *et al.* (2014) citado por Muller (2016).

A ameaça antropogénica que fez reduzir o número de indivíduos das manadas não está associada apenas à caça furtiva, mas também à fragmentação do habitat (Muller, 2016). Em relação ao número total de animais observados, como foi dito anteriormente, entre 1985 e 2015 a população de girafas sofreu um decréscimo de cerca de 40%, números que foram provocados maioritariamente pela caça furtiva e pela perda de habitat sendo que estas ameaças se destacam de todas as restantes que impendem sob as girafas (Muller, 2018).

No caso específico da subespécie Rothschild, e atendendo aos países em que historicamente se encontram, o decréscimo destes animais no Quênia deveu-se maioritariamente à perda de habitat em resultado do desenvolvimento agrícola e da construção de propriedades privadas, de acordo com Kenya Wildlife Service (2002) citado por Muller (2018). No Uganda, a guerra civil e a caça furtiva para tráfico de carne utilizando armadilhas foram as principais causas de acordo com Dagg & Foster (1976) citado por Muller (2018).

Atualmente, a maior ameaça para as girafas no Quênia é a perda de habitat e o confinamento das áreas de conservação que limita, não só os recursos naturais disponíveis, mas também o potencial de crescimento das populações, aumentando o risco de inbreeding de acordo com Brenneman *et al.* (2009) citado por Muller (2018). Neste mesmo país, no ano de 2011, ocorreu um surto de anthrax localizado na Reserva Nacional de Mwea morrendo 11 animais num intervalo de 3 meses num parque em que se estimava existirem 44 girafas desta subespécie (Kaitho *et al.*, 2013). Por outro lado, no Uganda, nos dias de hoje, as principais razões continuam a ser a caça furtiva e a intensa exploração de petróleo incitando a perda de habitat de acordo com Ayebare (2011) e MacKenzie *et al.* (2017) citado por Muller (2018).

2.5. Estado atual e planos de conservação

Atualmente, existem menos de 100 000 girafas em 21 países africanos, estando extintas em sete países. Dependendo da subespécie, os números variam tal como a sua tendência que pode ser de crescimento, decréscimo ou estável (Dadone, 2017).

Ao nível de todas as subespécies foram sempre realizados projetos de translocações, de forma a evitar que os números destes animais ficassem reduzidos a zero, ou projetos de reintrodução em locais onde estes animais estavam extintos anteriormente, como aconteceu por exemplo em 2012 em que foram reintroduzidas 13 girafas no sul da Namíbia, mais concretamente no Parque de Gondwana, local onde as girafas estavam extintas há mais de 160 anos (Brown *et al.*, 2013).

De forma a continuar a preservar as girafas, em 2015 foi formada uma fundação pública, GCF, estabelecida na Namíbia, com o objetivo de apoiar a conservação dos habitats, de planear e implementar projetos de reintrodução, de consciencializar e educar as pessoas para a importância da conservação das girafas e de identificar as principais ameaças subjacentes à existência destes animais, combatendo-as.

Em 2017, estes animais foram incluídos pela primeira vez no Apêndice II⁸ da Convenção sobre Conservação de Espécies Migratórias de Animais Selvagens (CMS do inglês “Conservation of Migratory Species of Wild Animals”) beneficiando dos esforços de conservação e de pesquisas. Porém, não estão incluídas na Convenção sobre Comércio Internacional de Espécies Ameaçadas de Fauna e Flora Selvagens (CITES do inglês “Convention on International Trade in Endangered Species of Wild Fauna and Flora”) (Muller, 2018) o que impossibilita que haja um controlo em relação ao seu comércio ameaçando a sua sobrevivência.

Relativamente à subespécie de Rothschild, no ano de 2018 existiam 2 098 indivíduos espalhadas pelo Uganda e pelo Quênia com tendência a aumentar.

Em relação aos planos de conservação que dizem respeito concretamente a esta subespécie, em 2016 foi lançada com êxito a operação Twiga, desenvolvida pela autoridade de animais selvagens Ugandenses e pela GCF com a ajuda financeira de mais 100 zoos, com o objetivo de mover uma população a norte do rio Nilo do Parque Nacional de Murchison Falls para a zona sul do rio, onde a exploração do petróleo não existia (Dadone, 2017). Estão ainda protegidas pela Lei de Preservação e Controlo de 1959, capítulo 198, estando identificadas como animais que não podem ser caçados ou capturados, sem a aprovação necessária, de acordo com Muller e colaboradores (2016) citado por Muller (2018).

⁸ O Apêndice II lista as espécies migratórias com um estado de conservação desfavorável fornecendo acordos internacionais para a sua conservação e manejo incluindo também as espécies que beneficiariam de pesquisas colaborativas internacionais. Fonte: cites.org.

No Quênia, de acordo com Kenya Wildlife Service (2016) citado por Muller (2018) desenvolveu-se uma estratégia de conservação com o intuito de apoiar e desenvolver a conservação desta subespécie e de mais duas subespécies. Especificamente, esta subespécie está protegida pela Lei de Vida Selvagem do Quênia (Conservação e Gerenciamento), Capítulo 376 (1985) (Muller, 2018).

Por fim, em 2017 estabeleceu-se um plano, Giraffe SAFE Program, com a duração de três anos, em que a AZA motiva os zoos que são acreditados por si a participarem na conservação das girafas em três países africanos, Quênia, Tanzânia e Uganda, estando a subespécie Rothschild em evidência neste programa que visa também educar a população para a importância da conservação destes majestosos animais (Dadone *et al.*, 2017). Todavia, até ao dia de hoje ainda não há dados conhecidos resultantes deste programa.

3. Reprodução

3.1. Fisiologia e Ciclo reprodutivo de girafas fêmeas

3.1.1. Puberdade

Nos animais a puberdade acontece quando as gónadas expulsam pela primeira vez os gametas sendo que nas fêmeas é definida quando estas expressam pela primeira vez o estro com ovulação seguida de uma fase lútea normal. Os ruminantes domésticos podem atingir a puberdade, em média, aos 11 meses de idade (bovinos) (Rangel de Abreu *et al.*, 2017) enquanto os búfalos Búlgaros de água atingem-na entre os 13-17 meses de idade (Plansky & Dimitrov, 2020). Apesar destes valores, as girafas atingem a puberdade por volta dos 5-6 anos em estado selvagem e entre os 2-4 anos em cativeiro (Hall-Martin & Skinner, 1978; Lueders *et al.*, 2009a; Lueders & Pootoolal, 2015) com cerca de 700 quilos de massa corporal (Mitchell, 2013).

Fisiologicamente, este fenómeno pode ser afetado por variadíssimas razões entre as quais se destacam os fatores hormonais, nutricionais e ambientais (Rangel de Abreu *et al.*, 2017; Purohit, 2020).

A nível nutricional, a puberdade em girafas pode ser afetada tanto pela falta de alimento como pela disponibilidade de alimento. De acordo com Hall-Martin & Basson (1975) citado por Hall-Martin & Skinner (1978) as girafas em estado selvagem estão submetidas a reduções nutricionais sazonais sendo que a deficiente nutrição atrasa o início deste fenómeno em mamíferos de acordo com Joubert (1954) e Sadleir (1969) citado por Hall-Martin & Skinner

(1978). Porém, em girafas em estado selvagem não existe registo que a má nutrição provoque um atraso no aparecimento da puberdade. Em cativeiro, a maior disponibilidade de alimento e a melhor qualidade podem afetar a precocidade da puberdade em girafas (Hall-Martin & Skinner, 1978).

3.1.2. Ciclo éstrico

As fêmeas de girafas apresentam ciclos reprodutivos poliéstricos⁹ e a sua reprodução é não sazonal (Lueders & Pootoolal, 2015) embora os seus picos de concepção em estado selvagem possam estar relacionados com a época das chuvas. Em cativeiro isto não se verifica (Hall-Martin *et al.*, 1975).

Nas girafas os ciclos reprodutivos foram sempre estudados através da avaliação da progesterona e estrogénio fecal, progesterona sérica e urinária. No entanto, alguns autores relacionaram os valores com descobertas a nível ecográfico (del Castillo *et al.*, 2005; Dumonceaux *et al.*, 2006; Bercovitch *et al.*, 2006; Isobe *et al.*, 2007; Lueders *et al.*, 2009b).

Através destes estudos concluiu-se que as girafas apresentam ciclos reprodutivos mais curtos em comparação com outros animais com pesos semelhantes como os búfalos e bisontes que apresentam ciclos de 20-23 dias de acordo com Kirkpatrick *et al.* (1991) e Baruselli *et al.* (1997) citado por Lueders *et al.* (2009b).

O ciclo reprodutivo da girafa tem a duração de 14-15 dias até ficarem gestantes (del Castillo *et al.*, 2005; Bercovitch *et al.*, 2006). Este período é dividido por duas fases: a fase inter-lútea, com duração média de 6 dias, e a fase lútea com duração média de 8 dias (Lueders *et al.*, 2009b).

Esta divisão do ciclo éstrico em fase inter-lútea ou fase folicular e fase lútea (Figura 5) tem a ver com os valores de progesterona obtidos nas fezes. Na fase inter-lútea os valores de progesterona encontram-se nos seus valores basais (48.35 ± 7.90 ng/g) enquanto na fase lútea os valores de progesterona aumentam chegando ao seu valor máximo (910.51 ± 269.31 ng/g) (Lueders *et al.*, 2009b).

Na fase inter-lutêa ou fase folicular ocorre o pico de ovulação, estro. Este pico de ovulação que demora 24 horas e mantém uma janela fértil de dois dias (Hall-Martin & Skinner, 1978; King, 2004; Bercovitch *et al.*, 2006) corresponde quer à maturação do folículo dominante

⁹ Embora o ciclo éstrico em ruminantes esteja estudado até à exaustão, na espécie girafa pouco se sabe acerca da função ovárica (Lueders *et al.*, 2009b).

observado em ecografia quer aos comportamentos de interesse observados por parte do macho e que se traduzem em cheirar, lambe a zona perianal ou perineal da fêmea, esfregar a cabeça, lambe a sua urina, comportamento de Flehmen e tentativas de monta (Bercovitch *et al.*, 2006; Lueders & Pootoolal, 2015),

No que diz respeito ao ciclo propriamente dito (Figura 5), na fase inter-lútea, há o desenvolvimento do corpo lúteo. Este começa a desenvolver-se quando os valores de progesterona estão no seu valor base, diferindo de outras espécies. À medida que o corpo lúteo se desenvolve este começa a produzir progesterona que normalmente ocorre 5 dias após a ovulação do ciclo anterior (Lueders *et al.*, 2009b).

Quando o valor de progesterona começa a aumentar o animal entra na fase lútea e, ao mesmo tempo, ocorre o desenvolvimento do folículo dominante. Contudo, devido ao aumento da progesterona o folículo dominante não mantém o seu crescimento e, consequentemente, os folículos acessórios começam a regredir de acordo com Asher *et al.* (1997), Driancourt (2001), Ginther *et al.* (2001) e Adam *et al.* (2008) citado por Lueders *et al.* (2009b).

Porém, as girafas, ao contrário de outros animais, não têm uma fase plateau de progesterona durante esta fase lútea de acordo com Loskuff *et al.* (1987) e Hansel & Echternkamp (2006) citado por Lueders *et al.* (2009b), sendo que esta hormona começa a diminuir a sua concentração antes mesmo da regressão do corpo lúteo. Este acontecimento faz com que o folículo principal se comece a desenvolver (Figura 5).

Quando a progesterona atinge os seus valores mínimos ocorre um aumento dos valores de estradiol atingindo o seu pico. Ao verificar-se este pico pode ser indicativo que a ovulação poderá ocorrer passado um dia (Lueders *et al.*, 2009b). Este acontecimento parece ocorrer também em okapis de acordo com Loskuff *et al.* (1987) citado por Lueders *et al.* (2009b). Ao mesmo tempo que ocorre este pico de estradiol na fase final lútea, o folículo principal atinge o seu diâmetro ovulatório, dando início ao estro (Figura 5). Ao atingir o seu diâmetro ovulatório este rompe-se do ovário, em grande parte por causa de a progesterona estar nos seus valores basais visto que esta hormona inibe o crescimento folicular (Lueders *et al.*, 2009b).

Apesar do ciclo reprodutivo das girafas possuir certas semelhanças com o ciclo reprodutivo de outras espécies de ruminantes a girafa apresenta certas adaptações. Uma dessas adaptações é o facto deste ciclo ser curto e poderem procriar o ano todo. Isto faz com que os machos estejam sempre atentos às fêmeas para determinar se estas estão em estro, o que permite à fêmea aumentar a probabilidade de encontrar o melhor parceiro sexual (Lueders & Pootoolal, 2015).

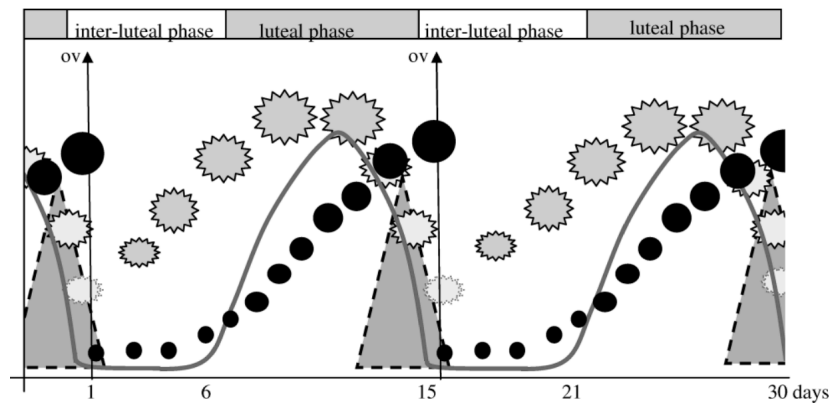


Figura 5 - Representação esquemática da concentração de progesterona (linha cinza) e pico de estradiol (linha tracejada, área sombreada), bem como o desenvolvimento folicular (círculos pretos) e corpo lúteo (estrelas cinzas) e a ovulação (ov) durante dois ciclos reprodutivos consecutivos de girafa. Fonte: Lueders et al. (2009b).

3.2. Gestação, lactação, intervalo entre partos e desmame

As girafas apresentam gestações com a duração de, aproximadamente, 15 meses, cerca de 450-490 dias (Bercovitch *et al.*, 2004; Lueders & Pootoolal, 2015; Bercovitch & Berry, 2016; Shorrocks, 2016c). As girafas de Rothschildi em cativeiro apresentam gestações com duração de 470 dias (Lueders *et al.*, 2009b).

O primeiro sinal de gravidez ocorre quando há uma acumulação de líquido num dos cornos uterinos. Esta acumulação de líquido pode ser observada ecograficamente entre 25 a 26 dias após o acasalamento e fecundação (Lueders *et al.*, 2009a). O conteúdo do líquido expande-se apressadamente atingindo o outro corno uterino.

Quando a placenta se encontra implantada ambos os cornos uterinos estão ocupados, de acordo com Hall-Martin & Skinner (1978) citado por Lueders & Pootoolal (2015), o que faz com que a presença de gémeos seja uma raridade, porém possível de acontecer (Hall-Martin & Skinner 1978; Shorrocks, 2016c). Normalmente o local de implantação surge ao lado do corpo lúteo o que sugere que a transmigração uterina do blastocisto não acontece em girafas (Hall-Martin & Skinner 1978; Lueders *et al.*, 2009a).

O embrião só é visível na ecografia transretal no dia 37 pós fecundação, medindo entre 5,6-7,5 mm. No dia 39, a membrana amniótica dentro da cavidade alantóide que rodeia o embrião, torna-se distinguível por exame imagiológico (Figura 6) (Lueders *et al.*, 2009a). No sexagésimo dia o feto apresenta a estrutura normal de uma girafa (Lueders & Pootoolal, 2015) e, a partir do dia 100 é possível observar partes do feto muito por causa do seu tamanho.

Na parte final da gestação, através de palpação retal é possível sentir o focinho, crânio, ossos e cascos (Lueders *et al.*, 2009a). Por volta dos 150-180 dias a massa fetal está entre os 2-5 quilos sendo que o crescimento do feto só acelera no segundo trimestre da gestação triplicando, de 30 para 90 quilos, no início do terceiro trimestre (Skinner & Hall-Martin, 1975).

Para além de se poder confirmar que a fêmea está gestante através de ecografias, pode-se ainda recorrer a outro teste para confirmar a gestação. Este teste consiste na obtenção dos valores de progesterona e estradiol através das fezes entre o trigésimo e o centésimo vigésimo dia (Del Castillo *et al.*, 2005; Dumonceaux *et al.*, 2006; Isobe *et al.*, 2007; Lueders *et al.*, 2009b) em que os seus valores excedem os valores apresentados durante a fase lútea (Lueders *et al.*, 2009b; Lueders & Pootoolal, 2015). O valor de progesterona fecal durante a gestação deve-se situar entre 1 000 e 100 000 ng/g contudo, já foram observados ocasionalmente estes valores máximos em fêmeas não gestantes na sua fase lútea (Dumonceaux *et al.*, 2006). Nestes termos, de forma a que este teste e o seu resultado seja fidedigno as amostras devem ser tiradas duas vezes por semana durante três semanas consecutivas (Lueders & Pootoolal, 2015).

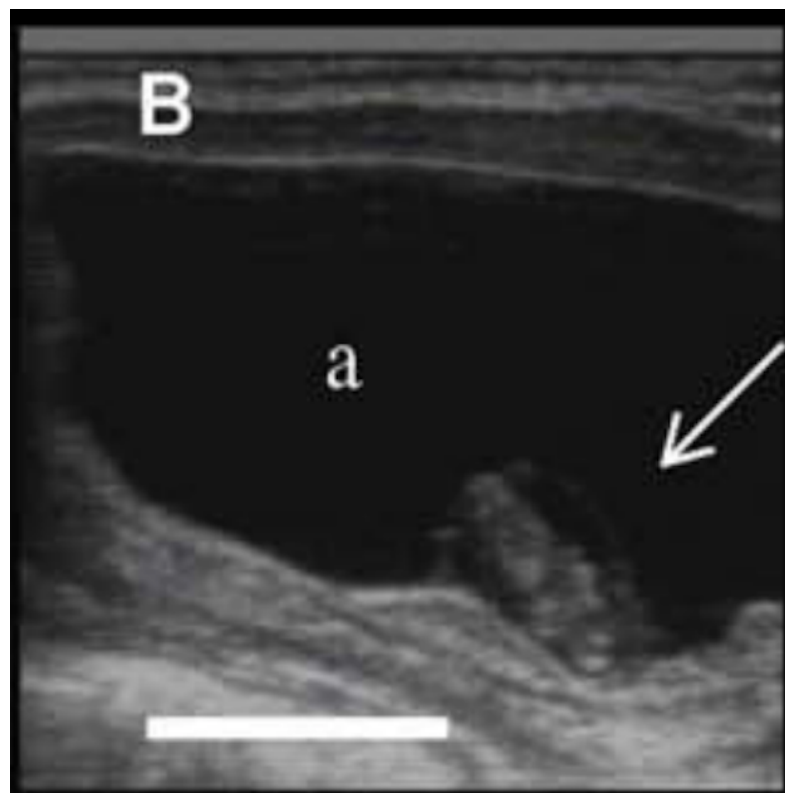


Figura 6 - Observações ecográficas numa girafa gestante. Embrião (seta) rodeado pela membrana amniótica e alantóide (a) no dia 39. Fonte: Lueders *et al.* (2009a).

Após algum tempo, começa-se a observar a descida dos tetos e o aumento de tamanho do úbere, o inchaço da vulva e corrimento vaginal (King, 2004) confirmando que a gestação está a chegar ao seu fim. Após o nascimento do neonato começa a fase de lactação que normalmente se mantém durante 13 meses (Petzinger *et al.*, 2003). Esta fase, durante as primeiras quatro semanas, é a que consome mais energia à progenitora em todo o ciclo reprodutivo (EAZA Giraffe EEPs, 2006b; Deacon *et al.*, 2015).

Durante este período, o estímulo da amamentação suprime a produção pulsátil da hormona libertadora de gonadotrofina o que previne a maturação do folículo normal, de acordo com McNeilly (1994) e Tucker (1994) citado por Bercovitch *et al.* (2004) e, assim, suprime a ovulação mantendo o animal em anestro, sendo que este fenómeno se mantém nos primeiros dois meses pós-parto (Deacon *et al.*, 2015) embora Nouvel (1958) citado por Lueders & Pootoolal (2015), tenha observado que, após três semanas pós-parto a fêmea já evidencia comportamentos de estro.

Embora nestes animais a lactação possa manter-se até aos 13 meses, poderão existir exceções podendo estender-se até aos 24 meses pós-parto (Lueders & Pootoolal, 2015) apresentando ainda a particularidade de não necessitarem de parar de amamentar os neonatos para que o seu ciclo reprodutivo seja repostado (Bercovitch *et al.*, 2004; Bercovitch & Berry, 2009). Este acontecimento deve-se ao fato de nos primeiros meses de uma nova gestação o crescimento do feto ser muito lento permitindo que a progenitora mantenha uma maior produção de leite neste período de amamentação do neonato (Skinner & Hall-Martin, 1975; Del Castillo *et al.*, 2005).

No que toca ao intervalo entre partos, este normalmente é calculado pelo investimento que a progenitora concede ao seu descendente, visto que é complicado saber a quantidade exata de leite que os neonatos ingerem de acordo com Bercovitch *et al.* (2000), Hewison & Gaillard (1999) e Lee & Moss (1986) citado por Bercovitch *et al.* (2004). Assim, o intervalo médio entre partos das girafas situa-se entre os 19-22 meses (Bercovitch *et al.*, 2004; Bercovitch & Berry, 2016; Shorrocks, 2016c), existindo, porém, alguns fatores que podem influenciar que o intervalo entre partos ocorra mais cedo ou mais tarde.

O primeiro fator prende-se com a nutrição das progenitoras (Hall-Martin *et al.* 1975), enquanto o segundo fator relaciona-se com a mortalidade dos neonatos e o terceiro diz respeito à preferência do macho (Del Castillo *et al.*, 2005). A mortalidade prematura dos neonatos pode permitir que a fêmea inicie o ciclo éstrico mais cedo, de acordo com Foster & Dagg (1972) citado por Hall-Martin & Skinner (1978). Porém, esta mortalidade não é influenciada pelo sexo

dos neonatos, visto que as girafas produzem números idênticos de machos e fêmeas com taxas de crescimento semelhantes entre ambos (Bercovitch *et al.*, 2004).

Por fim, as progenitoras começam o desmame por volta dos 14-16 meses com uma diferença de 5-6 meses até ao nascimento do novo neonato (Nakamichi *et al.*, 2015), podendo haver progenitoras que continuam a amamentar os neonatos até os dois anos de idade de acordo com Dagg & Foster (1982) citado por Saito *et al.* (2020) e por Gloneková *et al.* (2016).

3.3. Parto

Em cativeiro, o local ideal do parto deve ser nas instalações interiores já que reúnem as condições necessárias para os tratadores e veterinários controlarem todo o processo, permitindo-lhes preparar o espaço com as melhores condições possíveis, tais como a adição de palha à box do parto de forma a evitar que o chão fique escorregadio, fornecendo ainda um local quente e aconchegante ao neonato após o nascimento (EAZA Giraffe EPPs, 2006b).

Nos sete dias antes do parto o animal começa a reduzir a quantidade de comida que ingere e evita deitar-se nos seus períodos de descanso (Kristal & Noonan, 1979). No dia anterior ao parto as progenitoras demonstram sinais de ansiedade traduzidos por fazer «pacing». O dia do parto é caracterizado por possuir três fases: rutura do âmnio; expulsão do feto e, por fim, a expulsão da placenta (Gonyou & Stookey, 1987).

Em girafas, o parto acontece durante o dia (Kristal & Noonan, 1979) com a posição em pé (Figura 7), nascendo normalmente um neonato (Dagg, 2014), sendo que o parto tem uma duração média entre 1 a 2 horas (Bercovitch, 2013). Em bovinos o parto é mais prolongado com as três fases a terem durações mais longas, a primeira fase a demorar entre 1-3 horas, a segunda fase 65 minutos e a última fase entre 6-12 horas (Gonyou & Stookey, 1987).

No início do parto observa-se a rutura do âmnio. À medida que as contrações aumentam começa-se a observar as pontas dos cascos, começam a surgir os metacarpos das patas dianteiras e, mais tarde, aparece o rádio e a ulna (Figura 7). Posteriormente, observa-se a língua, com o neonato posicionado em posição lateral.

Quando o animal está na posição normal, durante o parto a cabeça situa-se entre as duas patas dianteiras formando um efeito de cunha (David, 1949). No momento em que se observa a cabeça é notório o seu movimento indicando se o neonato está vivo ou morto.

No final do parto o feto é expulso caindo no chão de uma altura entre 1,50-2 metros. No momento em que o animal cai, instantaneamente os sacos embrionários explodem. Após

este momento, quer a progenitora quer o neonato adotam comportamentos que irão fortalecer o laço entre eles (Kaleta & Marczevska, 2007).

Contudo, podem ocorrer complicações no parto que levam ao aparecimento de distócias, as quais tanto ocorrem em estado selvagem como em cativeiro.

As distócias em girafas foram documentadas de acordo com Ebedes (1975), Von Schneider (1979), Citino *et al.* (1984) e Goslawski & Kolodziejska (1984) citado por (Williams *et al.*, 2007), contudo a sobrevivência da progenitora e do neonato é muito complicada. As causas para este acontecimento são diversas, desde neoplasias, tais como o rabdomiossarcoma embrionário e condrossarcoma pélvico (Bertelsen, 2015), a posição anormal do feto (Kaitho *et al.*, 2011), fetos maiores do que o canal pélvico da progenitora, fetos mumificados e fetos mortos.

De acordo com Citino *et al.* (1984) citado por Williams *et al.* (2007), o exame pélvico deve ser efetuado após as 2 horas da entrada em trabalho de parto, que corresponde à duração normal do parto, e, se forem observadas complicações deve dar-se início à intervenção mais adequada à situação. Contudo, Kristal e Noonan (1979) observaram um parto com a duração de 15 horas sem ter ocorrido o aparecimento do neonato nas primeiras 14 horas nascendo uma cria completamente saudável, sendo um parto sem complicações e sem necessidade de intervenção.

Quando estamos perante uma distócia, a sua intervenção deve ser ponderada visto que é uma intervenção obstétrica complicada que requer contenção física e imobilizações químicas (Kaitho *et al.*, 2011) podendo ainda requerer uma intervenção cirúrgica como fetotomias ou cesarianas. A imobilização química nestes animais acarreta vários riscos provocando uma elevada taxa de mortalidade em girafas de acordo com Bush (1993) citado por Williams *et al.* (2007) o que faz com que deva ser elaborada e efetuada em instalações favoráveis e com uma equipa bem treinada para estas ocasiões.



Figura 7 - Posição do parto adotado pela progenitora. Fonte: Autor no dia 9 de fevereiro de 2019

3.4. Anatomia do aparelho reprodutivo em fêmeas

¹⁰As girafas apresentam um aparelho reprodutivo muito idêntico ao dos ruminantes, sobretudo com o aparelho reprodutivo dos bovinos, de acordo com Calle *et al.* (1993) citado por Lueders & Pootoolal (2015).

