

UNIVERSIDADE FEDERAL DE CAMPINA GRANDE
CENTRO DE SAÚDE E TECNOLOGIA RURAL
CAMPUS DE PATOS
CURSO DE MEDICINA VETERINÁRIA

MONOGRAFIA

Enxerto Cutâneo Autógeno em Asininos

Roberta Nunes Parentoni

2011



UNIVERSIDADE FEDERAL DE CAMPINA GRANDE
CENTRO DE SAÚDE E TECNOLOGIA RURAL
CAMPUS DE PATOS
CURSO DE MEDICINA VETERINÁRIA

MONOGRAFIA

Enxerto Cutâneo Autógeno em Asininos

Roberta Nunes Parentoni
Graduanda

Prof. Dr. Pedro Isidro da Nóbrega Neto
Orientador

Patos - PB
Agosto de 2011



Biblioteca Setorial do CDSA. Junho de 2022.

Sumé - PB

**FICHA CATALOGADA NA BIBLIOTECA SETORIAL DO CSTR /
UNIVERSIDADE FEDERAL DE CAMPINA GRANDE – PATOS - PB**

P228e

2011

Parentoni, Roberta Nunes.

Enxerto Cutâneo Autógeno em Asininos / Roberta Nunes
Parentoni. - Patos - PB: UFCG/UAMV, 2011.

42p.

Inclui Bibliografia.

Orientador (a): Pedro Isidro da Nóbrega Neto
(Graduação em Medicina Veterinária). Centro de Saúde e
Tecnologia Rural, Universidade Federal de Campina Grande.

1 – Dermatologia Veterinária - Monografia. 2 – Enxerto
cutâneo. I – Título.

CDU: 616.5:636.1

UNIVERSIDADE FEDERAL DE CAMPINA GRANDE CENTRO DE
SAUDE E TECNOLOGIA RURAL
CAMPUS DE PATOS-PB
CURSO DE MEDICINA VETERINÁRIA

(ROBERTA NUNES PARENTONI)
Graduanda

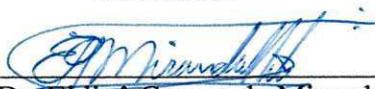
Monografia submetida à Universidade Federal de Campina Grande como requisito parcial para obtenção do grau de Medico Veterinário.

APROVADA EM/...../..... MÉDIA: _____

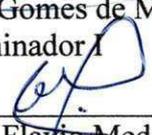
BANCA EXAMINADORA


Prof. Dr. Pedro Isidro da Nóbrega Neto
Orientador

Nota: 9,5


Prof. Dr. Eldiné Gomes de Miranda Neto
Examinador I

Nota: 9,3


Prof. Dr. Antônio Flávio Medeiros Dantas
Examinador II

Nota: 9,3

Dedicatória

Não teria outra pessoa neste mundo a quem eu dedicasse todo este estudo que não fosse a minha mãe, Regina de Moura Nunes, que fez todos os esforços para me ver aqui um dia, e este dia chegou!

Mãe, a você dedico este trabalho, sabendo que a jornada não deve parar por aqui, pois uma das muitas coisas que aprendi com você foi que não devemos parar e esperar os nossos sonhos acontecerem e sim ir até eles. Devo a você grande parte do que sou hoje, te amo muito. Obrigada por tudo!

AGRADECIMENTOS

Primeiramente agradeço a Deus, por ter me dado coragem e força para enfrentar todos os entraves que aparecem nesta caminhada e em minha vida. Sem Ele nada disso seria possível. Obrigada Senhor!

Por segundo e não menos especial, agradeço aos animais, seres incríveis que mediante a nossa grande ignorância, em muitos momentos não percebemos um simples olhar de amor, uma lambida de carinho, um pulo de felicidade. A vocês meus queridos, só tenho o que agradecer, o meu amor, carinho e respeito por vocês é o que me fez estar aqui hoje. Muito Obrigada.

À minha mãe, Regina, que sempre esteve ao meu lado, me incentivando a construir um futuro melhor a cada dia e me ajudando a realizar os meus desejos. Em todos os momentos sei que posso contar com o seu carinho, apoio, compreensão... tudo. Te amo!

À minha avó materna, Maria de Lourdes, pelo carinho, dedicação, apoio e palavras de experiências de uma vida. Muito obrigada por tudo o que a senhora fez e faz por mim! Te amo!

Ao meu avô materno, Damásio de Alves Nunes (*In Memoriam*), que desde pequena apostava em mim. Onde o senhor estiver sei que estará feliz com essa conquista. Muito Obrigada!

Aos meus irmãos, Leandro, Luísa e Márcio, pela saudade que sinto com a distância, por todos os ensinamentos que vocês me passam, por todos os momentos juntos de felicidade, confraternizações, confusões... Irmãos são para a vida toda. Amo vocês e sinto muita falta de ter vocês perto!

À tia Rita e ao tio Bartô, por todo carinho, atenção, amor, por tudo o que vocês fizeram por mim. Vocês são especiais na minha vida, sempre serei grata. Amo vocês!

À minha "avó do coração" Helena, por todo afeto e atenção que sempre teve comigo. Muito obrigada pelo carinho e apoio sempre.

Ao meu noivo, Arthur Brasil, que sempre esteve ao meu lado. Desde o momento que nos conhecemos no começo do curso até hoje é o meu melhor amigo. Sei que posso contar com você a qualquer instante. Amigo, companheiro, noivo... muito obrigada por tudo... Te Amo!

Ao meu orientador, Pedro Isidro, por toda confiança empregada em mim e pela amizade, paciência, pelos ensinamentos e dedicação profissional, que com certeza serão levados com muito carinho por mim como exemplo para minha vida. Muito Obrigada!

Agradeço a Rafaela e Thais, amigas de todos os momentos, moradoras do "apto 101" comigo há 4 anos. Passamos por fases difíceis e fáceis e sempre tivemos o apoio e o carinho umas das outras. Meu muito Obrigada!

À minha amiga do coração, minha primeira família em Patos, Samarônia. Amiga, que em momentos é irmã, mãe, filha... de tudo participa em minha vida. Muito obrigada por tornas meus dias em Patos mais felizes com as suas risadas. Vou lhe levar comigo para onde eu for.

Às minhas amigas Talita e Ivana, por todas as brincadeiras, pela tão querida amizade. Obrigada por tudo!

Aos meninos da "Mansão da Veterinária", Jeana (Leal), Jefferson (Jeffin), Olawo, Éfren (Féfe), Orestes, Milton (Aroeira) e Emanuel (Fera). Por todas as brincadeiras, festinhas da Mansão, de onde saíram boas recordações. Obrigada!

A todos os meus colegas de turma, que juntos estamos concretizando o mesmo sonho. Obrigada.

Aos amigos Érico e Isabella e ao meu noivo Arthur, por todo o esforço e dedicação para o desenvolvimento desta pesquisa.

Ao Laboratório de Microbiologia HV/CSTR, por toda a contribuição para a realização das análises bacteriológicas das amostras, em especial aos amigos que fiz, Ramon e Rodrigo e ao Doutor Felício Garino, por todos os conselhos e por toda a dedicação. Muito Obrigada!

Ao Laboratório de Patologia Animal do HV/CSTR, por toda contribuição para a realização das biópsias e análise histopatológica das amostras, em especial ao professor Antônio Flávio Medeiros Dantas. Obrigada!

Ao professor Eldinê Miranda, profissional competente e responsável, que em muitas vezes me deu conselhos preciosos. Obrigada pela sua dedicação, e amizade.

Ao professor Almir Pereira, amigo e educador, que sempre esteve por perto, me apoiando e incentivando a concretizar os meus desejos. Muito Obrigada.

A todos os funcionários do HV e Campus de Patos da UFCG, principalmente a Seu Cuité e Finha, pelo apoio dado a esta pesquisa. Muito Obrigada!

Agradeço a todos que estiveram presentes em algum momento desta caminhada, me dando coragem para seguir em frente. Muito Obrigada!

SUMÁRIO

	Pág.
LISTA DE TABELAS.....	8
LISTA DE FIGURAS.....	9
RESUMO.....	11
ABSTRACT.....	12
1. INTRODUÇÃO.....	13
2. REVISÃO DE LITERATURA.....	14
2.1 Regeneração do epitélio.....	14
2.2 Enxerto cutâneo	15
2.2.1 Enxerto cutâneo de espessura completa em malha.....	18
3. MATERIAL E MÉTODOS.....	19
3.1 Animais.....	19
3.2 Procedimentos pré-cirúrgicos.....	20
3.3 Modelo experimental e grupos estudados.....	20
3.4 Procedimentos pós-cirúrgicos.....	22
3.5 Parâmetros avaliados.....	23
3.5.1 Avaliação macroscópica.....	23
3.5.2 Avaliação histopatológica.....	24
3.5.3 Avaliação bacteriológica.....	25
3.6 Análise estatística.....	25
4. RESULTADOS E DISCUSSÃO.....	26
4.1 Avaliação macroscópica.....	26
4.2 Avaliação histopatológica.....	31
4.3 Avaliação bacteriológica.....	34
5. CONCLUSÃO.....	37
6. REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS.....	38
ANEXO I.....	41
ANEXO II.....	42

LISTA DE TABELAS

	Pág.
Tabela 1 – Valores médios e desvios padrão da avaliação macroscópica [#] de feridas cutâneas tratadas com enxertia cutânea autógena de pele total em malha (grupo tratamento – GT) e feridas tratadas por segunda intenção (grupo controle – GC) aos 3, 5, 7 e 9 dias de pós-operatório (DPO).....	26
Tabela 2 – Valores médios e desvios padrão da avaliação histológica [#] de biópsias cutâneas realizadas em feridas de asininos, tratadas com enxertia cutânea autógena de pele total em malha (grupo tratamento – GT) e feridas tratadas por segunda intenção (grupo controle – GC) aos 7, 14 e 21 dias de pós-operatório (DPO).....	32
Tabela 3 – Valores médios e desvios padrão da avaliação histológica [#] de biópsias cutâneas realizadas em feridas de asininos, tratadas com enxertia cutânea autógena de pele total em malha (grupo tratamento – GT) e feridas tratadas por segunda intenção (grupo controle – GC) aos 7, 14 e 21 dias de pós-operatório (DPO).....	33

