

UNIVERSIDADE ESTADUAL PAULISTA “JÚLIO DE MESQUITA FILHO”

FACULDADE DE ENGENHARIA DE ILHA SOLTEIRA

DEPARTAMENTO DE BIOLOGIA E ZOOTECNIA

**Elaboração de material instrucional para uso do Hardware
BioPac, um recurso didático alternativo ao uso de animais não-
humanos**

Victória de Alencar Rezende

Ilha Solteira - SP

Dezembro de 2022

UNIVERSIDADE ESTADUAL PAULISTA “JÚLIO DE MESQUITA FILHO”

FACULDADE DE ENGENHARIA DE ILHA SOLTEIRA

DEPARTAMENTO DE BIOLOGIA E ZOOTECNIA

**Elaboração de material instrucional para uso do Hardware
BioPac, um recurso didático alternativo ao uso de animais não-
humanos**

Victória de Alencar Rezende

Profa Dra Cristiële da Silva Ribeiro
Colaboradora: Mestranda Evillyn dos Santos Zacheo

Trabalho de Conclusão de Curso apresentado à Faculdade de Engenharia, Câmpus de Ilha Solteira, Universidade Estadual Paulista “Julio de Mesquita Filho”, como parte das exigências para obtenção do título de Bacharel em Ciências Biológicas.

Ilha Solteira - SP

Dezembro de 2022

FICHA CATALOGRÁFICA

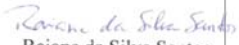
Desenvolvido pelo Serviço Técnico de Biblioteca e Documentação

R467e Rezende, Victória de Alencar.
Elaboração de material instrucional para o uso do hardware biopac, um recurso didático alternativo ao uso de animais não-humanos / Victória de Alencar Rezende. -- Ilha Solteira: [s.n.], 2022
62 f. : il.

Trabalho de conclusão de curso (Ciências Biológicas) - Universidade Estadual Paulista. Faculdade de Engenharia de Ilha Solteira, 2022

Orientador: Cristiéle da Silva Ribeiro
Inclui bibliografia

1. Biopac. 2. Instrucional. 3. Alternativo. 4. Animais. 5. Não-humanos.


Raiane da Silva Santos

Supervisora Técnica de Seção
Seção Técnica de Referência, Atendimento ao usuário e Documentação
Diretoria Técnica de Biblioteca e Documentação
CRB/8 - 9999

ATA DE DEFESA DO TRABALHO DE CONCLUSÃO DE CURSO**"ELABORAÇÃO DE MATERIAL INSTRUCIONAL PARA USO DO HARDWARE BIOPAC, UM RECURSO DIDÁTICO ALTERNATIVO AO USO DE ANIMAIS NÃO-HUMANOS"****VICTÓRIA DE ALENCAR REZENDE****REGULAMENTO SOBRE A AVALIAÇÃO:**

Artigo 25º - § 2º A apresentação pública do trabalho de TCC deverá ser de no mínimo 20 (vinte) minutos e máxima de 40 (quarenta) minutos. Após um intervalo de 5 (cinco) minutos, haverá a arguição do Trabalho pelos examinadores. O tempo de arguição, será de até 15 (quinze) minutos para cada examinador, e até 15 (quinze) minutos o tempo para a resposta do(a) aluno(a) a cada examinador ou no caso de se optar pelo diálogo o tempo conjunto entre examinador e acadêmico(a) será de no máximo 30 (trinta) minutos.

Artigo 24º - No julgamento do TCC, a banca examinadora deverá avaliar a apresentação oral, escrita e a defesa do trabalho durante a arguição. O conceito final será APROVADO(A) ou REPROVADO(A).

COMISSÃO EXAMINADORA

1ª EXAMINADORA (Orientadora-Presidente)

Nome: Profa. Dra. Cristiéle da Silva Ribeiro

Gustavo S. Ribeiro

2ª EXAMINADORA

Nome: Profa. Dra. Lucíola Santos Lannes

Lucíola S. Lannes

3ª EXAMINADORA

Nome: Profa. Dra. Carolina Buso Dornfeld

Carolina Buso Dornfeld

CONCEITO

(X) Aprovado(a)

() Reprovado(a)

Ilha Solteira-SP, 20 de dezembro de 2022.

Faculdade de Engenharia de Ilha Solteira

Cursos: Agronomia, Ciências Biológicas, Eng. Civil, Eng. Elétrica, Eng. Mecânica, Física, Matemática e Zootecnia.
Avenida Brasil Centro, 56 - Caixa Postal 31 CEP 15385-000 Ilha Solteira São Paulo Brasil
tel (18) 3743 1100 fax (18) 3742 2735 stcom@adm.feis.unesp.br www.feis.unesp.br

Resumo

O presente projeto foi elaborado a partir da necessidade de desenvolver métodos alternativos que substituam o uso de animais não-humanos em aulas práticas das disciplinas ligadas à Fisiologia em cursos de Ciências da Saúde, biológicas, agrárias e veterinárias.

Nesta pesquisa foram analisadas, interpretadas e contextualizadas as atividades presentes no manual de instruções do conjunto de hardware e software, BIOPAC – MP36 Student Lab System, com o objetivo de construir um manual de fácil entendimento aos docentes e discentes, contendo lições de Fisiologia Humana que sejam passíveis de substituir o uso de animais não-humanos como modelo didático. Com o intuito de validar e divulgar o manual elaborado houve a elaboração de aulas práticas para a disciplina de Fisiologia Geral da UNESP – Campus de Ilha Solteira. Após a realização das aulas foi aplicado um questionário, referente ao tema abordado neste trabalho, aos estudantes do 10º semestre do curso de Ciências Biológicas que participaram das aulas. Posteriormente, uma das lições foi reproduzida, por um dos alunos participantes da pesquisa, gravada e disponibilizadas em vídeo.

Dessa maneira, o presente trabalho corrobora com a premissa de que os métodos e recursos alternativos ao uso de animais não-humanos promovem inovações no âmbito do ensino e pesquisa. Bem como a elaboração de materiais didáticos instrucionais e tutoriais em vídeo contribui para superar dificuldades que geram desinteresse em utilizar tais recursos.

Abstract

This project was elaborated from the need to develop alternative methods that replace the use of non-human animals in practical classes of disciplines related to Physiology in Health, Biological, Agricultural and Veterinary Sciences courses.

In this research, the activities presented in the instruction manual of the hardware and software set, BIOPAC, and the MP36 Student Lab System unit, were analyzed, interpreted and contextualized, with the objective of building an easy-to-understand manual for teachers and students, containing Human Physiology lessons that are likely to replace the use of non-human animals as a didactic model. With the aim of validating and disseminating the elaborated manual, practical classes were prepared for the discipline of Physiology at UNESP – Ilha Solteira Campus. After the classes, a questionnaire referring to the topic addressed in this work was applied to the students of the 10th semester of the Biological Sciences course who participated in the classes. Later, one of the lessons was reproduced by one of the

students participating in the research, recorded and made available on video.

In conclusion, this work corroborates the premise that alternative methods and resources to the use of non-human animals promote innovations and contribute to the updating of traditional approaches and instruments used in teaching and research. As well as the development of instructional teaching materials and video tutorials, they contribute to overcoming difficulties that generate disinterest in using such resources.

1. INTRODUÇÃO E JUSTIFICATIVA

De acordo com o pesquisador Renato Sérgio Balão Cordeiro, as primeiras ações para regulamentar a pesquisa com animais de laboratório no Brasil surgiram em 1934, com a criação do Decreto nº 24.645, posteriormente, em 1941, foi publicado o Decreto-Lei 3.688, que tratava das leis de contravenções penais, e em 1979 foi publicada a Lei 6.638, que apesar de estabelecer as normas para a prática didático-científica da vivisseção de animais, não foi regulamentada pelo Executivo, portanto não foi posta em prática (BATALHA, 2017). Como forma de unificar as legislações em todos os países do globo, a Declaração Universal dos Direitos dos Animais, proclamada em 1978, estabeleceu em seu artigo 8 a seguinte afirmativa:

Art. 8º - a) A experimentação animal, que implica em um sofrimento físico e psíquico, é incompatível com os direitos do animal, quer seja uma experiência médica, científica, comercial ou qualquer outra. b) As técnicas substitutivas devem ser utilizadas e desenvolvidas (BRUXELAS, 1978).

Os parâmetros atuais de utilização de animais em atividades de ensino e extensão científica para cursos que contenham disciplinas que visam elucidar processos fisiológicos em animais, como Medicina, Farmácia, Enfermagem, Ciências Biológicas, Biomedicina, Medicina Veterinária, Psicologia, Educação Física e Zootecnia são regulamentados pela Lei nº 11.794/2008, popularmente conhecida como Lei Arouca, que determina que a utilização de animais é restrita à estabelecimentos de ensino superior e de educação profissional técnica de nível médio da área biomédica. Além disso, a lei se restringe a regulamentar apenas o uso de animais do Filo Chordata, subfilo Vertebrata e essa utilização deve ser aprovada pelas Comissões de Ética no Uso de Animais (CEUAs), que devem estar presentes nas instituições de Ensino Superior. As CEUAs são supervisionadas pelo CONCEA – Conselho Nacional de Controle de Experimentação de Animal. Dentre as funções do CONCEA estão:

I – Formular e zelar pelo cumprimento das normas relativas à utilização humanitária de animais com finalidade de ensino e pesquisa científica;
IV – Estabelecer e rever, periodicamente, as normas para uso e cuidados com animais para ensino e pesquisa, em consonância com as convenções internacionais das quais o Brasil seja signatário (BRASIL, 2008 Cap. II, art.5).

Ainda de acordo com a Lei nº 11.794, em seu segundo parágrafo determina-se que práticas zootécnicas relacionadas à agropecuária não são consideradas atividades de pesquisas, pois entende-se por essas atividades as seguintes definições:

§ 2º São consideradas como atividades de pesquisa científica todas aquelas relacionadas com ciência básica, ciência aplicada, desenvolvimento tecnológico, produção e controle da qualidade de drogas, medicamentos, alimentos, imunobiológicos, instrumentos, ou quaisquer outros testados em animais, conforme definido em regulamento próprio (BRASIL, 2008, Cap. I, art.1).