A nível da vagina, esta apresenta 20 cm de comprimento possuindo uma parede muscular espessa (Lueders & Pootoolal, 2015). No que diz respeito ao colo do útero, este apresenta 6-10 cm / $5,9 \pm 0,6$ cm de comprimento de acordo com Loskutoff *et al.* (1988) citado por Lueders & Pootoolal (2015), contendo três dobras centrais com forma circular. O corpo uterino apresenta 4 ± 2 cm de comprimento de acordo com Calle *et al.* (1993) citado por Lueders & Pootoolal (2015), havendo ainda uma secção transversal com 6 cm (observação por ecografia) previamente à separação do corpo uterino em dois cornos uterinos (Lueders *et al.*, 2009a).

O útero das girafas classifica-se como útero bipartido, sendo constituído por dois chifres simétricos e curvos que, numa porção inicial, são unidos pelo perimétrio, camada

¹⁰ A maioria dos dados da anatomia reprodutiva resultaram de observações post mortem em animais abatidos / caçados (Hall-Martin & Rowlands 1980; Kellas *et al.*, 1958; Kayanja & Blankenship, 1973). O ultrassom ajudou a avaliar os órgãos *in situ* (Lueders *et al.*, 2009a, b).

externa presente do útero. Quando as fêmeas não estão gestantes estas apresentam cornos uterinos com cerca de 35 cm de comprimento de acordo com Dagg & Foster (1982) citado por Lueders & Pootoolal (2015). A nível do diâmetro os cornos uterinos possuem 2,5-3,5 cm (Lueders *et al.*, 2009a). A camada do endométrio exhibe, macroscopicamente, 200 a 300 carúnculos convexos organizados por quatro fileiras sendo que, em cada corno uterino existem entre 100-150 carúnculos de acordo com Dagg & Foster (1982) citado por Lueders & Pootoolal (2015).

No que diz respeito aos ovários, estes apresentam, na fase juvenil, 2,1 por 3 cm e, na fase adulta, apresentam 2,5 por 3,5 cm medidos por ecografia (Lueders *et al.*, 2009a) enquanto ovários maduros avaliados post-mortem apresentam uma forma oval com uma altura média $3,4 \pm 0,8$ cm e um comprimento de $4,8 \pm 1$ cm cobertos parcialmente pelo mesossalpinge.

Nestes animais, os ovários apresentam folículos em todos os momentos do ciclo reprodutivo das fêmeas (Lueders *et al.*, 2009a). No período pré-natal este órgão parece aumentar, facto que também ocorre de forma similar em elefantes (Lueders & Pootoolal, 2015). O ovário contém ainda folículos vesiculares e corpos lúteos vascularizados de acordo com Hall-Martin & Rowlands (1980) citado por Lueders & Pootoolal (2015), por Kellas *et al.* (1958) e por Kayanja & Blankenship (1973). Em relação a estes corpos lúteos, anatomicamente apresentam-se como sendo pequenos, redondos ou achatados derivando da luteinização da granulosa do folículo e das células da teca de acordo com Hall-Martin & Rowlands (1980) citado por Lueders & Pootoolal (2015) e por Kayanja & Blankenship (1973).

Em fêmeas, na fase pré puberdade ocorre a formação de pequenos folículos nos ovários que atingem um diâmetro entre 0,2 a 1,6 cm mas sem alcançar o tamanho indicado no período ovulatório com 1,72–2,1 cm (Figura 8) (Lueders *et al.*, 2009a; Lueders & Pootoolal, 2015). Todavia, observa-se a luteinização de outros folículos maiores observando-se na ecografia diâmetros com 0,6 cm. Estes pseudo corpos lúteos mantêm-se por várias semanas podendo ter uma acumulação de 12 destas estruturas (Lueders *et al.*, 2009a).

Por outro lado, em girafas reprodutivas o número de folículos presentes nos ovários aumenta com a idade até completar os 10 anos de vida sendo que após, essa idade esse número diminui de acordo com Hall-Martin & Rowlands (1980) citado por Lueders & Pootoolal (2015). No período de gestação os ovários continuam a ter um número elevado destes folículos, porém, à medida que a gestação continua o maior folículo presente começa a diminuir de tamanho (Kayanja & Blankenship, 1973).

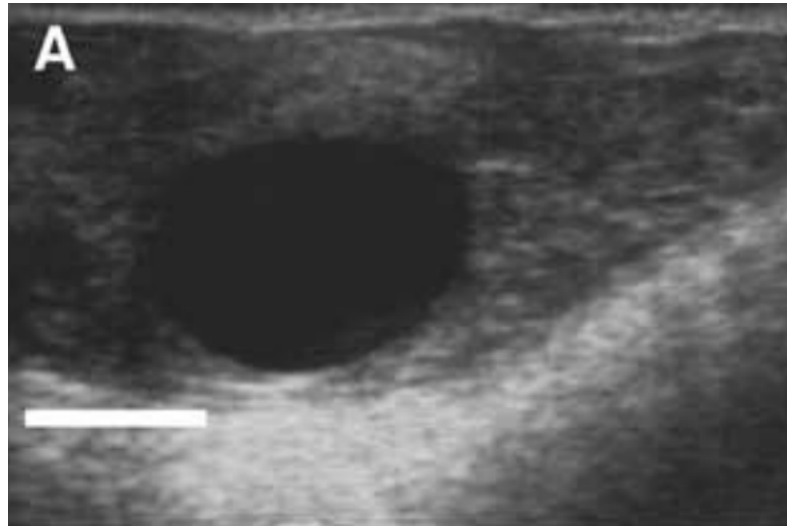


Figura 8 - Observações ecográficas numa girafa durante o ciclo éstrico, observando um folículo ovulatório. Fonte: Lueders *et al.* (2009a).

No que diz respeito aos corpos lúteos, em girafas adultas normalmente existe um corpo lúteo verdadeiro, todavia, em alguns estudos também se podem observar corpos lúteos acessórios de acordo com Hall-Martin & Rowlands (1980) citado por Lueders & Pootoolal (2015) e por Kayanja & Blankenship (1973). Contrariamente ao que se verifica com os bovinos, o corpo lúteo das girafas não se projeta por cima do ovário, crescendo dentro do estroma do mesmo. No que toca ao tamanho destas estruturas, estas possuem em média $3,3 \pm 0,2$ cm de diâmetro em fêmeas adultas vazias na fase lútea (por meio ecográfico) (Lueders *et al.*, 2009a), enquanto em fêmeas gestantes atingem em média 3-5 cm mantendo este tamanho durante a gestação, de acordo com Hall-Martin & Rowlands (1980) citado por Lueders & Pootoolal (2015) e por Kayanja & Blankenship (1973).

Após 15 dias do acasalamento, e caso tivesse ocorrido fecundação, este corpo lúteo teria um crescimento expressivo (Lueders *et al.*, 2009b). Este crescimento, em comparação com os corpos lúteos durante o ciclo éstrico, pode estar relacionado com os níveis mais elevados de progesterona que se observam durante a gestação. Por outro lado, os corpos lúteos acessórios derivados dos folículos luteinizados que não sofreram ovulação durante a gestação foram relatados em girafas do sul adultas. Contudo, este mesmo processo não se verificou em girafas Masai, de acordo com Hall-Martin & Rowlands (1980) citado por Lueders & Pootoolal (2015) e por Kayanja & Blankenship (1973).

Por fim, no que diz respeito à placenta esta é do tipo epiteliocorial e classificada por ser uma placenta macrocotiledonária igual às placentas de ruminantes diferindo somente no

tamanho acabando por pesar entre 4-5 quilos aquando do nascimento (Figura 9) (Hradecký, 1983).

A placenta é implementada em ambos os cornos uterinos sendo que o feto fica localizado lateralmente ao corpo lúteo. De acordo com Wilsher *et al.* (2013) citado por Shorrocks (2016c) a placenta contribui ainda para as concentrações de progesterona. A placenta é constituída pelos cotilédones (Figura 10) variando no número que pode ir desde 149 a 191 de acordo com Deka *et al.* (1980) citado por Shorrocks (2016c) e Hall-Martin e Skinner (1978). Estas estruturas são vilosidades na superfície uterina da placenta estando rodeados por sangue materno que é responsável pela troca de oxigénio e de nutrientes com o neonato. Os cotilédones são ainda organizados em quatro linhas podendo medir, em média, 6,4 cm. Contudo, podem atingir os 5 por 23 cm de acordo com Wilson (1969) citado por Lueders & Pootoolal (2015).



Figura 9 - Observação da placenta em girafas. Imagem fotografada pelo autor no dia 9 de fevereiro de 2019

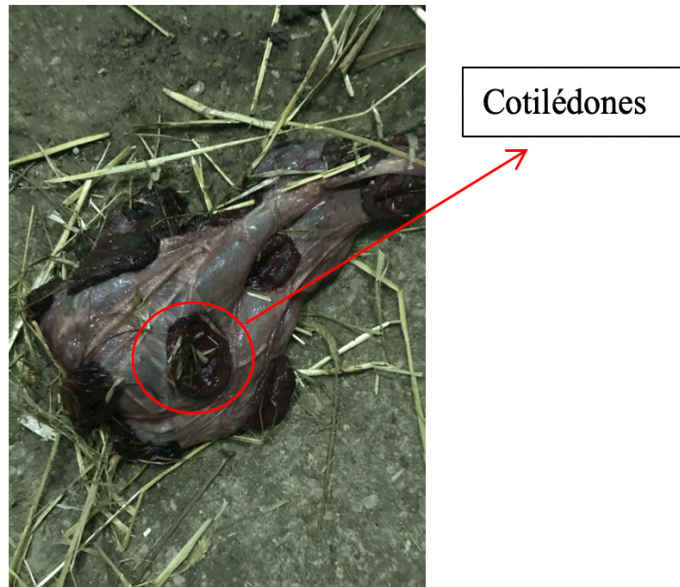


Figura 10 - Observação dos cotilédones numa placenta em girafas. Imagem fotografada pelo autor no dia 9 de fevereiro de 2019

3.5. Neonatologia em Girafas

De acordo com vários estudos, os neonatos, no momento do nascimento, podem apresentar um intervalo de peso muito vasto.

Savoy (1966), Dagg & Foster (1976), Gamble (1999), Khadri & Valandikar (2002), Webb (2008), Dillon & Bredahl (2010) e Livingston et al. (2015) citado por Meuffels *et al.* (2019), registaram pesos entre 31-81 quilos. As guidelines da EAZA descrevem um intervalo de peso entre 47-70 quilos (EAZA Giraffe EEPs 2006b). Bernischke (2007), citado por Kaleta & Marczevska (2007), relata um intervalo de 30-100 quilos e Deacon & Bercovitch (2015) descreve um intervalo entre os 50-100 quilos.

No que diz respeito à altura em cativeiro, registou-se por Savoy (1966), Dagg & Foster (1976), Gamble (1999), Khadri & Valandikar (2002), Webb (2008), Dillon & Bredahl (2010) e Livingston *et al.* (2015) citado por Meuffels, Janine *et al.* (2019) um intervalo entre 1,34-2,14 metros de altura enquanto em estado selvagem Skinner & Hall-Martin (1975) registaram alturas entre 1,5-1,9 metros.

Após o nascimento, as crias levantam-se ao fim de 1 hora (Bercovitch, 2013) começando o neonato, logo de seguida, a procurar a região mamária da progenitora. É de

extrema importância que o neonato beba o colostro nas primeiras 12-24 horas (Greene & Stringfield, 2002) ganhando imunoglobulinas, leucócitos maternos, fatores de crescimento e nutrientes importantes para permitir que tenha um ganho de imunidade inicial de forma a combater possíveis complicações que possam surgir nos primeiros dias de vida (Gomez & Chamorro, 2017).

No que toca à sobrevivência dos neonatos em estado selvagem, apenas 50% das crias sobrevivem no primeiro ano (Bercovitch & Berry, 2009; Dagg, 2014; Lueders & Pootoolal, 2015) e, em cativeiro, o primeiro mês de vida apresenta-se como sendo o mais crítico já que é neste período que ocorre a maioria das mortes de neonatos (Bercovitch *et al.*, 2004). Embora em estado selvagem estes números resultem, a maior parte das vezes, de predação, em cativeiro os neonatos podem apresentar várias doenças que põem em risco a sua sobrevivência tais como doenças articulares, subnutrição e problemas associados à lactação, desde a qualidade do leite, à quantidade que ingere e o seu período de ingestão (Deacon *et al.*, 2015).

3.6. Principais doenças em neonatos

Os primeiros sinais de doença nos neonatos recém-nascidos estão normalmente associados a falhas na transferência de imunidade da mãe para o recém-nascido (DeMuth & Gardens, 2004). A principal doença que os pode afetar num primeiro momento diz respeito às diarreias neonatais, que podem estar associadas a vírus, bactérias ou protozoários.

Nestes animais recém-nascidos a principal etiologia das diarreias neonatais prende-se com as diarreias provocadas por rotavírus. Porém, também já foram observadas diarreias por *Escherichia coli*, sendo que, em bezerros de bovinos estas diarreias neonatais também podem ser causadas por *Salmonella spp* e *Clostridium perfringens* e, a nível protozoário, por *Cryptosporidium sp*, *Giardia spp* e *coccidiosi* (Bush, 2000; Cho, & Yoon., 2014; Meuffels *et al.*, 2019).

Em neonatos também podem ocorrer outras doenças sendo que Kido *et al.* (2014) associou a escassez de ingestão do colostro ao aparecimento de fleimões e poliartrites em neonatos. Embora tenha observado estas condições em recém-nascidos de girafas a amostragem do seu estudo era pequena para se poder tirar mais ilações.

Existem outros relatos de aparecimentos de doenças neste período neonatal, mas sempre em amostragens pequenas, tais como onfaloflebites, hérnias umbilicais em três crias, descrito por Selig *et al.* (2015) e um neonato que apresentou sinais clínicos iguais à doença do músculo branco ou miodegeneração nutricional mencionado por Bos *et al.* (2017).

Por fim, Meufels *et al.* (2020) observou em estado selvagem um macho adulto com distúrbios de desenvolvimento sexual. Meufels *et al.* (2020) relatou através de um exame físico e exame post-mortem meses mais tarde que o animal apresentava criptorquidismo bilateral, hipospádia, hipoplasia peniana e posicionamento anormal do pénis. Embora não tenha sido encontrada qualquer causa que provocasse estes problemas, constatou-se que terão surgido quando o animal nasceu, só tendo sido observados já em adulto.

4. Comportamento de girafas em cativeiro

4.1. Comportamento maternal em cativeiro

¹¹O comportamento maternal começa a surgir no período pré-parto que varia de espécie para espécie em ruminantes. Todavia, em todos eles este comportamento tem como principal objetivo assegurar a sobrevivência da cria escolhendo o melhor sítio para parir, idealmente longe dos predadores e em locais afastados da manada de forma a que a progenitora e a cria se consigam proteger e identificar sem dificuldades (Rørvang *et al.*, 2018).

Quer em estado selvagem quer em cativeiro as girafas parem durante o período diurno do dia (Kristal & Noonan, 1979). Em cativeiro e para um melhor bem-estar da progenitora e do neonato, as mesmas devem ser separadas dos machos (Hall-Martin & Skinner, 1978; Gandolf & Klaphake, 2013, pp 98) durante o período noturno ou em momentos sem supervisão dos tratadores, porém, deve-se manter sempre o contacto com a manada muitas vezes utilizando a visão como solução (EAZA Giraffe EPPs, 2006b).

Com a proximidade do parto as girafas exibem uma alteração típica «pacing», de acordo com Davis (1949), van Aarde (1976) e Lightfoot (1975) citado por Kristal & Noonan (1979). Por esta altura, também se verificam alterações a nível alimentar e ao nível dos períodos de descanso com a progenitora a reduzir a quantidade e frequência com que se alimenta e

¹¹ Em estado selvagem a fêmea começa por procurar um sítio mais calmo e mais afastado da manada para poder iniciar o parto de acordo com Langman (1977), Pratt & Anderson (1979) e Dagg (2014) citado por Shorrocks (2016c). Em estado selvagem podem permanecer sozinhas com o neonato até ao primeiro mês de idade (Shorrocks, 2016c). Embora, de uma forma precoce, alguns biólogos terem afirmado no estudo destes animais que as girafas retornavam ao mesmo local de partos anteriores, de acordo com Kingdon (1997) citado por Shorrocks (2016c) atualmente não há evidências que este comportamento se verifique por parte das fêmeas gestantes evitando por exemplo os locais anteriores onde pariram neonatos que não sobreviveram ao primeiro ano de vida (Bercovitch & Berry, 2015).

diminuindo os seus períodos de descanso (Kristal & Noonan, 1979; King, 2004; Takagi *et al.*, 2019).

O «pacing» é provocado pelo aumento da frequência e duração dos pontapés por parte do neonato e pela ansiedade que o parto provoca (Kristal & Noonan, 1979). Com o parto a decorrer este comportamento aumenta dando-se início a outro, as lambeduras. Com o aparecimento do saco amniótico a progenitora sente a necessidade de o começar a lambear até ao aparecimento da cria, continuando a lambear os restos que caem no chão quando ocorre a ruptura deste saco.

Após o neonato cair no chão o saco atlantóide rompe-se havendo ainda expulsão de sangue embora não seja em direção à cria de acordo com Davis (1949) citado por Kristal & Noonan (1979). Com a cria no chão a progenitora começa a dedicar-lhe o seu tempo, começando a lambear o neonato com o intuito de o limpar, secar e comer as membranas fetais (Figura 11) que estão coladas à cria (David, 1949; Kristal & Noonan, 1979; Kaleta & Marczewska, 2007; González-Marisca & Melo, 2013; Shorrocks, 2016d). Este comportamento também se verifica em outros ruminantes, sendo um comportamento base destes animais (Gonyou & Stookey, 1987; Von Keyserlingk & Weary, 2007; Rørvang *et al.*, 2018).

No período pós-parto a progenitora mantém as lambeduras ao neonato e, ao mesmo tempo, evidencia o comportamento de cheirar a cria (Kristal & Noonan, 1979; Kaleta & Marczewska, 2007). Este comportamento de cheirar tem um papel importante no comportamento posterior da mãe durante as amamentações, já que é a forma que utiliza para identificar o seu descendente em grupos com mais de uma cria presente possibilitando que este se amamente se ela o identificar como seu (Gloneková *et al.*, 2019).

Quando a cria começa a querer levantar-se, a progenitora adota um comportamento de ajudar o neonato neste processo, posicionando os seus cascos com os cascos da cria encostando-lhe ainda as suas pernas e pescoço de forma a facilitar a posição de pé, mantendo ao mesmo tempo as lambeduras para o estimular (Kristal & Noonan, 1979). Quando a cria termina este processo a progenitora aproxima-se dela e guia-a de forma a que comece a amamentar-se. Porém, é a progenitora que decide quando a cria se pode amamentar, afastando-se se assim o entender (Seeber, 2012; Nakamichi *et al.*, 2015; Shorrocks, 2016d).

Pode-se afirmar, porventura, que a progenitora tem comportamentos maternos mais intensos no que toca às amamentações em neonatos masculinos do que em neonatos femininos (Gloneková *et al.*, 2019).



Figura 11 - Observação do comportamento maternal, lambeduras, pós-parto. Fonte: Autor no dia 9 de fevereiro de 2019

Em todos os momentos em que se encontra junto da cria, a progenitora continua a ter comportamentos de «grooming» fortalecendo assim o laço entre ambos (Kaleta & Marczewska, 2007) que vão ficando mais fortes ao longo do tempo de acordo com Muller (2010) citado por Bercovitch (2013).

Em estado selvagem, este laço é demonstrado pelo comportamento que as girafas adotam quando encontram uma carcaça do seu neonato, cheirando-a e mantendo-se ao seu lado durante algumas horas, sendo que este comportamento também é evidenciado por elefantes africanos (Bercovitch, 2013). Todavia, não há registo deste comportamento em girafas em cativeiro.

Outro comportamento que as girafas podem manifestar em cativeiro, tal como acontece em estado selvagem, é a formação de creches quando se afastam para se alimentar (Bashaw, 2003, pág 161-162; Strauss & Muller, 2013). Este comportamento, contudo, só é possível em cativeiro se existir espaço suficiente que possibilite à progenitora afastar-se para se alimentar e se existirem mais fêmeas e crias no grupo, visto que estas creches são formadas por crias e por fêmeas que não se encontram na época de amamentação (Bashaw, 2003, pp. 161-162).

Por fim, quando se verifica a expulsão da placenta as girafas podem ou não apresentar placentofagia parcial de acordo com Lightfoot (1975) e Dagg & Foster (1976) citado por Kristal & Noonan (1979). Em cativeiro, este comportamento ainda está para ser melhor estudado (Kristal & Noonan, 1979).

Estes comportamentos maternos, lambeduras, cheirar, amamentações e outros momentos de «grooming», mantêm-se até o neonato ser desmamado (González-Marisca &

Melo, 2013) que, em girafas começa a ocorrer por volta dos 14-16 meses (Nakamichi *et al.*, 2015) podendo prolongar-se até aos dois anos de idade de acordo com Dagg & Foster (1982) citado por Saito *et al.* (2020) e por Gloneková *et al.* (2016)

4.2. Comportamento neonatal em cativeiro

O comportamento neonatal em cativeiro começa no momento em que o neonato cai no chão. Até se colocar em pé, o animal demora cerca de 1 hora (Bercovitch, 2013) sendo que, ao levantar-se, apresenta o mesmo comportamento que a progenitora encostando os seus cascos aos da progenitora para facilitar este momento (Kristal & Noonan, 1979).

Nos primeiros dias de vida o neonato terá um comportamento mais focado para a parte motora, com várias tentativas de se levantar, correr e explorar o espaço ao seu redor. Ao mesmo tempo, os seus períodos de repouso serão mais frequentes e mais prolongados adotando ainda posições diferentes das dos adultos e que são mais comuns nos neonatos (Figura 12) (Kaleta & Marczevska, 2007). Na mesma altura, o neonato exhibe comportamentos de «grooming» tais como lambeduras, cheirar a progenitora e amamentar-se (Shorrocks, 2016d) sendo que é nesta fase que ambos demonstram mais comportamentos de ligação afetiva (Kaleta & Marczevska, 2007).

De entre todos estes comportamentos de «grooming» nos neonatos é de referir que os machos manifestam uma maior tendência para prolongar as amamentações durante mais tempo do que as fêmeas (Gloneková *et al.*, 2019).

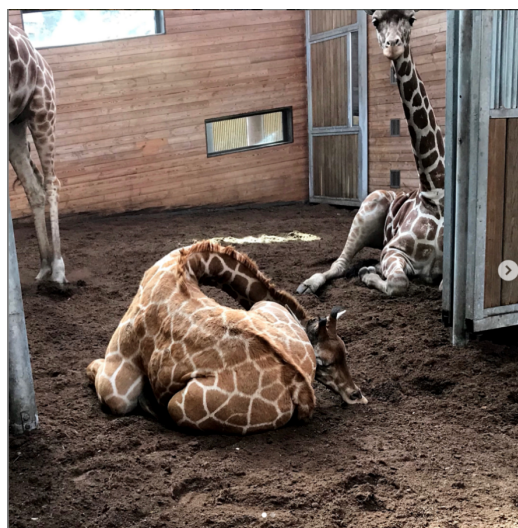


Figura 12 - Posição adotada pelos neonatos pós a nascença. Fonte: Imagem retirada com autorização no dia 18 de agosto de 2020 do Instagram @zookeeperguy

Ao fim de um mês de idade, os neonatos apresentam por vezes a mesma posição de dormir dos adultos (Figura 13) sendo nesta altura que iniciam outra nutrição para além do leite de acordo com Dagg & Foster (1976) citado por Bercovitch *et al.* (2004). Assim, começam a alimentar-se de plantas e de ração explorando e interagindo com os outros membros da manada e com os tratadores (Kaleta & Marczewska, 2007; Bercovitch & Berry, 2009). Mais tarde, por volta dos cinco meses, a ruminação começa a ser mais frequente e, em consequência, o número de amamentações diminui de acordo com Langman (1977) e Dagg & Foster (1982) citado por Saito *et al.* (2020).

O comportamento neonatal termina por volta dos 14-16 meses, na mesma altura em que acontece o desmame (Nakamichi *et al.*, 2015). Porém, este comportamento pode ainda prolongar-se até aos dois anos de acordo com Dagg & Foster, (1982) citado por Saito *et al.* (2020) e por Gloneková *et al.* (2016).



Figura 13 - Posição de repouso normal dos adultos. Fonte: Autor no dia 24 de outubro de 2019

4.3. Comportamento maternal e neonatal de neonatos rejeitados pela progenitora em cativeiro

Em cativeiro, existem casos em que as progenitoras iniciam os comportamentos normais pós-parto, tais como lambeduras, cheirar e ajudar a cria a levantar, mas aquando do início das amamentações adotam comportamentos agressivos, como por exemplo pontapés à cria (Burgess & Blyde, 1991; Casares *et al.*, 2012; Meuffels *et al.*, 2019), estando a etiologia

destes comportamentos associada à falta de instinto maternal, a dor na região mamária e, possivelmente, a stress da progenitora (Garry, 2012; Gandolf & Klaphake, 2013, pp.98). Nestes casos, os comportamentos maternos a adoptar dependem da equipa de tratadores que tem a tarefa de criar estes neonatos.

Numa primeira fase, a equipa de veterinários tem de avaliar o estado geral dos animais, desde a sua hidratação, número de imunoglobulinas, estado físico, peso e temperatura, devendo intervir se a análise efetuada assim o exigir (Greene & Stringfield, 2002; Gandolf & Klaphake, 2013, pp.98). De seguida, a equipa de tratadores deve escolher o melhor método de amamentação e o alimento a usar, desde o colostro até ao leite.

Os métodos de amamentação utilizados nestes casos podem ser dois: por alimentação forçada utilizando entubação Naso-gástrica e por alimentação voluntária através do biberão (Greene & Stringfield, 2002; Casares *et al.*, 2012; Gandolf & Klaphake, 2013, pp.98). Destes dois métodos o mais stressante para o animal é o primeiro enquanto o sucesso do segundo depende da relação que se estabelece entre neonato-tratador. Esta relação vai ser determinada pelo tempo que o tratador dedica ao animal e por momentos de “grooming” entre ambos, tais como deixar o neonato lambar e cheirar a pessoa e a pessoa tocar no animal de forma a dessensibilizá-lo, tratando-se de um processo moroso e intensivo (Gandolf & Klaphake, 2013, pp 98). Este comportamento maternal que o humano tem de assumir mantém-se até ao desmame sendo que nestes casos este período ocorre mais cedo podendo variar entre os 6-11 meses (Meuffels *et al.*, 2019).