LISTA DE FIGURAS

	Pág.
Figura 1 – Animais no piquete coletivo antes do procedimento cirúrgico.....	19
Figura 2 – Animal sedado, anestesiado e contido para o procedimento cirúrgico.	21
Figura 3 – Demarcação da incisão cutânea com molde de película radiográfica.....	21
Figura 4 – Pele demarcada para incisão cutânea.....	21
Figura 5 – Remoção de flap cutâneo para enxertia.....	21
Figura 6 – Figura 6 – Retirada do subcutâneo do fragmento de pele a ser enxertado.....	21
Figura 7 – Realização do fenestramento do enxerto com bisturi cirúrgico.....	21
Figura 8 – Realização de sutura do enxerto em seu leito receptor (Grupo Tratamento).....	22
Figura 9 – Aspecto final da ferida do Grupo Tratamento após procedimento cirúrgico.....	22
Figura 10 – Ferida cutânea de animal do Grupo Controle coberta com gaze após o procedimento cirúrgico	22
Figura 11 – Ferida cutânea de animal do Grupo Controle após procedimento cirúrgico e antes da realização do curativo.....	22
Figura 12 – Curativo compressivo aplicado nos animais do Grupo Tratamento.....	23
Figura 13 – Ferida cutânea de animal do Grupo Controle após curativo.....	23
Figura 14 – Biópsia realizada no Grupo controle no 14º dia pós-operatório, utilizando-se o punch	24
Figura 15 – Defeito ocasionado pelo punch após remoção do fragmento de pele (Grupo Controle, 14º Dia pós operatório).....	24
Figura 16 – Coleta de material para análise bacteriológica por meio de <i>swab</i> em contato com o leito da ferida do Grupo Tratamento.....	25
Figura 17 – Aspecto da enxertia cutânea, logo após a retirada do curativo compressivo.....	28
Figura 18 – Aspecto da enxertia cutânea no 7º dia pós operatório	28
Figura 19 – Ferida do Grupo Tratamento do animal 5 no 42º dia pós-operatório, após desprendimento do enxerto desvitalizado.....	29

Figura 20 –	Ferida do Grupo Controle no 42º dia pós operatório.....	29
Figura 21 –	Microfotografia (Pele). Corte histológico de fragmento de pele de jumento submetido a enxertia cutânea autóloga de espessura completa em malha em feridas cutâneas experimentais no 14º dia pós-operatório. Observa-se as fibras colágenas do fragmento de pele implantado com acentuada necrose de células polimorfonucleadas (A). H&E. Obj. 4x.....	30
Figura 22 –	Microfotografia (Pele). Corte histológico de fragmento de pele de jumento submetido a enxertia cutânea autóloga de espessura completa em malha em feridas cutâneas experimentais no 21º dia pós-operatório. Observa-se moderada fibroplasia (*), moderada neovascularização (cabeça de seta) e acentuada reepitelização (seta). H&E. Obj. 4x.....	34
Figura 23 –	Colônias bacterianas em meio Ágar Sangue Ovino 8% em placa de Petri. Diferentes tipos de colônias bacterianas de uma amostra (setas).....	36
Figura 24 –	Bactérias coradas pelo método de HxE. Visualização de sua conformação em microscópio óptico. Obj.100x.....	36

RESUMO

PARENTONI, ROBERTA NUNES. Enxerto Cutâneo Autógeno em Asininos. Patos, UFCG. 2011. 41p. (Trabalho de conclusão de curso de Medicina Veterinária, Cirurgia Animal)

Com o intuito de avaliar a viabilidade do enxerto cutâneo autógeno em asininos, foram utilizadas 5 jumentas (*Equus asininus*) adultas, sem raça definida, sadias, todas mantidas em piquete coletivo no Hospital Veterinário da Universidade Federal de Campina Grande no Campus de Patos. Em cada animal foram produzidas duas lesões, na região latero-dorsal do hemitórax. Na lesão do lado direito (Grupo Tratamento) foi enxertado um fragmento de pele com espessura completa em malha obtido da lesão produzida no lado esquerdo do mesmo animal, sendo a ferida gerada no hemitórax esquerdo considerada como Grupo Controle e tratada por 2ª intenção, lavada diariamente com água tratada e dígluconato de clorexidina e aplicado spray cicatrizante sobre a ferida. A troca de curativo de ambos os grupos foi realizada a cada 48 horas até o 9º dia pós-cirúrgico, e diariamente a partir do 10º dia até o 45º dia. Foram realizadas análise macroscópica das feridas até o 9º dia pós-cirúrgico, a cada 48 horas, e coletas histopatológicas (biópsias) e microbiológicas (swabs) no leito das feridas, aos 7º, 14º e 21º dia pós-cirúrgico. Houve poucas variações significativas no estudo comparativo entre tratamentos, concluindo-se que a enxertia cutânea autógena em asininos não é um tratamento de eleição para feridas nesta espécie.

Palavras-chave: Pele, cirurgia, equídeos.

ABSTRACT

PARENTONI, ROBERTA NUNES. Autogenous skin graft in Donkeys. Patos, UFCG. 2011. 41p. (Conclusion of Course in Veterinary Medicine, Animal Surgery)

In order to assess the viability of autogenous skin grafts donkeys, were used 5 adults females asses (*Equus asinus*), mixed breed, healthy, all kept in a collective paddock in Veterinary Hospital on Federal University of Campina Grande, Campus Patos. In each animal, two lesions were produced. In the region lesion of the dorsal-lateral right hemithorax (Treatment Group) was grafted a fragment of skin with full thickness mesh obtained from the dorsolateral region of the left hemithorax of the same animal, the wound in the left hemithorax generated regarded as the control group and treated by second intention, washed daily with treated water and chlorhexidine digluconate and spray applied to the wound healing. The dressing change of both groups was performed by the 9th postoperative day, every 48 hours from the 10th day the exchange was performed every day until the 45th day, with the closing of wounds. Were performed macroscopic analysis of the wounds until the 9th postoperative day, every 48 hours, collections and histopathological (biopsy) and microbiological (swabs) in the wound bed at 7, 14 and 21 days after surgery. There were few significant variations in the comparative study between treatments, concluding that the autogenous skin grafting in donkeys is not a choice for treatment of wounds in this species.

Keywords: skin, surgery, equine.

1. INTRODUÇÃO

A criação de asininos no Brasil é bastante numerosa, contando com um total de 1.163.316 cabeças. O Nordeste é a região da Federação que conta com o maior contingente, cerca de 1.063.271 cabeças, perfazendo um total de 91,4% do rebanho nacional (IBGE, 2007).

Os jumentos são animais resistentes e rústicos, características que o tornam um excelente animal para o trabalho na região do semi-árido, onde a oferta de alimento e água em alguns períodos é escassa. A criação influencia diretamente na renda familiar e consequentemente na economia local.

Portanto, o asinino na região do Nordeste Brasileiro não é considerado um animal de produção, e sim de trabalho (transporte de água, tração de carga, transporte de pessoas, preparo do solo para lavoura).

Na ocorrência de ferimentos nesses animais que os impossibilitem temporariamente para o trabalho, os seus criadores perdem muito, pois dependem do trabalho do animal para sobrevivência. Em lesões cutâneas extensas o principal método de cicatrização observado é o de segunda intenção onde se espera a ferida regredir, o que pode demorar semanas. Neste procedimento, o criador pode vir a gastar muito com medicamentos e não podendo utilizar o animal para trabalho, que seria a sua principal função, o abandona, conferindo uma problemática urbana.

A enxertia cutânea autógena envolve a transferência de pele de uma parte saudável do corpo do animal (área doadora) para cobrir a área da ferida (área receptora). Esta técnica é utilizada quando não há pele suficiente no local da ferida para cicatrização por primeira intenção com aproximação de bordos e sutura, sendo observado que este método ainda não foi empregado em ferimentos cutâneos de asininos no Hospital Veterinário da Universidade Federal de Campina Grande, espécie esta que frequentemente é trazida para tratamentos de ferimentos cutâneos.

Sendo assim, objetivou-se com este trabalho avaliar a viabilidade do emprego do enxerto cutâneo autólogo em asininos, comparando a evolução da cicatrização das feridas que receberam o enxerto e das que foram tratadas como feridas de 2ª intenção, onde foram observados os aspectos macroscópicos, histopatológicos e microbiológicos.

2. REVISÃO DE LITERATURA

A pele, que recobre a totalidade da superfície externa do corpo do animal, é o maior órgão, atingindo 16% de seu peso. Por encontrar-se em contato direto com o meio, está exposta a traumatismos que causam soluções de continuidade, resultando em perdas teciduais (LEMOS et al., 2007).

2.1 Regeneração do epitélio

O processo de regeneração do epitélio é feito em estágios, que são: Coagulação, Inflamatório, Processos Proliferativos (Angiogênese, Fibroplasia e Epitelialização) e de Maturação (Contração e Reorganização da Matriz Extracelular) (HOSGOOD, 2007).

O estágio de coagulação evidencia-se imediatamente após a lesão. Os vasos sanguíneos atingidos e danificados sofrem vasoconstricção durante 5 a 10 minutos após o traumatismo, após este período, eles relaxam e deixam fluir o sangue represado, formando o coágulo sobre a ferida que não apenas serve como um tampão hemostático e uma barreira imediata contra infecção e perda de líquido como também fornece o substrato para o início da reorganização da ferida (HOSGOOD, 2007).

A resposta tecidual às lesões, sejam elas induzidas por traumatismo ou por cirurgia, envolve inflamação. Este processo proporciona o meio pelo qual o tecido lesionado se livra dos restos de material estranho em preparação para a reconstrução e cicatrização (BOOTHE; BOOTHE JR, 1996).

Os processos proliferativos e de maturação ocorrem simultaneamente no processo de regeneração do epitélio. A transição de inflamação para proliferação é vista pela invasão de fibroblastos e por um acúmulo maior de colágeno na ferida. Juntamente com a fibroplasia ocorre a angiogênese. Os novos vasos partem dos vasos que foram danificados e por vasos anexos à lesão, por meio de citocinas e fatores angiogênicos para o interior da ferida (HEDLUND, 2002).

Essa interação entre os processos forma então o tecido de granulação, com aparência vermelha e com boa aderência sobre a lesão, dando o primeiro passo para a formação das moléculas estruturais da matriz extracelular provisória (STASHAK, 1990).

As atividades iniciais predominantes na epitelialização são a mobilização e migração de células epiteliais na margem da ferida, seguidas pela proliferação de células

epiteliais. Nas feridas cutâneas de espessura total, a epiderme só pode recuperar a sua superfície a partir das margens depois da formação de tecido de granulação adequado e, em geral, a nova epiderme é visível nas bordas da ferida por volta de 4 a 5 dias após a lesão (BOOTHE; BOOTHE JR, 1996).

O mecanismo exato da contração da ferida é incerto, porém parece envolver uma interação complexa de células, matriz extracelular e citocinas. É a partir da segunda semana que o processo tem início, tendo como célula principal o miofibroblasto. Durante o processo de contração a pele circundante se estica e a ferida obtém um aspecto estrelado. A contração de uma ferida é um processo poderoso, observando-se que este só pára no momento em que as margens da ferida se encontram, ou quando a força de contração é superior ou igual à tensão da pele circundante (MODOLIN & BEVILACQUA, 1992).