A substituição do uso de animais em aulas práticas do ensino superior é uma obrigatoriedade que vem se estabelecendo ao longo dos anos, por meio das legislações, sejam

por questões éticas e burocráticas ou pelo desconforto relatado pelos alunos. Como forma de corroborar com a utilização de animais apenas em casos de extrema necessidade, a Resolução Normativa nº 53 do CONCEA veda a utilização de animais em atividades nas quais não serão desenvolvidas as habilidades psicomotoras e competências do aluno, sendo essas habilidades definidas pelas diretrizes curriculares de cada curso. Nestes casos as atividades práticas com animais deverão ser substituídas, em sua totalidade, por vídeos, modelos de computador e outros recursos que tenham a mesma qualidade de aprendizado. A utilização de animais será permitida nos seguintes casos:

§ 2º Não se aplica a proibição estabelecida no *caput* às atividades didáticas em pós-graduação, bem como àquelas aplicadas à biodiversidade, ecologia, zoologia e conservação, produção, sanidade e inspeção animal, que ensejem abordagens diagnósticas, terapêuticas, profiláticas e zootécnicas, objetivando a redução de riscos sanitários, danos físicos ou o aprimoramento da condição de produção, saúde ou da qualidade de vida dos animais utilizados (BRASIL, 2021, art. 1).

Renata Diniz e colaboradores, reforçam que o desempenho e a aprendizagem são semelhantes entre turmas que realizaram práticas com animais vivos e turmas que utilizaram métodos alternativos de ensino (DINIZ et al., 2006). Santos & Pereira (2016) apontam a utilização de animais de pelúcia, adaptados com estruturas que simulam a bexiga urinária nas aulas do curso de medicina veterinária da Universidade Federal do Paraná (UFPR), adaptação que permite que o aluno simule a realização de coletas para exames de urina em cães e gatos (cistocinese) sem que animais vivos precisem ser submetidos à prática. Outro recurso apontado pela mesma revisão é a reutilização de materiais confeccionados durante as aulas práticas, como vídeos e lâminas biológicas para substituir o uso de novos animais. Um exemplo é a substituição do preparo de novas lâminas com cortes de embriões de galinha por lâminas digitalizadas, que são analisadas na tela do computador e descartam a necessidade de coletar novos animais.

Como um exemplo tecnológico de recursos alternativos é possível citar o uso de softwares de simulação, um exemplo bastante didático é o programa Fisioprat, um simulador que elucida práticas, que antes eram realizadas com rãs, com o uso de animações e tarefas que são realizadas pelo próprio aluno. Por meio desse recurso, aulas práticas como a avaliação de reflexos medulares mediante estímulos químicos e físicos, que compõem o conteúdo de disciplinas como Biofísica e Fisiologia Animal, se tornam mais eficazes, do ponto de vista da aprendizagem, mais dinâmicas e respeitam os padrões éticos e as legislações a respeito do uso de animais no ensino superior (CUBO NETO, 2011).

Em um estudo realizado com alunos do Programa de Ciências da Saúde da Virginia Commonwealth University, a utilização de abordagens ativas de aprendizagem demonstra que

esse tipo de prática contribui para melhorar a qualidade do aprendizado e dá ao aluno maior confiança para responder questões relacionadas ao tema aprendido. Neste estudo os alunos foram divididos em dois grupos que frequentaram o laboratório de Fisiologia, um dos grupos foi submetido a uma pequena discussão antes de realizar a prática e a um questionário dissertativo após a aula e o outro grupo apenas participou das aulas. Os resultados foram analisados estatisticamente e mostraram que, de maneira geral, nas avaliações finais do curso, o grupo que foi submetido à participação ativa obteve um total de 62% de respostas corretas, enquanto o grupo que não participou das discussões e questões acertou apenas 49% das respostas. Deste modo é possível observar as vantagens da participação ativa dos alunos em aulas práticas (CARVALHO; WEST, 2011).

Apesar de difundidas, as práticas alternativas ao uso de animais não-humanos ainda são bastante restritas e a utilização de simuladores que tem como alvo de análise a captação de sinais elétricos emitidos pelo organismo (bioeletrogênese) e que promovem a participação ativa dos alunos é pouco frequente. Em pesquisa às principais plataformas de divulgação científica é possível perceber que apesar de esses simuladores serem um recurso viável, do ponto de vista financeiro e de qualidade da aprendizagem, ainda são pouco utilizados. De acordo com Csaky et al., (2002), alternativas como o software BioDAQ, que integrado com hardware, permite a leitura dos sinais fisiológicos do aluno, são soluções de baixo custo que aprimoram a qualidade do aprendizado, pois, a interface é de fácil utilização e o aluno consegue compreender de forma mais profunda os conceitos apresentados durante a prática.

Dentre as alternativas apresentadas para a substituição do uso de animais não-humanos em aulas práticas por simuladores que utilizam a bioeletrogênese como alvo de análise, é possível citar como exemplo o BioPac, que é constituído por um conjunto integrado de hardware e software que guia os estudantes por meio de uma série de lições de ensino que ilustram os princípios fisiológicos fundamentais. O modelo de BioPac utilizado neste trabalho interage com a unidade física MP36 Student Lab System, que tem por objetivo utilizar transdutores ligados a alunos voluntários, para captar sinais elétricos produzidos por diversas situações, como contração muscular, aferição de dados cardíacos, dentre outros (KUMAR et al., 2019). Alternativamente, os alunos podem trabalhar em ambientes virtuais analisando dados gerados pelo aparelho quando utilizado em docentes e monitores remotamente, auxiliando sobremaneira o aprendizado prático no contexto pandêmico (HAASE; O'HARA; MAYBHATE, 2022).

Como forma de contribuir para a produção científica a respeito do BioPac, Alvarenga (2017- PROCESSO FAPESP 2016/04162-3) realizou levantamento de dados para elucidar

questões como disponibilidade do aparelho nas unidades da UNESP, principais dificuldades para sua utilização e interesse dos docentes em utilizar o recurso. Para testar a viabilidade do simulador como um recurso alternativo, foi realizado, em um primeiro momento um estudo composto por 3 etapas, com o intuito final de desenvolver um manual de instruções didático e objetivo que descrevesse a utilização do BioPac e auxiliasse professores e pesquisadores no uso desse recurso. Na primeira etapa foi feita a releitura do manual original do BioPac, com intuito de compreender seu mecanismo de funcionamento. Em um segundo momento foram feitas duas rodadas de entrevistas semi-estruturadas, com a finalidade de coletar dados e validar o manual elaborado (ALVARENGA e RIBEIRO, 2016).

Com base nas informações obtidas com o levantamento de dados feito por Alvarenga (2017- PROCESSO FAPESP 2016/04162-3), entende-se que a dificuldade de acesso ao BIOPAC restringe sua utilização como uma ferramenta alternativa ao uso de animais não-humanos em práticas de ensino. Somado a este ponto está o fato de o manual de instruções, para a utilização do simulador, configurar outro empecilho para seu uso como recurso alternativo. Dessa forma, o presente projeto se constitui a partir da problemática central: a necessidade de desenvolver métodos alternativos ao uso de animais não-humanos em aulas práticas de Fisiologia Geral e Comparada. E tem como objetivo sanar os pontos que dificultam a utilização do BioPac, por meio da elaboração de um novo manual instrucional na Língua Portuguesa e, concomitantemente, promover a divulgação de um vídeo no qual uma das lições presentes no aparelho é realizada utilizando as instruções do novo manual, visto que são poucos os materiais disponíveis sobre essas lições e que houve a ascensão do uso dos recursos virtuais em decorrência da pandemia de Covid-19.

2. METODOLOGIA

O presente trabalho é de natureza qualitativa e tem como material base o manual de instruções que acompanha o BioPac em sua interação com a unidade física MP36 Student Lab System. O trabalho foi constituído em duas etapas, a primeira consistiu na criação de um novo manual de instruções mais objetivo e didático que o original e traduzido para a Língua Portuguesa. A segunda etapa consistiu na divulgação científica deste material por meio da produção de um vídeo no qual uma das lições do BioPac foi realizada utilizando o novo material produzido como guia.

Na etapa de desenvolvimento do novo material didático foi realizada a leitura de cada lição presente no manual original e a posterior tradução dessas lições, que originalmente estão em Língua Inglesa. A tradução de todo o texto foi feita utilizando o Google Tradutor e os

ajustes de tradução necessários foram feitos com base no conhecimento das autoras sobre o idioma. Os trechos traduzidos foram organizados no Windows Word versão 2010 e o texto traduzido foi posteriormente interpretado e utilizado para guiar a realização da respectiva lição presente no BioPac. Após o término da lição o texto integral foi editado para que o resultado final fosse um material objetivo e didático capaz de instruir a realização das lições.

Cada lição possui seu material instrucional e este possui a seguinte estrutura básica:

1. Texto introdutório sobre o conteúdo abordado;
2. Lista dos materiais que devem ser utilizados juntamente como hardware BioPac;
3. Os passos a serem seguidos para realizar a lição;
4. Uma maneira alternativa de realizar a lição;
5. Análise dos dados obtidos;
6. Exercícios para a fixação do conteúdo.

Após a elaboração do novo material, com a finalidade de validar sua qualidade e visando popularizar o uso do BioPac, o mesmo foi utilizado como roteiro para preparar algumas aulas práticas que contemplam a ementa da disciplina de Fisiologia Geral e Comparada: Sistemas, ofertada na UNESP – Campus de Ilha Solteira. As atividades propostas durante a aula foram realizadas por alunos do 10º semestre do curso de Ciências Biológicas da mesma instituição. Os conteúdos teóricos abordados nas aulas práticas foram a “fisiologia do exercício físico aeróbico”, com enfoque nos ajustes fisiológicos dos sistemas cardiovascular e respiratório, o “desempenho das estruturas musculares quando o indivíduo realiza algum trabalho aplicando força gradual” e a “condição de fadiga muscular”. As lições que abordam esses assuntos são respectivamente, “Fisiologia do Exercício Aeróbico” (lição 15), “Eletromiografia I” (lição 1) e “Eletromiografia II” (lição 2).

Posteriormente à finalização das aulas foi realizada uma pesquisa, intitulada “Descomplicando o BioPac”, que consistiu na aplicação de um questionário, composto por quatro perguntas relacionadas ao tema do presente trabalho, com a finalidade de coletar dados que apresentem a percepção dos alunos a respeito da utilização de animais não-humanos no ensino. As perguntas que compunham o questionário são:

- 1) Você já participou de alguma aula prática que utilizou animais (invertebrados ou vertebrados)?
- 2) Se a resposta anterior foi afirmativa, você sentiu algum desconforto com o uso de animais durante a realização da aula?
- 3) Você acredita que usar meios alternativos ao uso de animais não-humanos em aulas práticas compromete de alguma forma a didática e/ou prática da aula ministrada?

4) Qual sua opinião sobre o uso do BIOPAC nas aulas de Fisiologia Geral e Comparada?