O comportamento que o neonato adota com o tratador não varia muito do comportamento que tem com a progenitora, nomeadamente lambar, cheirar e deitar-se. Porém, nos primeiros dias o neonato apresenta-se mais inquieto sendo esta a única diferença detetada. Este comportamento de inquietação está relacionado com a aprendizagem que a cria tem de praticar para amamentar, que, em muitas situações, pode criar frustração no animal dificultando a amamentação. Por outro lado, o ambiente novo que a rodeia constitui igualmente um factor que justifica maior inquietude (Greene & Stringfield, 2002). Logo que o neonato estabelece uma relação com o tratador, os comportamentos de inquietação diminuem adotando os comportamentos de «grooming» que apresentaria na presença da progenitora. A partir desta fase o comportamento do neonato com o humano é o mesmo que teria com a progenitora.

5. Stress em cativo

O stress é uma resposta fisio-comportamental iniciada pelo sistema nervoso central quando este sofre um estímulo que ameaça a sua homeostase de acordo com Hans Selye (1974) citado por Branco (2016, pp.30-32) e por Wielebnowski (2003). Em 2002, Souza (2002) citado por Hashimoto (2008, pp.9), afirmou que o stress é uma adaptação neuro-endócrina e comportamental de um organismo que pode danificar o equilíbrio entre os vários sistemas internos podendo colocar em risco o bem-estar animal.

Este estímulo, no que diz respeito à sua duração, é classificado como sendo agudo ou crónico. O estímulo agudo tem uma duração limitada com uma intensidade única ou intercalada enquanto o estímulo crónico pode ser de longa duração com intensidade periódica ou constante sendo este um possível fator negativo na homeostasia dos animais em cativo visto que contribui para a morbilidade e mortalidade (Moberg, 2000; Hashimoto, 2008, pp.10; Freitas, 2012, pp.20-30).

Após o animal ultrapassar o stress, o organismo necessita de restabelecer a homeostasia usando diferentes tipos de resposta, desde respostas comportamentais, respostas neuro-endócrinas e imunológicas (Moberg, 2000). Destas, a resposta comportamental é a que exige menos energia ao organismo (Hashimoto, 2008, p.9; Branco, 2016, pp.30-32).

Embora as respostas comportamentais sejam aquelas que menos energia exigem, estes animais, em cativo, por estarem privados ou condicionados de certo modo em exprimirem todo o seu comportamento natural, sentem maior dificuldade na resposta adequada ao agente de stress (Hashimoto, 2008, pp.10). É de referir que nas situações em que as causas do stress são conhecidas o seu prognóstico não é tão notório (Moberg, 2000; Orsini & Bondan, 2006).

Por outro lado, a resposta neuro-endócrina é a que exige mais energia ao organismo por obrigar a uma resposta o mais eficaz possível podendo influenciar a capacidade reprodutiva do animal e a sua sobrevivência (Branco, 2016, pp.30-32).

5.1. Fisiologia do stress

Na presença do agente de stress o cérebro é o primeiro órgão a responder aos estímulos (Freitas, 2012, pp.20-30) emitindo respostas neuro-endócrinas e endócrinas desencadeando a produção e libertação de moléculas para o combater (Branco, 2016, pp.30-32). Esta resposta endócrina tem como função inibir as funções não essenciais tais como o

crescimento e reprodução protegendo outros sistemas (Matteri *et al.*, 2000). Permitem ainda que o animal se ajuste ou não ao novo estímulo protegendo o organismo através de feedbacks entre o cérebro e os sistemas cardiovascular, imunitário e autonómico libertando uma resposta a nível hormonal e comportamental (Branco, 2016, pp.30-32).

Em casos de stress agudo, o organismo responde com funções de adaptação importantes à sobrevivência do animal (Moberg, 2000) com a amígdala e o hipotálamo a libertar de imediato monoaminas que provocam respostas instantâneas a nível comportamental (vigilância; orientação), metabólica (aumento do metabolismo da glucose) e cardiovascular (taquicardia; taquipneia). No momento em que o estímulo stressante desaparece os valores de monoaminas voltam ao normal (Morgan & Tromborg, 2007; Branco, 2016, pp.30-32). Como este tipo de resposta afeta sistemas muito específicos, os seus efeitos são de curta duração o que leva a crer que o stress que provoca este tipo de resposta não tem um choque tão significativo no bem-estar animal a longo prazo. Porém, devem ser tidas em consideração todas as situações de stress no que toca ao bem-estar animal, principalmente aqueles que vivem em cativeiro (Moberg, 2000).

Em momentos de stress crónico, as hormonas libertadas pelo complexo hipotálamo-hipófise-adrenal (HHA) afetam o organismo de uma forma duradoura danificando as funções imunológicas, reprodutivas, metabólicas e comportamentais (Moberg, 2000) sendo que, a longo prazo, podem levar ao desenvolvimento de patologias de acordo com Romeiro & Butler (2007) citado por Freitas (2012, pp.20-30).

As hormonas que são libertadas do hipotálamo, como a vasopressina e a hormona libertadora da corticotrofina (HLC), provocam um feedback positivo na pituitária (Branco, 2016, pp.30-32). Este feedback vai estimular as células da glândula pituitária anterior a produzir e a libertar para o sangue a ACTH, hormona adrenocorticotrófica, (Matteri *et al.*, 2000; (Wielebnowski, 2003) atuando no córtex adrenal o que leva à produção e libertação de glucocorticóides, cortisol e corticosterona (Branco, 2016, pp.30-32).

A libertação dos glucocorticóides de forma pulsátil (Freitas, 2012, pp.20-30), em que o cortisol é o principal glucocorticóide dos mamíferos, vai permitir que o animal, perante o estímulo stressante, apresente vários tipos de resposta, desde respostas comportamentais, respostas metabólicas, energéticas e imunitárias sendo que, quanto maior a intensidade e duração do estímulo maior a concentração de cortisol, com consequências mais prejudiciais para o organismo (Freitas, 2012, pp.20-30; Branco, 2016, pp.30-32).

Em situações de stress crónico a constante secreção de cortisol cria efeitos negativos quer a nível de crescimento quer a nível reprodutivo e a nível imunitário. A nível imunitário este apresenta-se deficiente nestas condições de stress prolongado visto que há uma inibição dos macrófagos, células T e B, citocinas e quebra da ação fagocitária e linfocitária (Branco, 2016, pp.30-32). Estas deficiências a nível imunitário permitem que o animal desenvolva patologias, normalmente doenças infecciosas, colocando assim em causa a sua sobrevivência. Por exemplo, em animais de produção que são transportados por camiões em espaços reduzidos e muitas vezes sobrelotados, a presença de stress crónico é evidente permitindo que haja o aparecimento de doenças respiratórias por haver uma inibição dos processos imunitários provocado pelo stress do transporte (Moberg, 2000).

O que acontece a nível imunitário também pode influenciar a nível reprodutivo, visto que as fêmeas começam a ter patologias associadas à constante secreção de cortisol pondo em causa o desenvolvimento fetal (Merlot *et al.*, 2013). Por outro lado, o contínuo aumento do cortisol circulante provoca uma inibição da secreção de LH o que pode impedir que haja uma ovulação neste período stressante crónico impedindo que o animal se reproduza (Moberg, 2000).

Ao nível da resposta energética, a libertação destas hormonas estimula o fígado a converter a gordura e proteína em glicose aumentando os níveis de energia e, ao mesmo tempo, sintetizam a epinefrina que estimula a gluconeogénese e lipólise mobilizando as reservas de energia para uma resposta ao stress (Matteri *et al.*, 2000). Todavia, é importante que o cortisol consiga regular os níveis de glucose no organismo do animal, visto que é necessário que o cérebro tenha uma fonte de energia imediata para conseguir responder a estes estímulos stressantes de acordo com Hughes & Duncan (1988) citado por Branco (2016, pp.30-32).

Esta fonte de energia de que o cérebro necessita de uma forma quase imediata é muito importante para momentos de stress agudo, mas esta rápida reação também pode estar associada à memória o que facilita nas respostas que o animal tem que dar a um estímulo anteriormente sofrido de acordo com Pedro (2011) citado por Branco (2016, pp.30-32).

A memória, e também a aprendizagem, são processadas no hipocampo, estrutura que contém uma densidade muito grande de recetores de cortisol (Freitas, 2012, p.20-30). Todavia, o cortisol exerce um estímulo sobre a amígdala provocando no animal reações de medo e ansiedade, inibindo o hipocampo, o que faz com que o animal não consiga recorrer à memória que, assim o impossibilita de responder da mesma forma que havia respondido anteriormente a um estímulo semelhante (Freitas, 2012, pp.20-30).

5.2. Respostas comportamentais de stress em girafas

Os animais em cativeiro, para além de exporem os seus comportamentos normais, poderão evidenciar certos comportamentos anormais constituindo o espaço onde estão inseridos uma dessas etiologias. Apesar destes locais, zoos, terem como objetivos a preservação, educação e pesquisa de acordo com Mallapur *et al.*, (2002) citado por Garry (2012), o facto de estes animais estarem, por vezes, restringidos a espaços mais pequenos do que o normal e com fraco enriquecimento ambiental pode provocar o desenvolvimento de comportamentos anormais em relação aos comportamentos que têm em condições normais (Garry, 2012).

Como as respostas comportamentais são aquelas que menos energia exigem ao organismo (Hashimoto, 2008, pp.9; Branco, 2016, pp.30-32) normalmente traduzem-se em comportamentos estereotipados. Este tipo de comportamento é definido por se traduzir em padrões de comportamentos repetitivos que não têm uma função óbvia (Mason, 1991; Fernandez *et al.*, 2008) aparecendo somente por causa de estímulos externos sendo que, com o tempo, podem-se tornar independentes do estímulo original mantendo-se como um comportamento do animal (Mason, 1991).

A importância de estudar estes comportamentos reside no facto de serem indicadores do bem-estar animal em cativeiro (Mason, 1991; Fernandez *et al.*, 2008; Garry, 2012; Orban *et al.*, 2016; Sasson-Yenior & Powell, 2019), visto que as principais razões para ocorrerem prendem-se com o design dos recintos, os métodos de alimentação, a duração dos períodos em que permanecem nos recintos interiores, a presença humana e a rejeição da progenitora ao neonato, de acordo com Bashaw *et al.* (2001), Broom (1983) Latham & Mason (2008) citado por Siciliano-Martina & Martina (2018) e em Sherwen & Hemsworth (2019).

No caso específico das girafas, as condições que dispõem em estado selvagem, relacionadas com uma distribuição de habitat muito ampla e uma dieta muito singulares, são difíceis de manter em cativeiro, o que se provoca comportamentos anormais nesta situação (Garry, 2012). Nestes animais, estes comportamentos podem manifestar-se em respostas comportamentais que podem ser estereotipadas, de acordo com Carlstead (1991), Mason (1991) e Wiepkema & Koolhaas (1993) citado por Garry (2012).

Em girafas os comportamentos estereotipados podem ser diversos, desde manipular, lambe objetos, metais ou paredes, mastigação a vácuo, «pacing», abanar a cabeça e esticar a

cabeça (Baxter & Plowman, 2001; Bashaw *et al.*, 2001; EAZA Giraffe EEPs 2006a; Kaleta & Marczevska, 2007; Fernandez *et al.*, 2008; Kulkarni, 2020).

De acordo com a AZA, 79,7% de girafas e okapis das suas instalações acreditadas (Mason, 2010; Orban *et al.*, 2016) e, de acordo com Bashaw *et al.* (2001), 79,7% de 257 girafas e okapis, dos quais 214 eram girafas, apresentam estes mesmos comportamentos. Ainda de acordo com Koene & Visser (1996) citado por Kulkarni (2020), os comportamentos estereotipados orais representam 25% das observações registadas ocorrendo mais frequentemente nos recintos interiores do que nos exteriores (Garry, 2012). Este tipo de comportamentos estereotipados orais também são muitos comuns entre ungulados que vivem em cativeiro (Siciliano-Martina & Martina, 2018).

Os comportamentos orais estão ainda mais presentes em animais criados à mão, uma vez que brincar com a língua aumenta a produção de saliva criando a ilusão ao neonato de ter mais comida na boca (Mason, 1991). As girafas que foram privadas das progenitoras à nascença apresentam uma maior frequência deste tipo de comportamento sendo a causa o tipo de amamentação feita pelo biberão, de acordo com Seo *et al.* (1998) citado por Siciliano-Martina & Martina (2018). Outra causa pode estar relacionada com a presença dos tratadores que a associam a momentos de alimentação o que origina estes comportamentos orais (Siciliano-Martina & Martina, 2018).

5.3. Métodos de redução de stress em girafas

Em cativeiro, os métodos que existem para aliviar as respostas a estímulos stressantes designam-se por enriquecimentos ambientais e são usados como um processo para melhorar o ambiente dos animais dentro dos seus comportamentos naturais.

Os enriquecimentos ambientais são processos dinâmicos com o intuito de mudar as estruturas aumentando a sua complexidade e práticas dos maneios dos animais de forma a ampliar as opções comportamentais, melhorando o bem-estar animal e garantir a capacidade comportamental natural em gerações futuras (Shepherdson, 1994; Young 2003; Hoy *et al.*, 2010; Coe 2017).

Nestes casos, são usados vários tipos de enriquecimento como por exemplo o uso de estruturas para maximizar e dinamizar o espaço e barreiras visuais para os animais poderem usufruir, não só uma zona de escapatória e de privacidade, mas também de camuflagem. Inclui-se também o fornecimento de vários tipos de substrato para que os animais mantenham os seus comportamentos de escavação, marcação de território pelo cheiro, limpeza e fornecimento de

material para fazerem os ninhos para reproduzirem ou construírem abrigos. É essencial que os animais também disponham de condições climáticas ideais às suas características, usando aquecedores e controlo da luz.

Outro tipo de enriquecimento diz respeito ao uso de materiais para aumentar o período de manipulação dos alimentos ou para obrigar os animais a procurarem os alimentos de forma a relacionarem problemas, puzzles (Figuras 14 e 15), e utilizarem alimentos inteiros e não processados (Figura 16). Também se podem utilizar os treinos como enriquecimento ambiental, dessensibilizando os animais à presença dos humanos (Carstead & Shepderson, 1994). Acresce ainda o uso de sons ou aromas como forma de enriquecimento, muitas vezes usados em primatas em laboratórios de acordo com Howell (2003) citado por Wallace *et al.* (2017) embora vários estudos elaborados com chimpanzés indiquem que o uso de música não tem efeito ao nível do enriquecimento ambiental (Wallace *et al.*, 2017).

Uma vez que estes enriquecimentos são fornecidos pelos tratadores é muito importante que os animais os tenham quer no período diurno quer no período noturno quando os tratadores não estão presentes (EAZA Giraffe EEPs 2006b; Hoy *et al.*, 2010). Porém, é muito complicado conseguir mudar este tipo de comportamentos visto que em cativeiro não há muito espaço para alterar as rotinas diárias dos animais (EAZA Giraffe EEPs 2006b).

No caso específico das girafas, proporcionar enriquecimento em cativeiro é bastante complexo sendo que muitas vezes este enriquecimento baseia-se essencialmente no uso de alimentos, traduzido em mecanismos de libertação de comida ou em alimentos ricos em fibra (Garry, 2012).

Os mecanismos usados servem para aumentar o desafio no momento da obtenção de comida criando dificuldades que proporcionam estímulos positivos ao animal reduzindo as respostas estereotipadas (Burgess, 2004; Sasson-Yener & Powell, 2019). A forma usada nestes métodos pode passar por introduzir refeições menores e de forma mais frequente, espalhar e ou esconder comida pelos recintos (interiores e exteriores) em locais diferentes de dia para dia, usar puzzles de comida (Figura 15) e brinquedos (Burgess, 2004). Por outro lado, alimentos ricos em fibra (Figura 14) são importantes visto que as girafas demoram a ruminar promovendo assim a saciedade de acordo com Chamove *et al.* (1982), Kastelein e Wiepkema (1989), King & Norwood (1989), Shepherdson *et al.* (1989b), Carlstead *et al.* (1991), Gilloux *et al.* (1992), Shepherdson *et al.* (1993) Robert *et al.* (1993), Reinhardt (1994), Brouns *et al.* (1994) e Young *et al.* (1994) citado por Newberry (1995).

Para além deste tipo de enriquecimento, pode-se recorrer ao enriquecimento olfativo que, noutros animais, se tem revelado ser uma mais valia, de forma a diminuir a previsibilidade dos recintos. Contudo, o efeito deste tipo de enriquecimento em girafas carece ainda de informação pertinente (Fay & Miller, 2015).

Outro método de enriquecimento que pode ser usado em girafas diz respeito ao treino (Gage, 2019). Este treino, embora seja moroso, consiste em permitir que o animal se habitue à presença humana e ao seu toque sendo recompensado através de um reforço positivo (Laule, 2003; EAZA Giraffe EEPs 2006b). Ao serem efetuados, estes comportamentos permitem melhorar o bem-estar animal visto que o treino facilita várias intervenções (Dadone *et al.*, 2016; Coe, 2017). Podem ser usados no corte de cascos de girafas, em exames complementares imagiológicos (raios-x) (Dadone *et al.*, 2016), na obtenção de sangue sem haver a necessidade de anestesia (EAZA Giraffe EEPs 2006b), em exames de diagnóstico reprodutivos e em inseminações artificiais (DeMuth & Gardens, 2004; Casares *et al.*, 2012; Gandolf & Klaphake, 2013, pp 98).

Por fim, o último método de enriquecimento ambiental diz respeito à rotação dos animais por diversos recintos exteriores ou pela junção de vários tipos de espécie, idealmente do mesmo continente, no mesmo recinto exterior.

No que diz respeito à rotação dos animais por recintos o objetivo é permitir que estes se movam por duas ou mais instalações com propriedades diferentes (Coe, 2017), ou seja, durante a manhã estão num recinto e durante a tarde estão noutro.

Em relação ao ajuntamento de várias espécies no mesmo recinto é importante que todos os animais, com maior ênfase nos de pequeno porte, tenham a possibilidade de disporem de uma rota de fuga, escondendo-se (EAZA Giraffe EEPs 2006b). Porém, este método está limitado ao tamanho do recinto exterior sendo mais aplicado em safaris onde existe uma extensa área para todas estas espécies poderem conviver.



Figura 14 - Tipo de enriquecimento alimentar de fibra em girafas. Fonte: Imagem retirada com autorização no dia 18 de agosto de 2020 do Instagram @zookeeperguy.



Figura 15 - Tipo de enriquecimento alimentar usando puzzles em girafas. Fonte: Imagem retirada com autorização no dia 18 de agosto de 2020 do Instagram @zookeeperguy.

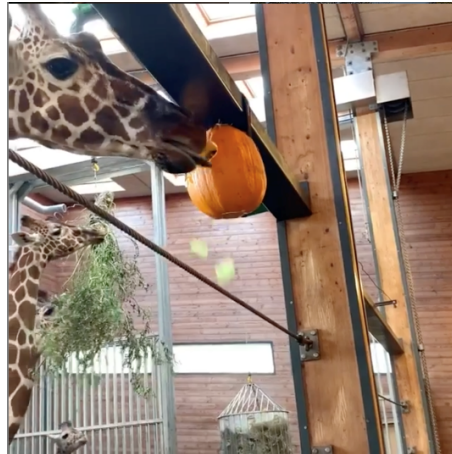


Figura 16 - Tipo de enriquecimento alimentar de alimentos não processados em girafas. Fonte: Imagem retirada com autorização no dia 18 de agosto de 2020 do Instagram @zookeeperguy.

6. Nutrição

A nutrição desempenha um papel muito importante na atividade de todos os animais considerando que é nos alimentos que encontram os nutrientes necessários a uma vida saudável e obtêm a energia suficiente para executar as tarefas que aparecem em todos os momentos da vida.

A nutrição dos animais recém-nascidos baseia-se na ingestão de colostro nas primeiras horas e, depois, na ingestão do leite proveniente das células epiteliais mamárias da progenitora (Rezaei *et al.*, 2016). Esta adquire uma maior importância nas primeiras horas de vida dos neonatos já que é através dela que estes alcançam, acima de tudo, a imunidade para poderem sobreviver nos primeiros dias de vida. E essa imunidade é ganha através da ingestão do colostro proveniente da progenitora ou, em situações de rejeição, de fêmeas da mesma espécie ou de outra espécie que esteja em lactação no mesmo período.

Após o período inicial, a nutrição dos neonatos é substituída pelo leite que tanto pode ter origem na progenitora ou noutras fêmeas se anteriormente o animal foi amamentado através do colostro de outras fêmeas. Contudo, em certas ocasiões em que o neonato é alimentado

através de outro alimento que não o da sua progenitora é necessário adicionar determinados suplementos para prevenir complicações.

6.1. Composição do Colostro

O colostro assume uma importância muito elevada nos primeiros dias de vida dos animais, uma vez que estes nascem com valores muito baixos de imunoglobulinas, ou seja, não possuem muitos anticorpos após o parto. O colostro da progenitora, que é produzido no final da gestação, ao possuir um número elevado de imunoglobulinas atua, assim, como principal fonte de anticorpos de que os neonatos dispõem nos dias após o nascimento, de acordo com Barington & Parish (2001) citado por Van de Perre (2003) e por Shorrocks (2016c).

As imunoglobulinas (IgG) provenientes do colostro são transportadas pelo epitélio intestinal que são identificadas por recetores Fc (glicoproteínas) que se encontram a nível do duodeno e do jejuno nas membranas dos enterócitos possibilitando que cheguem à circulação neonatal depois de sofrerem transcitose (Van de Perre, 2003). Contudo, a permeabilidade do epitélio intestinal começa a reduzir nas primeiras 6 horas de vida (Gomez & Chamorro, 2017) e a sua ingestão pode-se estender até às primeiras 24 horas de vida (Greene & Stringfield, 2002).

A razão destas IgG não estarem logo presentes antes do nascimento do neonato resulta do facto de não conseguirem atravessar a placenta na gestação o que faz com que os neonatos apresentem um risco acrescido na obtenção de doenças, mais concretamente de doenças infecciosas e doenças respiratórias, logo após o nascimento (Besser & Gay, 1994; Van de Perre, 2003; Gomez & Chamorro, 2017).

No que diz respeito à composição do colostro das girafas este apresenta uma maior concentração de gordura, cinzas, proteína e matéria seca do que o colostro de bovino de Holstein-Frísia. No entanto, a sua concentração de lactose é inferior (Hall-Martin *et al.*, 1977; Meuffels *et al.*, 2019).

6.2. Composição do Leite

O leite é constituído por água, proteína, lípidos, carbo-hidratos maioritariamente lactose, minerais e vitaminas em geral (Rezaei *et al.*, 2016).

No que toca ao leite das girafas este apresenta um elevado teor de gordura no primeiro mês após o nascimento do neonato com cerca de 12-13 %, de acordo com Dagg & Foster (1976) citado por Bercovitch *et al.* (2004), e por Aschaffenburg *et al.* (1962) citado por Shorrocks

(2016c), enquanto nos meses seguintes a concentração de gordura baixa para 6% (Petzinger *et al.*, 2003).

Como já foi referido, este teor de gordura é muito mais elevado no primeiro mês de vida, desempenhando um papel fundamental no crescimento das crias. De acordo com Oftedahl (2000) citado por Deacon *et al.* (2015), a gordura possibilita que as girafas tenham um crescimento mais acelerado durante o primeiro mês de vida em relação a outros ruminantes. Porém, este crescimento rápido pode ser prejudicial para os neonatos, já que, se as fêmeas não conseguirem obter uma boa nutrição podem, em consequência, não produzir leite de boa qualidade prejudicando assim a saúde do animal, tal como referido por Deacon *et al.* (2015).

Relativamente à proteína no leite das girafas, este tem na sua composição cerca de 5% no início da lactação e 6% nos meses a seguir. Comparando com o leite de bovino, a diferença é significativa já que estes, na composição do seu leite, só têm cerca de 3% de proteína bovina (Figura 17).

Ao observarmos estes dois parâmetros juntos é possível constatar que a concentração de gordura varia mais no primeiro mês do que nos meses seguintes em relação à proteína, visto que a gordura é o principal catalisador do crescimento no primeiro mês de vida nestes animais.

Em relação à matéria seca as girafas apresentam uma maior concentração deste parâmetro nutricional no início da lactação (26%) do que nos meses seguintes (18%) (Figura 17), enquanto o teor de cinzas se mantém constante ao longo da amamentação com 0,98% (Shorrocks, 2016c).

No que toca às vitaminas e minerais, a vitamina B₁₂ detém uma maior concentração em relação à composição do leite de bovinos, enquanto as concentrações de vitamina B₆, tiamina e riboflavina são muito idênticas ao leite de bovino e cabra. Em relação aos minerais a concentração do cálcio é superior no primeiro mês de lactação em relação aos meses seguintes (1,48 kcal/g vs 1,0 kcal/g) (Aschaffenburg *et al.*, 1961; Shorrocks, 2016c).

Comparando com outros animais selvagens africanos, como por exemplo duas espécies de antílopes, *Alcelaphus buselaphus caama* e *Redunca arundinum*, e uma espécie de suíno, *Phacochoerus africanus*, o leite de girafa apresenta concentrações diferentes no que diz respeito à gordura, proteína e lactose. Em relação à gordura, o leite de girafa é superior ao leite da *Redunca arundinum* e da *Phacochoerus africanus* e, em relação à espécie *Alcelaphus buselaphus caama* a sua concentração é inferior. No que toca à proteína, a do leite das girafas é superior à do leite das espécies *Alcelaphus buselaphus caama* e *Phacochoerus africanus* e

inferior à do leite de *Redunca arundinum*. No que diz respeito à lactose, o leite das girafas é superior comparativamente a estas três espécies (Osthoff *et al.*, 2016).

6.3. Composição do leite de substituição

Há situações em que se verifica a necessidade de substituir o leite da progenitora por outro tipo de leite, designadamente quando o colostro e ou o leite da progenitora se apresenta de má qualidade ou em casos de rejeição de neonatos. Em ambos os casos, os animais ou são alimentados por outras fêmeas da mesma espécie em lactação ou são criados pelos tratadores.

No caso particular das girafas o alimento de reposição mais utilizado é o leite de bovino, mais concretamente de Holstein-Frísia, desde o seu colostro ao leite, de acordo com Zellmer, (1961), Savoy, (1966), Khadri & Val-andikar, (2002) citado por Casares *et al.*, (2012) e também utilizado por Burgess & Blyde, (1991), por Greene & Stringfield, (2002), por Kido *et al.* (2014) e por Meuffels *et al.* (2019), estando ainda indicado pelas guidelines da AZA citado por Meuffels *et al.* (2019) e pelas guidelines da EAZA (EAZA Giraffe EEPs 2006b).

As razões para a utilização deste tipo de leite relacionam-se com a facilidade na sua obtenção e com o seu baixo custo, o que permite que o zoo tenha sempre este alimento à sua disposição, e, a mais importante, com a sua composição nutricional que não varia muito da composição do leite de girafas.

Como se observa na Figura 17, o leite dos bovinos tem concentrações mais altas de lactose e concentrações mais baixas de gordura, proteína e matéria seca. Porém, tem-se verificado ultimamente que o leite de girafa, no início da lactação, apresenta concentrações superiores de lactose em relação ao leite de bovino (Figura 17) (Meuffels *et al.*, 2019).