A remodelação dos componentes do colágeno e matriz, como ácido hialurônico e proteoglicanas, persistem por longo tempo após o ferimento e é o período no qual os elementos reparativos da cicatrização são transformados para tecido maduro de características bem diferenciadas. Nesta etapa de reorganização da matriz extracelular o conteúdo aquoso diminui, aumentando a agregação das fibras de colágeno. A resistência da ferida aumenta lentamente durante as primeiras duas semanas após a injúria, aumentando drasticamente durante o pico de remodelação da matriz e colágeno. Portanto, ganhos na resistência da lesão progridem assintomaticamente, embora nunca chegando à resistência original do tecido íntegro (LACERDA NETO, 2009).

2.2 Enxerto cutâneo

O enxerto cutâneo tem sido utilizado como uma alternativa nos procedimentos cirúrgicos para feridas extensas e de demorada cicatrização, pois ele não somente cobre o tecido de granulação e resulta em uma resposta final mais estética, como também demonstra estimular a contração e a epitelização do ferimento enquanto diminui o excesso de tecido de granulação (CARMALT, 2008).

Há estágios de cicatrização específicos para os enxertos de pele. A aderência ocorre no primeiro dia após a enxertia. Esta ligação é, em geral, criada pela fibrina entre o enxerto e o leito do ferimento, mantendo-os muito próximos e fornecendo uma distância mínima para o trajeto de nutrientes e vasos sanguíneos (HENDRICKSON, 2006).

A embebição plasmática se dá do primeiro ao quarto dia. Os vasos sanguíneos do enxerto sofrem vasoconstricção imediatamente após a retirada. Quando o enxerto é colocado no local receptor, os vasos relaxam, permitindo a entrada passiva de nutrientes a partir do soro no aparato de fibrina entre o enxerto e o leito receptor. Este processo é muito delicado e pode ser facilmente interrompido pela movimentação excessiva do ferimento, formação de seroma e infecção. Nesta fase inicial de cicatrização, o enxerto parece piorar, tendo uma aparência de congestão e às vezes, púrpura. Após alguns dias essa aparência melhora drasticamente caso o enxerto tenha aderência ao leito receptor (BICHARD & SHERDING, 2008)

A revascularização acontece do 3º ao 7º dia. Esta ocorre no mínimo de três formas: por anastomose, sendo a mais rápida; por penetração dos capilares do enxerto no leito receptor, utilizando-os como condutores; e por fim com penetração de vasos do leito receptor em vasos antigos do enxerto, fazendo assim a sua revascularização (HENDRICKSON, 2006). Segundo Swaim (2007), imediatamente após a enxertia, o retalho aparece pálido, devido à deficiência de elementos hemáticos. Durante os 3 dias subsequentes, aparece azulado e só no 7º dia retorna a coloração rosada, decorrente do restabelecimento circulatório normal. Para o autor, a formação das anastomoses vasculares pode acontecer já nas primeiras 24 horas após a cirurgia, porém, é mais comum que ocorra 48 horas após a enxertia.

Por último, observa-se a organização final do enxerto sobre o leito receptor. Embora sabendo que a fibrina seja inicialmente responsável pela aderência, é o colágeno que mantém o enxerto permanente no local, os fibroblastos migram para o local entre o enxerto e o leito receptor e usam a fibrina como armação, fornecendo uma ligação firme entre o enxerto e o leito do ferimento do receptor até nove dias após sua colocação (HENDRICKSON, 2006).

Antes da aplicação de enxerto, é necessário corrigir deficiências como as anemias com baixos níveis de hemoglobina. O leito que receberá o enxerto deve ser sadio, não deve estar infectado, e deve estar bem vascularizado (SWAIM, 2007). Já Pavletic (1996) afirma que para a realização de um enxerto cutâneo não é necessário que o tecido de granulação esteja saudável, mas que a contaminação e a infecção estejam controladas em sua superfície. Stashak (1990), afirma também que a presença de infecções prejudica a cicatrização das feridas, por provocar o afastamento das bordas, a exsudação, a redução do suprimento vascular e o aumento da resposta celular e conseqüentemente o retardo do

estágio inflamatório do processo de cura, visto que bactérias também são produtoras de colagenase.

Independente do tipo de lesão, a oclusão da ferida pode ser realizada imediatamente, ou poderá ser adiada, até que tenham sido reduzidos os riscos de infecção e subsequente deiscência (WALDRON; TREVOR, 1998).

Existem duas técnicas de enxertia, uma seguida imediatamente após a abertura do ferimento, frequente em procedimentos cirúrgicos, onde o leito receptor está íntegro e outra que é feita em traumas ou queimaduras, onde a pele do animal já foi exposta mais de 4 horas e provavelmente está suja ou infectada, necessitando de um leito receptor sadio para o enxertamento, sendo necessário esperar pela formação de tecido de granulação viável (SWAIM, 2007).

Devemos atentar para o crescimento excessivo do tecido de granulação, pois este é uma complicação comum na cura de feridas cutâneas por segunda intenção. Este é um dos motivos da adoção da técnica de enxertia em ferimentos extensos. A cicatrização demorada pode, além de permitir o crescimento excessivo do tecido de granulação, ser porta de entrada para microorganismos, a sua instalação e proliferação, piorando e dificultando o processo cicatricial (OLIVEIRA; ALVARENGA, 1998).

As indicações para a enxertia de pele são: ferimentos que não cicatrizam por contração e epitelização; ferimentos cujo resultado cosmético é muito importante; ferimentos em que o cliente não quer esperar o tempo necessário para a cicatrização por segunda intenção; e ferimentos muito grandes (HENDRICKSON, 2006).

Os enxertos de uma forma geral podem ser classificados quanto: (1) ao tipo de doador-receptor, sendo: autólogo ou autoenxerto – o mesmo animal; isogênico – gêmeos idênticos; homólogos ou aloenxertos – mesma espécie e heterólogos ou xenoenxertos – espécies diferentes; (2) ao local de aplicação: ortotópico – aplicado em um mesmo tecido; e heterotópico – aplicado em local diferente do de coleta; (3) à função: vital – continua exercendo todas as funções normais depois de transplantado; e inerte: participa apenas da função mecânica para reparar um déficit; e (4) à relação com o doador: enxertos livres – sem conexões vasculares e enxertos pedunculados – conservam conexões vasculares do doador (exclusivo dos aloenxertos) (PAVIETIC, 1996).

Segundo Hendrickson (2006), existem três principais tipos de enxerto de pele em equídeos: os autoenxertos, os aloenxertos e os xenoenxertos. Os autoenxertos são os mais comuns, por terem o custo mais baixo e oferecerem a menor resposta imune.

A principal característica que torna o autoenxerto um dos enxertos de maior sucesso em sua aplicação é pelo fator de *antigenicidade que não ocorre e se ocorre é muito baixo*, já que a pele é advinda do próprio animal (HENDRICKSON, 2006)

2.2.1 Enxerto cutâneo de espessura completa em malha

Atualmente a utilização do enxerto cutâneo para a reparação de feridas causadas por traumatismos e queimaduras é extensa, sendo transferida desde a parte mais superficial da pele, denominando-se *enxertia cutânea de espessura parcial*; como também a parte mais profunda, denominada *enxertia cutânea de espessura total* (SWAIM, 2007).

Os enxertos em malha ou tela são segmentos de espessura completa. Segundo Swaim (2007), a utilização desses enxertos está indicada para feridas que não apresentem condições ideais, revestimento de defeitos amplos e reconstrução de defeitos irregulares.

Pope (1996) afirma que a desvantagem primária dos enxertos de malha é que quando são expandidos, os *interstícios se cicatrizam por meio de uma epitelização*, resultando em ilhas de epitélio sem pêlos por todo o enxerto. Por esta razão, prefere-se um enxerto minimamente expandido. Segundo Hanselka (1974 apud PAIM, 2002), os enxertos de malha com espessura total têm capacidade de expansão de 3:1. CHU et al. (1997 apud PAIM, 2002), alcançaram uma expansão de 6:1 utilizando enxertos que continham autoepiderme e aloderme, em ratos. Segundo Vandeput et al. (1997 apud PAIM, 2002), a expansão depende de fatores pertinentes ao próprio enxerto, como também do modelo das malhas. Portanto, é necessário saber com clareza a área a ser recoberta com a técnica de enxertia e ter noção da capacidade elástica do tecido, para não provocar defeitos no pelame do animal.

Segundo Miller et al. (1991), a drenagem do exsudato é outro ponto importante. Com a técnica de enxerto em malha este é feito por meio das fendas do tecido transplantado, o que favorece a aproximação entre o enxerto e o leito receptor.

3. MATERIAL E MÉTODOS

3.1 Animais

Foram utilizados cinco asininos adultos, fêmeas, sem raça definida, com idade entre dois e quatro anos, com escore corporal satisfatório, pertencentes ao Serviço de Recolhimento de Animais da Prefeitura de Patos-PB. Os animais foram mantidos em currais coletivos (Figura 1) do Hospital Veterinário (HV) da Universidade Federal de Campina Grande (UFCG), durante o período experimental, onde receberam capim *Braquiária decumbens*, feno de capim *Tifton cynodon sp.* e água à vontade, além de concentrado de farelos de trigo e milho (1:1), fornecido na proporção de 0,5% do peso vivo do animal. Foi respeitado um período de oito dias para adaptação dos animais às instalações do HV-UFCG, onde foram avaliados quanto à higidez orgânica por meio de avaliação clínica e laboratorial incluindo hemograma, dosagens de proteínas totais (PT), uréia e creatinina, além de exame parasitológico de fezes, os quais não apresentaram nenhuma alteração significativa. Todos os animais foram vermifugados¹.



Figura 1 – Animais no piquete coletivo antes do procedimento cirúrgico.

¹ Padock plus NF - Ceva Saúde Animal.

3.2 Procedimentos pré-cirúrgicos

No pré-cirúrgico realizou-se administração do soro antitetânico² na dose de 5.000 UI/animal pela via intramuscular (IM). Como medicação pré-anestésica foi administrados por via intravenosa (IV) acepromazina³, na dose de 0,1 mg/kg e xilazina⁴ na dose de 0,5 mg/kg. Após tricotomia e limpeza da área com água e sabão, foi realizada anestesia infiltrativa subcutânea circular administrando-se 20 mL de lidocaina a 2% com vasoconstrictor⁵ e antisepsia com digluconato de clorexidina⁶ e nos locais onde seriam realizadas as lesões (Figura 2). Os animais foram submetidos a jejum alimentar de 12 horas e hídrico de 4 horas, e o procedimento cirúrgico foi realizado com o animal em estação.

3.3 Modelo experimental e grupos estudados

Inicialmente os cinco asininos foram subdivididos em 2 grupos, sendo utilizados os 3 primeiros (G1) no segundo semestre de 2010 e os outros 2 animais (G2) foram utilizados no primeiro semestre de 2011.