Na segunda etapa do presente trabalho surgiu a necessidade de realizar um levantamento dos dados referentes à divulgação científica do aparelho nas plataformas digitais, em virtude da ascensão das mídias digitais. Para atender tal necessidade foram realizadas pesquisas na plataforma de vídeos “Youtube” utilizando as palavras-chave “tutorial” e “BioPac”. A partir dos resultados, a divulgação científica do novo manual de instruções foi feita visando sanar a falta de tutoriais de como utilizar o aparelho e realizar as lições e, consiste na criação de um tutorial em vídeo de 1:26 minutos, no qual os alunos voluntários, que participaram das aulas práticas elaboradas a partir do material produzido no presente trabalho, realizam a lição “Fisiologia do exercício aeróbico”, seguindo as instruções presentes no manual. Os clipes que compõem o vídeo foram gravado durante a realização da aula prática de fisiologia do exercício aeróbico, com a participação de um dos alunos do 10º semestre do curso de Ciências Biológicas da UNESP – Campus de Ilha Solteira. A gravação foi feita utilizando um aparelho celular e o vídeo final foi editado no software Shotcut, versão 21.01.29 e consiste em uma sequência de clipes nos quais são apresentados os passos que devem ser seguidos para realizar a lição. Após as instruções são apresentados clipes nos quais o aluno está realizando a mesma lição durante a aula prática supracitada. Posteriormente, o vídeo foi adicionado à página de divulgação científica do Laboratório de Estudos em Fisiologia Animal - LEFISA.

O vídeo apresenta a seguinte estrutura:

- Os materiais utilizados para realizar a lição;
- A maneira como esse material deve ser conectado ao hardware e ao voluntário;
- Os passos a serem seguidos para que, ao final da atividade, sejam exibidos dados passíveis de interpretação.

3. RESULTADOS

A primeira etapa do presente trabalho, que consistia em elaborar um novo manual de instruções, foi atendida a partir da leitura e tradução das lições, o que possibilitou a observação de que no manual original ocorre a explicação extremamente detalhada de conceitos que não são fundamentais para o entendimento do assunto abordado e contribuem para tornar os textos introdutórios massantes. Com a finalidade de aprimorar o texto original, realizou-se edições, nas quais foram excluídos os trechos adicionais, que não alteram o entendimento e, foram adicionados novos trechos e figuras que introduzem o assunto de maneira mais objetiva. Além disso, também foi possível identificar a repetição de comandos

que são enumerados e, posteriormente, explicados de forma detalhada, entretanto, a repetição de tais informações contribuía para o aumento no grau de dificuldade de interpretação e consequente perda do interesse em utilizar o aparelho. A utilização do BioPac, para aplicar os comandos originais traduzidos, possibilitou que a edição do texto integral resultasse em instruções tão detalhadas quanto o necessário, porém, mais claras e objetivas. Além das edições no texto, foram feitas edições nos elementos estéticos, tais como: tipo, cor e tamanho da fonte, troca da cor da página, adição de fotos que fazem alusão ao assunto abordado e adição de caixas de diálogo com bordas destacadas e coloridas, que contribuíram para que o novo manual se tornasse mais didático que o anterior.

Outro fator que contribui para a dificuldade de utilização do manual é a presença de instruções para a configuração de recursos adicionais, como a inserção de marcadores e exibição personalizada dos dados, entretanto, tais comandos não são essenciais para que a lição seja realizada e os dados sejam analisados corretamente ao final da gravação. A solução utilizada para mitigar esse problema foi a supressão desses comandos e a breve explicação de que é possível personalizar a interface, caso seja do interesse de quem utiliza o aparelho, mas que a personalização não é necessária para o pleno desenvolvimento das lições.

A realização da pesquisa “Descomplicando o BioPac”, que também visou contemplar a primeira etapa do presente trabalho, forneceu dados importantes que apresentam a percepção dos alunos a respeito da utilização de animais não-humanos no ensino e o resultado da utilização do hardware BIOPAC como uma alternativa ao uso de animais não-humanos no ensino de Fisiologia. Os questionários foram aplicados com o objetivo de avaliar, de acordo com a percepção dos alunos, se o uso de recursos alternativos ao uso de animais não-humanos proporciona uma aprendizagem tão eficaz quanto a realização de aulas práticas com animais. Ao todo foram obtidas 19 respostas, desse total 16 foram afirmativas para já ter participado de aulas práticas nas quais houve a utilização de animais não-humanos, sendo 3 dessas respostas referentes à utilização de animais não vivos. Da totalidade de respostas afirmativas, 50% dos alunos relataram ter sentido algum tipo de desconforto decorrente da utilização de animais. Dentre os motivos que foram elencados como causa do desconforto estão a necessidade de eutanasiar o animal após a prática, a proximidade afetiva com animais vertebrados e o mau-cheiro dos animais não vivos.

Em resposta à pergunta número três, que questiona a eficácia da substituição do uso de animais por métodos alternativos, apenas quatro alunos acreditam que a substituição traz prejuízos à aprendizagem, por outro lado, 11 alunos acreditam que não há comprometimento da didática e da aula os outros quatro acreditam que há situações em que a didática pode ser

comprometida e outras situações nas quais a utilização de recursos alternativos é tão eficaz quanto a prática com animais.

As respostas obtidas na pergunta quatro estão de acordo com as expectativas traçadas pelo presente trabalho e reforçam o impacto positivo de utilizar recursos alternativos ao uso de animais no ensino, visto que 100% das respostas apresentaram opiniões favoráveis à utilização do BioPac nas aulas práticas de Fisiologia Geral e Comparada. Além do argumento de poupar a utilização de animais nas práticas, um ponto importante levantado na maioria das respostas enfatiza a oportunidade de elucidar os conceitos teóricos aprendidos em sala de aula de maneira contextualizada com a realidade dos alunos. *“Achei muito legal e interessante. É uma maneira de vermos como as funções do corpo ocorrem”*, respondeu um dos alunos, enquanto outro enfatizou a possibilidade de visualizar conceitos teóricos, *“(…) Como recurso didático acho excelente, além de facilitar a visualização de conceitos (para mim) abstratos”*. Uma das respostas destaca ainda que o aparelho é *“muito interessante, agrega e facilita a aprendizagem”*.

Assim como descrito anteriormente, a segunda etapa, que objetivou o levantamento de informações referentes à divulgação científica do BioPac nas mídias digitais, foi contemplada por meio da pesquisa realizada na plataforma de vídeos Youtube. Os resultados obtidos permitiram a observação de uma enorme quantidade de vídeos, na Língua Inglesa, apresentando o hardware BioPac e suas muitas aplicações, especialmente para fins de conhecimento da fisiologia humana e comparada, entretanto, são poucos os vídeos em que a forma de realizar as lições presentes no programa é detalhada. Com este conteúdo foi possível encontrar apenas vídeos de poucos segundos, que apresentam um voluntário realizando as atividades principais da lição de forma descontextualizada e sem instruções que possibilitem a replicação dessas atividades. Visando contribuir com a divulgação científica do manual elaborado no presente trabalho, bem como do BioPac como um recurso alternativo, foi criado um vídeo curto, porém completo, utilizando as gravações e fotos feitas durante a aula do tema “Fisiologia do exercício físico aeróbico”. O resultado foi um vídeo tutorial contextualizado, no qual há instruções detalhadas para realizar a atividade e, também, exemplos dos alunos voluntário realizando a lição do respectivo tema e dos dados obtidos a partir disso.

4. DISCUSSÃO

A escolha de promover a participação dos alunos nas diferentes etapas do presente trabalho reforça a importância da percepção dos estudantes sobre o uso de animais não-humanos no ensino e questiona qual papel os recursos alternativos desempenham na formação

desses alunos. Levando em consideração que a utilização de animais como instrumento didático possui a finalidade de ilustrar fenômenos e técnicas já conhecidos pela ciência e tecnologia atuais, é possível perceber que a utilização dos animais não-humanos não se caracteriza como uma necessidade, mas sim como manutenção de um sistema de ensino tradicional e, muitas vezes, desatualizado (TRÉZ, 2015), visto que mesmo os recursos pouco sofisticados, do ponto de vista do nível de dificuldade em interagir com a interface, substituem, sem prejuízo, os animais não-humanos nas práticas (CSAKY et al., 2002).

Outro ponto que corrobora com a percepção de que a utilização de animais no ensino não configura uma necessidade, são os inúmeros relatos, registrados na literatura e no presente trabalho, de alunos que já participaram de aulas práticas com animais-não humanos e afirmam ter sentido algum tipo de incômodo ou desconforto. Ao analisar os possíveis motivadores do incômodo observa-se que a percepção de que o animal está em sofrimento ou sentindo dor é a mais recorrente entre os estudantes. O fato de o aluno se sentir desconfortável durante a utilização de tal método implica no comportamento desse aluno durante a realização da aula e resulta em atitudes como não prestar atenção, não participar ativamente, ou ainda abandonar ou não comparecer à aula (TRÉZ, 2015), fatos que evidenciam as vantagens da substituição de animais não-humanos por recursos alternativos.

5. CONSIDERAÇÕES FINAIS

O presente trabalho apontou a importância do questionamento acerca da utilização de animais não-humanos no ensino e os benefícios da utilização de recursos alternativos como uma maneira de transpassar barreiras que prejudicam a qualidade do ensino e aprendizagem. Concomitantemente, a elaboração de um novo material instrucional e a aplicação deste na elaboração de aulas práticas para a disciplina de fisiologia da UNESP – Campus de Ilha Solteira, contribuíram para a popularização do BioPac como um recurso alternativo. Somado a este ponto, a falta de publicações adequadas, que facilitam a utilização desse recurso, ressaltou a importância da divulgação científica para a popularização de recursos e materiais didáticos que favorecem a utilização de métodos alternativos tais como o BioPac. Dessa maneira, o presente trabalho corrobora com a premissa de que os métodos e recursos alternativos ao uso de animais não-humanos promovem inovações e contribuem para a atualização das abordagens e instrumentos tradicionais utilizados no âmbito do ensino e pesquisa. Bem como a elaboração de materiais didáticos instrucionais e tutoriais em vídeo contribuem para superar dificuldades que geram desinteresse em utilizar tais recursos.

6. REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS

- ALVARENGA, Y. K. B. **BIOPAC como método alternativo no ensino de Fisiologia Comparada para discentes de Ciências Biológicas em uma Unidade da UNESP**. 2017. Universidade Estadual Paulista “Julio de Mesquita Filho”, 2017.
- BATALHA, E. Uso de animais em pesquisa abrange desafios éticos e compromisso com novas tecnologias. **Revista Radis**, v. março 2017, 2017. Disponível em: <<https://portal.fiocruz.br/noticia/uso-de-animais-em-pesquisa-abrange-desafioseticos-e-compromisso-com-novas-tecnologias>>.
- BRASIL. DECRETO Nº 24.645. 1934.
- BRASIL. DECRETO Nº 3.688. 1941.
- BRASIL. DECRETO Nº 6.638. 1979.
- BRASIL. Resolução Normativa nº 53 do CONCEA. 2021.
- BRUXELAS, art 8. Declaração Universal dos Direitos dos Animais. 1978.
- CARVALHO, H.; WEST, C. A. Voluntary participation in an active learning exercise leads to a better understanding of physiology. **American Journal of Physiology - Advances in Physiology Education**, v. 35, n. 1, p. 53–58, 2011.
- Casa Civil. **Lei nº 11.794, de 8 de outubro de 2008**. Regulamenta o inciso VII do § 1o do art. 225 da Constituição Federal, estabelecendo procedimentos para o uso científico de animais; revoga a Lei no 6.638, de 8 de maio de 1979; e dá outras providências. Disponível em: <http://www.planalto.gov.br/ccivil_03/_Ato2007-2010/2008/Lei/L11794.htm>. Acesso em: 28 jun. 2021.
- CSAKY, Z.; MIHALAS, G. I.; FOCSA, M. BioDAQ - A simple biosignal acquisition system for didactic use. **Studies in Health Technology and Informatics**, v. 90, p. 57–60, 2002.
- CUBO NETO, F. **Desenvolvimento e análise de software educacional alternativo ao uso de animais em aulas práticas de fisiologia = FISIOPRAT**. 2011. Universidade Estadual de Campinas, 2011.
- DINIZ, R. et al. Animais em aulas práticas: podemos substituí-los com a mesma qualidade de ensino? **Revista Brasileira de Educação Médica**, v. 30, n. 2, p. 31–40, 2006.
- HAASE, E.; O'HARA, R.; MAYBHATE, A. The Do-It-Yourself Electrocardiogram. **Biomedical Engineering Education**, 2022. Disponível em: <<https://doi.org/10.1007/s43683-021-00061-0>>.

KUMAR, A. P. et al. Validation of PC 1000 Hz reaction timer with biopac® MP 36 for recording simple reaction time. **Indian Journal of Physiology and Pharmacology**, v. 63, n. 2, p. 138–144, 2019.

PACHE, A. L. R. **O uso de animais como recurso didático na universidade federal de santa catarina: uma visão abolicionista**. Universidade Federal de Santa Catarina, 2016.

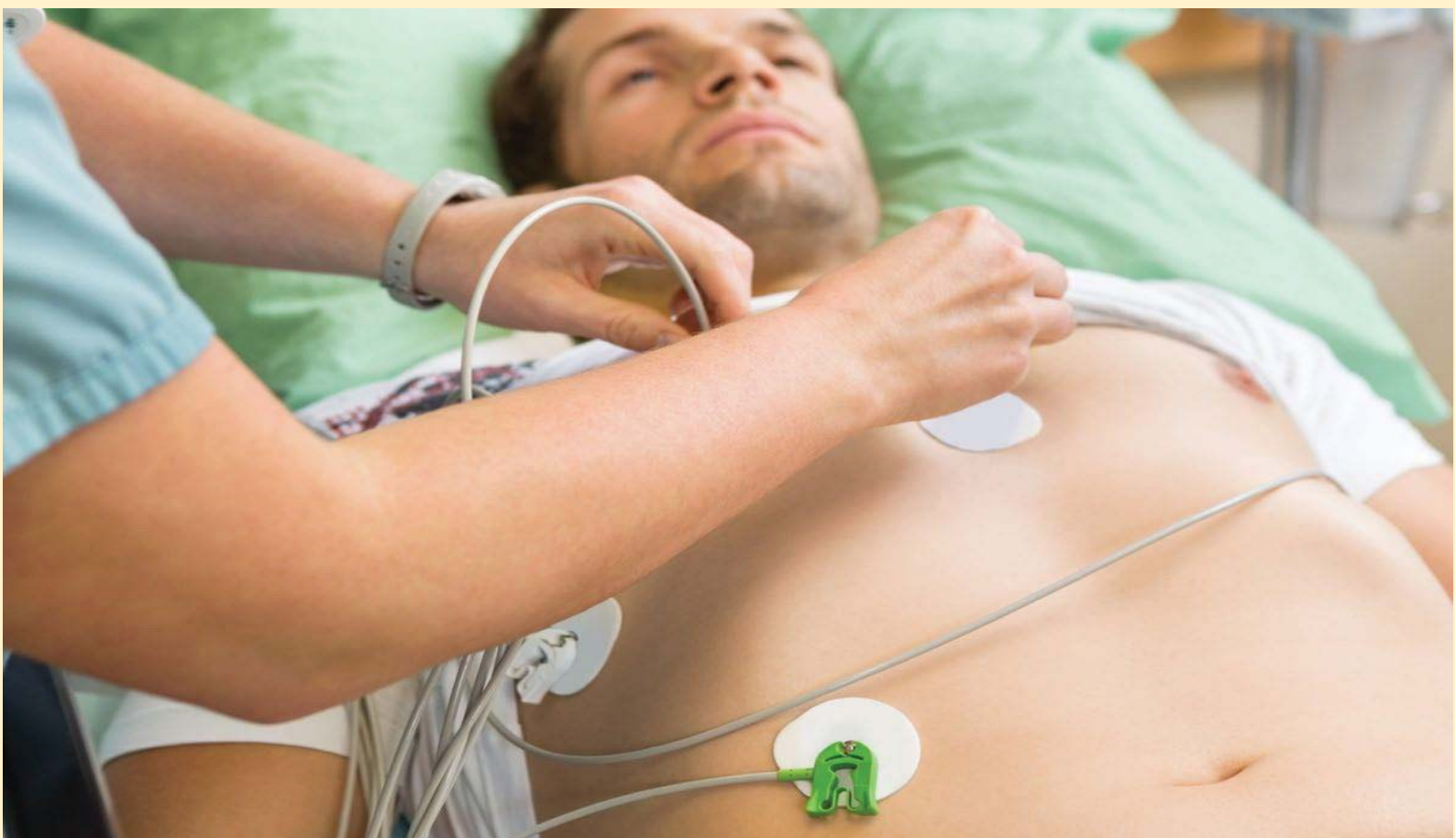
SANTOS, A. G. dos; PEREIRA, L. C. Utilização de métodos alternativos à experimentação animal em pesquisa. **RESBCAL**, v. 4, p. 22–31, 2016.

TRÉZ, T. A. A caracterização do uso de animais no ensino a partir da percepção de estudantes de ciências biológicas e da saúde. **História, Ciências, Saúde – Manguinhos**, Rio de Janeiro, v. 22, n. 3, p.863–880,2015.

ANEXO 1

LIÇÕES

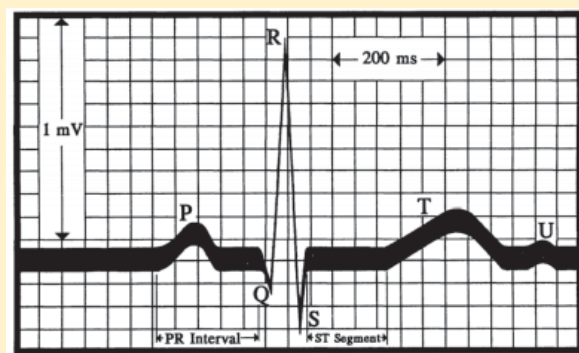
ELETROCARDIOGRAFIA - ECG II



Introdução

A atividade elétrica de cada ciclo cardíaco começa com a despolarização do nó sinoatrial (SA), o marca-passo primário do coração. A onda de despolarização se espalha pelos átrios, iniciando a contração do miocárdio atrial e é registrada como a onda P do ECG (Figura 1). A repolarização dos átrios ocorre imediatamente em seguida da despolarização e é representada pelo intervalo entre P e R (Figura 1). No nó atrioventricular, a transmissão do sinal elétrico é retardada, permitindo que os átrios tenham tempo suficiente para completar sua contração, antes que o sinal seja conduzido até o miocárdio ventricular. A despolarização dos ventrículos é registrada como o complexo QRS no ECG, e a repolarização dos ventrículos é registrada como a onda T (Figura 1).

Figura 1: Representação de um registro eletrocardiográfico. Versão estilizada de um ECG com a representação da onda P, do complexo QRS e da onda T



A magnitude da voltagem registrada no ECG é diretamente proporcional à quantidade de tecido que está sendo despolarizado. A maior parte da massa do coração é composta de miocárdio ventricular. Portanto, o complexo QRS reflete a despolarização dos ventrículos, majoritariamente do ventrículo esquerdo, devido à sua massa ser significativamente maior do que a do ventrículo direito e a orientação do eixo elétrico médio é para a esquerda do septo interventricular.

Durante o ciclo cardíaco, a corrente elétrica se espalha por vias especializadas e despolariza partes da via na sequência descrita acima, consequentemente, o fluxo de corrente elétrica no coração tem uma orientação espacial representada por um eixo elétrico, que durante o ciclo cardíaco recebe o nome de eixo elétrico médio. Normalmente, em um adulto, o eixo elétrico médio situa-se ao longo de uma linha que se estende da base ao ápice do coração e à esquerda do septo interventricular, apontando para a caixa torácica inferior esquerda.

O corpo contém fluidos com íons que permitem a condução elétrica. Isso torna possível medir a atividade elétrica dentro e ao redor do coração a partir da superfície da pele (assumindo que um bom contato elétrico é feito com os fluidos corporais usando eletrodos). Uma derivação bipolar é composta por dois eletrodos de polaridade oposta (positivo e negativo). A colocação do eletrodo define a direção da corrente ao passar do eletrodo negativo para o positivo, o ECG calcula a diferença (magnitude) entre os eletrodos positivo e negativo e exibe as mudanças na diferença de voltagem com o tempo. Existem três derivações que são mais utilizadas e recebem o nome de derivações de membros padrão (bipolares).

As derivações bipolares padrão, suas polaridades e eixos são as seguintes:

Eletrodo	Polaridade	Eixos do eletrodo
Derivação I	Braço direito (-) para braço esquerdo (+)	$\pm 180^\circ - 0^\circ$
Derivação II	Braço direito (-) para perna esquerda (+)	$-120^\circ - +60^\circ$
Derivação III	Braço esquerdo (-) para perna esquerda (+)	$-60^\circ - +120^\circ$

De acordo com a Lei de Einthoven, a soma das correntes elétricas registradas nas derivações I e III é igual à soma da corrente registrada na derivação II. E essa relação pode ser matematicamente expressa como:

$$\text{Derivação I} + \text{Derivação III} = \text{Derivação II}$$

Uma boa ferramenta matemática para representar a medida de uma derivação é o vetor. Em qualquer momento durante o ciclo cardíaco, um vetor pode representar a atividade elétrica líquida vista por um eletrodo, pois o vetor tem magnitude, direção e polaridade e é comumente visualizado graficamente como uma seta.