De referir ainda que, em certas criações à mão em que não havia a possibilidade de ter acesso a leite de bovino fresco ou congelado, foram usadas, com sucesso, outras alternativas comerciais desde Nantamilk Bronze®, Gold Top™, NantaMilk Bronze a Kalbi-Phosphoral 2000® e colostro em pó, Colostrix™ (DeMuth & Gardens, 2004; Casares *et al.*, 2012; Meuffels *et al.*, 2019).

6.4. Suplementos

Os suplementos tanto podem ser usados durante a amamentação pela progenitora como durante a amamentação dada por terceiros, podendo ser diversos embora tenham todos o mesmo propósito, ou seja, melhorar a saúde do animal em questão sendo que o seu uso deve ser o mais ponderado possível e de uma forma correta e consciente.

Em girafas criadas à mão um dos suplementos mais usados diz respeito ao uso de Lactaid™. Ao observar a Figura 17 é possível constatar que o leite de bovino e de ovelha possui concentrações superiores de lactose em relação ao leite de girafa. Quando os neonatos nascem, a sua flora intestinal está adaptada para receber quantidades pequenas de lactose. Ao efetuar uma amamentação através de um biberão com outro tipo de leite com concentrações de lactose superiores e amamentações em excesso às que os recém-nascidos de girafa podem suportar, estes desenvolvem por vezes timpanismo ou diarreias de acordo com Judson *et al.*, (2002) e Vaala & House (2002) citado por Casares *et al.* (2012) e por DeMuth & Gardens (2004). Ao suplementar o colostro/leite que está a ser administrado com Lactaid™ o que vai acontecer é que este vai ajudar a digestão da lactose melhorando a saúde do animal.

Outro suplemento diz respeito ao Esbilac™ que pode ser usado de forma a aumentar a concentração de gordura, vitaminas e minerais do leite de substituição (DeMuth & Gardens, 2004).

No que respeita a vitaminas, se o animal se apresentar fraco pode-se suplementar o leite com vitamina E e selénio embora só haja registo desta adição com sucesso num neonato em Casares *et al.* (2012). Porém, em adultos a adição da vitamina E e selénio na sua alimentação é aconselhado, visto que várias espécies ruminantes apresentam valores baixos destes dois componentes em cativeiro (EAZA Giraffe EPPs, 2006b).

Ainda podem ser usados probióticos durante a amamentação destes animais permitindo o enriquecimento de bactérias saudáveis no intestino (DeMuth & Gardens, 2004).

Se o animal começar a apresentar sintomatologia adversa compete à equipa de veterinários aplicar o melhor tratamento médico, devidamente adaptado a cada caso em concreto.

Species	DM (%)	Fat (%)	Protein (%)	Lactose (%)	Energy (kcal/L) ^a
Giraffe					
Colostrum ⁸	22.8–37.0	12.5–17.0	5.9–17.0	3.4	1,621–2,667
Milk^{18,32,34}					
Early lactation	25.7	7.94 ± 1.72	4.90 ± 0.86	6.62 ± 0.66	1,271
Late lactation	17.3 ± 1.4	7.2 ± 1.1	6.3 ± 1.4	3.0 ± 0.8	1,140
Cattle					
Holstein ^{6,19}	12.2	3.5	3.1	4.9	646
Colostrum ²¹	27.6	6.7	14.9	2.5	1,565
Sheep ¹⁹	18.1	6.82	5.59	4.88	1,138

Figura 17 - Conteúdo de gordura, proteína e lactose do colostro e leite de girafa, leite de bovino Holstein-Frisia, colostro de bovino e leite de ovelha usadas em neonatos de girafas criados à mão. Fonte: Meuffels *et al.* (2019).

Objetivos

A presente dissertação procura descrever dois casos de crescimento de girafa, uma criada pela equipa do Badoca Safari Park (tratadores e médicos veterinários) e outra criada pela progenitora, residente neste parque, numa população da espécie *Giraffa camelopardalis* mais concretamente da subespécie ***Giraffa camelopardalis rothschildi*** num período compreendido de, aproximadamente, nove semanas, mais precisamente sessenta dias.

O principal objetivo consiste em avaliar que, em dois casos distintos de criação de neonatos não se verificam diferenças significativas nos parâmetros de crescimento ao longo dos sessenta dias.

Para além disso, pretende-se também demonstrar que os métodos utilizados pela equipa responsável pela criação de um neonato e os métodos naturais utilizados pela progenitora vão de encontro aos resultados descritos na bibliografia existente.

Materiais e métodos

1. Local do estudo

O Badoca Safari Park é um parque zoológico localizado em Vila Nova de Santo André, pertencente ao concelho de Santiago do Cacém, Portugal. Este parque possui cerca de noventa hectares, estando dividido por duas zonas: a zona A diz respeito ao safari e a zona B à zona pedestre (Figura 18). Em relação à sua coleção zoológica, o parque possui cerca de 420 animais divididos por 80 espécies.

A zona A tem como objetivo recriar as condições de habitat que se observam nas savanas africanas, sendo possível observar, num espaço de cinquenta hectares, 19 espécies africanas num total de 237 animais, tais como o *Syncerus caffer nanus*, *Antidorcas marsupialis*, *Struthio camelus*, *Equus burchelli*, *Oryx dammah* e, por fim, a subespécie que possibilitou este estudo, *Giraffa camelopardalis*, mais concretamente da subespécie *Giraffa camelopardalis rothschildi*.

A zona B possui quarenta hectares com 61 espécies, num total de 183 animais divididos por instalações representativas do continente africano, sul-americano e oceânico apresentando, por exemplo, diversas espécies de aves de rapina, diversas espécies de aves exóticas, cinco espécies de primatas, uma espécie de *Phacochoerus africanus*, uma espécie de *Suricata suricatta*, uma espécie de *Macropus rufogriseus*, uma espécie de *Droaia novaehollandie*, uma espécie de *Tragelaphus spekii* e animais de produção, tais como cabras, galinhas, pôneis e burros.

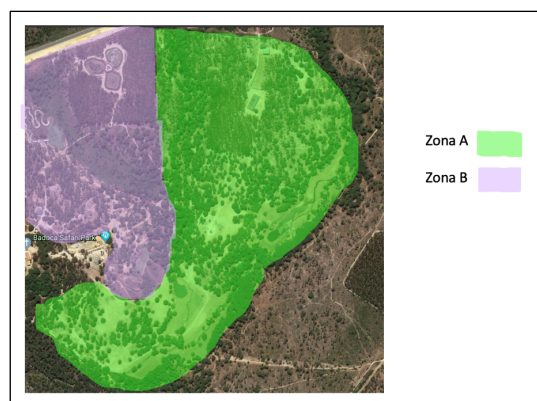


Figura 18 - Divisão espacial do Badoca Safari Park. Imagem adaptada de www.google.pt/maps.

2. Sujeitos

Os animais (n=2; C1 e C2) observados e que constituíram o objeto deste estudo são duas girafas da subespécie *Giraffa camelopardalis rothschildi*, uma fêmea, criada à mão (C1) e um macho, criada pela progenitora (C2), ambas descendentes dos mesmos progenitores da mesma subespécie que nasceram em cativeiro e que vivem atualmente no Badoca Safari Park. A informação detalhada de cada indivíduo do estudo está representada na Tabela 3.

A progenitora é uma fêmea múltipara que teve o primeiro neonato no dia 3 de julho de 2014. Este neonato infelizmente foi rejeitado pela progenitora e, apesar dos esforços da equipa em criá-lo, acabou por morrer 20 dias após o nascimento por complicações gastrointestinais. Esta progenitora ainda teve outro nadomorto no dia 13 de maio de 2015, em resultado de um aborto espontâneo encontrado pela equipa de tratadores em pleno dia no meio da zona A, sem haver interação da progenitora.

Entre o primeiro nascimento e o aborto o intervalo de partos foi de cerca de 314 dias (aproximadamente 44 semanas e oito dias) enquanto entre o aborto e o nascimento do C1 o intervalo de partos foi cerca de 868 dias (aproximadamente 28 meses e 14 dias), bastante superior ao descrito na literatura e expectável para esta espécie, apesar de nunca ter existido separação total entre o macho e fêmea. O intervalo de partos entre o C1 e o C2 foi de cerca de 500 dias (aproximadamente 16 meses e 12 dias), o que foi um pouco mais curto do que o típico intervalo entre partos descrito na literatura, talvez pelo facto da cria C1 ter sido separada da progenitora fazendo com que esta entrasse em cio mais cedo do que o normal.

Tabela 3 - Informação básica de cada neonato

Espécie	Nome	Data de nascimento	Sexo	Período de gestação	Intervalo de parto	Tipo de parto	Duração do parto	Local do nascimento	Métodos de alimentação	Período da observação
<i>GIRAFFE CAMELOPARDALIS ROTHSCILDI</i>	C1	27/09/2017	Fêmea	450 dias	868 dias	Normal	15 minutos	Badoca Safari Park	Entubação Naso-gástrica Alimentação voluntária com biberon	60 dias (±9 semanas)
<i>GIRAFFE CAMELOPARDALIS ROTHSCILDI</i>	C2	09/02/2019	Macho	470 dias	500 dias	Normal	24 minutos	Badoca Safari Park	Alimentação pela progenitora	60 dias (±9 semanas)

3. Duração do Estudo

Este trabalho dividiu-se em dois períodos distintos, cada um deles com a duração de nove semanas (sessenta dias). O primeiro período decorreu entre 27 de setembro de 2017 e 25 de novembro de 2017 e o segundo decorreu entre 9 de fevereiro de 2019 e 9 de abril de 2019.

No primeiro período foram utilizados os registos efetuados na altura pela equipa de tratadores enquanto no segundo período os dados foram recolhidos presencialmente durante o estágio. Assim, em ambos os períodos, as observações foram feitas de forma presencial através de uma equipa de tratadores, estagiários de veterinária e por veterinários e por meio de uma câmara (Hikvision DS-2CD141PF-IW Cubo 1.3 MP IR).

No primeiro neonato as observações dos primeiros seis dias foram feitas pela equipa de tratadores do Badoca Safari Park e pelo veterinário responsável durante 24 horas. Após o sexto dia até à quarta semana a tratadora que ficou responsável por criar o neonato observou o animal durante 16 horas (08:00 – 00:00 horas), sendo que a partir daí a observação passou a ser de 12 horas (08:00 - 20:00 horas).

O segundo neonato foi observado durante 10 horas (08:00 - 18:00 horas) por uma equipa de tratadores, pelo estagiário de medicina veterinária e por uma médica veterinária estagiária que faziam turnos entre si.

No total, observou-se presencialmente o primeiro neonato em 900 horas durante as nove semanas e o segundo neonato em 600 horas no mesmo intervalo de tempo. As observações feitas durante a noite em ambos os períodos, à exceção dos primeiros seis dias do primeiro neonato, foram gravadas por uma câmara, tendo os vídeos sido analisados, contabilizando assim 24h de observação diária em cada animal.

4. Instalações

Neste estudo irão ser referidas 4 zonas do parque; a zona A, a zona A1, a zona A2 e a zona A3 como se pode observar na Figura 19. Cada uma destas zonas corresponde a um local onde as girafas passam ou já passaram em algum momento da sua vida.

A zona A, como foi anteriormente descrito, corresponde à zona do safari onde se encontram vários animais e onde as girafas passam normalmente o dia. A zona A1 corresponde

ao recinto interior onde as girafas têm as suas instalações próprias e onde passam das 18:00 até as 10:00 do dia seguinte sendo que o seu layout atual está representado na Figura 22. As instalações G1, G2, G4, e G5 são recolhas individuais e têm 5x5 metros com 3 metros de altura. A instalação de recolha G3 é a maior com 8x5 metros porque quando existe um grupo em cativeiro com uma fêmea reprodutora ou com uma progenitora e cria esta tem de ter uma zona de recolha que lhe permita estar separada fisicamente do macho. A zona A2 corresponde ao pavilhão das rações, local que contém toda a nutrição para os animais da zona A e das girafas. A zona A3 corresponde ao recinto exterior tendo 50x50 metros onde as girafas passam antes de irem para a zona A.

5. Maneio dos animais durante o período de estudo

Durante os períodos de crescimento de ambos os neonatos foi muito importante estabelecer um maneio não só para permitir que os animais não aumentassem os seus níveis de stress, mas também para garantir a sua segurança.

O primeiro maneio ocorreu durante o período de crescimento do C1, que tinha acesso ao recinto interior (zona A1) e ao recinto exterior (zona A3) (Figura 19). O C1, nos três primeiros dias, permaneceu dentro da zona A1, mais concretamente na instalação G2 (pode-se observar o layout do recinto interior na Figura 20) juntamente com a progenitora (Figura 21). Os machos permaneciam na zona A1, mas em instalações G diferentes, o macho dominante na instalação G1 e os outros dois machos nas instalações G3 e G4 (Figura 20). Quando o C1 foi separado totalmente da progenitora, este permaneceu na zona A1 mais concretamente na instalação G2. Contudo verificaram-se algumas exceções, como no dia 01 de outubro de 2017 em que o animal foi colocado na zona A2 para que a equipa procedesse à esterilização da zona A1 regressando a esta zona no dia a seguir.

No resto do período abrangido pelo estudo o C1 tinha acesso às duas zonas A1 e A3. Na zona A1 permanecia entre as 18:00 horas e as 10:00 do dia seguinte, enquanto na zona A3 o horário de permanência era das 10:00 horas às 18:00. Todavia estes horários poderiam ser alterados se a equipa de tratadores assim o considerasse como mais conveniente.

No intervalo de tempo em que incidiu o presente estudo, a partir do momento em que a cria foi separada da progenitora a manada permaneceu na zona A durante as 24 horas do dia.

Em relação à reintrodução, esta teve de ser feita de forma gradual. Neste caso, o contacto visual foi feito na terceira semana, sendo que a partir daí o neonato via a manada por breves

momentos, períodos de tempo esses que foram aumentando progressivamente. O contacto físico foi feito após as nove semanas, e a reintrodução ocorreu também de forma gradual, num primeiro momento aos animais jovens e à progenitora e por fim aos machos adultos.



Figura 19 - Divisão espacial do recinto das girafas. Imagem adaptada de www.google.pt/maps.



Figura 20 - Esquema da organização do recinto interior do pavilhão das girafas (zona A1) para cada girafa durante o crescimento de C1.



Figura 21 - C1 e progenitora no recinto interior (zona A1) juntamente com o resto da manada. Imagem captada por Rui Cunha no dia 27 de setembro de 2017

O segundo maneio ocorreu durante o período de crescimento do C2, em que a disposição e o acesso das zonas foi totalmente diferente do verificado anteriormente. Como não houve rejeição maternal, o neonato permaneceu as nove semanas sempre com a progenitora na zona A1 (Figura 19) mais concretamente na instalação G3 (pode-se observar o layout do recinto interior na Figura 22) com acesso em certos períodos à zona A3. O animal durante este período teve sempre contacto visual com o resto da manada, como se verifica na Figura 23.

A grande diferença entre os horários que foram estabelecidos para o C2 em relação ao C1 prende-se com o facto de este neonato não ter sido rejeitado pela progenitora não podendo por isso ser ambos separados do resto da manada sob o risco de stressar demasiado quer a progenitora quer a manada, visto que as girafas são animais que formam fortes relações sociais. Por isso manteve-se o contacto visual entre os animais, mas sem o contato físico que existia antes do nascimento (Figura 23). A razão por se ter quebrado o contato físico teve a ver com o receio de a manada, mais concretamente os machos, poderem vir a ser violentos com o neonato, algo que está descrito na bibliografia existente.

O novo membro e a progenitora apenas se juntaram ao resto da manada no final deste estudo, de forma gradual, altura em que a equipa responsável pelo bem-estar do C2 decidiu que já teria a estatura física ideal, mas também porque neste período, em que só existiu contacto visual, a manada não apresentou índices de agressividade perante o neonato. Nesta fase, e como os animais não podiam estar as 24 horas do dia circunscritos apenas às suas instalações interiores (instalação G) por não corresponder às guidelines de bem-estar animal, a solução encontrada consistiu em fazer turnos para que os animais pudessem sair da zona A1 possibilitando assim que passassem alguns períodos do dia na zona A3 (Figura 19). Circunscreveram-se os animais nestas duas zonas, deixando a zona A para mais tarde por uma

questão de segurança do neonato, já que, neste espaço, para além de estar em contacto com a manada estaria também em contacto com as outras espécies.

O neonato e a progenitora podiam, assim, usufruir da zona A3 entre as 09.30 e o 12:00 enquanto o resto da manada, nesse período, permanecia na zona A1 cada um na sua instalação G (Figura 22). Às 12:00 efetuava-se a troca, passando o neonato e a progenitora para a zona A1, mais concretamente para a instalação G3, e a manada para a zona A3 até às 15:00. Às 15:15 efetuava-se nova troca, passando o C2 e a progenitora para a zona A3 até às 18:00, hora da sua recolha. A partir das 15:00 a manada permanecia na zona A1 até ao 12:00 do dia seguinte em cada uma das instalações, os machos adultos na G1 e G4, a fêmea jovem na G2 e o macho jovem na G5. A progenitora e o neonato ao serem recolhidos às 18:00 permaneciam na zona A1 na sua instalação (G3) até as 09:30 do dia seguinte.

Durante estes turnos foi de extrema importância a utilização de vários métodos de enriquecimento ambiental, uma vez que a manada passava muito tempo fechada nas instalações G sendo vital conseguir reduzir os níveis de stress que podiam surgir. Para este efeito recorreu-se, neste período, à utilização de diferentes tipos de alimentos colocados sempre à disposição dos animais tal como luzerna (*Medicago sativa*), pinheiro (*Pinus pinaster*), sobreiro (*Quercus suber*), eucalipto (*Eucalyptus*) e acácia (*Acacia*). Estes alimentos também estavam inseridos em garrações de plásticos ou em cestos próprios de enriquecimento. Usaram-se também vários tipos de legumes como alimento e rolos de massagem como forma de enriquecimento (Figura 24).

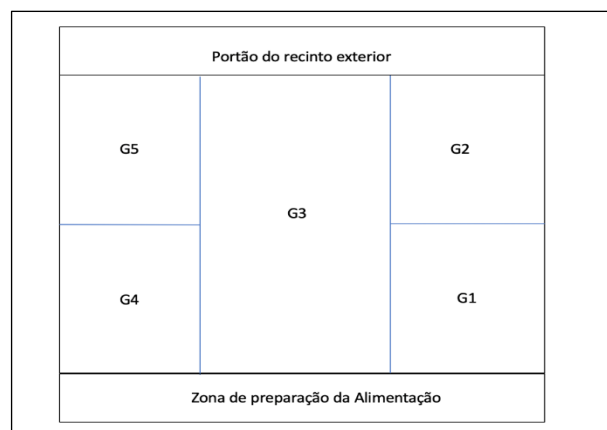


Figura 22 - Esquema da organização do recinto interior do pavilhão das girafas (zona A1) para cada girafa durante o crescimento de C2.



Figura 23 - Disposição do recinto interior do pavilhão das girafas (zona A1). Imagem captada pelo autor no dia 10 de fevereiro de 2019.



Figura 24 - Exemplo de rolos de massagem para enriquecimento ambiental. Imagem retirada do Google imagens.

6. Alimentação

No neonato criado à mão (C1) utilizou-se como alimento o leite de vaca da raça Holstein Frísia, desde o colostro ao leite completo, recolhido numa exploração a cerca de 1 hora de distância das instalações do parque, sendo que o leite estava congelado antes de ser utilizado. Houve ainda necessidade de adicionar comprimidos de lactase (Lactaid) e gotas de Animal Strath (suplemento nutricional) durante algumas alimentações como se pode verificar na Tabela 4.

No segundo neonato (C2) foi utilizado o colostro e o leite da progenitora sem haver a necessidade de administrar suplementos ou lactase durante a amamentação. No dia 59 e no dia 60 começaram a comer alguma porção da mesma ração distribuída pela mamada.

Tabela 4 - Composição do alimento durante os 60 dias de vida de C1

Intervalo de dias da alimentação	Composição do alimento	Método de alimentação
Dia 2 - Dia 4	70 % colostro de vaca de Holstein-Frísia + 30 % Leite de vaca + 4 comprimidos de Lactaid	Entubação Naso-gástrica (Dia 2- Dia 3) Alimentação voluntária com biberon (Método do andaime- Dia 4)
Dia 5	50 % colostro de vaca de Holstein-Frísia + 50% Leite de vaca	Alimentação voluntária com biberon (Método de esfregar a camisa no pescoço da progenitora)
Dia 6 - Dia 9	Leite vaca de Holstein-Frísia + 4 comprimidos Lactaid em 200 mL de água	Alimentação voluntária com biberon (Método de introduzir o biberon pelo meio dos cabelos)
Dia 9 – Dia 10	Leite de vaca de Holstein-Frísia + 3 comprimidos Lactaid em 200 mL de água	Alimentação voluntária com biberon (Método de introduzir o biberon pelo meio dos cabelos)
Dia 10 – Dia 18	Leite de vaca de Holstein-Frísia + 1 comprimido Lactaid em 200 mL de água	Alimentação voluntária com biberon (Método de introduzir o biberon pelo meio dos cabelos)
Dia 18	Leite de vaca de Holstein-Frísia + 1 comprimido Lactaid em 200 mL de água + 2 gotas de ANIMAL STRATH	Alimentação voluntária com biberon (Método de introduzir o biberon pelo meio dos cabelos)
Dia 18	Leite de vaca de Holstein-Frísia + 1 comprimido Lactaid em 1000 mL de água + 3 gotas de ANIMAL STRATH	Alimentação voluntária com biberon (Método de introduzir o biberon pelo meio dos cabelos)
Dia 18	Leite de vaca de Holstein-Frísia + 1 comprimido Lactaid em 1000 mL de água + 4 gotas de ANIMAL STRATH	Alimentação voluntária com biberon (Método de introduzir o biberon pelo meio dos cabelos)
Dia 19 - Dia 21	Leite de vaca de Holstein-Frísia + 1 comprimido Lactaid em 1000 mL de água + 2 gotas de ANIMAL STRATH	Alimentação voluntária com biberon (Método de introduzir o biberon pelo meio dos cabelos)
Dia 22 – Dia 23	Leite de vaca de Holstein-Frísia + 1 comprimido Lactaid em 1000 mL de água	Alimentação voluntária com biberon (Apresentação do biberon)
Dia 24 – Dia 25	Leite de vaca de Holstein-Frísia	Alimentação voluntária com biberon (Apresentação do biberon)
Dia 26 – Dia 27	Leite de vaca de Holstein-Frísia + 2 gotas de ANIMAL STRATH	Alimentação voluntária com biberon (Apresentação do biberon)
Dia 28 – Dia 60	Leite de vaca de Holstein-Frísia	Alimentação voluntária com biberon (Apresentação do biberon)

No que toca às amamentações, utilizaram-se dois métodos em consequência do facto de um neonato ter sido criado pela equipa do Badoca Safari Park e o outro ter sido criado pela progenitora. No caso do neonato criado pela equipa do parque, podem ser identificados dois procedimentos possíveis: alimentação por via de entubação nasogástrica e alimentação voluntária por um biberão através da relação que se estabelece entre tratador-animal.

A alimentação por entubação ou alimentação forçada aumenta os níveis de stress do neonato prejudicando depois uma possível relação entre tratador-girafa. A alimentação voluntária estabelecida pela relação tratador-girafa é a mais favorável, contudo apresenta uma grande desvantagem por ser um processo moroso e intensivo principalmente nas primeiras

semanas. Ainda em relação à alimentação voluntária existem diversos métodos a serem abordados nos primeiros dias de amamentação até a relação entre animal e humano estar solidificada.

O primeiro método a ser abordado pela equipa consistiu na utilização de um andaime, em que o tratador ficava mais alto que o neonato simulando assim a posição natural da progenitora (Figura 25). O segundo método a ser utilizado traduziu-se em esfregar uma toalha ou uma camisa no pescoço da progenitora e tapar o biberão com essa toalha ou peça de roupa. O terceiro método, que acabou por se revelar como o mais eficaz neste caso em particular, foi a introdução do biberão pelo meio dos longos cabelos da tratadora (Figura 26). Após a relação entre tratador-girafa ter ficado bastante solidificada o método usado resumia-se em apresentar o biberão, caso em que o neonato bebia sem hesitações (Figura 27). De acordo com a Tabela 4 podem observar-se os dias em que foram usados estes métodos de alimentação.

No que toca ao horário das alimentações estabeleceu-se que as mesmas tinham uma periodicidade de 2 em 2 horas durante as 24 horas do dia durante a primeira semana e que, nas semanas seguintes até à quarta, as amamentações continuariam a ser de 2 em 2 horas, sendo que a primeira era às 08:00 da manhã e a última às 00:00 horas. Depois dessa fase o horário começou a ser mais cedo, de forma gradual, até chegar às 20:00 da noite. Em relação aos biberões e à tetina utilizaram-se biberões para vitelos de 1 litro com uma tetina de borracha.

Considerou-se como sucesso das amamentações todas aquelas que tiveram um tempo de duração igual ou superior a 1 minuto enquanto todas as restantes foram consideradas um insucesso.



Figura 25 - Método do andaime. Imagem captada por Rui Cunha no dia 30 de setembro de 2017.



Figura 26 - Método de amamentação pelos cabelos da tratadora. Imagem captada pelo Rui Cunha no dia 1 de novembro de 2017.

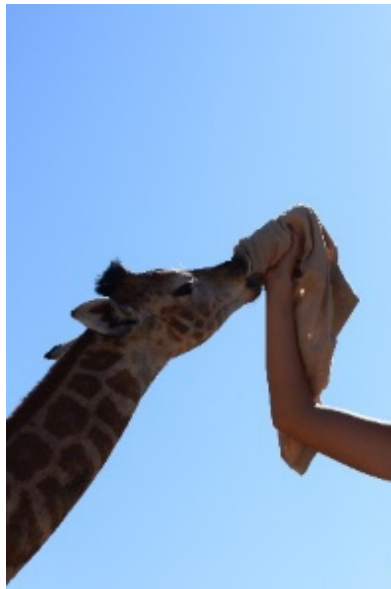


Figura 27 - Apresentação do biberão e consequente amamentação. Imagem captada por Joana Rações no dia 6 de outubro de 2017.

No neonato criado pela progenitora (C2), e existindo o receio de que ocorresse novamente rejeição maternal, a equipa iniciou processos de dessensibilização à zona ventral e, consequentemente, à região mamária. Este processo consistiu em habituar a progenitora ao toque por parte dos tratadores o que, na teoria, permitia que, aquando do nascimento e nas

primeiras tentativas de amamentação, a progenitora não sentisse desconfiança naquela região. A equipa começou por esfregar o pescoço lateralmente da fêmea com uma vassoura de tons azuis recompensando-a de forma positiva. Com o tempo e com a evolução positiva a equipa foi descendo até à barriga até alcançar, ao fim de uns meses após o início, a região mamária.

No primeiro dia em que a equipa começou a tocar com a vassoura na região mamária da progenitora o resultado foi bastante positivo sendo que, dois dias depois, o neonato C2 nasceu começando a ser amamentado horas depois sem haver rejeição por parte da fêmea.