Em cada asinino foram produzidas duas lesões, uma em cada região latero-dorsal de cada hemitórax. Em ambas as regiões foram retirados fragmentos de pele de 16cm² (4cm x 4cm) com bisturi cirúrgico. Para a retirada do fragmento a pele era demarcada com bisturi cirúrgico em torno de moldes quadrados de película radiográfica (Figuras 3 e 4). A pele do lado esquerdo do animal foi reduzida a uma área de 9cm² (3cm x 3cm), sendo limpa com cloreto de sódio a 0,9%, removendo-se todo o tecido subcutâneo com o emprego do bisturi cirúrgico para então realizar a confecção do enxerto em malha utilizando-se uma lâmina de bisturi para fenestrá-lo e distendê-lo (Figuras 5, 6 e 7). A enxertia foi realizada do lado direito do animal (Grupo Tratamento - GT).

O enxerto foi suturado à pele periférica do leito receptor, com o emprego de pontos isolados simples, com fio de náilon 2-0, ficando com as mesmas dimensões da ferida (Figuras 8 e 9). A lesão da região latero-dorsal esquerda não recebeu enxertia cutânea (Figuras 10 e 11), sendo tratada por cicatrização por segunda intenção (Grupo Controle - GC).

² Soro Antitetânico – Laboratório Biovet Ltda.

³ Acepran 2% - Univet S.A. Ind. Veterinária.

⁴ Sedazine – Fort Dodge Saúde Animal Ltda.

⁵ Lidovet – Laboratórios Bravet Ltda.

⁶ Clorexidina 0,5% - Vic Pharma Indústria e Comércio Ltda.



Figura 2 – Animal sedado, anestesiado e contido para o procedimento cirúrgico.

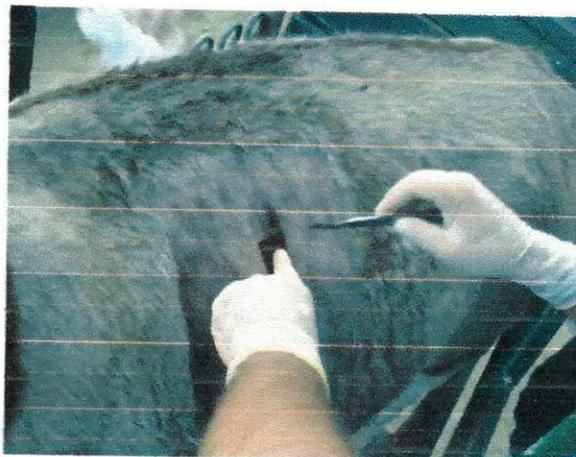


Figura 3 – Demarcação da incisão cutânea com o molde de película radiográfica.



Figura 4 – Pele demarcada para incisão cutânea.



Figura 5 - Remoção de flap cutâneo para enxertia.



Figura 6 – Retirada do subcutâneo do fragmento de pele a ser enxertada.

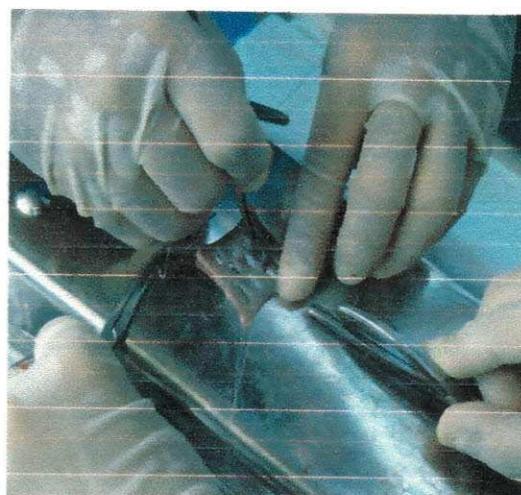


Figura 7 – Realização do fenestramento no enxerto com bisturi cirúrgico.

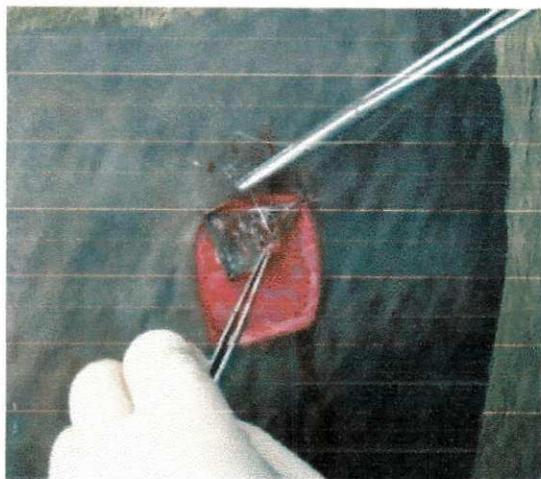


Figura 8 – Realização da sutura do enxerto em seu leito receptor (Grupo Tratamento).



Figura 9 – Aspecto final da ferida do Grupo Tratamento após o procedimento cirúrgico.



Figura 10 – Ferida cutânea de animal do Grupo Controle, coberta com gaze após o procedimento cirúrgico.



Figura 11 – Ferida cutânea de animal do Grupo Controle após o procedimento cirúrgico e antes da realização do curativo.

3.4 Procedimentos pós-cirúrgicos

Após a cirurgia os animais foram tratados com penicilina G benzatina⁷, na dose de 20.000 UI/kg, via IM, a cada 48 horas, perfazendo três administrações; e com flunixin meglumine⁸, na dose 1 mg/kg, via IM, a cada 24 horas, perfazendo três administrações.

⁷ Pencivet - Schering-Plough Saúde Animal Ind. Com. Ltda.

⁸ Banamine – Schering-Plough Saúde Animal Ind. Com. Ltda.

Os curativos das feridas do grupo tratamento foram realizados de forma compressiva, com pomada de nitrofurazona⁹, uma pequena camada de gaze e esponja cirúrgica fixada à pele com fio de náilon 1 (Figura 12). As feridas do grupo controle receberam uma camada de spray cicatrizante¹⁰ (Figura 13).

Após a retirada do curativo compressivo, que se deu no 3º dia pós-cirúrgico, e análise da ferida, esta foi lavada com digluconato de clorexidina e solução de Cloreto de Sódio (NaCl) 0,9%, tratada com uma camada de pomada de nitrofurazona e coberta com gaze seca estéril, sendo fixada com esparadrapo. A troca de curativos foi realizada todos os dias até a completa cicatrização das feridas.

O tratamento utilizado nas feridas do grupo controle baseou-se em lavar o local com água tratada e digluconato de clorexidina, esperar secar e aplicar uma camada do spray cicatrizante.

Os pontos cutâneos foram removidos no 10º dia pós-operatório.

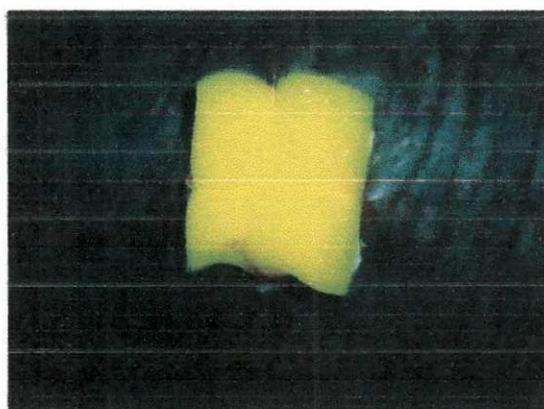


Figura 12 – Curativo compressivo aplicado nos animais do Grupo Tratamento.

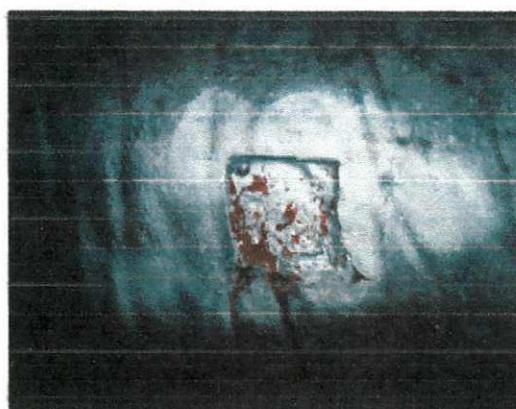


Figura 13 – Ferida cutânea de animal do Grupo Controle após o curativo.

3.5 Parâmetros avaliados

3.5.1 Avaliação macroscópica

As feridas foram avaliadas a cada dois dias, até o 9º dia, observando-se aspectos de secreção, coloração da ferida, presença de edema, enfisema, crosta, necrose e tecido cicatricial. A classificação da secreção foi feita seguindo três parâmetros: quantidade (ausente, leve, moderada e intensa), coloração (translúcida, amarela, verde, marrom e vermelho) e aspecto (seroso, mucoso, purulento, mucopurulento e serosanguinolento).

⁹Furanil pomada – Univet SA Indústria Veterinária.

¹⁰Bactrovet Prata AM- Konig do Brasil Ltda.

Quanto à coloração, as feridas foram classificadas em pálida, amarelada, rosada, com hiperemia leve, moderada e intensa. Os demais parâmetros foram avaliados seguindo-se o escore: 0 - ausente; 1 - leve; 2 - moderado e 3 - intenso.

3.5.2 Avaliação histopatológica

Foram realizadas biópsias em todas as feridas no 7º, 14º e 21º dias de pós-operatório, alternando-se a cada biópsia o local da punção (limites dorsal, cranial e ventral da ferida, respectivamente), utilizando-se um *punch* de seis mm para remover um fragmento englobando o tecido de granulação e a margem de pele íntegra (Figuras 14 e 15). As características histológicas do processo inflamatório nas feridas foram avaliadas, semiquantitativamente, por escores, e posteriormente transformados em valores de percentuais de intensidade de úlcera, intensidade de reação inflamatória, espessamento de epiderme, tecido de granulação: fibroplasia e neovascularização, grau de reepitelização, infiltrado de polimorfonucleares e infiltrado de mononucleares, adotando-se o seguinte critério: (0) = ausente (+) = leve (++) = discreto; (+++) = moderado e (++++) = acentuado. Foram feitos estudos comparativos entre os grupos em períodos correspondentes e entre períodos em cada grupo.



Figura 14 – Biópsia realizada no Grupo Controle no 14º dia pós-operatório utilizando-se o *punch*.

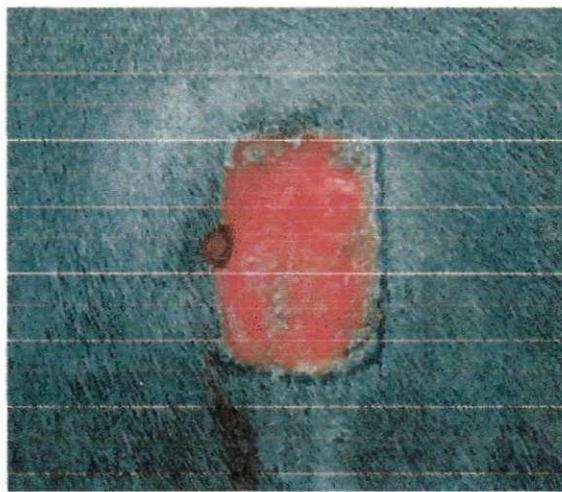


Figura 15 – Defeito ocasionado pelo *punch* após remoção do fragmento de pele (Grupo Controle, 14 dias pós-operatórios).