A corrente elétrica do ciclo cardíaco que flui em direção ao polo positivo de um eixo de derivação produz uma onda positiva no ECG dessa derivação. De maneira oposta, uma corrente que flui em direção ao polo negativo produz uma onda negativa. A amplitude da onda, negativa ou positiva, é diretamente proporcional à magnitude da corrente. Se o fluxo de corrente for perpendicular ao eixo da derivação, nenhuma onda é produzida.

Devido à anatomia do coração e seu sistema de condução, o fluxo de corrente durante o ciclo elétrico cardíaco é parcialmente direcionado para o polo positivo e parcialmente para o polo negativo dos eletrodos dos membros. Isso pode produzir uma onda bifásica (parcialmente +, parcialmente -) no registro do

ECG. Um bom exemplo são as ondas Q-R ou R-S do complexo QRS normalmente vistas na Derivação II.

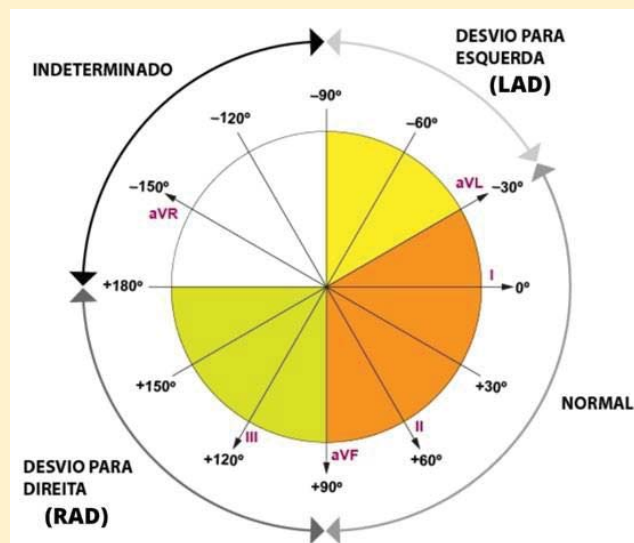
A corrente bidirecional pode ser representada por um único vetor médio que é a média de todos os vetores negativos e positivos naquele momento. Como o intervalo QRS representa a maior parte da atividade elétrica do coração é possível obter, aproximadamente, o eixo elétrico médio observando dentro desse intervalo primeiro a amplitude da onda R e depois as amplitudes combinadas de Q, R e S. O vetor resultante, chamado de eixo QRS, aproxima-se do eixo elétrico médio do coração.

A faixa normal do eixo elétrico médio dos ventrículos é de aproximadamente -30° a $+90^\circ$. O eixo pode se deslocar ligeiramente com uma mudança na posição do corpo (por exemplo, em pé versus supino) e a variação entre os indivíduos dentro da faixa de normalidade ocorre como resultado de diferenças na massa cardíaca, orientação do coração no tórax, índice de massa corporal e a distribuição anatômica do sistema de condução cardíaco.

Um desvio na direção do eixo QRS normal para um intervalo entre -30° e -90° é chamado de desvio do eixo esquerdo (LAD). Tal desvio é anormal e resulta

de condições que fazem com que o ventrículo esquerdo demore mais do que o normal para despolarizar, como dano ou hipertrofia por hipertensão, estreitamento da válvula aórtica e lesões por uso de drogas. Já o desvio do eixo QRS para o intervalo entre $+90^\circ$ e $+180^\circ$ é chamado de desvio do eixo para a direita (RAD). Em alguns casos pode ser normal, como em adultos jovens com tórax longo e estreito e corações verticais, mas na maioria dos adultos o desvio está associado à hipertrofia ou dano ao sistema de condução no ventrículo direito. Em ambas as condições, o desvio do eixo direito resulta de uma desaceleração ou bloqueio do sinal de despolarização para o ventrículo direito (Figura 2).

Figura 2: Representação dos eixos cardíacos e desvios no padrão dos eixos.



Objetivos

Adquirir sinais ECG nas seguintes condições: supino, sentado e respirando profundamente enquanto sentado, para elucidar a aplicação da Lei de Einthoven como método de registro da atividade elétrica do coração.

Materiais

1. Conjunto de eletrodos BIOPAC (SS2L)
2. Eletrodos Descartáveis BIOPAC (EL503,) 6 eletrodos por sujeito

3. Colchonete e travesseiro, superfície que suporte uma pessoa deitada
4. Transferidor
5. Duas canetas/lápis de cores diferentes
6. Biopac Student Lab System: software BSL 4, hardware MP36, MP35 ou MP45
7. Sistema de computador Windows 8, 7, Vista, XP, Mac OS X 10.5 - 10.8

Instruções básicas

Conecte os materiais no hardware BIOPAC, conforme indica a figura:

Figura 3: Como os materiais devem ser conectados ao hardware.



1. Prenda os seis eletrodos no aluno da seguinte forma:
 - Um acima do pulso direito;
 - Dois acima do pulso esquerdo;
 - Dois acima do tornozelo direito;
 - Um acima do tornozelo esquerdo.
2. Prenda o primeiro conjunto de cabos (SS2L - entrada CH1) aos eletrodos da seguinte maneira:
 - VERMELHO = pulso ESQUERDO
 - BRANCO = pulso DIREITO
 - PRETO = tornozelo DIREITO
3. Prenda o segundo conjunto de cabos (SS2L - entrada CH 2) na seguinte ordem:
 - BRANCO = pulso ESQUERDO
 - VERMELHO = tornozelo ESQUERDO

- PRETO = tornozelo DIREITO

Figura 4. Disposição dos cabos e eletrodos:



4. O sujeito fica em decúbito dorsal (deitado, de barriga para cima) e relaxa (Figura 5).

Figura 5: posição de decúbito dorsal.



5. Inicie o programa BIOPAC Student Lab.
6. Escolha a lição "L06 - Electrocardiography (ECG) II" e clique em "OK".
7. Digite um nome de arquivo exclusivo e
8. Clique em "OK".

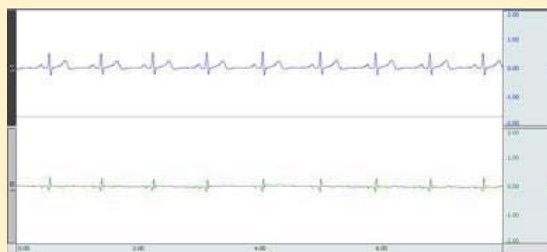
Calibrando a lição

O procedimento de calibração estabelece os parâmetros internos do hardware (como ganho, deslocamento e escala) e é fundamental para um desempenho ideal. Preste muita

atenção ao procedimento de calibração.

1. O sujeito está deitado e relaxado, com os olhos fechados.
2. Clique em “Calibrate”.
 - O assunto permanece relaxado com os olhos fechados.
 - Aguarde 8 segundos até que a calibração pare.
3. Verifique se a gravação se assemelha aos dados de exemplo.
 - Se semelhante, clique em Continuar e prossiga para Gravação de dados.
 - Se necessário, clique em “Redo”.

Figura 6: Exemplo de dados de calibração.



Gravação dos dados

Duas condições serão registradas, uma com o Sujeito em decúbito dorsal e outra com o Sujeito sentado.

Para minimizar o artefato muscular (EMG) e o desvio da linha de base:

Os braços e pernas do sujeito devem estar relaxados.

O sujeito deve permanecer imóvel e não deve falar durante as gravações.

Certifique-se de que os eletrodos não se desprendem e que os fios não puxam os eletrodos.

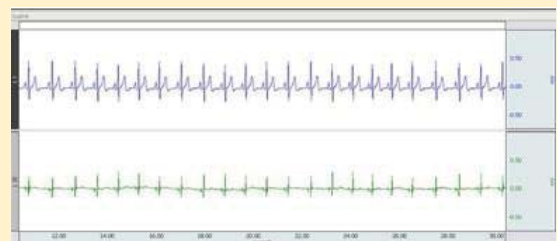
1. Prepare-se para a gravação.
 - O assunto permanece deitado e relaxado, com os olhos fechados.
 - Revise as etapas de gravação.

Decúbito dorsal

O sujeito permanece deitado e relaxado, com os olhos fechados.

2. Clique em “Record”.
3. Grave por 30 segundos.
4. Clique em “Suspend”.
5. Verifique se a gravação se assemelha aos dados de exemplo.
 - Se semelhante, clique em Continuar e prossiga para a próxima gravação.
 - Se necessário, clique em “Redo”.

Figura 7: Exemplo de dados em decúbito dorsal.



- Se todas as gravações necessárias tiverem sido concluídas, clique em “Done”.

Sentado

- Revise as etapas de gravação.
6. O sujeito levanta-se rapidamente e depois se acomoda na posição sentado (Figura 8).

O sujeito deve sentar-se com os braços relaxados ao lado do corpo e as mãos afastadas no colo, com as pernas flexionadas no joelho e os pés apoiados.

Figura 8: posição sentado.

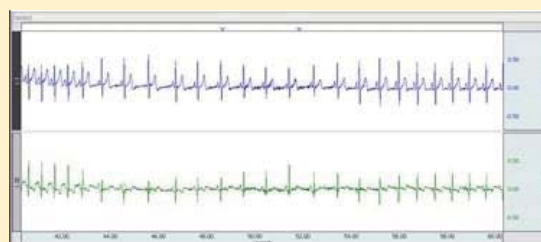


7. Quando o Sujeito estiver sentado e imóvel, clique em “Record”.
- Para capturar a variação da frequência cardíaca, clique em “Record” o mais rápido possível depois que o Sujeito se sentar e relaxar.

Nota: O sujeito não deve inspirar muito profundamente para causar artefato EMG excessivo ou desvio da linha de base.

8. Grave por 10 segundos e depois peça ao aluno aumentar a profundidade da respiração.
- O sujeito inala de forma audível, quem está gravando pressiona F4 na inspiração.
 - O sujeito exala audivelmente, quem está gravando pressiona F5 na expiração.
9. Grave por mais 5 segundos.
10. Clique em “Suspend”.
11. Verifique se a gravação se assemelha aos dados de exemplo.
- Se semelhante, clique em “Continue” para prosseguir para a seção de gravação opcional ou clique em “Done” se terminar.
 - Se necessário, clique em “Redo”.

Figura 9: Exemplo de dados na posição sentado.