Existem três posições adotadas por neonatos não rejeitados: a primeira de forma antiparalela; a segunda de forma perpendicular e a terceira numa posição paralela como está representado na Figura 28. Neste caso em particular, o C2 optou pela posição antiparalela (Figura 29) na maioria das amamentações.

Os horários da alimentação neste caso variavam muito, de 10 em 10 minutos, de 30 em 30 minutos chegando mesmo a ser de 2 em 2 horas. No período noturno (das 18:00 às 08:00) os intervalos de amamentação foram inicialmente de 4 em 4 horas, sendo que a partir da quarta semana estes intervalos começaram a aumentar até à última semana. Consideraram-se todas as amamentações iguais ou superiores a 1 minuto um sucesso e as amamentações com duração inferior a 1 minuto e as aproximações da cria ao úbere da progenitora a afastá-la um insucesso.

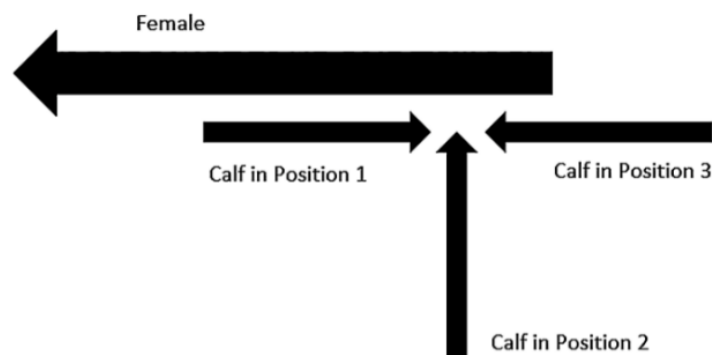


Figura 28 - Esquema das posições de amamentação (1-Posição antiparalela, 2-posição perpendicular, 3-posição paralela). A direção da seta representa a cabeça dos animais. Fonte: Gloneková et al. (2017).



Figura 29 - Posição antiparalela adotada pelo C2 durante a amamentação. Imagem captada pelo autor no dia 3 de março de 2019.

7. Pesagem

Durante o período do estudo o peso dos neonatos foi recolhido, sempre que possível e evitando ao máximo provocar stress ao animal, através de uma balança de marca KRUUSE de modelo PS250 utilizando dois métodos.

O primeiro método consistiu em o tratador pegar no neonato e colocá-lo sob a balança. Após recolher a informação do peso total do neonato e do tratador, pesava-se o tratador à parte subtraindo o seu peso ao peso total. Este método foi aplicado no C1 nas duas primeiras semanas, excetuando o segundo, terceiro e quinto dia em que não se realizaram pesagens.

As pesagens seguintes, sete no total, foram realizadas através de um método em que os tratadores tapavam a balança com palha colocando-a na entrada da instalação A1 na box G2. Nos dias estabelecidos para pesar o animal, vigésimo primeiro, vigésimo sétimo, quadragésimo quarto, quinquagésimo, quinquagésimo terceiro, quinquagésimo oitavo e sexagésimo dia, os tratadores trouxeram-no até à balança e, através de um processo de treino à base de reforço positivo, recompensavam a cria, neste caso com o alimento, o leite de vaca, até que os quatro membros estivessem em cima da balança recolhendo depois o peso do neonato.

No que toca ao C2, somente no décimo nono dia é que se utilizou o primeiro método tal como aconteceu na primeira cria, visto que, neste dia foi necessário recolher sangue recorrendo à contenção física do animal. No quarto e décimo primeiro dia a equipa posicionou a balança ao pé da porta da box G3 tapando-a com palha aguardando que o neonato estivesse em cima dela com os quatro membros. No resto dos dias em que houve pesagem, vigésimo sétimo, quadragésimo quarto e sexagésimo dia, o método utilizado foi à base do treino, com reforço positivo como fizeram com o C1. Contudo, neste caso a recompensa consistiu em sementes de alfarroba.

Resultados

Durante o período de nove semanas (sessenta dias) foram contabilizadas em C1, 407 tentativas de amamentação registando-se uma eficácia de 84% (342) correspondendo 16% às tentativas de amamentações falhadas. Por outro lado, em C2 foram registadas 495 tentativas de amamentação apresentando uma percentagem de eficácia de 69% (343) e as amamentações falhadas a rondarem os 31%. No que toca à duração total das amamentações por dia no final das nove semanas, C1 demorou 827 minutos enquanto C2 demorou 428 minutos.

O Gráfico 6 demonstra o número médio de amamentações com sucesso por dia que ocorreram durante as nove primeiras semanas de vida de ambos os animais.

A primeira semana de vida dos dois neonatos foi bastante diferente entre eles. Após as crias caírem aquando do nascimento o comportamento evidenciado pela progenitora foi idêntico para ambos os animais, com comportamentos de «licking» e «sniffing». Contudo, o tempo que demoraram a levantar-se diferiu em 55 minutos, com C1 a levantar-se ao fim de 1 hora e 5 minutos e C2 ao fim de 2 horas.

Após se levantar, C1 demorou 4 horas e 56 minutos a fazer a primeira aproximação à região mamária sem sucesso. Efetuou mais duas aproximações, porém a progenitora começou a evidenciar sinais de agressividade perante estas aproximações, sem, contudo, colocar a integridade física do neonato em risco. Por outro lado, C2 fez a primeira aproximação sem sucesso 10 minutos após se levantar tendo a primeira amamentação com sucesso ocorrido 2 horas e 14 minutos depois.

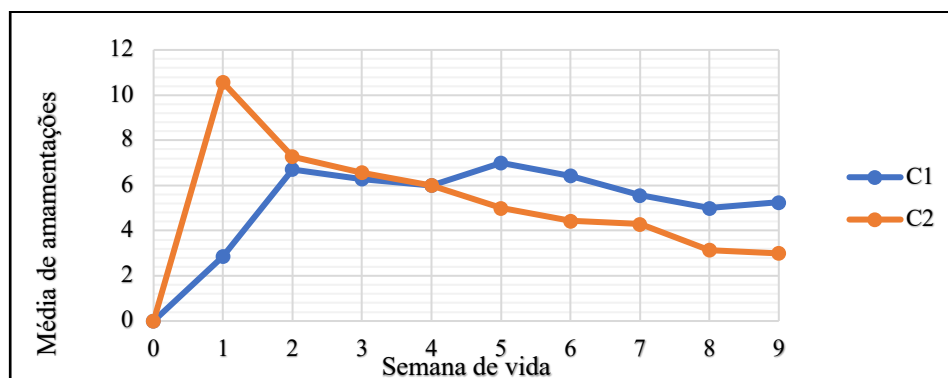


Gráfico 6 - Número médio de amamentações com sucesso por dia durante as nove primeiras semanas de vida.

No caso do C1 a equipa tinha esperança que a progenitora desse de mamar à cria. Por isso dardou-se a progenitora com azaperona (0,20-0,50 mg/kg IM) e meloxicam (0,3 mg/kg IM) numa tentativa de a acalmar tendo em vista facilitar as aproximações do neonato e possibilitar que este mamasse o colostro. Porém, isso não aconteceu sendo que C1 efetuou a primeira amamentação de colostro 16 horas após o parto por entubação Naso-gástrica enquanto C2 teve a primeira amamentação de colostro 2 horas e 14 minutos após se levantar.

Após a administração de colostro o C1 não foi retirado da progenitora tendo sido mantido ao pé dela com esperanças que se amamentasse por si própria. Até ao terceiro dia a equipa amamentava C1 através de uma sonda (Tabela 4) separando-a temporariamente da progenitora. Todavia o neonato começava a demonstrar sinais clínicos adversos, como diarreia e prostração o que levou à separação total da progenitora ao fim de 96 horas após o nascimento.

Nestas 96 horas (quatro dias) o neonato teve uma média de 2 amamentações por dia ao contrário de C2 que estava a ter uma média de 10 amamentações. No quarto dia a tratadora começou a habituar C1 ao biberão através de diferentes técnicas (Tabela 4) fortalecendo a ligação entre eles nestes períodos. Foi nesta altura que se começou a verificar um aumento do número de amamentações por parte de C1 acabando essa semana com mais uma amamentação (3 amamentações médias) ao contrário dos primeiros quatro dias.

Em relação a C2 o número médio de amamentações no final desta semana também aumentou de valor em relação aos primeiros quatro dias tendo sido o comportamento evidenciando pela progenitora após o nascimento que provocou esta diferença no número médio de amamentações com sucesso na primeira semana.

É devido a este comportamento que C2 atinge o seu número máximo de amamentações enquanto C1 atinge o seu pico de amamentações à quinta semana, embora este pico se pudesse ter verificado mais cedo se não fossem todos os sinais clínicos que C1 apresentou durante o primeiro mês de vida. Só depois de terem sido controladas as diarreias, as obstipações, o tenesmo, a desidratação, a hiponatremia e a infeção por *Escherichia coli* é que C1 se interessou mais pelo biberão atingindo o seu pico de amamentações somente na quinta semana de vida (Gráfico 6).

Os valores do segundo neonato mantiveram-se superiores durante as três primeiras semanas de vida, sendo que, na quarta semana ambos têm a mesma média de amamentações com 6 amamentações por dia. A partir daí até ao final da nona semana o neonato criado à mão (C1) passou a ter um maior número médio de amamentações em relação a C2 havendo sempre uma diferença de duas amamentações. A razão da diminuição do número de amamentações de

C2 relaciona-se com o facto de que a partir da oitava semana este neonato começou a comer ração e folhagem.

Em C1 há uma enorme discrepância na duração média das amamentações por dia ao longo das semanas (Gráfico 7), mantendo um intervalo de 9 minutos e 50 segundos até 20 minutos, visto que estas durações foram influenciadas pela ligação entre tratadora-neonato.

Na primeira semana de vida, o animal necessitou em média de cerca de 9 minutos e 50 segundos por dia (Gráfico 7) para se alimentar demorando em média cada amamentação 3 minutos e 35 segundos (Gráfico 8). No início dessa semana as amamentações eram efetuadas o mais rápido possível, visto que eram feitas através de uma sonda (Tabela 4). Desta forma, para evitar o mínimo de stress todo este processo era de rápida execução. A partir do quarto dia a duração das amamentações do C1 começou a aumentar correspondendo ao início da amamentação pela tratadora.

No final da primeira semana a duração por amamentação atingiu o seu máximo (Gráfico 8), visto que habituar um neonato a beber leite através de um biberão é um processo bastante moroso, não podendo este procedimento ser apressado sob pena de se correr o risco de este rejeitar também o biberão pondo em risco a sua sobrevivência.

Com o passar da semana o neonato aumentou a duração das amamentações em cerca de 10 minutos em relação à semana anterior (Gráfico 7). Contudo o tempo que o animal necessitou para se amamentar de cada vez desceu, embora não tenha sido muito acentuado, mas com uma diferença ainda de 35 segundos como se verifica no Gráfico 8.

Após ter ocorrido este pico observa-se no Gráfico 7 uma descida gradual em C1, estabilizando durante a quarta e quinta semana em 15 minutos voltando a descer até chegar a 10 minutos por dia na sétima semana mantendo-se este mesmo valor nas semanas seguintes. Esta descida gradual é acompanhada ao mesmo tempo pelos valores verificados no Gráfico 8 onde se pode observar que à medida que o animal cresce a duração por amamentação diminui.

Por outro lado, ao observar o Gráfico 7 podemos constatar que C2 atinge o seu pico de duração média da amamentação por dia no final da primeira semana de vida, com 16 minutos por dia, sendo que demorou em média cerca de 1 minuto e 50 segundos em cada amamentação (Gráfico 8). A partir daí houve uma queda gradual na duração média das amamentações até estabilizar na sétima semana, com 5 minutos por dia tal como resulta da leitura do Gráfico 7.

Em contrapartida, as durações por amamentação mantiveram-se sempre no intervalo entre 1 minuto (mínimo de duração) e 1 minuto e 50 segundos (máximo de duração), começando na primeira semana com 1 minuto e 50 segundos por amamentação acabando esse

valor por descer de forma progressiva até atingir o mínimo na quarta semana mantendo-se estável nas semanas seguintes até que na última semana houve outra vez um aumento de 40 segundos (Gráfico 8).

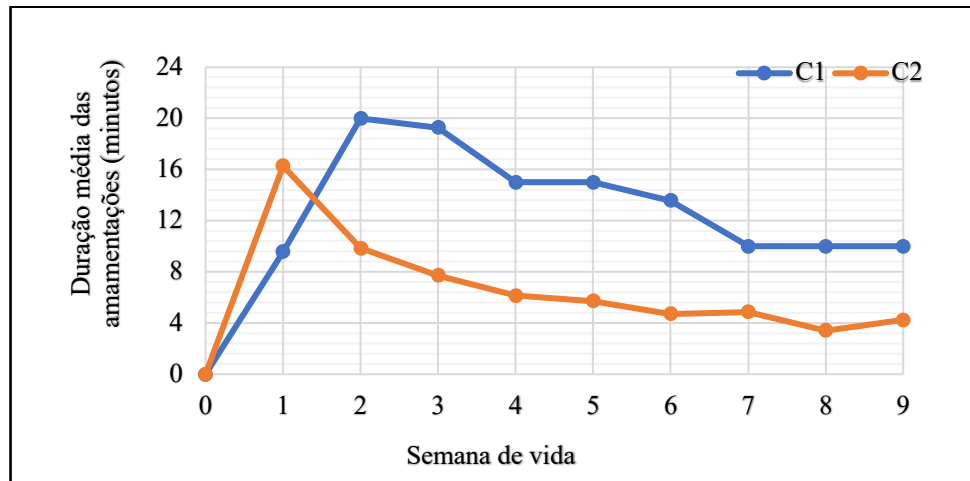


Gráfico 7 - Duração média das amamentações por dia durante as nove primeiras semanas de vida.

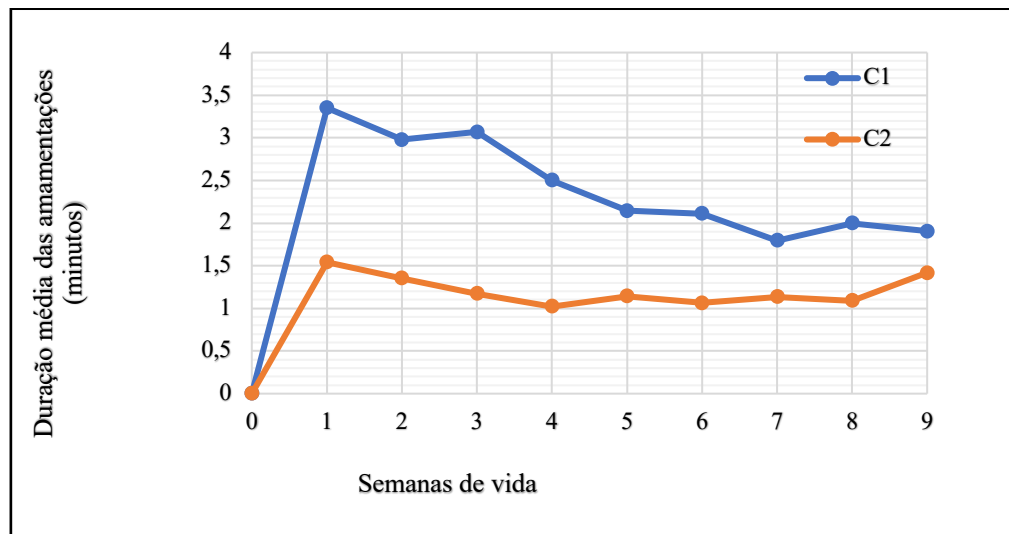


Gráfico 8 - Duração média por amamentação durante as nove primeiras semanas de vida.

No que toca às amamentações que ocorreram nos dois períodos do dia, período diurno (08:00 horas-18:00 horas) e período noturno (18:00 horas-08:00 horas), constatou-se que C1 foi amamentado 77% no período diurno (263) e 23% no período noturno (79) e C2 foi amamentado 57% no período diurno (194) e 43% no período noturno (149).

No Gráfico 9 observa-se que no período diurno na maioria das semanas o maior número médio de amamentações por dia pertence ao C1 e somente na primeira semana é que

C2 teve uma média de amamentações superior com 7 amamentações médias por dia em contrapartida às 2 amamentações médias de C1. No final da segunda semana é possível observar que C1 ultrapassa C2 e, a partir daí os animais começam a ter resultados bastante diferentes nas restantes semanas.

O neonato C1 começa por ter uma estabilização o que significa que durante o período diurno a tratadora amamentava-a em média 4 vezes ao dia e depois desta estabilização observa-se um pico em que a tratadora passa a amamentar 6 vezes por dia durante a quinta e sexta semana de vida. Após este pico o número de vezes que a tratadora amamentava C1 começou a diminuir de forma gradual atingindo na penúltima semana uma média de 4 amamentações durante este período, voltando a subir na última semana para 5 amamentações médias.

Por outro lado, após C2 atingir o seu máximo de amamentações na primeira semana observa-se no Gráfico 9 uma queda acentuada no número de amamentações, sendo que depois dessa queda o número de amamentações que C2 efetuava começa a ser mais gradual, atingindo o seu mínimo com 2 amamentações durante a quinta semana de vida retornando depois a subir gradualmente para 3 amamentações médias na última semana. Entre a quinta e oitava semanas de vida, semanas estas em que o neonato manteve o mesmo número de amamentações, observa-se uma exceção na sexta semana em que o neonato teve a necessidade de aumentar o número de amamentações durante o período diurno, atingindo as 3 amamentações médias.

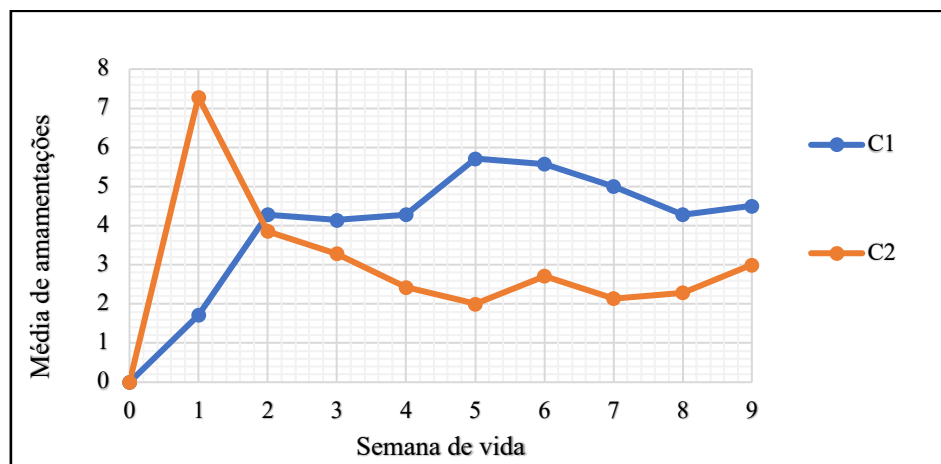


Gráfico 9 - Número médio de amamentações com sucesso durante o período diurno por dia durante as nove primeiras semanas de vida.

No período noturno (Gráfico 10), o neonato criado à mão (C1), depois de ter atingido o seu máximo no final da segunda semana, registou uma descida gradual no número de

amamentações até à sétima semana, com 1 amamentação em média durante o período noturno, sendo que a partir daí a tratadora manteve a mesma média no número de amamentações.

Por outro lado, C2 apresenta várias variações ao longo das semanas, desde um número constante nas três primeiras semanas atingindo depois um pico com 4 amamentações na quarta semana. Contudo, ao contrário de C1 não houve uma descida gradual, visto que, na sétima semana constatou-se uma subtil subida no número de amamentações a serem efetuadas neste período do dia (Gráfico 10). Após este ligeiro pico constata-se a continuação da descida gradual até a última semana de observação em que o valor de amamentações atinge o número mais baixo possível, zero, o que significa que a partir desta semana o neonato não efetuava amamentações durante o período noturno.

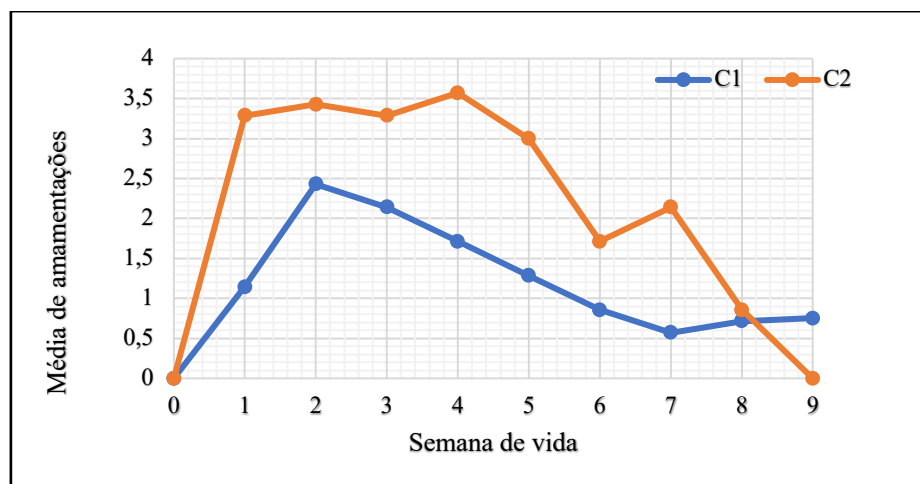


Gráfico 10 - Número médio de amamentações com sucesso durante o período noturno por dia durante as nove primeiras semanas de vida.

Durante estas semanas e no que toca à duração das amamentações em cada um destes dois períodos, C1 amamentou um total de 596 minutos no período diurno e 231 minutos no período noturno e C2 amamentou um total de 235 minutos no período diurno e 193 minutos no período noturno. No período diurno houve uma diferença significativa entre os dois animais sendo perceptível essa diferença no gráfico 11.

O neonato C1 começou com uma duração média de 5 minutos e 50 segundos na primeira semana, porém ao longo da segunda semana de vida a duração média das amamentações por dia subiu exponencialmente atingindo os 13 minutos e 40 segundos durante o período diurno. Ao mesmo tempo em C2, após ter atingido o seu máximo de duração no período diurno com 10 minutos logo na primeira semana começa-se a observar uma descida gradual acabando por atingir os 2 minutos e 30 segundos na quinta semana de vida. Em C1 após

ter atingido o máximo de duração das amamentações na segunda semana começa a observar-se uma descida gradual até à quarta semana.

Durante a quinta semana C1 aumentou outra vez a duração das amamentações, sendo que passado esta semana, verificou-se novamente uma descida gradual na duração das amamentações até chegar a um valor final de 7 minutos na nona semana. Em C2 no final da quinta semana de vida a duração das amamentações aumentou 57 segundos (Gráfico 11) registando os mesmos valores na sétima semana. Nas duas últimas semanas de vida observou-se que o animal começou a aumentar subtilmente a duração das amamentações.

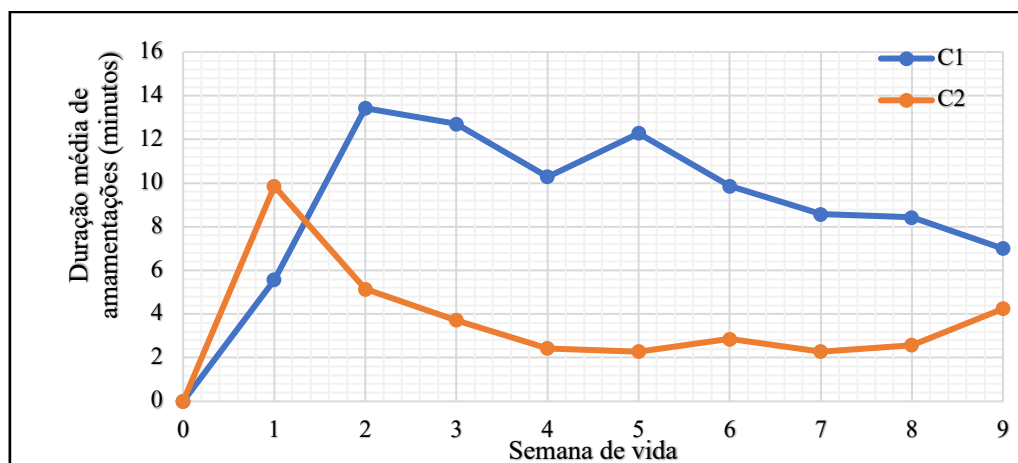


Gráfico 11 - Duração média das amamentações durante o período diurno por dia durante as nove primeiras semanas de vida.

No período noturno (Gráfico 12) é possível reparar que a evolução das durações das amamentações ao longo das nove semanas não apresenta tanta discrepância como no período diurno entre as duas crias. Em C1 após atingir o pico no final da segunda semana manteve-se com 6 minutos e 50 segundos ao longo dos dias seguintes ao contrário de C2 em que a duração desceu gradualmente chegando a verificar-se uma diferença de 2 minutos e 57 segundos no final da terceira semana no período noturno.

Após este período ambos os animais no final do primeiro mês de vida começaram a apresentar valores muito próximos. Todavia, no final da quinta semana é possível constatar que os animais voltaram a ter uma diferença de valores de 2 minutos com C1 a ser responsável por essa diferença. Ao mesmo tempo, é possível verificar que à medida que C2 cresce começa a descartar as amamentações no período noturno o que faz com que a duração fique reduzida a

zero minutos no final das nove semanas. Por outro lado, em C1 houve um aumento de 1 minuto e 50 segundos de duração média das amamentações.

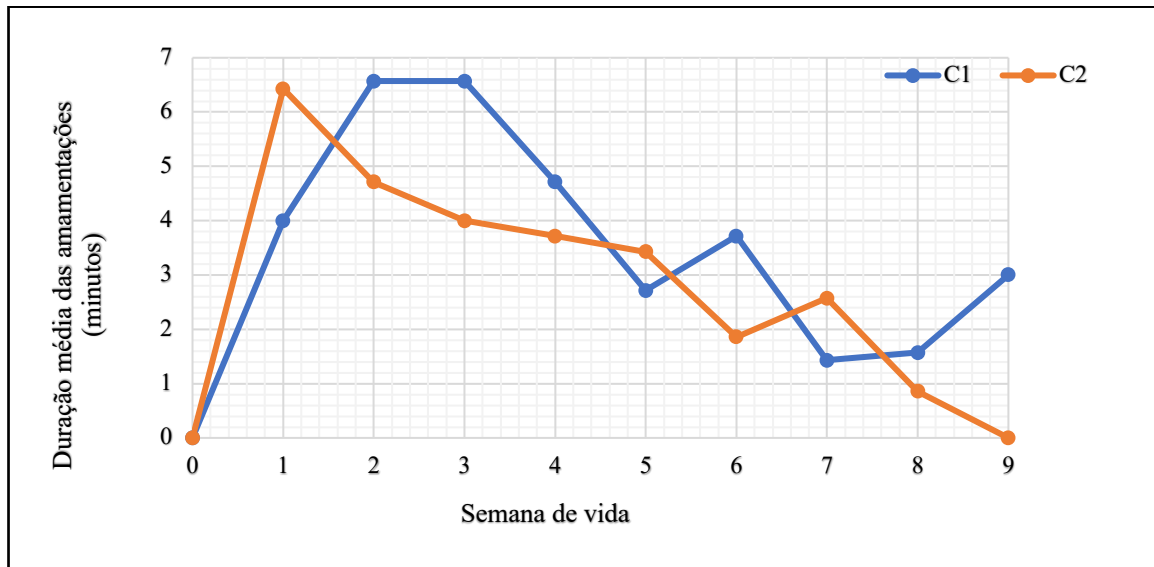


Gráfico 12 - Duração média das amamentações durante o período noturno por dia durante as nove primeiras semanas de vida.