3.5.3 Avaliação bacteriológica

As coletas foram realizadas por meio de *swabs*, colocados em contato com o leito da ferida (Figura 16), nos momentos já citados para a avaliação histológica, durante a troca do curativo. Os *swabs* foram semeados em Ágar Sangue Ovino 8%, em Ágar MacConkey e Ágar EMB e incubados em estufa bacteriológica a 37° C por 24 horas para posterior leitura. As bactérias isoladas foram classificadas através de provas bioquímicas e morfotintoriais de Gram.



Figura 16 – Coleta de material para análise bacteriológica por meio de *swab* em contato com a ferida do Grupo Tratamento.

3.6 Análise estatística

Foi realizada em microcomputador, empregando o programa Graphpad Instat. As comparações entre os momentos experimentais, dentro de cada Grupo, foi realizada empregando a análise de variância para amostras repetidas, seguida pelo teste de Student-Newman-Keuls. Para comparação entre os Grupos, em cada momento experimental empregou-se o teste *t* de Student para amostras independentes.

Todos os testes foram aplicados ao nível de 5% de significância.

4. RESULTADOS E DISCUSSÃO

4.1 Avaliação macroscópica

Inicialmente foi realizada a avaliação clínica das feridas macroscopicamente, aos 3º, 5º, 7º e 9º dia pós-operatório (DPO). Nestes momentos pôde-se avaliar: secreção (quantidade, cor e aspecto), coloração, edema, enfisema, crosta, necrose e tecido cicatricial em ambas as feridas (Tabela 1).

Tabela 1 – Valores médios e desvios padrão da avaliação macroscópica[#] de feridas cutâneas tratadas com enxertia cutânea autógena de pele total em malha (grupo tratamento – GT) e feridas tratadas por segunda intenção (grupo controle – GC) aos 3, 5, 7 e 9 dias de pós-operatório (DPO).

DPO	Grupo	Avaliação Macroscópica				
		Edema	Enfisema	Crosta	Necrose	Tecido Cicatricial
3	GT	1,0±0,7 ^{ab}	0,0±0,0 ^a	1,4±0,5 ^a	0,0±0,0 ^a	0,0±0,0 ^a
	GC	0,6±0,9 ^a	0,0±0,0 ^a	0,8±0,8 ^a	0,0±0,0 ^a	0,0±0,0 ^a
5	GT	1,4±0,5 ^a	0,0±0,0 ^a	1,2±0,4 ^a	0,0±0,0 ^a	0,0±0,0 ^a
	GC	0,6±0,9 ^a	0,0±0,0 ^a	1,4±0,5 ^a	0,0±0,0 ^a	0,6±0,5 ^{ab}
7	GT	0,6±0,5 ^b	0,0±0,0 ^a	1,4±0,5 ^a	0,0±0,0 ^a	0,0±0,0 ^{*a}
	GC	1,0±0,7 ^a	0,0±0,0 ^a	1,0±1,0 ^a	0,0±0,0 ^a	1,2±0,8 ^b
9	GT	0,8±0,4 ^{ab}	0,0±0,0 ^a	1,2±0,4 ^a	0,0±0,0 ^a	0,0±0,0 ^{*a}
	GC	0,8±0,5 ^a	0,0±0,0 ^a	1,0±0,7 ^a	0,0±0,0 ^a	1,4±0,9 ^b

[#] Graus: Ausência=0; Leve=1; Discreto=2; Moderado=3; Acentuado=4

* significativamente diferente do grupo controle, neste momento experimental.

^{a,b} médias seguidas da mesma letra não diferem significativamente

No 1º DPO, o animal 2 apresentou sangue coagulado proveniente de hemorragia na ferida do Grupo Controle (GC), a qual deve ter sido ocasionada pela ruptura de vasos da derme no procedimento cirúrgico. No dia subsequente não havia mais secreção hemorrágica e sim serosanguinolenta leve. As demais feridas apresentaram secreção serosa

e serosanguinolenta, aos 3º e 5º dias. Aos 7º e 9º dias, todos os animais apresentavam discreta secreção serosa, sendo que na manipulação para higienização diária (debridamento), ocorriam breves sangramentos conforme citado por Lacerda Neto (2009).

Não houve presença de secreção na ferida do grupo tratamento (GT), sendo observado que o curativo realizado foi eficaz para esta variável, onde o curativo compressivo com esponja cirúrgica serve para absorver qualquer líquido que possa provir da ferida, não deixando este acumular e servir como fator antiaderente ao enxerto (ZANINI, 2004).

Pôde-se observar que o tempo em que o GT ficou com o curativo compressivo, a enxertia teve uma proteção do ambiente externo, conservando as características observadas após o procedimento cirúrgico. Com a retirada do curativo compressivo ao 3º DPO, o fragmento de pele enxertado ficou mais susceptível ao meio ambiente, ressecando e perdendo sua vitalidade. Isso pode dever-se ao fato de que pode ser necessário mais do que três dias para a implantação e vascularização do enxerto em seu leito receptor e que é preciso prolongar o período do curativo compressivo de três para sete a catorze dias como afirma Zanini (2004), e Amâncio (2006). Já Amaral (2004), Swain (2007) e Hedlund (2002), em seus experimentos mantiveram os curativos compressivos de um a três dias, afirmando que é preferível ter movimentação do enxerto a possível acúmulo de fluidos entre o leito receptor e o enxerto. Aparentemente, em asininos um período maior de manutenção dos curativos compressivos seria mais recomendado.

A coloração das feridas do GT no 3º DPO não apresentava mudança significativa (Figura 17). A partir do 5º DPO os enxertos haviam perdido a sua coloração inicial e estavam com aparência pálida e rígida. Nos outros momentos da análise, a rigidez do enxerto aumentou e o fragmento de pele mostrou-se totalmente desvitalizado e com variação de coloração pálida a escura (dependendo da cor de pele do animal) (Figura 18).

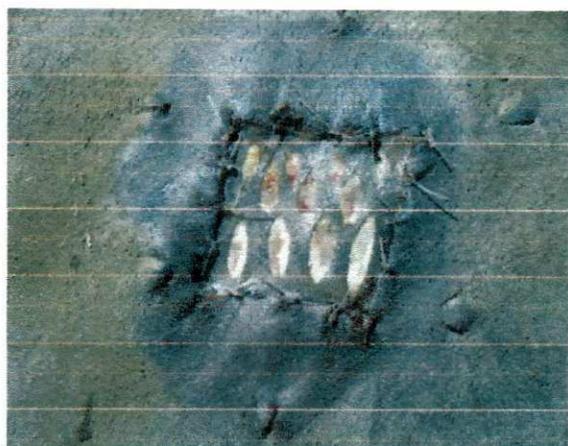


Figura 17 – Aspecto da enxertia cutânea logo após a retirada do curativo compressivo.



Figura 18 – Aspecto da enxertia cutânea no 7º dia pós-operatório.

As feridas do GC apresentaram coloração rosada durante todo o período de análise macroscópica.

O animal 4 apresentou uma reação incomum ao *spray* cicatrizante, sendo notado somente no 10º dia DPO, pois a ferida do animal não tinha progresso na cicatrização e apresentava pouco tecido de granulação, o que já deveria ter sido apresentado a partir do 6º DPO segundo Hosgood (2007), quando então foi suspenso o medicamento e substituído por limpeza do ferimento com água tratada e digluconato de clorexidina e pomada de nitrofurazona com curativo de gaze e esparadrapo. Após a retirada do *spray* cicatrizante no tratamento da ferida, esta mostrou regeneração normal, não diferindo seu tempo de cicatrização total das outras feridas do GC.

Macroscopicamente houve aderência do enxerto no leito receptor em todas as feridas do GT, observado no momento da retirada dos pontos de sutura, no 10º DPO. Com a remoção das suturas, esperava-se que o enxerto já desvitalizado se soltasse, porém este ficou aderido ao leito receptor por tempo mínimo de 25 dias após a retirada dos pontos, conferindo-lhe a atuação de um curativo oclusivo na ferida cirúrgica. A partir de 25 a 30 dias os enxertos realizados no GT começaram a soltar mostrando a ferida ainda em cicatrização, em estágio similar à do GC (Figuras 19 e 20).



Figura 19 – Ferida do Grupo Tratamento no 42º dia pós-operatório, após desprendimento do enxerto desvitalizado.

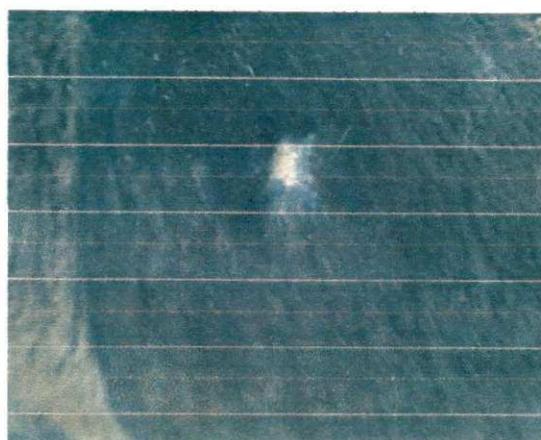


Figura 20 – Ferida do Grupo Controle no 42º dia pós-operatório.

Os sinais e sintomas inflamatórios locais, como edema, dor, rubor e calor local são esperados na fase inicial do processo de cicatrização e regredem mediante a evolução das reações locais e a absorção do material de sutura (ALMEIDA, 2008). Isto foi observado na avaliação macroscópica do GT nos momentos 5º e 7º DPO, onde no 7º DPO a intensidade do edema visto era inferior ao do 5º DPO, como cita o autor. O mesmo não foi observado no GC, onde houve uma estabilidade do grau de edema.

Não foi observada a ocorrência de enfisema em nenhuma ferida. Possivelmente isso se deva à dissecação cuidadosa do tecido subcutâneo, sem lesionar a área adjacente à ferida.

Na avaliação do grau de crostas nas feridas, foi observado que no GT somente a área que ficava lateral ao enxerto (bordas), teve o crescimento e estabelecimento das crostas, sendo removidas a cada avaliação realizada. No GC o crescimento e estabelecimento das crostas era de forma geral, abrangendo toda a ferida, com exceção do animal 4 que por ter tido reação ao *spray* cicatrizante não pronunciou a formação de crostas em toda a ferida e sim somente nos bordos.

Não observou-se necrose em nenhuma ferida. A dissecação cuidadosa durante a cirurgia, aliada ao manejo correto das feridas, no período pós-operatório, possivelmente contribuíram para este resultado.

No GT não houve visualização da formação de tecido cicatricial, já que o enxerto realizado cobria a pele em cicatrização (enxerto já desvitalizado). Com a evolução do processo cicatricial as feridas do GC tiveram diferença significativa entre os momentos D7 e D9 dos demais, sendo observado que houve um aumento considerável em relação ao D3

e em relação ao GT, como já explicado. Este achado, no Grupo Controle, está de acordo com Hosgood (2007), que cita que o tecido cicatricial inicia seu desenvolvimento a partir do 5º ao 7º dia após a lesão.