Realizando a lição de maneira diferenciada

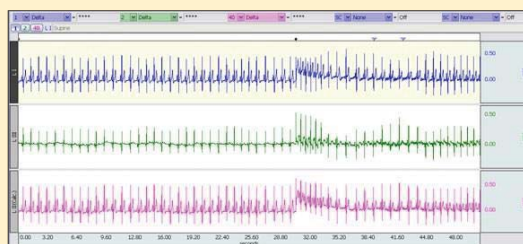


A possibilidade de gravar dados adicionais nesta lição permite utilizar o BioPac para testar ou verificar princípios científicos. Embora existam limitações de dados que podem ser gravados, é possível posicionar os eletrodos em locais diferentes e projetar um experimento, definindo hipótese, materiais, métodos e execução do experimento.

Análise dos dados

Entre no modo Revisar dados salvos (“Review Saved Data”) e escolha o arquivo com o nome do aluno.

Figura 10: Exemplo de dados após a gravação das 2 etapas.



1. Aumente o zoom para selecionar dois ciclos cardíacos “limpos” consecutivos na gravação decúbito dorsal.
2. Coloque um marcador de evento acima da segunda onda R para indicar qual ciclo

cardíaco será usado para medições.

Figura 11: Ciclos cardíacos nos dados de decúbito dorsal.



3. Use o cursor I-Beam para selecionar a área do ponto médio entre os ciclos (linha de base) e a onda R do segundo ciclo

Figura 12: Área do ponto médio selecionada.



4. Role até a gravação “Sentado”, depois até as sessões “Início da inspiração” e “Início da expiração”, selecione dois ciclos cardíacos consecutivos e repita o procedimento descrito nos itens 2 e 3.
5. Volte para o marcador criado no item 2, meça as ondas do complexo QRS e registre as amplitudes da Derivação I e da Derivação III.

Figura 13: Exemplo de medição da onda Q.



Figura 14: Exemplo de medição da onda R.



Figura 15: Exemplo de medição da onda S.



Questões:

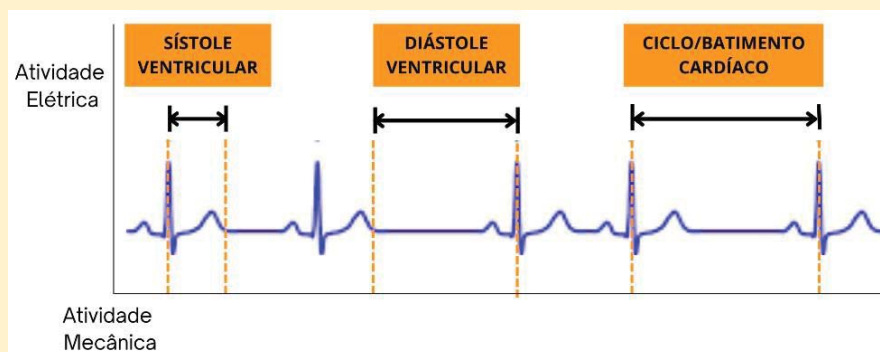
1. Defina ECG.
2. Que fatores normais alteram a orientação do Eixo Ventricular Médio (QRS)?
3. Definir Desvio do Eixo Esquerdo (LAD) e suas causas.
4. Definir Desvio do Eixo Direito (RAD) e suas causas.
5. Que fatores afetam a amplitude da onda R registrada nas diferentes derivações?

ELETROCARDIOGRAMA E PULSO



Introdução

O principal objetivo do coração é bombear sangue para todo o corpo, por meio de uma sequência rítmica de eventos elétricos e mecânicos conhecida como ciclo ou batimentos cardíacos. A atividade elétrica, registrada como eletrocardiograma (ECG), inicia a atividade mecânica do coração (contração e relaxamento dos átrios e ventrículos). Esta lição se concentrará nas ações do ventrículo esquerdo, que bombeia sangue para a circulação sistêmica, produzindo um pulso.



A contração dos ventrículos (sístole ventricular) empurra um volume de sangue (volume sistólico) para as artérias. Do ventrículo esquerdo, o sangue vai para a aorta e por todo o resto do corpo. Cada um desses setores “bate” a jusante da seção anterior para facilitar o fluxo sanguíneo. A aorta e outras artérias possuem duas propriedades fundamentais para a manutenção do fluxo sanguíneo: parede muscular e retração elástica, portanto, a pressão arterial ao longo do ciclo cardíaco é a principal força para o fluxo sanguíneo.

A ação de bombeamento do sangue também inicia uma onda de pressão que é transmitida através das paredes arteriais. A pressão aumenta com a sístole e diminui com a diástole. A rigidez das paredes dos vasos ajuda a transmitir a onda de pressão. Quanto mais rígidas forem as paredes, mais rápida será a transmissão da onda de pressão, porém, maior é o esforço do coração para mover o mesmo volume de sangue.

Quando a onda de pressão é transmitida para a periferia do corpo há um pulso de aumento do volume sanguíneo. Os tecidos e órgãos mudam de volume à medida que os vasos sanguíneos se dilatam ou se contraem, tais alterações podem ser provocadas pelo sistema nervoso autônomo atuando no sistema cardiovascular, fatores ambientais (como temperatura), atividade metabólica de um órgão e uma série de outras variáveis.

O fluxo sanguíneo real é mais lento do que a transmissão da onda de pressão, entretanto, a velocidade de deslocamento da onda de pressão do coração para a periferia pode ser afetada por muitos fatores correlacionados, incluindo a capacidade do coração de se contrair fortemente, a pressão arterial e a elasticidade relativa e os diâmetros das artérias e arteríolas sistêmicas. Esses fatores mudam em resposta às posições do corpo, entrada do sistema nervoso simpático, emoções, etc. Por exemplo, a velocidade de deslocamento da onda de pressão mostrou estar correlacionada com a influência simpática e a pressão arterial sistólica.

O estudo das alterações do volume sanguíneo dentro de um órgão usando técnicas de deslocamento de volume é conhecido como pletismografia. Nesta lição serão gravados simultaneamente o ECG e o pulso subsequente, para registrar alterações no volume sanguíneo por meio de métodos de fotopletismografia óptica.

Objetivos

Observar e registrar as mudanças que ocorrem no volume de sangue periférico e pulso de pressão sob uma variedade de condições experimentais fisiológicas, para elucidar e ilustrar a atividade elétrica associada à atividade mecânica do coração, sua relação com o fluxo de sangue pelo corpo e a velocidade aproximada da onda de pulso de pressão viajando entre o coração e o dedo.

Materiais

1. Conjunto de eletrodos BIOPAC (SS2L)
2. Eletrodos Descartáveis BIOPAC (EL503,) 3 eletrodos por sujeito
3. Transdutor de Pulso BIOPAC (SS4LA ou SS4L)
4. Régua ou fita métrica
5. Água gelada ou água morna em balde de plástico
6. Hardware BioPac e Software BSL 4, hardware MP36 ou MP35
7. Sistema de computador Windows 8, 7, Vista, XP, Mac OS X 10.5 - 10.8

Instruções básicas

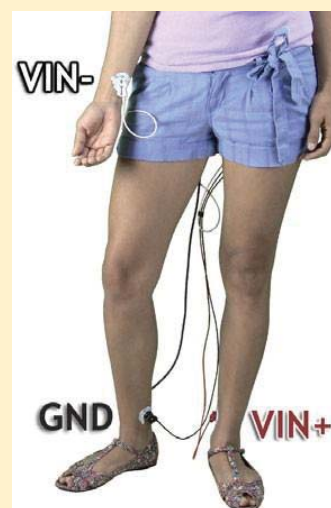
Conecte os materiais no hardware BIOPAC, conforme indica a figura 1

Figura 1: Como os materiais devem ser conectados ao hardware.



1. Prenda três eletrodos no aluno e o conjunto de cabos (SS2L) aos eletrodos, de acordo com o código de cores (Figura 2). Organize as ligações para que o aluno possa fazer movimentos irrestritos.

Figura 2. Disposição dos eletrodos:



Pulso ESQUERDO = cabo BRANCO

Tornozelo DIREITO = cabo PRETO

Tornozelo ESQUERDO = cabo VERMELHO

4. Limpe a janela do transdutor de pulso
5. Coloque o sensor do transdutor de pulso na ponta do dedo indicador DIREITO (Figura 3) enrole o velcro ao redor do dedo, mas não muito apertado.

Figura 3: Posição do transdutor na mão DIREITA.



6. Inicie o Programa de Laboratório do Aluno Biopac.
7. Escolha a lição "L07 - ECG & Pulse" e clique em "OK".
8. Digite um nome de arquivo.
 - Use um identificador exclusivo (apelido ou o número de identificação do aluno).
9. Clique em "OK".

Calibrando a lição

O procedimento de calibração estabelece os parâmetros internos do hardware (como ganho, deslocamento e escala) e é fundamental para um desempenho ideal. Preste muita atenção ao procedimento de calibração.

1. O sujeito está sentado relaxado, com os braços ao

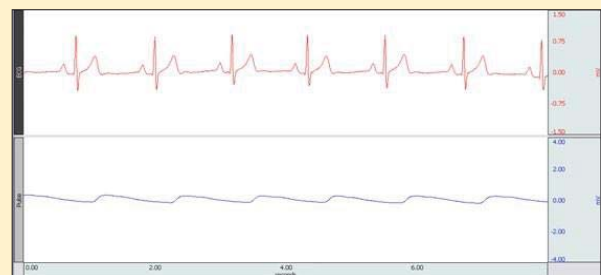
lado do corpo e imóvel, de costas para o monitor (Figura 4).

Figura 4: posição do sujeito durante a calibração



1. Clique em "Calibrate".
2. Aguarde 8 segundos até que a calibração pare.
3. Verifique se a gravação se assemelha aos dados de exemplo.
 - Se semelhante, clique em Continuar e prossiga para Gravação de dados.
 - Se necessário, clique em Refazer Calibração.

Figura 5. Exemplo de dados de calibração:



Realizando a lição

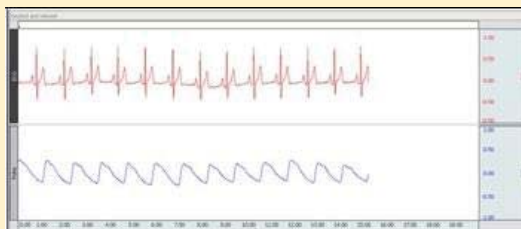
O sujeito está sentado e relaxado, braços apoiados, respirando normalmente, de costas para o monitor.

- Revise as etapas de gravação.