Ao mesmo tempo que se registaram os dados anteriores também se registaram as alterações no que diz respeito ao crescimento, peso e altura, que se foram observando neste período de nove semanas.

Em primeiro lugar foram registadas as variações de peso entre os dois animais (Gráfico 13). Durante este período no C1 foram registadas dezoito pesagens com peso inicial de 60 quilos e final das nove semanas com 104 quilos e em C2 foram registadas 6 pesagens tendo como primeiro registo ao quarto dia 67 quilos e no final 136,8 quilos.

No neonato criado pela tratadora o ganho de peso foi mais demorado, uma vez que este animal teve uma descida de 4,3 kilos desde o primeiro dia até ao quarto dia de vida. Ao mesmo tempo C1 começou a apresentar sinais clínicos como hematoquézia e desidratação. Contudo, quando a equipa conseguiu amamentar mais vezes o animal, o mesmo ganhou nestes dois dias em relação aos dias iniciais, 800 gramas.

Com a apresentação deste quadro clínico mais o resultado das análises sanguíneas realizadas, em que apresentava hipoproteinémia, ureia elevada, creatinina baixa, monocitose e ALT elevada, a equipa de veterinários decidiu fazer uma transfusão de plasma por via intravenosa através de um catéter na jugular colocado através da técnica cut-down (1100 mL

de infusão lenta) proveniente de outro animal de espécie diferente (*Taurotragus oryx*) sem ocorrer nenhuma reação adversa.

No entanto, na transição do sexto dia para o oitavo dia a hematoquézia ficou mais predominante, a desidratação piorou, as mucosas começaram a apresentar coloração amarelada, a urina apresentava um cheiro mais intenso juntamente com sinais de cólica com vocalizações e desconforto abdominal e com uma perda de 3 quilos, atingindo os 53,5 quilos, o peso mais baixo registado em C1. Desta forma, iniciou-se um tratamento com marbofloxacina (2 mg/kg IM), fluidoterapia com lactato de ringer (900 mL IV) e Duphalyte® (350 mL IV). Passadas duas horas foi ainda administrada metronidazol (1000 mg IV) durante a noite do sétimo dia e na madrugada do oitavo dia.

No oitavo dia o animal apresentava os mesmos sinais clínicos com maior desconforto abdominal e por isso foi administrado meloxicam (0,3 mg/kg IM). Sem serem detetadas claras melhorias, foi necessário fazer outra recolha de sangue para se efetuarem análises bioquímicas e confirmar se houve alterações. O novo resultado demonstrou uma neutropénia, a continuação da hipoproteinémia e creatina baixa e uma infeção por *Escherichia coli* o que fez com que a equipa continuasse com o mesmo protocolo, descartando nesta altura uma nova transfusão de plasma.

Após o oitavo dia o animal começou a apresentar certas melhorias o que fez com que começasse a ser mais receptivo perante a tratadora e consequentemente com o biberão resultando no gradual ganho de peso (Gráfico 13).

Decorridos estes dias o quadro clínico que o C1 apresentava foi melhorando, foi constatada a apresentação de novos sinais tais como obstipação tendo sido tratado através da realização de enemas, administração de laxantes, lactulose (35 mL), parafina líquida (5 mL), amamentações dia sim, dia não e meloxicam (0,3 mg/kg). Estes sinais somente ficaram resolvidos totalmente no final do primeiro mês de vida.

Em contrapartida, C2 não apresentou nenhuns sinais clínicos ao longo das semanas, o que provocou um crescimento gradual sem haver variações de peso negativas como se constata no Gráfico 13.

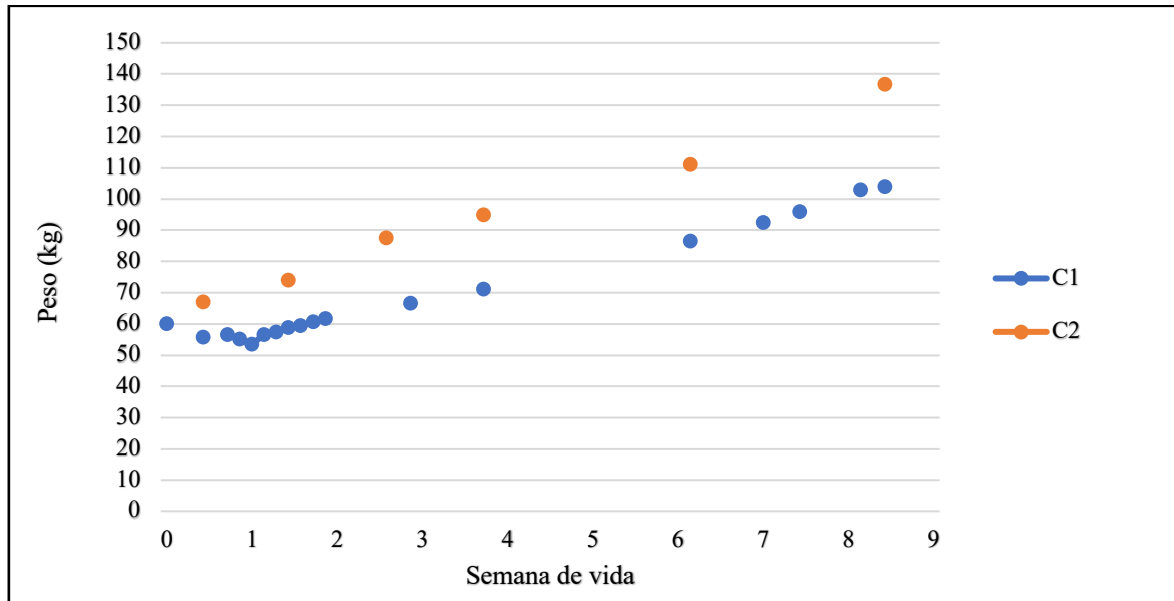


Gráfico 13 - Evolução do peso (kg) de ambos os neonatos durante os primeiros sessenta dias de vida.

Ao registar os diferentes pesos nos dois animais conseguiu-se calcular o ganho médio diário de ambos os animais. No Gráfico 14 só estão representados os resultados em comum, porém, é de salientar que C1 antes de atingir um ganho médio diário positivo constante que só se registou entre o quarto e o décimo primeiro dia, registou entre o primeiro e o quarto dia uma perda de 1075 gramas havendo depois uma subida momentânea de 400 gramas por dia entre o quarto e sexto dia. Contudo, entre o sexto e o oitavo dia aconteceu nova perda sendo esta mais significativa com uma perda de 1500 gramas, correspondendo aos dias em que se verificaram todos os sinais clínicos anteriormente descritos.

Após esta perda de peso, entre o dia 4 e o dia 11, C1 conseguiu recuperar com um ganho de 457 gramas por dia neste período enquanto C2 obteve mais do dobro do ganho neste período. Com o decorrer dos dias até ao vigésimo sétimo dia C2 obteve uma grande diferença (517 gramas) em relação a C1.

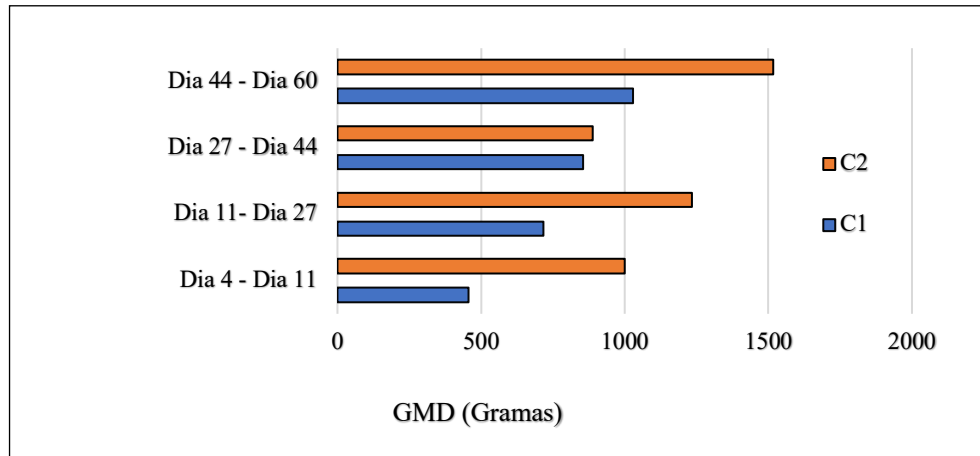


Gráfico 14 - Ganho médio diário (gramas) de ambos os neonatos durante os primeiros sessenta dias de vida.

No terceiro registo é possível verificar que ambos os animais obtiveram ganhos médios diários muito idênticos entre si. Porém, do quadragésimo quarto dia até ao último dia C2 obteve um aumento muito considerável em relação a C1, notando-se uma diferença de 488 gramas visto que foi nesta altura que C2 começou a comer ração e folhagem.

Outro registo que foi possível obter foi o GMD entre o quarto e o último dia em que C1 teve um GMD de 847 gramas e C2 um GMD de 1225 gramas.

O último resultado que se obteve foi o crescimento em relação à altura (metros) como se verifica no Gráfico 15. É possível verificar que, neste parâmetro, não houve variações muito significativas, já que C1 nasceu com 1,75 metros e C2 nasceu com 1,81 metros. Ao longo do tempo ambos os animais obtiveram diferenças muito semelhantes, visto que o seu crescimento foi de 45 centímetros em C1 e de 49 centímetros em C2 atingindo no final do período de estudo 2,2 e 2,3 metros respetivamente.

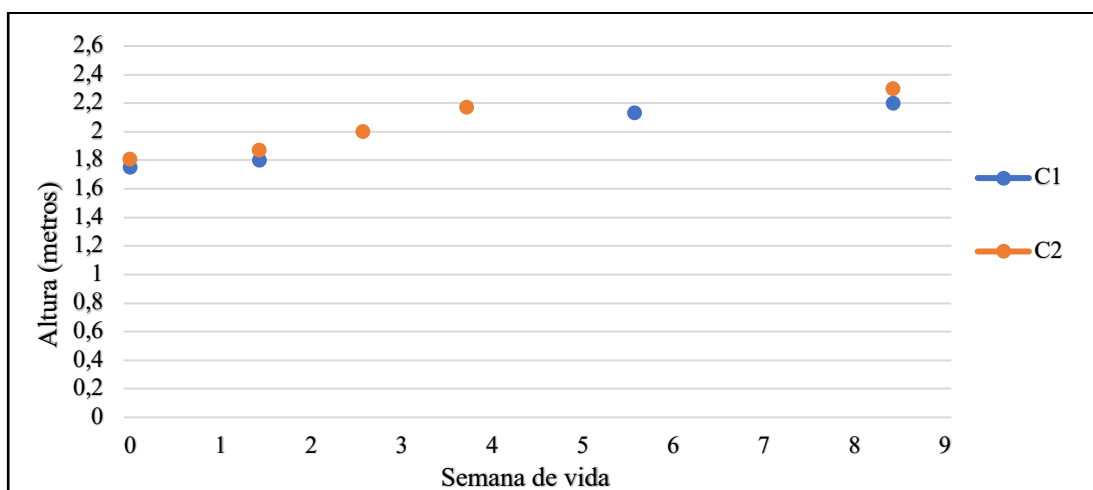


Gráfico 15 - Evolução do crescimento (metros) de ambos os neonatos durante os primeiros sessenta dias de vida.

Discussão

Este estudo teve como objetivos demonstrar o número de amamentações médias com sucesso por dia, a duração média de amamentações por dia, a duração média por amamentação, o número médio de amamentações durante os dois períodos do dia (diurno e noturno) e as suas durações registados ao longo de nove semanas (sessenta dias) em dois neonatos criados de formas diferentes em cativeiro, obtendo também a evolução de crescimento quer a nível de peso (quilogramas) e o seu ganho médio diário, quer a nível de altura (metros) comparando depois com a bibliografia existente até à data.

De acordo com os resultados obtidos é possível verificar que, logo na primeira semana de vida dos neonatos estes apresentaram valores muito diferentes quer no número médio de amamentações com sucesso (Gráfico 6) e nas durações das amamentações (Gráficos 7 e 8) quer na evolução do peso (Gráfico 13) e consequentemente no ganho médio diário (Gráfico 14).

Esta disparidade que se verificou no número médio de amamentações por dia (Gráfico 6) presente na primeira semana de vida dos dois neonatos está diretamente relacionada com o primeiro comportamento que se verificou entre os neonatos e a progenitora momentos depois do nascimento afetando a primeira amamentação de colostro e, em consequência, influenciando o número de amamentações seguintes. Este comportamento evidenciado por parte da progenitora foi diferente de C1 para C2 o que fez com que um necessitasse de intervenção humana e o outro não.

Quer em C1 quer em C2 a equipa observou que, após o nascimento, a progenitora evidenciou comportamentos de grooming, tais como «licking» e «sniffing» estando estes presentes também em Kristal & Noonan (1979) e em Kaleta & Marczewska (2007) sendo comuns também em ruminantes domésticos e ruminantes selvagens (von Keyserlingk & Weary, 2007; Rørvang *et al.*, 2018). Todavia quando este comportamento deixou de ocorrer e com o C1 já em pé a progenitora perdeu o interesse, de forma súbita, demonstrando sinais de agressividade, algo comum em crias rejeitadas (Burgess & Blyde, 1991; Casares *et al.*, 2012; Meuffels *et al.*, 2019) não permitindo mais do que três aproximações à região mamária.

Por outro lado, C2 fez diversas aproximações ao úbere num curto espaço de tempo após se levantar, não desistindo sempre que a progenitora era mais agressiva, sendo que este comportamento é evidenciado num estudo de Gloneková *et al.* (2019) que registou que os machos são mais exigentes na quantidade de investimento que exigem à progenitora tendo mais

sucesso do que as fêmeas, o que faz com que haja uma menor percentagem de rejeição de machos à nascença. Porém noutros estudos como Bercovitch *et al.* (2004) é referido que a taxa de amamentação é similar entre os dois géneros, sendo que, analisando outros estudos é possível constatar que, no total de oito neonatos criados à mão, 50% eram machos (Burgess & Blyde, 1991; Casares *et al.*, 2012; Meuffels *et al.*, 2019).

Na classe dos mamíferos, os neonatos, independentemente da espécie, nascem com níveis baixos de imunoglobulinas fazendo com que estes sejam suscetíveis a infeções nos primeiros dias, ganhando por isso essa imunidade inicial através do colostro que, além de ter na sua composição imunoglobulinas tem ainda leucócitos maternos, fatores de crescimento e nutrientes (Van de Perre, 2003; Gomez & Chamorro, 2017).

Os componentes presentes no colostro são absorvidos pelas células epiteliais do intestino delgado nas primeiras 16 horas de vida, embora a permeabilidade comece a reduzir após as primeiras 6 horas (Gomez & Chamorro, 2017) ganhando, pois, uma extrema importância a sua ingestão durante as primeiras 24 horas de vida (Greene & Stringfield, 2002) independentemente de ser criado pela progenitora ou ser criado à mão.

Se a ingestão do colostro ocorrer fora deste intervalo de tempo, for insuficiente ou de fraca qualidade, os neonatos, de uma forma geral, podem começar a evidenciar sinais clínicos como diarreias neonatais, associadas a vírus, bactérias ou protozoários, sendo que este sinal clínico foi responsável, em 2007, por 57% (135 explorações) da mortalidade em vitelos nos Estados Unidos da América e 53,4% (61 explorações) na Coreia do Sul ocorrendo em animais com menos de um mês de vida (Cho & Yoon, 2014).

No caso particular das girafas, de acordo com Bercovitch *et al.* (2004) a maioria da mortalidade neonatal ocorre no primeiro mês de vida. Noutro estudo, embora a amostra seja pequena (6 em 7), a escassez de ingestão de colostro pode estar associada a deficiências de imunidade, aparecimento de fleimões e poliartrites tal como demonstrada por Kido *et al.* (2014).

Em relação ao colostro, o que se utilizou durante o período de crescimento de C1 e de C2 foi colostro de bovino de raça Holstein-Frísia e colostro de girafa, respetivamente. No que toca à composição nutricional do colostro de girafa em comparação ao colostro de bovino, embora não tivesse havido a oportunidade de o recolher desta progenitora em específico, este apresenta uma alta concentração de gordura e proteína e uma baixa concentração de lactose como reportado em Shorrocks (2016), em Casares *et al.* (2012) e Meuffels *et al.* (2019).

Nos casos de rejeição materna em girafas o colostro que é mais vezes usado pelas equipas responsáveis pela criação do animal é o de bovino, de acordo com Zellmer (1961), Savoy (1966), Khadri & Val-andikar (2002) citado por Casares *et al.* (2012) e também utilizado por Burgess & Blyde (1991), por Greene & Stringfield (2002), por Kido *et al.* (2014) e por Meuffels *et al.* (2019) estando ainda indicado pelas guidelines da associação de zoos e aquários (AZA) citado por Meuffels *et al.* (2019) e pelas guidelines da associação europeia de zoos e aquários (EAZA Giraffe EEPs 2006b).

No caso de C1, o colostro usado foi colostro congelado de bovino de Holstein-Frísia de uma exploração próxima ao local do estudo enquanto o colostro usado por C2 foi o da progenitora sem ter ocorrido nenhuma intervenção humana. Assim, observou-se que C1 mamou pela primeira vez o colostro de bovino 16 horas depois do nascimento por entubação Naso-gástrica (Tabela 4) enquanto que C2 bebeu-o pela primeira vez 2 horas e 14 minutos após o nascimento, apresentando assim uma diferença de quase 13 horas em relação a C1.

Após a primeira administração de colostro continuou-se a administrá-lo a C1, pelo mesmo método, até ao terceiro dia (Tabela 4), sendo que somente no quarto dia (96 horas após o nascimento) é que houve total separação da progenitora, começando a partir desse dia a ligação cria-tratadora utilizando-se por isso novos métodos de amamentação (Tabela 4).

Quando ocorreu a intervenção da tratadora com mudança do método de alimentação é possível verificar um aumento no número médio de amamentações, visto que a tratadora, sem incutir stress ao animal, insistia que C1 mamasse mais vezes do que em comparação aos dias anteriores o que fez com que no final dessa semana este neonato apresentasse 3 amamentações médias por dia (Gráfico 6).

A forma utilizada pela equipa de tratadores na gestão dos métodos de alimentação de acordo com os dias de vida do animal vai de encontro a certos estudos tais como Burgess, & Blyde, (1991) que relatam que o neonato somente ao quarto dia é que aceitou o biberão verificando-se o mesmo em dois dos cinco neonatos observados por Meuffels *et al.* (2019), sendo que até esse dia os animais eram alimentados através de uma sonda. Pelo contrário em outros dois neonatos estudados por Meuffels *et al.* (2019) a tetina foi apresentada logo no primeiro dia de vida e o outro neonato foi ensinado a beber através de um balde, método não aplicado neste caso específico, como se verificou em Casares *et al.* (2012).

Após a administração de colostro mudou-se para leite de Holstein-Frísia ao sexto dia (Tabela 4) mantendo este leite durante todo o estudo, havendo apenas a adição de suplementos ou comprimidos de lactase (Tabela 4) quando se revelou necessário. Todavia a composição do

leite utilizado por outros autores difere completamente, já que alguns só usaram leite de bovino de Holstein-Frisia (Meuffels *et al.*, 2019) e outros utilizaram leite comercial aplicando diferentes fórmulas (Casares *et al.*, 2012; Meuffels *et al.*, 2019).

No que toca a C2, este continuou a amamentar-se da progenitora atingindo logo na primeira semana o número máximo de amamentações médias por dia, 11 amamentações (Gráfico 6). Em relação ao neonato criado à mão (C1) o valor médio de 3 amamentações por dia na primeira semana encontra suporte em diversos estudos, como Casares, M. *et al.* (2012) que demonstra que um em dois neonatos estudados apresenta valores muito próximos ao de C1 e, em Meuffels *et al.* (2019), em que quatro dos cinco neonatos analisados nestes primeiros dias apresentam também valores iguais ou muito parecidos.

No que diz respeito a C2 o resultado obtido na primeira semana corresponde ao número máximo de amamentações em relação ao resto das outras semanas mas, nos artigos disponíveis, em cativeiro fazem a contagem do número médio de amamentações de forma mensal e se observarmos o Gráfico 6, de acordo com este parâmetro é possível constatar que o número médio de amamentações é superior no primeiro mês em relação ao segundo, o que condiz com os resultados obtidos por Nakamichi *et al.* (2015) e em Saito *et al.* (2020).

Por outro lado, em estado selvagem, como se observa em Pratt & Anderson (1979), é na primeira semana que é atingido o máximo de frequência de amamentações por hora diminuindo nas semanas seguintes. Todavia em Langman (1977) durante as três primeiras semanas de vida o neonato alimenta-se 2 a 4 vezes por dia, sendo que é neste período que ocorre o número máximo de amamentações nestes animais. Estes valores em estado selvagem diferem por completo dos valores obtidos por C2. A explicação para esta discrepância de resultados poderá estar relacionada com os comportamentos que as progenitoras adotam em estado selvagem que são influenciados pela presença de predadores, pelo tipo de habitat e pela procura de alimento e de água já que elas não passam o dia todo ao lado das crias (Saito & Idani, 2018) algo que não se verifica em cativeiro.

Com a continuação das semanas e após C1 e C2 atingirem os seus números máximos de amamentações, a sua frequência começa a diminuir chegando a número estáveis tal como se verifica no Gráfico 6 que, por consequência, permite concluir que à medida que o animal avança no seu crescimento estes valores continuam a descer ainda mais, tal como acontece em Langman (1977), Pratt & Anderson (1979), Burgess & Blyde (1991), Casares *et al.* (2012), Nakamichi *et al.* (2015), Meuffels *et al.* (2019) e em Saito *et al.* (2020), até atingir o desmame, que normalmente ocorre aos 12 meses de idade, podendo continuar até aos dois anos em

animais criados pela progenitora, de acordo com Dagg & Foster (1982) citado por Saito *et al.* (2020) e Gloneková *et al.* (2016). No caso dos neonatos criados à mão observados noutros estudos os mesmos foram desmamados entre os 6 meses e os 13 meses (Burgess & Blyde, 1991; Casares *et al.*, 2012; Meuffels *et al.*, 2019).

Ao mesmo tempo que isto ocorre durante a primeira semana no que toca ao número de amamentações é possível observar nos Gráficos 7 e 8 que a duração das amamentações por dia e a duração por amamentação estão relacionadas com os resultados obtidos no Gráfico 6.

No Gráfico 7 verifica-se que no final da primeira semana C2 amamentou em média mais tempo por dia do que C1 sendo justificado pelo facto deste neonato não ter tido, desde o nascimento, nenhuma interrupção prolongada nas amamentações motivada pela rejeição da progenitora e, por consequência, pela habituação a um novo método de alimentação como se verificou em C1. Outro motivo que explica os valores mais baixos de C1 tem a ver com o facto de que nos primeiros dias de vida este neonato ter sido alimentado através de uma sonda, alimentação esta que deve ser evitada o máximo possível visto que pode ser stressante para o animal de acordo com Greene & Stringfield (2002), citado por Casares *et al.* (2012).

No momento em que se alterou o método de alimentação de C1 (Tabela 4) registou-se um aumento dos valores do Gráfico 7 enquanto C2 começa a diminuir na duração das amamentações, visto que é na primeira semana que a progenitora concede mais tempo ao neonato começando a diminuir após estes primeiros dias.

No que toca a C1 os valores só diminuem a partir da quarta semana quando o neonato já está habituado ao biberão, mas também porque a relação que se estabeleceu com a tratadora já se encontra solidificada permitindo que seja utilizado menos tempo para alimentar a cria. Por outro lado, no Gráfico 8 observa-se a duração média de cada amamentação observando-se que desde o primeiro dia de vida dos animais é C1 que necessitava de mais tempo para se alimentar. Isto resulta do método de amamentação pelo qual se optou em C1 comparativamente a C2.

Amamentar um neonato de girafa constitui todo um processo complexo, intensivo e, muita das vezes, moroso, não sendo possível saltar processos de forma a apressar os resultados (Casares *et al.*, 2012). Este processo moroso está associado principalmente ao tempo que o tratador/a consumia na altura da amamentação, como se verifica no Gráfico 8 na primeira semana, semana esta que corresponde à habituação do neonato ao biberão sendo a altura em que a tratadora necessitou de mais tempo para alimentar C1, demorando em média cada amamentação 201 segundos (3 minutos e 35 segundos).

Neste neonato é possível verificar no Gráfico 8 que as durações médias por amamentação se situam entre os 114 e os 201 segundos. É possível constatar que esta duração por amamentação vai diminuindo, uma vez que à medida que o tempo passa C1 fortalece o laço com a tratadora o que faz com que as amamentações sejam mais rápidas por o animal já não estranhar o biberão. Em comparação com C2 as suas amamentações sempre foram mais curtas, mas sempre num intervalo de tempo muito próximo (60–92 segundos).

Estes valores podem ser justificados visto que em C2 era a progenitora a decidir o tempo que cada amamentação demorava enquanto em C1, embora fosse a tratadora a decidir, o processo era mais demorado nas primeiras semanas pela estranheza do material a ser usado. Quando o método de alimentação ficou mais conhecido estes valores aproximaram-se dos valores de C2.

Ao comparar com outros estudos podemos verificar que os valores apresentados pelo neonato criado pela progenitora (C2) situam-se no mesmo intervalo de tempo relatado nesses estudos, quer em estado selvagem (Langman, 1977; Pratt & Anderson, 1979), quer em cativeiro (Kaleta & Marczevska, 2007; Nakamichi *et al.*, 2015). Se verificarmos, a nível mensal também é possível concluir que C2 apresenta os valores mais altos no primeiro mês em comparação com o segundo mês o que está em concordância com os resultados obtidos por Nakamichi *et al.* (2015).

Nos Gráficos 9 e 10 temos as frequências médias de amamentações por dia que ocorreram nos diferentes períodos do dia, diurno (Gráfico 9) e noturno (Gráfico 10). É possível constatar no Gráfico 9 que C1 ultrapassa logo na segunda semana C2, sendo que C2 mantém o maior número de amamentações no período noturno durante quase todo o período de duração do estudo sendo só ultrapassado por C1 na penúltima semana (Gráfico 10).

Como seria de esperar as girafas mantêm-se mais ativas no período diurno do que no noturno (Duggan *et al.*, 2016), o que permite que as suas crias se amamentem mais neste período. Contudo, neste caso verifica-se que em duas semanas diferentes (quarta e quinta semanas) C2 amamentou mais vezes no período noturno do que no período diurno possivelmente porque a progenitora estava mais recetiva nestas semanas durante a noite do que durante o dia. Todavia, apesar destas semanas serem uma exceção verifica-se que a frequência de amamentações é superior no período diurno, o que indica que durante a noite a progenitora passa mais tempo a descansar sendo por isso menos ativa (Saito *et al.*, 2020).