4.2 Avaliação histopatológica

Na avaliação histológica das áreas enxertadas pôde-se observar acentuada necrose das fibras colágenas com intenso infiltrado inflamatório neutrofilico, principalmente na área limite entre a ferida cirúrgica e o enxerto. Este resultado corrobora a análise macroscópica, observando-se que a enxertia realizada não obteve vitalidade no leito receptor, tendo suas células necrosadas (Figura 21).

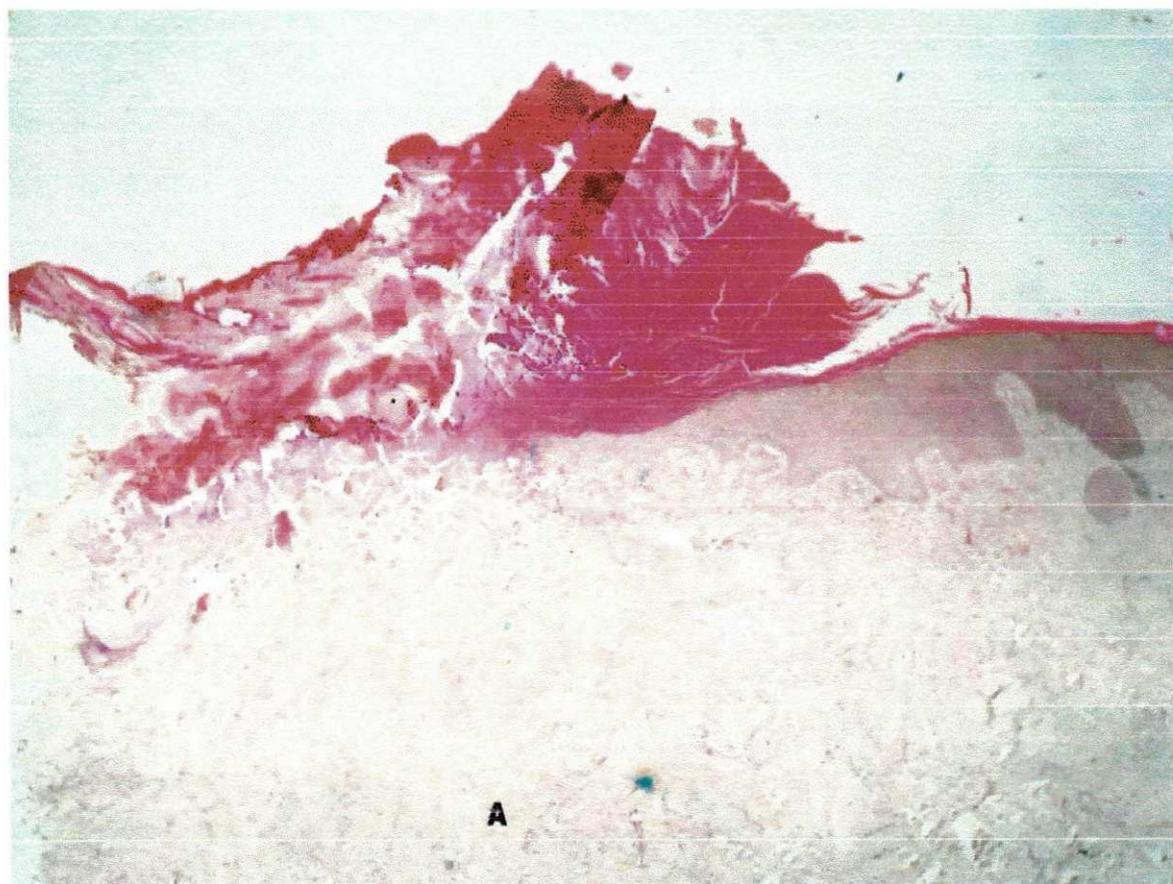


Figura 21 - Microfotografia (Pele). Corte histológico de fragmento de pele de jumento submetido a enxertia cutânea autóloga de espessura completa em malha em feridas cutâneas experimentais no 14º dia pós-operatório. Observam-se as fibras colágenas do fragmento de pele implantado com acentuada necrose. H&E. Obj. 4x.

Não houve diferença estatisticamente significativa entre os grupos e os momentos, quando foi avaliado o achado histológico úlcera (Tabela 2), representação da perda de continuidade da pele sadia (ferimento). Foi observada uma tendência ao contínuo decréscimo de seu grau na avaliação, fato este que demonstra a evolução da cicatrização de ambos os grupos, conforme citado por Boothe & Boothe Jr (1996).

A reação inflamatória ocorre com maior intensidade nos primeiros dias após a lesão, estando presente acentuadamente até a primeira semana, tendendo a diminuir com o passar dos dias (LACERDA NETO, 2009). A análise realizada está de acordo com a afirmação do autor, observando-se que a intensidade da reação inflamatória tendeu a decrescer, embora não se tenha notado diferença significativa estatisticamente entre os grupos e os momentos avaliados (Tabela 2).

O espessamento da epiderme (Tabela 2) ocorre após o reestabelecimento dos componentes basais para a nova formação da epiderme e derme, como cita Hosgood (2007). Observou-se neste estudo que o espessamento da epiderme foi gradativo com o passar dos dias da análise, não havendo diferença significativa estatisticamente entre os grupos e os momentos avaliados.

O tecido de granulação (Tabela 2), representado pela fibroplasia associada à presença de capilares neoformados, foi observado a partir do D7, o que está de acordo com a descrição de Boothe & Boothe Jr (1996), de que por volta do 4º dia de evolução da ferida inicia-se a proliferação de fibroblastos e o brotamento de novos capilares que constituem o tecido de granulação. Não houve diferença significativa estatisticamente nas comparações entre os grupos e entre os momentos, o que demonstra um processo contínuo e gradativo de formação do tecido de granulação, ocorrido em ambos os grupos.

Tabela 2 – Valores médios e desvios padrão da avaliação histológica[#] de biópsias cutâneas realizadas em feridas de asininos, tratadas com enxertia cutânea autógena de pele total em malha (grupo tratamento – GT) e feridas tratadas por segunda intenção (grupo controle – GC) aos 7, 14 e 21 dias de pós-operatório (DPO).

Achados Histológicos					
DPO	Grupo	Úlcera	Intensidade da reação inflamatória	Espessamento da epiderme	Tecido de granulação - fibroplasia
7	GT	2,2±1,6 ^a	2,4±1,5 ^a	0,0±0,0 ^a	1,2±1,3 ^a
	GC	2,6±1,7 ^a	2,8±1,6 ^a	0,0±0,0 ^a	0,8±1,3 ^a
14	GT	0,4±0,9 ^a	1,0±0,7 ^a	0,6±1,3 ^a	1,6±1,3 ^a
	GC	2,2±0,8 ^a	2,0±1,0 ^a	0,6±1,3 ^a	2,6±1,1 ^a
21	GT	0,0±0,0 ^a	1,2±1,1 ^a	2,4±1,3 ^a	1,0±0,7 ^a
	GC	0,6±0,9 ^a	1,0±0,7 ^a	2,4±1,3 ^a	2,2±1,3 ^a

[#] Graus: Ausência=0; Leve=1; Discreto=2; Moderado=3; Acentuado=4

^a médias seguidas da mesma letra não diferem significativamente

Não houve diferença estatística significativa entre os grupos e os momentos em relação à neovascularização no tecido de granulação (Tabela 3), sendo observado que a neovascularização em uma ferida ocorre pela necessidade de oxigenação das células locais, e que após reestabelecida com o fluxo sanguíneo local, o fator desencadeador da angiogênese é reduzido e os vasos neoformados começam a diminuir (LACERDA NETO, 2009), como observado neste estudo.

A reepitelização (Tabela 3) depende inicialmente da matriz, posteriormente das células epiteliais que são auto-estimuladas pela secreção de fibronectina, colagenase ativadora de plasminogênio, proteases neutras e colágeno do tipo IV (LACERDA NETO, 2009). O conteúdo aquoso da matriz da ferida abaixo da crosta influencia a migração epitelial, pois as células preferem um ambiente mais úmido do que seco. Feridas superficiais abertas e ressecadas reepitelizam mais lentamente do que as ocluídas (MANDELBAUM, 2003). Este achado foi visto no GT, onde ocorreu uma maior reepitelização no D21 quando comparado com o GC e com os outros momentos (D7 e

D14) (Figura 22). Esta ocorrência pode ser explicada pelo fato do GT estar com uma cobertura do local da ferida, deixando-a mais protegida do ambiente externo, como cita o autor. No GC não houve diferença significativa entre os momentos.

Os principais componentes celulares de uma ferida são os leucócitos polimorfonucleares (PMN) e os macrófagos derivados de monócitos, os quais aparecem proporcionalmente aos seus números na circulação. Inicialmente, o tipo de célula predominante, o PMN, tem vida breve e atua principalmente como função micro fagocítica (LACERDA NETO, 2009). O resultado visto no achado histológico de polimorfonucleares (Tabela 3) corresponde ao que foi descrito pelo autor, não sendo observada diferença estatística significativa entre os grupos e entre os momentos.

Não houve diferença estatística entre os grupos e os momentos para infiltrado de mononucleares (Tabela 3).

Tabela 3 – Valores médios e desvios padrão da avaliação histológica[#] de biópsias cutâneas realizadas em feridas de asininos, tratadas com enxertia cutânea autógena de pele total em malha (grupo tratamento – GT) e feridas tratadas por segunda intenção (grupo controle – GC) aos 7, 14 e 21 dias de pós-operatório (DPO).

DPO	Grupo	Achados Histológicos			
		Tecido de granulação - neovascularização	Grau de reepitelização	Infiltrado de polimorfonucleares	Infiltrado de mononucleares
7	GT	1,0±1,0 ^a	0,2±0,4 ^a	2,2±1,6 ^a	1,2±0,8 ^a
	GC	1,0±1,4 ^a	0,0±0,0 ^a	2,6±1,7 ^a	1,0±0,7 ^a
14	GT	1,6±1,3 ^a	0,6±1,3 ^a	1,0±0,7 ^a	1,6±1,5 ^a
	GC	2,6±1,1 ^a	0,0±0,0 ^a	1,8±0,8 ^a	2,0±0,7 ^a
21	GT	1,2±0,8 ^a	3,0±1,7 ^{*b}	0,8±0,4 ^a	0,8±0,4 ^a
	GC	2,2±1,3 ^a	0,8±1,8 ^a	1,0±0,7 ^a	1,0±0,7 ^a

[#] Graus: Ausência=0; Leve=1; Discreto=2; Moderado=3; Acentuado=4

* significativamente diferente do grupo controle, neste momento experimental.