Etapa 1 - Sentado e relaxado

1. Clique em “Record”.
 2. Grave por 15 segundos.
 3. Clique em “Suspend”.
 4. Verifique se a gravação se assemelha aos dados de exemplo.
- Se semelhante, clique em Continuar e prossiga para a próxima gravação.
 - Se necessário, clique em “Redo”.
 - Se todas as gravações necessárias tiverem sido concluídas, clique em “Done”.

Figura 6: Exemplo de dados da etapa 1.



Etapa 2 - Sentado, mão esquerda na água

6. O sujeito permanece sentado e relaxado, de costas para o monitor.
- Revise as etapas de gravação.
7. Coloque a mão esquerda do indivíduo em um balde de plástico cheio de água.

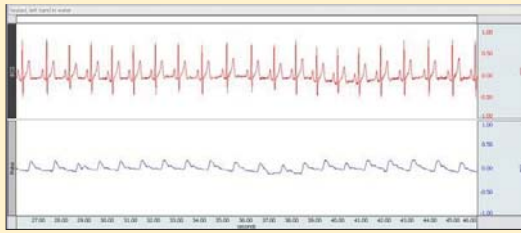
Figura 7: Posição do sujeito na etapa 2.



ATENÇÃO: O recipiente para a água não deve ser de metal, pois isso representa o perigo potencial de contornar o isolamento elétrico da unidade MP.

8. Quando o indivíduo estiver parado, clique em “Record”.
 9. Grave por 30 segundos.
 10. Clique em “Suspend”.
 11. O sujeito retira a mão da água.
 12. Verifique se a gravação se assemelha aos dados de exemplo.
- Se semelhante, clique em Continuar e prossiga para a próxima gravação.
 - Se necessário, clique em “Redo”.
 - Se todas as gravações necessárias tiverem sido concluídas, clique em “Done”.

Figura 8: Exemplo de dados da etapa 2.



Etapa 3 - Sentado, mão direita acima da cabeça

13. O sujeito permanece sentado, relaxado, de costas para o monitor.
- Se água fria foi usada, espere que a mão da pessoa retorne à temperatura normal antes de continuar.
14. O sujeito levanta a mão direita acima da cabeça, braço estendido, transdutor de pulso conectado.

Figura 9: Posição do sujeito na etapa 3.



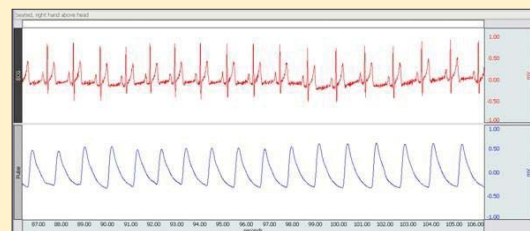
15. Clique em "Record".
16. Grave por 60 segundos.
17. Clique em "Suspend".
18. Verifique se a gravação se assemelha aos dados de exemplo.
- Se semelhante, clique em Continuar para prosseguir para a seção de gravação opcional

ou em Concluído para finalizar a lição.

- Se necessário, clique em "Redo".

19. Após clicar em Concluído, escolha uma opção e clique em "OK".

Figura 10: Exemplo de dados da etapa 3.



Realizando a lição de maneira diferenciada

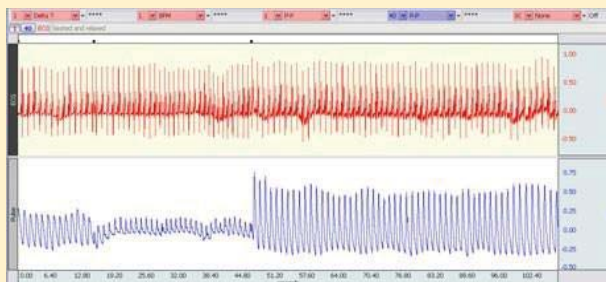


A possibilidade de gravar dados adicionais nesta lição permite utilizar o BioPac para testar ou verificar princípios científicos. Embora existam limitações de dados que podem ser gravados, é possível posicionar os eletrodos em locais diferentes e projetar um experimento, definindo hipótese, materiais, métodos e execução do experimento.

Análise dos dados

1. Entre no modo Revisar dados salvos (“Review Saved Data”) e escolha o arquivo com o nome do aluno.

Figura 11: Exemplo de dados após a gravação das 3 etapas.



2. Aumente o zoom em uma pequena seção dos dados “Sentados e relaxados”.
3. Usando o cursor I-Beam, selecione a área entre duas ondas R sucessivas (um ciclo cardíaco).

Figura 12: Área selecionada entre duas ondas R.



Figura 13: Picos individuais de pulso selecionados.



7. Usando o cursor I-Beam, selecione o intervalo entre a onda R e o pico de pulso.

4. Usando o cursor I-Beam, selecione a área entre dois picos de pulso sucessivos (um ciclo cardíaco).

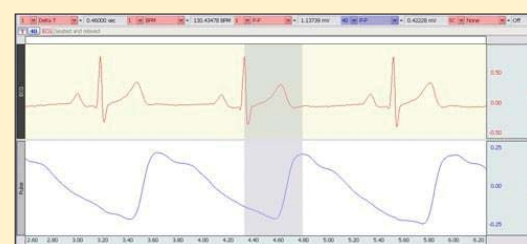
Figura 14: Área selecionada entre dois picos de pulso.



5. Repita as medições acima para cada uma das gravações de dados.
6. Selecione picos de pulso individuais para cada gravação e determine suas amplitudes.

NOTA: É melhor selecionar os dados imediatamente após o início da gravação (após o indicador “Marker”) pois a regulação homeostática do corpo da pressão arterial e do volume ocorre rapidamente.

Figura 15: Intervalo entre a onda R e o pico de pulso selecionado.



Questões:

1. Cálculo da Velocidade de Pulso.

- 1) Distância entre o esterno e o ombro do Sujeito? _____cm
- 2) Distância entre o ombro do Sujeito e a ponta do dedo? _____cm
- 3) Distância total? _____cm
- 4) Dados da etapa 1 “Sentado e relaxado” (medida com I-Beam)
 - Tempo entre a onda R e o pico de pulso _____seg.
 - Velocidade _____cm/s
- 5) Dados da etapa 3 “Sentado, mão direita acima da cabeça” (medida com I-Beam)
 - Tempo entre a onda R e o pico de pulso _____seg.
 - Velocidade _____cm/s

2. Referindo-se aos dados da questão 1, como você explicaria a diferença de velocidade, se houver?
3. Descreva um mecanismo que causa alterações no volume de sangue na ponta do dedo.
4. Explique quaisquer mudanças de amplitude ou frequência que ocorreram com a posição do braço.

ATIVIDADE ELETRODÉRMICA E POLÍGRAFO



Introdução

A atividade eletrodérmica (EDA) é o termo usado para descrever mudanças na capacidade da pele de conduzir eletricidade. A base fisiológica da EDA é uma mudança no tônus autonômico, em grande parte simpático, que ocorre na pele e no tecido subcutâneo em resposta a uma mudança no estado afetivo do indivíduo. Alterações no tônus autônomo periférico alteram a sudorese e o fluxo sanguíneo cutâneo, que por sua vez alteram a EDA. A faixa de EDA humana normal é de 1 a 20 microsiemens.

Como no caso de estímulos sensoriais somáticos (por exemplo, dor, pressão, toque), mudanças na emoção provocam mudanças no tônus autônomo periférico e, portanto, na EDA. Um exemplo comum é a vasodilatação dos vasos sanguíneos cutâneos da face (rubor) e o aumento da sudorese que muitas vezes ocorre no estado emocional de constrangimento. Estímulos sensoriais especiais (visão,

audição, equilíbrio, paladar, olfato) também afetam o estado emocional de uma pessoa, curiosamente, embora altamente subjetiva, a percepção da cor pode provocar mudanças no tom autonômico, que por sua vez, afetam o humor e o comportamento do indivíduo. Cores quentes como vermelho, laranja e amarelo evocam emoções de calor e conforto em algumas pessoas e sentimentos de raiva e hostilidade em outras, já as cores frias como verde, rosa e azul evocam sentimentos que variam de inveja, tranquilidade e tristeza ou indiferença.

A detecção e o registro da EDA são frequentemente combinados com a detecção e o registro de outras variáveis psicofisiológicas autonômicas dependentes, como frequência cardíaca, frequência respiratória e pressão arterial. O dispositivo que detecta e registra essas variáveis é chamado de polígrafo. Um dos princípios subjacentes envolvidos no uso do polígrafo como detector de mentiras é que o controle do sistema nervoso autônomo da frequência cardíaca, frequência respiratória, pressão e fluxo sanguíneos e sudorese não pode ser alterado conscientemente. Outro princípio é que mudanças na emoção associadas à falsificação intencional de respostas a perguntas cuidadosamente selecionadas e formuladas alteram involuntariamente e inconscientemente a saída autônoma, de forma a causar mudanças reconhecíveis nas variáveis fisiológicas.

Nesta lição serão feitos vários experimentos registrando a respiração, EDA e frequência cardíaca, para obter uma melhor compreensão da poligrafia, suas aplicações e limitações

É importante ter em mente que, embora os procedimentos de registro e as medidas utilizadas sejam semelhantes aos utilizados em uma gravação de polígrafo real, este não é um “teste detector de mentiras”. Tudo o que você fará aqui é registrar as respostas fisiológicas do sujeito a certas perguntas.

Objetivos

Analisar um polígrama, gravado em várias condições experimentais, por meio da observação e registro das frequências respiratória cardíaca e resistência da pele associadas ao comportamento cognitivo e à

emoção, para obter uma melhor compreensão da poligrafia e seu potencial de uso.

Materiais

1. Conjunto de eletrodos BIOPAC (SS2L)
2. Eletrodos Descartáveis BIOPAC (EL503,) 3 eletrodos por sujeito

3. Transdutores de atividade eletrodérmica (EDA):

- Material descartáveis: cabo (SS57L) e 2 eletrodos EDA (EL507)
- Material reutilizáveis: Transdutor (SS3LA/L) e gel de eletrodo (GEL101)

4. Transdutor Respiratório BIOPAC (SS5LB ou SS5LA ou SS5L mais antigo)

5. Nove folhas de papel de cores diferentes.

- Cores recomendadas: branco, preto, verde, vermelho, azul, amarelo, laranja, marrom, rosa

6. Biopac Student Lab System: software BSL 4, hardware MP36 ou MP35

7. Sistema de computador (Windows 8, 7, Vista, XP, Mac OS X 10.5 - 10.8)

Instruções básicas

Conecte os materiais no hardware BIOPAC, conforme indica a figura:

Figura 1: Como os materiais devem ser conectados ao hardware.