Uma particularidade interessante que se verifica no Gráfico 10 é que C2 manteve sempre um número constante de amamentações noturnas durante cinco semanas. A partir daí,

estes valores nunca mais foram iguais, até à última semana em que se verificou que o neonato já não se amamentava neste período provocando, em consequência, um aumento na mesma semana das amamentações que efetuava no período diurno (Gráfico 9).

Outra particularidade que é observada no Gráfico 10 diz respeito ao desmame que se realizou a C1 ao longo das semanas. Na segunda semana, este neonato no período noturno realizava em média 2 amamentações sendo que a última a ser efetuada era às 00:00 horas. Porém, o objetivo era encurtar o horário da última amamentação diminuindo por isso o número de amamentações ao longo das duas semanas seguintes chegando-se à quinta semana com a última amamentação a ser efetuada às 20:00 horas mantendo esse horário até ao final deste estudo.

Por outro lado, nos Gráficos 11 e 12 é possível concluir que os neonatos passavam a maior parte do dia a amamentar durante o período diurno, visto que as durações neste período eram consideravelmente superiores ao do período noturno, o que se explica por ser o período do dia em que estes animais se encontram mais ativos (Duggan *et al.*, 2016).

No que toca às durações das amamentações no período noturno é possível constatar que, na maioria das semanas, é C1 que se alimenta durante mais tempo. Contudo C1 durante este período, excetuando a primeira semana, tinha o período limitado até às 00:00 horas e, depois mais tarde, até às 20:00 horas enquanto C2 esteve sempre acompanhado da progenitora no período noturno (18:00-08:00 horas) o que fez com que se alimentasse num intervalo de tempo mais alargado do que C1. Como se verificou no Gráfico 10, na quarta e quinta semanas C2 amamentou mais vezes no período noturno. Esses valores, bem como os registados na sétima semana, estão demonstrados no Gráfico 12 com as durações a serem superiores nessas semanas em relação ao período diurno.

Em termos comparativos da duração média por amamentação verificou-se que, em C2 atingiu-se o seu máximo no primeiro mês tal como acontece em Nakamichi *et al.* (2015). Verificou-se ainda que a duração média por amamentação no período noturno é superior no primeiro mês em C2 à semelhança do que se constata em Saito *et al.* (2020).

Apresentam-se ainda os últimos dados registados durante as nove semanas de duração do estudo, que fazem referência à evolução do peso dos dois animais (Gráfico 13) e, como consequência, ao ganho médio diário por dia (Gráfico 14) e a evolução do crescimento (Gráfico 15) em relação à altura.

O peso dos neonatos de girafa em cativeiro abrange um intervalo bastante amplo variando de subespécie para subespécie (Shorrocks, 2016c), sendo que diversos autores apontam vários intervalos.

Assim, são descritos intervalos de 31 a 81 quilos, de acordo com Savoy (1966), Dagg & Foster (1976), Gamble (1999), Khadri & Valandikar (2002), Webb (2008), Dillon & Bredahl (2010) e Livingston *et al.* (2015) citado por Meuffels *et al.* (2019); de 47 a 70 quilos pelas guidelines da EAZA Giraffe EPPs (2006b); de 30 a 100 quilos, de acordo com Bernischke (2007), citado por Kaleta & Marczewska (2007) e de 50 a 100 quilos, referenciado por Deacon & Bercovitch (2015).

Refira-se ainda que Burgess & Blyde (1991) observou um neonato com 63,8 quilos à nascença; Kristal & Noonan (1979) observou dois neonatos à nascença com 34 e 45 quilos e Kaleta & Marczewska (2007) observou neonatos com 55, 60 e 65 quilos, sendo ainda conhecidos registos de quatro neonatos em estado selvagem com 102 quilos de nascença referidos por Meuffels *et al.* (2019).

No que toca aos animais objeto deste estudo é possível constatar no Gráfico 13 que, quer C1 quer C2, apresentam resultados dentro destes intervalos de peso e muito semelhantes entre si, podendo indicar-se que durante os diferentes períodos de gestação a progenitora não apresentou doenças ou outros indícios que prejudicassem a sua saúde e, consequentemente, que pudesse influenciar o desenvolvimento neonatal como por exemplo, más condições de higiene das instalações em animais de produção e o aparecimento de mastites ou problemas ao nível de casco que prejudicam a saúde da progenitora já que em resposta a esses problemas aumenta o stress a nível neuro endócrino podendo influenciar o desenvolvimento neonatal, de acordo com Dauby e colaboradores (2012) citado por Merlot *et al.*, (2013).

Ao compararmos o desenvolvimento de ambos os animais é possível constatar que C1 obteve uma maior variação durante as duas primeiras semanas de vida, observando-se mesmo uma perda de peso neste período (Gráfico 13). Esta variação de peso foi influenciada pelos sinais clínicos que este neonato foi apresentando logo ao terceiro dia de vida, como diarreia neonatal e desidratação. Este sinal clínico, infelizmente, é um problema muito comum em neonatos independentemente da sua espécie, sendo importante a realização de análises sanguíneas para poder perceber a sua origem (Greene & Stringfield, 2002).

As diarreias neonatais estão associadas às falhas da transmissão passiva de imunoglobulinas através do colostro. No caso de C1, a sua ingestão tardia e a sua diferente

composição, que poderá influenciar negativamente a flora intestinal, poderão estar na génese deste sinal clínico.

De forma a contrariar este problema realizou-se outro procedimento que permite igualmente a transferência de imunoglobulinas, nomeadamente a transfusão de plasma (Greene & Stringfield, 2002; Gandolf & Klaphake, 2013, pp 98). Na impossibilidade de se retirar plasma de uma girafa poderá ser utilizado plasma de equino ou bovino (Gandolf & Klaphake, 2013, pp 98; Meuffels *et al.*, 2019). Neste caso, porém, recorreu-se a outra espécie de ungulado *Taurotragus oryx* administrando esse plasma pela veia jugular através de um catéter inserido nessa mesma veia utilizando a técnica de cut down (Citino & Bush, 2014).

Apesar da transfusão ter melhorado a disposição do animal, tendo este começado a amamentar mais vezes, a diarreia piorou apresentando hematoquézia ao oitavo dia, dia esse em que se registou o peso mais baixo deste animal tal como apresentado no Gráfico 13. Com este quadro clínico crónico associado a outros sinais clínicos que foram aparecendo ao longo dos dias iniciou-se um tratamento e começou a perceber-se que a diarreia ou tinha origem nutricional ou origem infecciosa.

A nível nutricional a origem da diarreia poderá estar relacionada com as diferentes composições que existem entre o leite de girafa e de bovino ou com a sua ingestão em excesso. De acordo com Meuffels *et al.* (2019) as girafas produzem 10 litros de leite por dia, contudo só reservam 2 litros no úbere.

Nos neonatos criados à mão em que a ingestão é superior a 2 litros por amamentação ou 9 litros por dia ou, se o volume diário for superior a 9% do peso do neonato (Casares *et al.*, 2012), a diarreia está predisposta a aparecer. Por outro lado, como já foi referido, o leite de bovino tem na sua composição uma maior percentagem de lactose, o que, sendo ingerido em excesso, pode provocar nas girafas timpanismo ou diarreias de acordo com Judson *et al.* 2002 e Vaala & House, 2002 citado por Casares *et al.* (2012). De forma a diminuir a possibilidade de ocorrerem estes sinais clínicos administrou-se comprimidos de Lactaid (Tabela 4) ao alimento, visto que estas enzimas de lactase são eficazes na prevenção de diarreias em neonatos (Casares *et al.*, 2012).

A nível infeccioso as diarreias dos neonatos de girafa dentro do primeiro mês, tal como acontece nos ruminantes, podem ter origem vírica por rotavírus e coronavírus, bacteriano por *Escherichia coli*, *Salmonella spp* e *Clostridium perfringens* e protozoário *Cryptosporidium sp*, *Giardia spp* e *coccidiosis* (Cho & Yoon, 2014; Meuffels *et al.*, 2019). Porém, com o resultado

das análises clínicas deparou-se um quadro bacteriano, *Escherichia coli* sendo dada continuidade ao mesmo protocolo iniciado anteriormente, mas sem transfusão.

No período em que incidiu o estudo, o neonato C1 perdeu, do primeiro dia até ao oitavo dia, um total de 6,5 quilos em resultado desta infeção, apesar de ter ocorrido uma subida momentânea de 800 gramas. A comparação com C2, que nunca evidenciou os mesmos problemas, indica que em C1 ou houve uma insuficiente passagem de imunoglobulinas ou, nos primeiros dias, a quantidade ingerida de colostro/leite foi em excesso o que provocou uma alteração da flora intestinal providenciando o aparecimento desta bactéria e todo este quadro clínico.

Ao observar outros estudos, somente em três neonatos, de um total de oito, é que se observou diarreia, sendo que apenas um caso é que foi diagnosticado com a mesma bactéria (Meuffels *et al.*, 2019). Outros autores concluíram que estas diarreias resultaram do excesso de ingestão do leite de substituição (Burgess & Blyde, 1991; Casares *et al.*, 2012; Meuffels *et al.*, 2019).

Com o início do tratamento médico e a alteração da suplementação com a ingestão dos comprimidos de lactose começou-se a observar melhorias o que conduziu, de forma instantânea, a um aumento de 3,1 quilos no dia seguinte tal como se pode observar no Gráfico 13. Porém, com o aumento do número de amamentações (Gráfico 6) o animal começou a apresentar novos sinais clínicos, como o tenesmo e obstipações, sem existir queda de peso, verificando-se, antes pelo contrário, um ganho de peso. Estes sinais clínicos relacionam-se com o mesmo princípio da diarreia, sendo a ingestão de leite de substituição em excesso a principal razão.

De acordo com DeMuth & Gardens (2004), os neonatos criados à mão têm predisposição para ficarem diversos dias sem defecar, sendo que em Casares *et al.* (2012) e em Meuffels *et al.* (2019) alguns animais observados ficaram sem defecar 24 horas e cinco dias, respetivamente, apresentando estes mesmos sinais clínicos. Ao fim de dois meses de observação é possível verificar que C1 possui pesos idênticos em comparação a oito neonatos, seis deles da mesma subespécie (Meuffels *et al.*, 2019), sendo que C2 no mesmo período também apresenta pesos idênticos a dois neonatos da mesma subespécie criados pela progenitora (Meuffels *et al.*, 2019).

Ao mesmo tempo, no Gráfico 14, observa-se o ganho médio diário destes animais durante o período de observação. Nas nove semanas de observação constatou-se que C2 teve sempre ganhos médios diários superiores a C1, sendo que a maior diferença se situa entre o dia

4 e o dia 11. Esta diferença relaciona-se com o facto de que durante os primeiros 9 dias de vida de C1 este ter apresentado diversas variações de peso que foram influenciadas pelos sinais clínicos gastrointestinais que fizeram com que o animal ingerisse menos alimento e, por outro lado, o que bebia era perdido através das severas diarreias observadas. Devido a este fator observou-se, neste período, primeiro uma queda de 1075 gramas por dia e posteriormente uma queda de 1500 gramas por dia.

Num animal com o tamanho de uma girafa onde o rápido crescimento é muito importante e que só na primeira semana podem ganhar 10 quilos (Greene & Stringfield, 2002), estas perdas podem ser fatais. Porém, com os tratamentos aplicados ao animal verifica-se que C1 começou a aumentar os seus ganhos médios diários.

No Gráfico 14 é possível ainda verificar que entre o dia 27 e 44 ambos os animais apresentam valores muito próximos, os quais estão diretamente relacionados com o Gráfico 6 com C1 a registar um maior número médio de amamentações por dia neste período o que fez com que ingerisse mais alimento possibilitando este ganho médio diário mais evidente. Porém, no último valor apresentado nota-se uma discrepância enorme entre C1 e C2 apesar de no Gráfico 6, C1 continuar com um maior número de amamentações. Este valor justifica-se pelo facto de C2 ter começado a comer ração e folhagem, para além do leite, influenciando assim os seus ganhos médios diários.

Comparando a nível mensal registou-se que, no final dos dois meses, C1 teve um ganho médio diário de 847 gramas enquanto C2 de 1225 gramas. Os valores apresentados por C1 ao fim de dois meses situam-se entre os valores descritos em Meuffels *et al.* (2019) que menciona, também ao final de dois meses, valores entre as 317-1239 gramas registados em diversos zoológicos que criaram os seus neonatos. Observa-se ainda neste estudo que os neonatos estudados que receberam leite de bovino de Holstein-Frísia, ao invés de leite comercial, obtiveram melhores GMD ao fim de dois meses, observando-se ainda que o neonato que bebeu leite de bovino de Holstein-Frísia e uma percentagem de colostro obteve melhores resultados que dois em três neonatos que só beberam leite de bovino de Holstein-Frísia.

Em relação a C2 o mesmo artigo menciona que os dois neonatos obtiveram GMD menores (921 e 1050 gramas). Porém, noutro estudo é referido que um neonato apresentou valores superiores quer no primeiro mês de vida quer no segundo, embora o outro neonato estudado tivesse apresentado entre o primeiro e o segundo mês um GMD mais baixo que C2 (Nakamichi *et al.*, 2015).

Estes valores indicam que, apesar da perda verificada em C1, no início os dois animais tiveram crescimentos dentro ou superiores a valores anteriormente registados o que sugere que todos os esforços e métodos utilizados, desde os tratamentos médicos, as amamentações aplicadas a C1, a dessensibilização da região mamária da progenitora antes do nascimento de C2 foram adequados. Estes valores, mais os resultados obtidos em outros estudos, também indicam que, apesar das altas concentrações de lactose que o leite de bovino de Holstein-Frisia apresenta e os problemas a elas associados, este alimento, a longo prazo, tem um melhor resultado do que os leites comerciais utilizados em certos contextos de criação à mão de girafas.

Por fim, o último parâmetro registado durante o presente estudo diz respeito ao crescimento em altura dos neonatos (Gráfico 15).

Em termos de crescimento verifica-se que as girafas em cativeiro são mais baixas no dia de nascimento do que as girafas nascidas em estado selvagem (Skinner & Hall-Martin, 1975). Em termos quantitativos, as girafas em cativeiro apresentam alturas compreendidas entre 1,34-2,14 metros, de acordo com Savoy (1966); Dagg & Foster (1976); Gamble (1999); Khadri & Valandikar (2002); Webb (2008); Dillon & Bredahl (2010); Livingston *et al.* (2015), citado por Meuffels *et al.* (2019), enquanto em estado selvagem a altura varia entre 1,5-1,9 metros (Skinner & Hall-Martin, 1975).

Os neonatos objeto deste estudo encontram-se nestes intervalos quer em cativeiro quer em estado selvagem. Observa-se, no Gráfico 15, que estes animais tiveram um crescimento gradual o que indica que, se fossem observados durante mais tempo muito provavelmente poderia ser constatado o que outros estudos relatam, designadamente que, ao fim de seis meses, os neonatos em cativeiro crescem mais 100 centímetros e, em estado selvagem 75 centímetros no período de seis meses e 110 centímetros no período de um ano (Meuffels *et al.*, 2019).

O presente estudo conheceu, no entanto, três limitações. Uma relaciona-se com a impossibilidade de analisar o colostro e o leite quer da progenitora quer da exploração que os forneceu em C1 o que fez com se baseasse em composições de outros estudos de outros países e de outros ambientes. A outra limitação diz respeito à ausência de dados que possibilitassem uma observação mais prolongada dos animais, visto que existem certos parâmetros a registar e que têm uma elevada importância no que toca à criação destes animais como por exemplo a altura e o peso alcançados quando se observa o desmame. Por fim, a última limitação tem a ver com o número reduzido de animais observados, já que, neste caso, a existência no local de estudo de apenas uma fêmea reprodutora traduziu-se numa condicionante para esse efeito.

Em suma, como foi possível observar através da bibliografia existente, não existe uma base de dados disponível que seja suficientemente extensa e precisa daqui resultando a ausência de uma guideline exata para ajudar na reprodução e criação dos neonatos desta espécie e que possa ser usada de forma uniforme por todos os zoos. Esta base de dados será ainda mais reduzida no que diz respeito à obtenção de informação sobre neonatos criados pela progenitora.

Considerando todas as circunstâncias adversas que estes animais atualmente enfrentam em estado selvagem, tal como a caça furtiva e a perda de habitat, é de extrema importância que, em cativeiro, se reúnam todas as condições de observação, reprodução e criação tendo em vista perceber melhor estes animais e, assim, contrariar a perda destes exemplares em estado selvagem. É por estas razões que trabalhos como este, apesar de incidir sobre um intervalo de tempo curto e não obstante as limitações acima descritas, constituem um valor acrescido para a preservação desta espécie tão emblemática no reino animal.

Conclusão

No final deste trabalho foi possível concluir que, nos neonatos rejeitados pela progenitora, o *timing* entre a retirada do neonato e o início da ingestão do colostro assume uma importância fundamental.

Como se verificou neste estudo, a hora tardia da administração do colostro e o método usado nos primeiros dias estiveram na origem das complicações observadas e que provocaram atrasos no seu crescimento e números mais baixos de amamentações nos primeiros dias.

Após os problemas iniciais terem sido ultrapassados, verificou-se que C1 registou um crescimento semelhante ao C2 observado no terceiro GMD embora, no último GMD, se tenha verificado outra variação significativa justificada pelo facto de C2 ter começado a comer comida sólida mais cedo e C1 só ter começado a mudar a sua alimentação após o período de 60 dias.

No que toca aos objetivos identificados, ambos foram atingidos uma vez que, quer C1 quer C2 obtiveram resultados parecidos, resultados esses que, de acordo com a bibliografia consultada, vão de encontro aos valores apresentados pelos vários autores.

Também foi possível observar que, num neonato criado à mão o primeiro mês é o mais crítico, observando-se várias complicações que põem em causa a sua saúde podendo ser mesmo fatais, conclusão que é confirmada por Bercovitch *et al.*, (2004) quando este afirma que o primeiro mês em cativeiro é o mais importante na vida de girafas.

Este estudo permitiu ainda concluir que, no futuro, é extremamente importante manter o registo de neonatos criados à mão e de neonatos criados pela progenitora uma vez que o registo extensivo dos casos de rejeição poderá conduzir à criação de uma *guideline* uniforme que poderá ser usada da mesma forma por todas as instalações que possuem estes animais em cativeiro.

Este registo extensivo irá permitir conhecer melhor estes animais no que toca à sua reprodução e criação o que, a longo prazo, pode contribuir para melhorar as condições de vida em cativeiro possibilitando uma transição para o estado selvagem mais fácil e, assim, salvar estes animais da extinção.

De realçar ainda que as observações efetuadas e as conclusões obtidas neste estudo justificam dar-lhe continuidade de forma a perceber as razões que levam as progenitoras em cativeiro a rejeitar as suas crias, designadamente se estão relacionadas com falhas no instinto

maternal em fêmeas primíparas ou se a rejeição é provocada por valores de stress elevados manifestados pelas progenitoras.

Dar continuidade a este estudo permitirá também perceber se as rejeições em girafas poderão estar relacionadas com os valores de progesterona e estrogénio fecal durante a gestação já que estas concentrações em bovinos, de acordo com Zhang *et al.* (1999) citado por Isobe *et al.* (2007), mais concretamente de estrogénio, estão relacionadas com a viabilidade dos neonatos o que pode provocar uma rejeição por parte da progenitora se esta não o achar viável.

Isobe *et al.* (2007) observou em duas gestações/partos que os valores de estrogénio apresentaram concentrações diferentes. Ou seja, numa gestação os valores estiveram aumentados e, noutra gestação, os valores só aumentaram no dia 320, embora mais baixos do que na primeira gestação, morrendo este neonato dias após o seu nascimento. Desta forma, uma pesquisa destes valores em girafas, numa amostragem significativa antes do parto, poderá indicar a viabilidade do neonato e, assim, antecipar a possível rejeição maternal.

Este estudo, incidindo sobre os métodos e procedimentos aplicados após o nascimento, poderá constituir, assim, um ponto de partida para uma investigação mais alargada que incida especificamente sobre as causas da rejeição de neonatos por parte das progenitoras e cujos resultados poderão ajudar a encontrar soluções para uma melhor preservação da espécie.

Bibliografia

- Aschaffenburg, R., Gregory, M. E., Rowland, S. J., Thompson, S. Y., & Kon, V. M. (1961). The Composition of the Milk of the Giraffe (*Giraffa camelopardalis reticulata*). *International Zoo Yearbook*, 2(1), 106–106. <https://doi.org/10.1111/j.1748-1090.1960.tb02767.x>
- Bashaw, M. J., Tarou, L. R., Maki, T. S., & Maple, T. L. (2001). A survey assessment of variables related to stereotypy in captive giraffe and okapi. *Applied Animal Behaviour Science*, 73(3), 235–247. [https://doi.org/10.1016/S0168-1591\(01\)00137-X](https://doi.org/10.1016/S0168-1591(01)00137-X)
- Baxter, E., & Plowman, A. B. (2001). The effect of increasing dietary fibre on feeding, rumination and oral stereotypies in captive giraffes (*Giraffa camelopardalis*). *Animal Welfare*, 10, 281–290.
- Bashaw, M. (2003). *Social Behavior and communication in a herd of captive giraffe* (PhD Thesis). Georgia Institute of Technology
- Bercovitch, F. B., Bashaw, M. J., & del Castillo, S. M. (2006). Sociosexual behavior, male mating tactics, and the reproductive cycle of giraffe *Giraffa camelopardalis*. *Hormones and Behavior*, 50(2), 314–321. <https://doi.org/10.1016/j.yhbeh.2006.04.004>
- Bercovitch, F. B., & Berry, P. S. M. (2009). Reproductive life history of Thornicroft's giraffe in Zambia. *African Journal of Ecology*, 48, 535–538. <https://doi.org/10.1111/j.1365-2028.2009.01145.x>
- Bercovitch, F. B. (2013). Giraffe cow reaction to the death of her newborn calf. *African Journal of Ecology*, 51(2), 376–379. <https://doi.org/10.1111/aje.12016>
- Bercovitch, F. B., Bashaw, M. J., Penny, C. G., & Rieches, R. G. (2004). Maternal Investment in Captive Giraffes. *Journal of Mammalogy*, 85(3), 428–431. [https://doi.org/10.1644/1545-1542\(2004\)085<0428:miicg>2.0.co;2](https://doi.org/10.1644/1545-1542(2004)085<0428:miicg>2.0.co;2)
- Bercovitch, F. B. (2020). Giraffe taxonomy, geographic distribution and conservation. *African Journal of Ecology*, 1–9. <https://doi.org/10.1111/aje.12741>
- Berry, P. S. M., & Bercovitch, F. (2012). Darkening coat colour reveals life history and life expectancy of male Thornicroft's giraffes. 287, 157-160.

- Besser, T. E., & Gay, C. C. (1994). The importance of colostrum to the health of the neonatal calf. *The Veterinary Clinics of North America. Food Animal Practice*, 10(1), 107–117. [https://doi.org/10.1016/S0749-0720\(15\)30591-0](https://doi.org/10.1016/S0749-0720(15)30591-0)
- Blankenship, L. H., & Kayanja, F. I. . (1973). *The ovary of the Giraffe, Giraffa camelopardalis*. 34, 305–313.
- Bos, J. H., Klip, F. C., & Kik, M. J. L. (2017). Congenital Nutritional Myodegeneration (White Muscle Disease) in a Giraffe (*Giraffa Camelopardalis*) Calf. *Journal of Zoo and Wildlife Medicine*, 48(4), 1193–1196. <https://doi.org/10.1638/2016-0231.1>
- Brown, D. (2007). Giraffe: Tall tales from the wild and captive world! *Giraffa*, 2(1), 1–29.
- Branco, A. M. B. da S. (2016). *Comparação do comportamento na época reprodutiva das fêmeas de lince ibérico em cativeiro* (Dissertação de mestrado). Universidade Lusófona de Humanidades e Tecnologias Faculdade de Medicina Veterinária, Lisboa
- Burgess, J., & Blyde, D. (1991). *Hand-rearing and reintroduction of a Giraffe at Taronga Zoo, Sydney*. 213–215.
- Bush, M. (2000). *Giraffidae*. 61, 625–633. Disponível em <https://repository.si.edu/bitstream/handle/10088/4014/Bush2003.pdf>
- Carlstead, K., & Shepherdson, D. (1994). *Effects of Environmental Enrichment on Reproduction*. 13, 447–458.
- Carter, K. D., Brand, R., Carter, J. K., Shorrocks, B., & Goldizen, A. W. (2013a). Social networks, long-term associations and age-related sociability of wild giraffes. *Animal Behaviour*, 86(5), 901–910. <https://doi.org/10.1016/j.anbehav.2013.08.002>
- Carter, K. D., Seddon, J. M., Frère, C. H., Carter, J. K., & Goldizen, A. W. (2013b). Fission-fusion dynamics in wild giraffes may be driven by kinship, spatial overlap and individual social preferences. *Animal Behaviour*, 85(2), 385–394. <https://doi.org/10.1016/j.anbehav.2012.11.011>
- Casares, M., Bernhard, A., Gerique, C., Malo, E., & Carbonell, D. (2012). Hand-rearing Rothschild or Baringo giraffe *Giraffa camelopardalis rothschildi* calves at Bioparc Valencia, Spain, and Leipzig Zoo, Germany. *International Zoo Yearbook*, 46(1), 221–231. <https://doi.org/10.1111/j.1748-1090.2012.00174.x>

- Cho, Y. il, & Yoon, K. J. (2014). An overview of calf diarrhea - infectious etiology, diagnosis, and intervention. *Journal of Veterinary Science*, 15(1), 1–17. <https://doi.org/10.4142/jvs.2014.15.1.1>
- Coe, J. (2017). Embedding Environmental Enrichment into Zoo Animal Facility Design. *Zoo Design Conference*, 2, 1–21.
- David, M. (1949). Parturition of the Nubian Giraffe (*Giraffe camelopardalis*). *Journal of Mammalogy*, 30(3), 306–307.
- Dagg, A. I. (2009). EXTERNAL FEATURES OF GIRAFFE. *Mammalia*, 32(4), 658–669. Disponível em <https://doi.org/10.1515/mamm.1968.32.4.657>
- Dagg, A. I. (2014). Giraffe. Biology, Behaviour and Conservation Dagg Anne Innis. Cambridge University Press (2014), 247 pp. ISBN 978-1-107-03486-0 Hardback. *African Journal of Ecology*, 53, 257–258. <https://doi.org/10.1111/aje.12156>
- Dadone, L. I., Schilz, A., Friedman, S. G., Bredahl, J., Foxworth, S., & Chastain, B. (2016). Training giraffe (*Giraffa camelopardalis reticulata*) for front foot radiographs and hoof care. *Zoo Biology*, 35(3), 228–236. <https://doi.org/10.1002/zoo.21279>
- Dadone, L. (2017). Operation TWIGA: ZOOS SUPPORTING ROTCHILD’S GIRAFFE CONSERVATION. pp.36-39 disponível em <https://www.researchgate.net/publication/313423341>
- Dadone, L., Kornak, A., & Lukas, K. (2017). *Giraffe SAFE Program: Action Plan 2017-2020*. Disponível em https://assets.speakcdn.com/assets/2332/2017-2020_giraffe_action_plan.pdf
- Deacon, F., Nel, P. J., & Bercovitch, F. B. (2015). Concurrent pregnancy and lactation in wild giraffes (*Giraffa camelopardalis*). *African Zoology*, 50(4), 331–334. <https://doi.org/10.1080/15627020.2015.1120643>
- Del Castillo, S. M., Bashaw, M. J., Patton, M. L., Rieches, R. R., & Bercovitch, F. B. (2005). Fecal steroid analysis of female giraffe (*Giraffa camelopardalis*) reproductive condition and the impact of endocrine status on daily time budgets. *General and Comparative Endocrinology*, 141(3), 271–281. <https://doi.org/10.1016/j.ygcen.2005.01.011>