^{a,b} médias seguidas da mesma letra não diferem significativamente

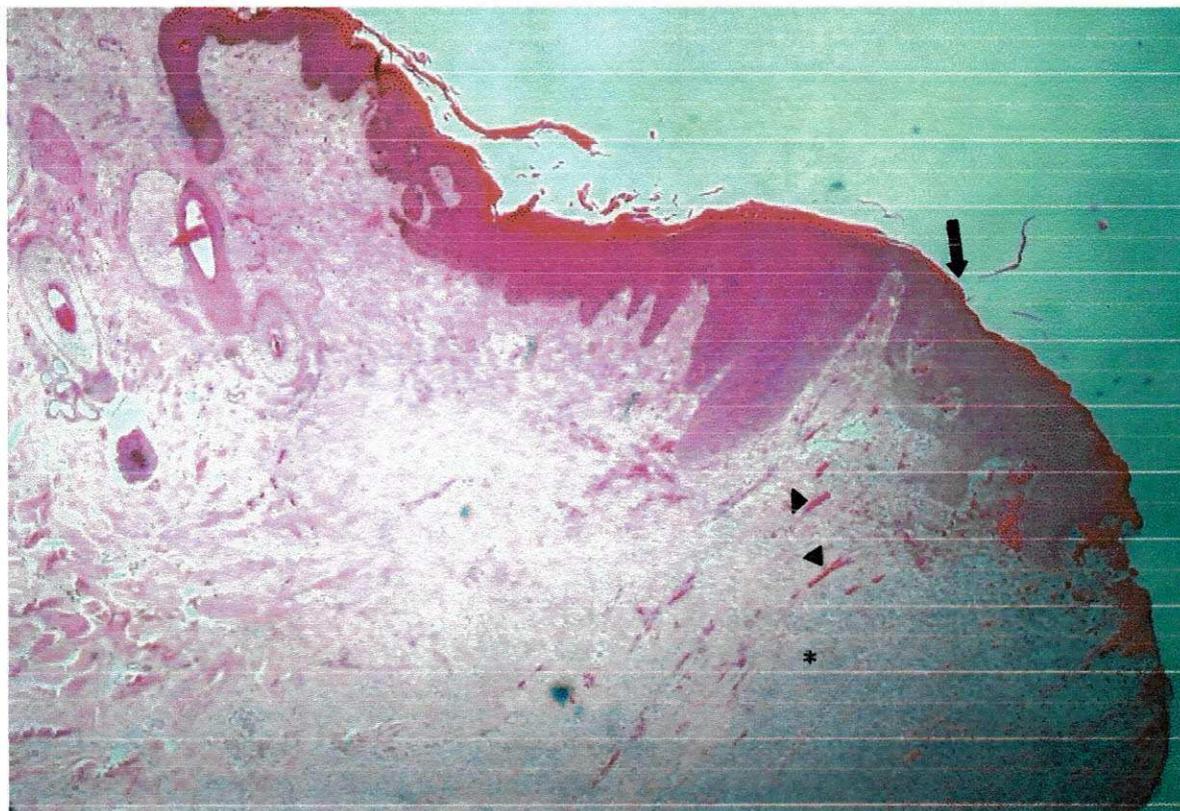


Figura 22 - Microfotografia (Pele). Corte histológico de fragmento de pele de jumento submetido a enxertia cutânea autóloga de espessura completa em malha em feridas cutâneas experimentais no 21º dia pós-operatório. Observa-se moderada fibroplasia (*), moderada neovascularização (cabeça de seta) e acentuada reepitelização (seta). H&E. Obj. 4x.

4.4 Avaliação bacteriológica

Diferentes gêneros e espécies de bactérias foram isoladas dos *swabs* colhidos das feridas ao longo do período de avaliação, não havendo diferença significativa entre os tratamentos ou entre os momentos experimentais. Foram analisadas 30 culturas das amostras de pele, sendo que todas apresentaram culturas polimicrobianas (Figuras 23 e 24), exceto uma, a do 14º DPO do animal 4, no GT, em que não houve a colonização bacteriana. Os microorganismos mais presentes foram *Staphylococcus* spp. (15/30 - 50%), *Pseudomonas* spp. (13/30 - 43,33%), *Salmonella* spp. (9/30 - 30%) e *Klebsiella* spp. (6/30 - 20%).

Das 13 culturas de *Pseudomonas* spp. isoladas, nove foram *Pseudomonas aeruginosa*, que é frequentemente encontrada em infecções hospitalares, como citam os autores Guerra et al. (2006) e Kempfer et al. (2010). Além de ser encontrado em sítios cirúrgicos, este patógeno é facilmente veiculado por água de qualquer natureza (tratada, mineral, rede de esgoto), além de estar naturalmente no solo, pele humana e animal

(MAIA, 2009). Foi observado que o GC tendeu a apresentar maiores índices deste patógeno, visto que a forma de limpeza do seu curativo era com água tratada, a qual normalmente é utilizada em feridas com cicatrização por 2ª intenção, sendo observado que a limpeza com solução de NaCl 0,9% contamina menos a região da ferida, porém o seu gasto financeiro é superior.

Os *Staphylococcus* diferem em coagulase-positiva (SCP), cepas mais virulentas com produção de toxinas, e coagulase-negativa (SCN), sendo sua classificação inicial. O grupo de bactérias SCP encontra-se amplamente distribuído no meio ambiente e tem como principal habitat a pele, as glândulas e membranas mucosas, o trato intestinal do homem e dos animais (KOMATSU et al., 2010). Os SCN estão entre os microrganismos que constituem a microbiota normal da pele. O seu significado clínico como agente causal de várias infecções em pacientes com materiais implantados e outras infecções hospitalares humanas tem aumentado nas últimas décadas, como citam os autores Pereira et al. (2007). No estudo relatado aqui não houve diferença significativa entre os grupos de bactérias SCP e SCN nas feridas estudadas, sendo todos os animais afetados por um/ambos os grupos de *Staphylococcus spp.*

A *Salmonella spp.* e a *Klebsiella spp.* encontram-se normalmente no trato intestinal de animais e pessoas. A ocorrência dos agentes no estudo pode dever-se ao fato dos animais terem o hábito de se espojar (ato de rolar no solo), com o intuito de retirar o excesso de sujidade, pêlos e formar uma proteção cutânea, fato inerente à espécie. Este hábito dos asininos justifica a ocorrência destes microrganismos nas culturas microbiológicas.

Em particular o animal 4, não possuía o instinto de se espojar tão assiduamente quanto os outros animais do estudo, fato que refletiu nas análises microbiológicas, já que este foi o indivíduo com a menor colonização bacteriana e que no 14º DPO no GT não houve presença de colônias bacterianas.

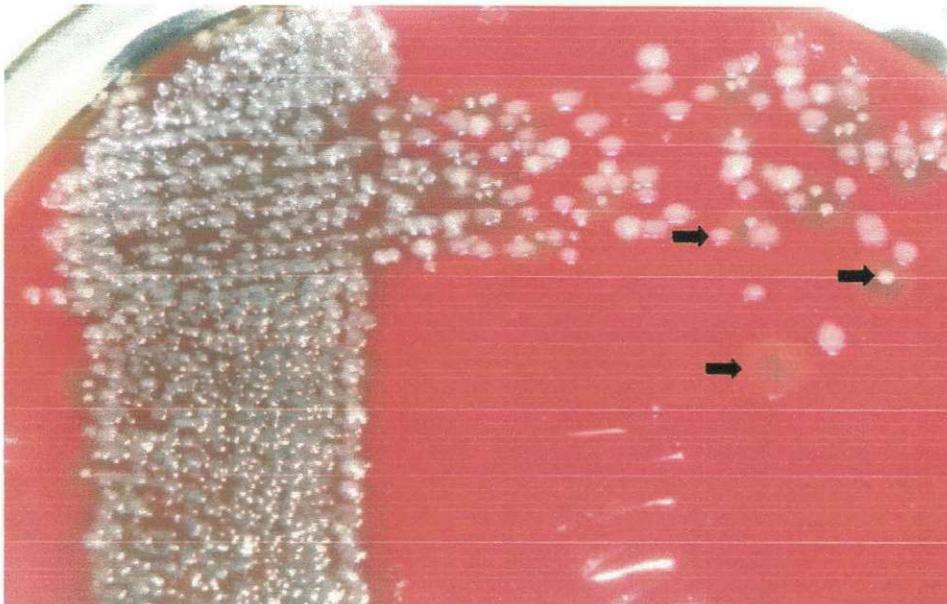


Figura 23 – Colônias bacterianas em meio Ágar Sangue Ovino 8% em placa de Petri. Diferentes tipos de colônias bacterianas de uma amostra (setas).

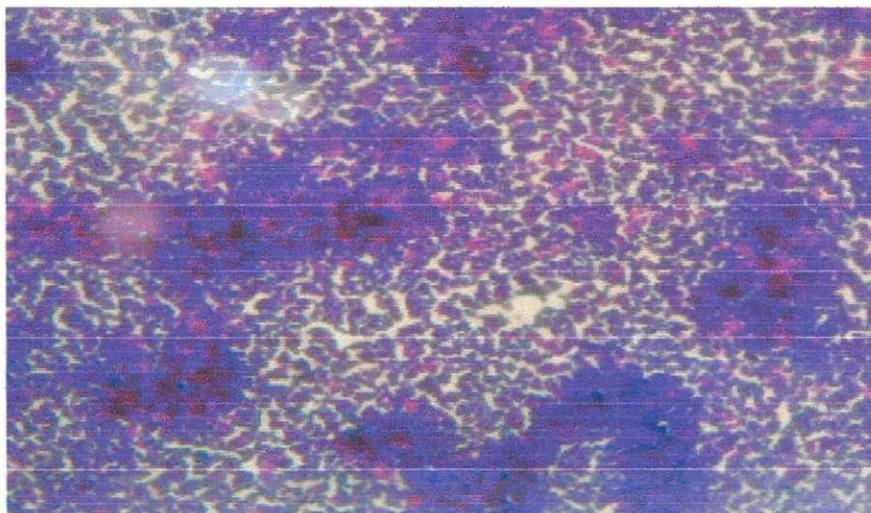


Figura 24 – Bactérias coradas pelo método de Hematoxilina-Eosina (H&E). Visualização de sua conformação em microscópio óptico. Obj.100x

5. CONCLUSÃO

A utilização do enxerto cutâneo em malha de espessura completa para regeneração de feridas cutâneas em asininos não demonstrou viabilidade, sendo observado que não houve vitalidade da enxertia de pele no leito receptor.

O grupo tratamento não diferiu do grupo controle no processo cicatricial, tendo aproximadamente o mesmo tempo de cicatrização total das feridas.

As características inerentes a espécie foi um dos fatores que influenciou no resultado do experimento.

6. REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS

ALMEIDA, S. F. S., RIESCO, M. L. G. Ensaio Clínico Controlado Aleatório Sobre Duas Técnicas de Sutura do Trauma Perineal no Parto Normal. **Rev Latino-am Enfermagem**, Ribeirão Preto, v.16, n.2, p. 272-279, 2008. Disponível em: http://www.scielo.br/pdf/rlae/v16n2/pt_16.pdf Acessado em: 18 de julho de 2011

AMANCIO, A. C. D. et al. Estimulação Ultra-sônica da Integração de Enxertos de Pele Total Estudo Experimental em Coelhos. **Acta Ortopédica Brasileira**, São Paulo, v.14, n.5, p.276-279. 2006. Disponível em: < http://www.scielo.br/scielo.php?pid=S1413-78522006000500010&script=sci_arttext > Acessado em: 7 de julho de 2011

AMARAL, M.S.P. et al., Fixação de enxerto cutâneo em malha de espessura total com sutura ou cola de fibrina. **Arq. Bras. Med. Vet. Zootec.**, Belo Horizonte, v.56, n.3, p.312-319, 2004. Disponível em: <www.scielo.br/pdf/abmvz/v56n3/v56n3a05.pdf> Acessado em: 7 de julho de 2011

BICHARD, S.J.; SHERDING, R.G. Enxerto de Pele Selecionado e Técnicas de Reconstrução. In: _____. **Manual Saunders – Clínica de Pequenos Animais**. 3. Ed. São Paulo: Roca, 2008. Cap. 57. p.574-577

BOOTHE, D. M.; BOOTHE JR, H. W. Resposta tecidual local ao traumatismo e à cirurgia. In: BOJRAB, M.J. **Mecanismos da Moléstia na Cirurgia dos Pequenos Animais**. 2. ed. São Paulo: Manole, 1996. Cap. 3, p. 13-20.

CARMALT, J.L. Skin Grafting in horses. **Large Animal Veterinary Rounds**. Western College of Veterinary Medicine. v8. n4. Abril, 2008

GUERRA, N. M. M., et al. Ocorrência de *Pseudomonas aeruginosa* em água potável. **Acta Sci. Biol. Sci.** Maringá, v. 28, n. 1, p. 13-18, Jan./March, 2006. Disponível em: <http://redalyc.uaemex.mx/src/finicio/ArtPdfRed.jsp?iCve=187115870003> Acessado em: 18 de julho de 2011

HEDLUND C.H.. Surgery of the integumentary system. In: FOSSUM, T.W. **Small Animal Surgery**. Missouri: Mosby, 2002, 2.ed. p. 60-68.

HENDRICKSON, D.A. Enxerto de Pele. In: _____. **Cuidado de Ferimentos: para Veterinários de Equinos**. São Paulo: Roca, 2006. v. 1, Seção 7, p.129-151.

HOSGOOD, G. Reparo de Feridas e Resposta Tecidual Específica à lesão. In: SLATTER, D. **Manual de Cirurgia de Pequenos Animais**. 3.ed. São Paulo: Manole, 2007. Cap. 4, v. 1, p. 66-86.

IBGE – Instituto Brasileiro de Geografia e Estatística – acesso *on line* às notícias, publicações, tabelas, bancos de dados e mapas. Disponível em: http://www.ibge.gov.br/home/presidencia/noticias/noticia_visualiza.php?id_noticia=1269&id_pagina=1 Acessado em 06 de Agosto de 2011.

KEMPFER, C. B. et al. Culturas de Secreções de Pele: Estudo de Prevalência e Sensibilidade aos Antimicrobianos em um Hospital Universitário. **Revista Saúde**, Santa Maria, v. 36, n. 1, p.5766, jan./jun. 2010. Disponível em: <<http://cascavel.ufsm.br/revistas/ojs-2.2.2/index.php/revistasauade/article/viewFile/2452/1555>> Acessado em: 08 de julho de 2011

KOMATSU, R. S. et al. Ocorrência de *Staphylococcus Coagulase Positiva* em Queijos Minas Frescal Produzidos em Uberlândia-Mg. **Biosci. J.**, Uberlândia, v. 26, n. 2, p. 316-321, Mar./Apr. 2010. Disponível em: <<http://www.seer.ufu.br/index.php/biosciencejournal/article/viewArticle/7159>> Acessado em: 08 de julho de 2011

LACERDA NETO, J. C. Considerações Sobre Cicatrização e o Tratamento de Feridas Cutâneas em Equinos. **Merial Ltda**, 2009. Disponível em: <<http://www.br.merial.com/pdf/arquivo8.pdf>> Acesso em: 5 de julho de 2011.

LE MOS, P.F.B.A., et al. Implantação de banco de pele congelada a -4 °C para aplicação como curativo biológico. **Medicina Veterinária**, Recife, v. 1, n.2, p.1-6, jul-dez, 2007. Disponível em: <http://www.dmv.ufrpe.br/revista/index.php?option=com_content&view=article&id=47&Itemid=55>. Acesso em: 21/03/2010.

MAIA, A.A. et al. Resistência antimicrobiana de *Pseudomonas aeruginosa* isolados de pescado e de cortes e de miúdos de frango. **Ciênc. Tecnol. Aliment.**, Campinas, v.29, n.(1): 114-119, jan.-mar. 2009. Disponível em: <<http://www.scielo.br/pdf/cta/v29n1/v29n1a18.pdf>>. Acesso em: 18/07/2011.

MANDELBAUM, S. H.; DI SANTIS, E. P. ; MANDELBAUM, M. H. S. Cicatrização: conceitos atuais e recursos auxiliares-parte I. **An. Bras. Dermatol.**, Rio de Janeiro, v.78, n.4, p.393-408. 2003.

MILLER, C.C., et al. Experimental and Clinical Cutaneous Transfers in the Dog. **Microsurgery**, New York, v.12, n.1, p.113-117, 1991.

MODOLIN, M., BEVILACQUA, R. Cicatrização das feridas. In: RAIA, A., ZERBINI, E. **Clínica Cirúrgica Alípio Corrêa Neto**. 4 ed. São Paulo: SARVIER, 1992. p. 133-138.

OLIVEIRA, V.A.; ALVARENGA, J. Membrana amniótica preservada em glicerina no reparo de feridas cutâneas de membros locomotores de equinos. **Ciência Rural**, Santa

Maria, v.28, n.5, p.623-628, 1998. Disponível em:

<<http://www.scielo.br/pdf/cr/v28n4/a14v28n4.pdf>>. Acesso em: 20/03/2010.

PAIM, C. B. V et al. Enxerto Autólogo de Pele, em Malha, com Espessura Completa, na Reparação de Feridas Carpometacarpianas de Cães. Resposta à Irradiação Laser AsGa.

Ciência Rural, Santa Maria, v.32, n.3, p.451-457, 2002. Disponível em:

<www.scielo.br/pdf/cr/v32n3/a14v32n3.pdf> Acessado em: 01 de Agosto de 2011.

PAVLETIC, M. M. Técnicas de Enxertadura Cutânea. In: BOJRAB, M.J. **Técnicas Atuais em Cirurgia de Pequenos Animais**. 3. ed. São Paulo: Roca, 1996. Cap. 36, p. 432-447.

POPE, E. R. Enxertamento Cutâneo de Malha. In: BOJRAB, M.J. **Técnicas Atuais em Cirurgia de Pequenos Animais**. 3. ed. São Paulo: Roca, 1996. Cap. 36, p. 447-452.

STASHAK, T.S. Advances in wound management. In: WHITE, N.A.; MOORE, J.N., eds. **Current Practice of Equine Surgery**. Philadelphia: Lippincott, 1990, p. 34-43.

SWAIM, S.F. Enxertos Cutâneos. In: SLATTER, D. **Manual de Cirurgia em Pequenos Animais**. 3ed., Barueri: Manole, 2007. Cap. 24, v.1, p. 321-338.

THOMASSIAN, A. **Enfermidades dos Cavalos**. 4 ed. São Paulo: Varela, 2005. 573p.

WALDRON, D. R.; TREVOR, P. Tratamento dos ferimentos superficiais. In: SLATER, D. **Manual de Cirurgia de Pequenos Animais**. 2. ed. São Paulo: Manole, 1998. v. 1, Cap. 25, p. 334-347.

ZANINI, M.; MACHADO FILHO, C. A. S.; TIMONER, F. Uso de Esponja Cirúrgica para Curativo Compressivo de Enxerto Cutâneo. **An. Bras. Dermat.**, Rio de Janeiro, v.79, n.3, p.359-362, 2004. Disponível em: <http://www.scielo.br/scielo.php?pid=S0365-05962004000300012&script=sci_arttext>. Acesso em: 05/07/2011.

ANEXO I

FICHA DO ANIMAL

Data: ___ / ___ / ___

Nº do Animal: _____ Nome: _____ Sexo: _____
 Raça: _____ Pelagem: _____ Idade: _____

Vermifugações: _____
 Alimentação: _____
 Manejo e Ambiente: _____

Exame Físico

Estado Nutricional: _____ Atitude/Postura: _____
 Comportamento: _____ Mov. Intestinal: _____
 Temp. _____ FC: _____ FR: _____ Mucosas: _____
 Anormalidades: _____

Protocolo de Feridas

Local: _____
 Tempo de ocorrência: _____ Fase: _____
 Estruturas atingidas: _____
 Presença de:

 SecreçãoQuantidade: Ausente Leve Moderada IntensaCor: Translúcida Amarela Verde Marrom VermelhoAspecto: Seroso Mucoso Purulento Mucopurulento
 SerosanguinolentoColoração: Pálida Amarelada Rosada Hiperemia Leve Hiperemia Moderada Hiperemia Intensa

Edema: _____ Enfisema: _____

Crosta: _____ Necrose: _____

Tec. Cicatricial: _____

Score: 0 – Ausente; 1 – Leve; 2 – Moderado; 3 - Intenso

OBS: _____

ANEXO II

FICHA DO ANIMAL

Data: ___ / ___ / ___

Nome: _____ Sexo: _____ Peso: _____

Raça: _____ Pelagem: _____ Idade: _____

Vermifugações: _____

Alimentação: _____

Manejo e Ambiente: _____

Exame Físico

Estado Nutricional: _____ Atitude/Postura: _____

Comportamento: _____ Mov. Intestinal: _____

Temp. _____ FC: _____ FR: _____ Mucosas: _____

Anormalidades: _____

Exame Físico

Estado Nutricional: _____ Atitude/Postura: _____

Comportamento: _____ Mov. Intestinal: _____

Temp. _____ FC: _____ FR: _____ Mucosas: _____

Anormalidades: _____

Exame Físico

Estado Nutricional: _____ Atitude/Postura: _____

Comportamento: _____ Mov. Intestinal: _____

Temp. _____ FC: _____ FR: _____ Mucosas: _____

Anormalidades: _____

Exame Físico

Estado Nutricional: _____ Atitude/Postura: _____

Comportamento: _____ Mov. Intestinal: _____

Temp. _____ FC: _____ FR: _____ Mucosas: _____

Anormalidades: _____