- Dumonceaux, G. A., Bauman, J. E., & Camilo, G. R. (2006). Evaluation of Progesterone Levels in Feces of Captive Reticulated Giraffe (*Giraffa Camelopardalis Reticulata*). *Journal of Zoo and Wildlife Medicine*, 37(3), 255–261. <https://doi.org/10.1638/04-081.1>
- Duggan, G., Burn, C.C., & Clauss, M. (2016). Nocturnal behavior in captive giraffe (*Giraffa camelopardalis*)- A pilot study. *Zoo Biology*, 35(1), 14-18. <https://doi.org/10.1002/zoo.21248>
- Fay, C., & Miller, L. (2015). Utilizing Scents as Environmental Enrichment: Preference Assessment and Application with Rothschild Giraffe. *Animal Behavior and Cognition*, 2(3), 285–291. <https://doi.org/10.12966/abc.08.07.2015>
- Fernandez, L. T., Bashaw, M. J., Sartor, R. L., Bouwens, N. R., & Maki, T. S. (2008). Tongue twisters: Feeding enrichment to reduce oral stereotypy in giraffe. *Zoo Biology*, 27(3), 200–212. <https://doi.org/10.1002/zoo.20180>
- Fennessy, S., Fennessy, J., Muller, Z., Brown, M. & Marais, A. (2018a). *Giraffa camelopardalis ssp. rothschildi*. The IUCN Red List of Threatened Species 2018: e.T174469A51140829. <http://dx.doi.org/10.2305/IUCN.UK.2018-2.RLTS.T174469A51140829.en>
- Fennessy, S., Fennessy, J., Muller, Z., Brown, M. & Marais, A. (2018b). *Giraffa camelopardalis ssp. rothschildi*. The IUCN Red List of Threatened Species 2018: e.T174469A51140829. Apêndice 1: Rothschild's Giraffe population estimates. Disponível em <http://dx.doi.org/10.2305/IUCN.UK.2018-2.RLTS.T174469A51140829.en>:
- Freitas N. (2012) Relação entre factores ambientais causadores de stresse e doença renal felina (Dissertação de Mestrado em Medicina Veterinária). Faculdade de Medicina Veterinária – Universidade Lusófona de Humanidades e Tecnologias, Lisboa
- Garry, S. (2012). Analyses of captive behaviour and enclosure use in Rothschild giraffes (*Giraffa camelopardalis rothschildi*) housed at Paignton Zoo Environmental Park ®. *The Plymouth Student Scientist*, 5(2), 4–30.
- Gandolf, R., & Klaphake, E. (2013). *Addresing The Nuances of Neonatal Giraffe* Comunicação em power-point apresentada 2013 Proceedings Annual Conference AAZV, Salt Lake City, EUA
- Gloneková, M., Brandlová, K., & Pluháček, J. (2016). Stealing milk by young and reciprocal mothers: High incidence of allonursing in giraffes, *Giraffa camelopardalis*. *Animal Behaviour*, 113, 113–123. <https://doi.org/10.1016/j.anbehav.2015.11.026>

- Gloneková, M., Brandlová, K., & Pluháček, J. (2019). Giraffe males have longer suckling bouts than females. *Journal of Mammalogy*, 101(2), 1–6. <https://doi.org/10.1093/jmammal/gyz201>
- Gonyou, H. W., & Stookey, J. M. (1987). Maternal and neonatal behavior. *The Veterinary Clinics of North America. Food Animal Practice*, 3(2), 231–249. [https://doi.org/10.1016/S0749-0720\(15\)31150-6](https://doi.org/10.1016/S0749-0720(15)31150-6)
- González-Mariscal, G., & Melo, A. I. (2013). Parental Behaviour. In D.W.Plaff (ed.) *Neuroscience in the 21st Century* (pp 2069-2100). <https://doi.org/10.1007/978-1-4614-1997-6>
- Hall-Martin, A.J., & Skinner, J.D., & Dyk, J.M.V. (1975). Reproduction in the giraffe in relation to some environmental factors. *African Journal of Ecology*, 13, 237–248. <https://doi.org/10.1111/j.1365-2028.1975.tb00137.x>
- Hall-Martin, A. J., Skinner, J. D., & Smith, A. (1977). Observations on lactation and milk composition of the giraffe *giraffa camelopardalis*. *South African Journal of Wildlife Research*, 7(2), 67–71.
- Hall-Martin, A. J., & Skinner, J. D. (1978). Observations on puberty and pregnancy in female giraffe. *South African Journal of Wildlife Research - 24-Month Delayed Open Access*, 8(3), 91–94.
- Hashimoto, C.Y. (2008). *Comportamento em cativeiro e teste da eficácia de técnicas de enriquecimento ambiental (físico e alimentar) para jaguatiricas (Leopardus pardalis)*. (Dissertação de mestrado). Instituto de Psicologia da Universidade de São Paulo
- Hradecký, P. (1983). Placental morphology in African antelopes and giraffes. *Theriogenology*, 20(6), 725–734. [https://doi.org/10.1016/0093-691X\(83\)90193-0](https://doi.org/10.1016/0093-691X(83)90193-0)
- Hoy, J. M., Murray, P. J., & Tribe, A. (2010). Thirty years later: Enrichment practices for captive mammals. *Zoo Biology*, 29(3), 303–316. <https://doi.org/10.1002/zoo.20254>
- Isobe, N., Nakao, T., Shimada, M., Fukumoto, Y., Watanabe, H., Minami, S., ... Yoshimura, Y. (2007). Fecal progestagen and estrone during pregnancy in a giraffe: A case report. *Journal of Reproduction and Development*, 53(1), 159–164. <https://doi.org/10.1262/jrd.18030>

- Kaleta, T., & Marczewska, S. (2007). The observations concerning reproduction and young development in captive giraffe (*Giraffa camelopardalis*) at Warsaw ZOO. *Annals of Warsaw University of Life Sciences - SGGW, Animal Science*, 44, 17–22.
- Kaitho, T. D., Limo, C. K., Rono, B., & Ndambiri, E. M. (2011). Dystocia in a rothschild giraffe at the african fund for endangered wildlife, nairobi, kenya. *Veterinary World*, 4(12), 565–568. <https://doi.org/10.5455/vetworld.2011.565-568>
- Kaitho, T., Ndeereh, D., & Ngoru, B. (2013). An outbreak of anthrax in endangered Rothschild's giraffes in Mwea National Reserve, Kenya. *Veterinary Medicine: Research and Reports*, 45–48. <https://doi.org/10.2147/vmrr.s52238>
- Kellas, L. ., Van Lennep, E. ., & Amoroso, E. (1958). Ovaries of soma foetal and prepubertal giraffes (*Giraffa camelopardalis* (linnaeus)). *Nature Publishing Group*, 181, 487–488.
- Kido, N., Nagakura, K., Itabashi, M., Ono, K., Dan, M., Matsumoto, R., & Omiya, T. (2014). Insufficient colostrum ingestion is a risk factor for polyarthritis and/or phlegmon in hand-reared reticulated giraffes (*Giraffa camelopardalis reticulata*): 7 cases (2003–2012). *Journal of Veterinary Medical Science*, 76(8), 1133–1136. <https://doi.org/10.1292/jvms.14-0035>
- Kristal, M. B., & Noonan, M. (1979). Perinatal Maternal and Neonatal Behaviour in the Captive Reticulated Giraffe. *South African Journal of Zoology*, 14(2), 103–107. <https://doi.org/10.1080/02541858.1979.11447656>
- Kulkarni, T. P. (2020). Analysis of stereotypic behaviour and enhanced management in captive Northern Giraffe *Giraffa camelopardalis* housed at Zoological Garden Alipore, Kolkata. *Journal of Threatened Taxa*, 12(4), 15426–15435. <https://doi.org/10.11609/JOTT.5622.12.4.15426-15435>
- Lackey, L. B. (2011). 2011 Giraffe Studbook *Giraffa camelopardalis* North American Regional / Global. *AZA Giraffe Studbook*, 1–1080.
- Laule, G. E. (2003). Positive reinforcement training and environmental enrichment: Enhancing animal well-being. *Journal of the American Veterinary Medical Association*, 223(7), 969–973. <https://doi.org/10.2460/javma.2003.223.969>
- Lewton, J., & Rose, P. E. (2019). Evaluating the social structure of captive Rothschild's giraffes (*Giraffa camelopardalis rothschildi*): Relevance to animal management and animal

- welfare. *Journal of Applied Animal Welfare Science*, 1–15. <https://doi.org/10.1080/10888705.2019.1573682>
- Lueders, I., Niemuller, C., Pootoolal, J., Rich, P., Gray, C., Streich, W. J., & Hildebrandt, T. B. (2009a). Sonomorphology of the reproductive tract in male and pregnant and non-pregnant female Rothschild's giraffes (*Giraffa camelopardalis rothschildi*). *Theriogenology*, 72, 22–31. <https://doi.org/10.1016/j.theriogenology.2009.01.016>
- Lueders, I., Hildebrandt, T. B., Pootoolal, J., Rich, P., Gray, C. S., & Niemuller, C. A. (2009b). Ovarian Ultrasonography Correlated with Fecal Progestins and Estradiol During the Estrous Cycle and Early Pregnancy in Giraffes (*Giraffa camelopardalis rothschildi*). *Biology of Reproduction*, 81, 989–995. <https://doi.org/10.1095/biolreprod.109.077743>.
- Lueders, I., & Pootoolal, J. (2015). Aspects of Female Giraffe Reproduction Aspects of Female Giraffe Reproduction: Review and Update. *International Zoo News*, 62(4), 254–276.
- Mason, G. J. (1991). Stereotypies: a critical review. *Animal Behaviour*, 41, 1015–1037.
- Mason, G. J. (2010). Species differences in responses to captivity: Stress, welfare and the comparative method. *Trends in Ecology and Evolution*, 25(12), 713–721. <https://doi.org/10.1016/j.tree.2010.08.011>
- Merlot, E., Quesnel, H., & Prunier, A. (2013). *Prenatal stress, immunity and neonatal health in farm animal species* *. (2013), 2016–2025. <https://doi.org/10.1017/S175173111300147X>
- Meuffels, J., Ververs, C., Pootoolal, J., Langhout, M. van Z., & Govaere, J. (2019). Growth, Husbandry, and Diets of Five Successfully Hand-Reared Orphaned Giraffe Calves (*Giraffa Camelopardalis Rothschildi* and *Giraffa Camelopardalis Reticulata*). *Journal of Zoo and Wildlife Medicine*, 50(1), 205. <https://doi.org/10.1638/2018-0016>
- Meuffels, J., Luther-Binoir, I., Daffue, W., Deacon, F., & Mitchell, E. P. (2020). Testicular disorder of sexual development with cryptorchidism, penile hypoplasia and hypospadias in a giraffe (*Giraffa camelopardalis giraffa*). *Journal of the South African Veterinary Association*, 91, 1–6. <https://doi.org/10.4102/jsava.v91i0.1971>
- Mitchell, G., Roberts, D., Van Sittert, S., & Skinner, J. D. (2013). Growth patterns and masses of the heads and necks of male and female giraffes. *Journal of Zoology*, 290(1), 49–57. <https://doi.org/10.1111/jzo.12013>

- Morgan, K. N., & Tromborg, C. T. (2007). Sources of stress in captivity. *Applied Animal Behaviour Science*, 102(3–4), 262–302. <https://doi.org/10.1016/j.applanim.2006.05.032>
- Muller, Z., Bercovitch, F., Fennessy, J., Brown, D., Brand, R., Brown, M *et al.* (2016). Giraffa camelopardalis. The IUCN Red List of Threatened Species 2016. *IUCN Red List*. <https://doi.org/10.13140/RG.2.2.25459.43040>
- Muller, Z. (2018). Rothschild's giraffe *Giraffa camelopardalis rothschildi* (Linnaeus, 1758) in East Africa: A review of population trends, taxonomy and conservation status. *African Journal of Ecology*, 57(1), 1–11. <https://doi.org/10.1111/aje.12578>
- Muller, Z., Bercovitch, F., Brand, R., Brown, D., Brown, M., Bolger, *et al.*, (2018). Giraffa camelopardalis (amended version of 2016 assessment). The IUCN Red List of Threatened Species 2018: e.T9194A136266699. <http://dx.doi.org/10.2305/IUCN.UK.2016-3.RLTS.T9194A136266699.en>
- Nakamichi, M., Murata, C., Eto, R., Takagi, N., & Yamada, K. (2015). Daytime mother-calf relationships in reticulated giraffes (*Giraffa camelopardalis reticulata*) at the Kyoto City Zoo. *Zoo Biology*, 34(2), 110–117. <https://doi.org/10.1002/zoo.21198>
- Newberry, R. C. (1995). Environmental enrichment: Increasing the biological relevance of captive environments. *Applied Animal Behaviour Science*, 44(2–4), 229–243. [https://doi.org/10.1016/0168-1591\(95\)00616-Z](https://doi.org/10.1016/0168-1591(95)00616-Z)
- Orsini, H., & Bondan, E. F. (2006). Fisiopatologia do estresse em animais selvagens em cativeiro e suas implicações no comportamento e bem-estar animal: revisão da literatura. *J. Health Sci. Inst*, 24(1), 7–13.
- Osthoff, G., Hugo, A., Madende, M., Deacon, F., & Nel, P. J. (2016). Milk composition of free-ranging red hartebeest, giraffe, Southern reedbuck and warthog and a phylogenetic comparison of the milk of African Artiodactyla. *Comparative Biochemistry and Physiology -Part A: Molecular and Integrative Physiology*, 204, 93–103. <https://doi.org/10.1016/j.cbpa.2016.11.012>
- Orban, D. A., Siegford, J. M., & Snider, R. J. (2016). Effects of guest feeding programs on captive giraffe behavior. *Zoo Biology*, 35(2), 157–166. <https://doi.org/10.1002/zoo.21275>
- O'connor, D., Stacy-Dawes, J., Muneza, A., Fennessy, J., Gobush, K., Chase, M. J., *et al.* (2019). Updated geographic range maps for giraffe, *Giraffa* spp., throughout sub-Saharan

- Africa, and implications of changing distributions for conservation. *Mammal Review*, 49(4), 285–299. <https://doi.org/10.1111/mam.12165>
- Purohit, G. N. (2020). *Puberty in domestic animals* (pp. 1–24). <https://doi.org/10.13140/RG.2.2.11861.17128>
- Rezaei, R., Wu, Z., Hou, Y., Bazer, F. W., & Wu, G. (2016). Amino acids and mammary gland development: Nutritional implications for milk production and neonatal growth. *Journal of Animal Science and Biotechnology*, 7(1). <https://doi.org/10.1186/s40104-016-0078-8>
- Rangel de Abreu, A. C. M., Busato, E. M., Bergstein-Galan, T. G., Bertol, M. A. F., & Weiss, R. R. (2017). Bovine Reproductive Physiology and Endocrinology Reproductive Physiology of Bovine Female Puberty and Sexual Maturity in the Cow. *Reproduction Biotechnonology in Farm Animals*, 2, 37–74.
- Rørvang, M. V., Nielsen, B. L., Herskin, M. S., & Jensen, M. B. (2018). Prepartum maternal behavior of domesticated cattle: A comparison with managed, feral, and wild ungulates. *Frontiers in Veterinary Science*, 5(MAR), 1–11. <https://doi.org/10.3389/fvets.2018.00045>
- Saito, M., & Idani, G. (2018). Giraffe Mother-Calf Relationships in the Miombo Woodland of Katavi National Park, Tanzania. *Mammal Study*, 43(1), 1–7. <https://doi.org/10.3106/ms2017-0050>
- Saito, M., Takagi, N., Tanaka, M., & Yamanashi, Y. (2020). Nighttime Suckling Behavior in Captive Giraffe (*Giraffa camelopardalis reticulata*). *Zoological Science*, 37(1), 1–6. <https://doi.org/10.2108/zs190094>
- Sasson-Yenor, J., & Powell, D. M. (2019). Assessment of contrafreeloading preferences in giraffe (*Giraffa camelopardalis*). *Zoo Biology*, 38(5), 414–423. <https://doi.org/10.1002/zoo.21513>
- Seeber, P. A., Ciofolo, I., & Ganswindt, A. (2012). Behavioural inventory of the giraffe (*Giraffa camelopardalis*). *BMC Research Notes*, 5, 1–8. <https://doi.org/10.1186/1756-0500-5-650>
- Selig, M., Lewandowski, A., Burton, M. S., & Ball, R. L. (2015). Management of Omphalophlebitis and Umbilical Hernia in Three Neonatal Giraffe (*Giraffa Camelopardalis*) . *Journal of Zoo and Wildlife Medicine*, 46(4), 938–940. <https://doi.org/10.1638/2015-0036.1>

- Sherwen, S. L., & Hemsworth, P. H. (2019). The visitor effect on zoo animals: Implications and opportunities for zoo animal welfare. *Animals*, 9(6), 1–27. <https://doi.org/10.3390/ani9060366>
- Siciliano-Martina, L., & Martina, J. P. (2018). Stress and social behaviors of maternally deprived captive giraffes (*Giraffa camelopardalis*). *Zoo Biology*, 37(2), 80–89. <https://doi.org/10.1002/zoo.21405>
- Skinner, J. D., & Hall-Martin, A. J. (1975). *A note on foetal growth and development of the giraffe Giraffa camelopardalis giraffa*. 177, 73–79.
- Strauss, M. K. L., & Muller, Z. (2013). Giraffe mothers in East Africa linger for days near the remains of their dead calves. *Afr. J. Ecol.*, 51, 506–509. <https://doi.org/10.1111/aje.12090>
- Takagi, N., Saito, M., Ito, H., Tanaka, M., & Yamanashi, Y. (2019). Sleep-related behaviors in zoo-housed giraffes (*Giraffa camelopardalis reticulata*): Basic characteristics and effects of season and parturition. *Zoo Biology*, (March), 1–8. <https://doi.org/10.1002/zoo.21511>
- Van De Perre, P. (2003). Transfer of antibody via mother's milk. *Vaccine*, 21(24), 3374–3376. [https://doi.org/10.1016/S0264-410X\(03\)00336-0](https://doi.org/10.1016/S0264-410X(03)00336-0)
- Von Keyserlingk, M. A. G., & Weary, D. M. (2007). Maternal behavior in cattle. *Hormones and Behavior*, 52(1), 106–113. <https://doi.org/10.1016/j.yhbeh.2007.03.015>
- Wallace, E. K., Altschul, D., Korfer, K., Benti, B., Kaeser, A., Lambeth, S., ... Slocombe, K. E. (2017). Is music enriching for group-housed captive chimpanzees (*Pan troglodytes*)? *PLoS ONE*, 12(3), 1–27. <https://doi.org/10.1371/journal.pone.0172672>
- Wielebnowski, N. (2003). Stress and distress: Evaluating their impact for the well-being of zoo animals. *Journal of the American Veterinary Medical Association*, 223(7), 973–977. <https://doi.org/10.2460/javma.2003.223.973>
- Williams, D. C., Murison, P. J., & Hill, C. L. (2007). Dystocia in a Rothschild giraffe leading to a caesarean section. *Journal of Veterinary Medicine Series A: Physiology Pathology Clinical Medicine*, 55, 199–202. <https://doi.org/10.1111/j.1439-0442.2007.00923.x>
- Winter, S., Fennessy, J., & Janke, A. (2018). Limited introgression supports division of giraffe into four species. *Ecology and Evolution*, 8(20), 10156–10165. <https://doi.org/10.1002/ece3.4490>

LIVROS:

- Citino, S & Bush, M. (2014). Giraffidae. In G. West & D. Heard & N. Caulkett (Eds.), Zoo Animal and Wildlife Immobilization and Anesthesia (pp 809-821). Iowa: John Willey & Sons, Inc
- Bertelsen, M. (2015). Giraffidae. In E. Miller & M. Fowler (Eds). Fowler's Zoo and Wild Animal Medicine (pp. 602-612). USA: Elsevier Saunders
- Burgess, A. (2004). The Giraffe in Captivity: Enrichment. In A. Burgess (Ed). THE GIRAFFE HUSBANDRY RESOURCE MANUAL (pp. 139-152). USA: The Association of Zoos and Aquariums Antelope/Giraffe Taxon Advisory Group,
- DeMuth, A & Gardens, B. (2004). The Giraffe in Captivity: Handrearing. In A. Burgess (Ed). THE GIRAFFE HUSBANDRY RESOURCE MANUAL (pp. 158-170). USA: The Association of Zoos and Aquariums Antelope/Giraffe Taxon Advisory Group.
- Gage, L. (2019). Giraffe Husbandry and Welfare. In E. Miller & N. Lamberski & P. Calle (Eds.), Fowler's Zoo and Wild Animal Medicine (pp. 619-622). USA: Elsevier Saunders
- Greene, K., & Stringfield, C. (2002). Exotic Ungulates. In L. Gage (Ed.), *Hand-Rearing Wild and Domestic Mammals* (pp. 256-261) <https://doi.org/10.1002/9780470385005>
- King, L. (2004). The Giraffe in Captivity: Giraffe Reproduction. In A. Burgess (Ed). THE GIRAFFE HUSBANDRY RESOURCE MANUAL (pp. 152-157). USA: The Association of Zoos and Aquariums Antelope/Giraffe Taxon Advisory Group.
- Maki, T & Fennesy, J. (2004). Behaviour and Social Organization. In A. Burgess (Ed). THE GIRAFFE HUSBANDRY RESOURCE MANUAL (pp. 7-25). USA: The Association of Zoos and Aquariums Antelope/Giraffe Taxon Advisory Group,
- Matteri, R.L & Carroll, J.A & Dyer, C.J. (2000). *Neuroendocrine Responses to stress*. In G.P. Moberg & J.A. Mench (Eds.) *The Biology of Animal Stress Basic Principles and Implications for Animal Welfare* (pp. 43-76). Disponível em <https://www.cabi.org/vetmedresource/ebook/20002214774>
- Moberg, G. (2000). *Biological response to stress for animal welfare*. In G.P. Moberg & J.A. Mench (Eds.) *The Biology of Animal Stress Basic Principles and Implications for Animal Welfare* (pp. 1-22). Disponível em <https://www.cabi.org/vetmedresource/ebook/20002214774>

- Myers, Gil. (2004). Behaviour and Social Organization. In A. Burgess (Ed). THE GIRAFFE HUSBANDRY RESOURCE MANUAL (pp. 7-25). USA: The Association of Zoos and Aquariums Antelope/Giraffe Taxon Advisory Group.
- Shorrocks, B. (2016a). Origins. In J.Wiley & Sons (Eds.), The Giraffe: Biology, ecology, evolution and behaviour. In *Animal Behaviour* (pp 13-25). doi.org/10.1007/978-1-4615-9781-0_11
- Shorrocks, B. (2016b). Present distribution and geographical races. In J.Wiley & Sons (Eds.), The Giraffe: Biology, ecology, evolution and behaviour. In *Animal Behaviour* (pp 26-41). doi.org/10.1007/978-1-4615-9781-0_11
- Shorrocks, B. (2016c). Physiology. In J.Wiley & Sons (Ed.), The Giraffe: Biology, ecology, evolution and behaviour. In *Animal Behaviour* (pp. 60-75). doi.org/10.1007/978-1-4615-9781-0_11
- Shorrocks, B. (2016d). Individual ecology. In J.Wiley & Sons (Eds.), The Giraffe: Biology, ecology, evolution and behaviour. In *Animal Behaviour* (1ªEd., pp 100-133). doi.org/10.1007/978-1-4615-9781-0_11
- Shorrocks, B. (2016e). Anatomy. In J.Wiley & Sons (Eds.), The Giraffe: Biology, ecology, evolution and behaviour. In *Animal Behaviour* (1ªEd., pp 42-59). doi.org/10.1007/978-1-4615-9781-0_11
- Shorrocks, B. (2016f). Introduce to the girafe. In J.Wiley & Sons (Eds.), The Giraffe: Biology, ecology, evolution and behaviour. In *Animal Behaviour* (1ªEd., pp 1-12). doi.org/10.1007/978-1-4615-9781-0_11
- Young, R. J. (2003). Environmental Enrichment: an Historical Perspective. In S. Blackwell (Eds.) *Environmental Enrichment for Captive Animals* (pp. 1-19) Disponível em <https://doi.org/10.1002/9780470751046>

REVISTAS:

- Lee, D.E. & Fennessy, J.T. & Bond, M.L (2013). Standing tall for giraffe – Research and conservation of an overlooked African icon. Giraffid: Newsletter of the Giraffe & Okapi Specialist Group. *Newsletter of the Giraffe & Okapi Specialist Group*, p. 6-8.

Brown, C & Tryg, M.G & Cooper, S (2013). Giraffe back in the Fish River Canyon area of Southern Namibia after 160 years of local extinction. Giraffid: Newsletter of the Giraffe & Okapi Specialist Group. *Newsletter of the Giraffe & Okapi Specialist Group*, p.13-15.

GUIDELINES:

EAZA Giraffe EEPs (2006a). Biology and field data. In M.Damen (Eds.), EAZA Husbandry and Management Guidelines for *Giraffa camelopardalis* (pp. 1-17). Disponível em <https://www.girafferesourcecentre.org/wpdm-package/eaza-husbandry-and-management-guidelines-giraffa-camelopardalis-2006>

EAZA Giraffe EEPs (2006b). Management in captivity. In M.Damen (Eds.), EAZA Husbandry and Management Guidelines for *Giraffa camelopardalis* (pp. 18-92). Disponível em <https://www.girafferesourcecentre.org/wpdm-package/eaza-husbandry-and-management-guidelines-giraffa-camelopardalis-2006>

EAZA Giraffe EEPs (2006c). European giraffe studbooks and management of the giraffe EEP population. In M.Damen (Eds.), EAZA Husbandry and Management Guidelines for *Giraffa camelopardalis* (pp. 93-103). Disponível em <https://www.girafferesourcecentre.org/wpdm-package/eaza-husbandry-and-management-guidelines-giraffa-camelopardalis-2006>

WEBSITES:

<https://www.tusk.org/species/rothschild-giraffe> consultado no dia 23 de junho de 2020

<https://www.britannica.com/biography/Theodore-Roosevelt> consultado no dia 24 de junho de 2020

<https://www.cites.org/eng/app/appendices.php> consultado no dia 23 de junho de 2020