1. Prenda o Transdutor Respiratório (SS5L) ao redor do peito do indivíduo

IMPORTANTE: O transdutor deve ser colocado abaixo das axilas e acima dos mamilos e a tensão deve ser levemente apertada no ponto de expiração máxima (peito contraído).

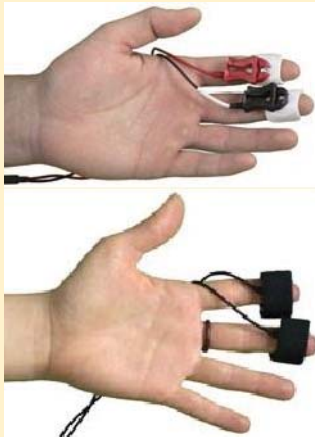
Figura 2: Posição do transdutor respiratório.



IMPORTANTE: O número do modelo do Transdutor Respiratório, SS5LB, SS5LA ou SS5L, deve ser especificado nas Preferências da Lição ou o sinal gravado pode estar fora da faixa ou muito baixo ou muito alto (Vide item 7).

2. Coloque o transdutor EDA no dedo indicador e médio da mão esquerda.

Figuras 3 e 4: Exemplos da posição dos dois tipos de transdutor EDA.



3. Prenda três eletrodos no aluno e o conjunto de cabos (SS2L) aos eletrodos, de acordo com o código de cores (Figura 5).

Figuras 5: Disposição dos eletrodos:



Pulso DIREITO = cabo BRANCO

Tornozelo ESQUERDO = cabo VERMELHO

Tornozelo DIREITO = cabo PRETO

4. Inicie o programa *Biopac Student Lab*.
5. Escolha a lição "L09 - EDA & Polygraph" e clique em "OK".
6. Digite um nome de arquivo exclusivo e clique em "OK".
7. Opcional: Defina Preferências.

- Escolha "File" > Lesson Preferences
- Selecione uma opção.
- Selecione a configuração desejada e clique em "OK".

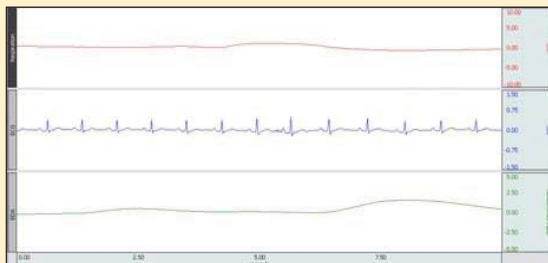
Calibrando a lição

O procedimento de calibração estabelece os parâmetros internos do hardware e é fundamental para um desempenho ideal. Preste muita atenção ao procedimento de calibração.

1. O aluno está sentado, relaxado, respirando normalmente e de costas para o monitor.
- O voluntário deve estar na frequência cardíaca de repouso antes da gravação.
2. Clique em "Calibrate".
3. Três segundos após o início da calibração, soará um bipe. Quando ouvido, o aluno irá inspira uma vez rápida e profundamente e depois retornará à respiração normal.
4. Aguarde até que a calibração pare.
5. Verifique se a gravação se assemelha a dados de exemplo.
- Se semelhante, clique em Continuar e prossiga para Gravação de dados.

- Se necessário, clique em “Redo Calibration”.

Figuras 6: Exemplo de dados de calibração.



Realizando a lição

1. O aluno olha para o professor e ouve as instruções.
 - Analise cuidadosamente os próximos passos.

Etapa 1 - Contar e tocar

Quem está gravando deve inserir um marcador de evento (tecla Esc) no momento exato em que o voluntário responde a cada pergunta.

- Cada marcador de evento tem um rótulo pré-atribuído:

F2—Nome F3—Contagem de 10

F4—Contar a partir de 30 F5—

Rosto tocado

2. Clique em “Record”.
3. Cinco segundos de gravação, o professor pergunta o nome completo do aluno
4. Quem está gravando pressiona F2 e aguarda cinco segundos.
5. O professor pede ao aluno para contar regressivamente a partir de 10.
6. Quem está gravando pressiona F3 e aguarda cinco segundos.

7. O professor pede ao sujeito para contar de trás para frente a partir de 30, subtraindo números ímpares crescentes: (30, 29, 26, 21, etc.)

8. Quem está gravando pressiona F4 e aguarda cinco segundos.

9. O professor toca na lateral do rosto do aluno.

10. Quem está gravando pressiona F5 e aguarda cinco segundos.

11. Clique em “Suspend”.

12. Verifique se a gravação se assemelha aos dados de exemplo.

- Se semelhante, clique em Continuar e prossiga para a próxima gravação.
- Se necessário, clique em Refazer.
- Se todas as gravações necessárias tiverem sido concluídas, pressione “Done”.

Figuras 7: Exemplo de dados da etapa 1.



Etapa 2 - Quadrados coloridos

13. O professor organiza o papel colorido na sequência especificada.

- O aluno olha para o professor;

- Quem está gravando se prepara para inserir marcadores de eventos nas mudanças de cor.
- Analise cuidadosamente os próximos passos.

14. Clique em “Record”.

15. O professor segura papel colorido na frente do voluntário.

- O papel deve ser mantido perto o suficiente do aluno para cobrir uma parte significativa do campo de visão.

16. O professor instrui o sujeito a se concentrar em cada quadrado colorido por cerca de 10 segundos e então abaixa o papel por cinco segundos antes de apresentar a próxima cor.

17. Quem está gravando insere um marcador de evento (tecla Esc) cada vez que a cor do papel é alterada.

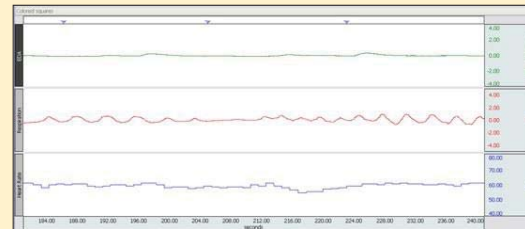
18. Clique em “Suspend”.

19. Verifique se a gravação se assemelha aos dados de exemplo.

- Se semelhante, clique em “Continue” e prossiga para a próxima gravação.
- Se necessário, clique em “Redo”.

- Se todas as gravações necessárias tiverem sido concluídas, clique em “Done”.

Figuras 8: Exemplo de dados da etapa 2.



Etapa 3 - Perguntas sim-não

20. O aluno olha para o professor e ouve as instruções.

- O sujeito permanece sentado e relaxado.
- Analise cuidadosamente os próximos passos.

21. Clique em “Record”.

22. O professor faz ao aluno dez perguntas preparadas e anota as respostas obtidas.

- O sujeito pode responder com verdade ou desonestidade.

23. O aluno responde apenas “sim” ou “não”.

24. Quem está gravando insere marcadores de eventos pressionando:

- F6 quando a pergunta é feita
- F7 se a resposta for "Sim"
- F8 se a resposta for "Não"

25. Quem está gravando espera cinco segundos após a pergunta ser respondida antes de fazer a próxima pergunta.

Perguntas:

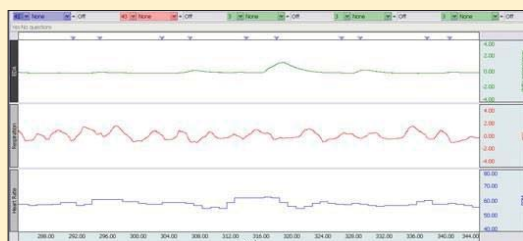
- a) Você é estudante atualmente?
- b) Seus olhos são azuis?
- c) Você tem irmãos?
- d) Você ganhou um “A” no último exame de fisiologia?
- e) Você dirige uma motocicleta?
- f) Tem menos de 25 anos?
- g) Você já viajou para outro planeta?
- h) Algum alienígena visitou você?
- i) Você assiste novelas?
- j) Você respondeu todas as perguntas anteriores com sinceridade?

26. Clique em “Suspend”.

27. Verifique se a gravação se assemelha a dados de exemplo.

- Se semelhante, clique em “Continue” para prosseguir para a seção de gravação opcional ou em “Done” para finalizar a lição.
- Se necessário, clique em “Redo”.

Figuras 9: Exemplo de dados da etapa 3.



Realizando a lição de maneira diferenciada

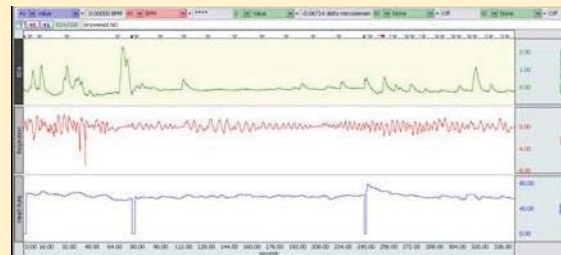


A possibilidade de gravar dados adicionais nesta lição permite utilizar o BioPac para testar ou verificar princípios científicos. Embora existam limitações de dados que podem ser gravados, é possível posicionar os eletrodos em locais diferentes e projetar um experimento, definindo hipótese, materiais, métodos e execução do experimento.

Análise dos dados

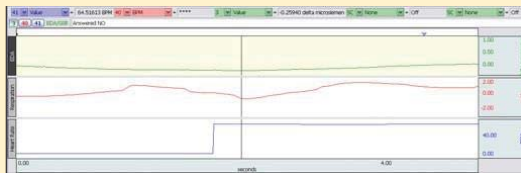
1. Entre no modo Revisar dados salvos (“Review Saved Data”) e escolha o arquivo com o nome do aluno.

Figura 10: Exemplo de dados após a gravação das 3 etapas.



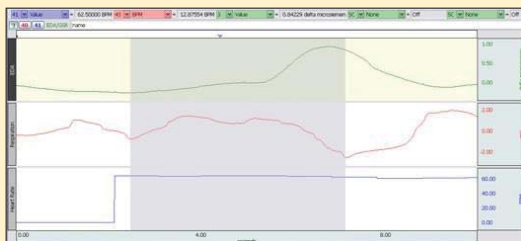
2. Usando o cursor I-Beam, escolha um ponto na marca de 2 segundos e registre a frequência cardíaca e os valores de EDA.

Figura 11: Área selecionada na marca de 2 segundos.



3. Usando o cursor I-Beam, selecione uma área desde o início de uma inspiração até o início da próxima inspiração e registre a frequência respiratória (BPM).

Figura 12: Área selecionada entre um ciclo respiratório.



4. Role para ver um intervalo de 10 segundos começando no primeiro marcador de evento inserido no item 4 da gravação de dados.
5. Encontre o ponto de EDA máximo dentro deste intervalo de 10 segundos e registre a frequência cardíaca e os valores de EDA neste ponto.

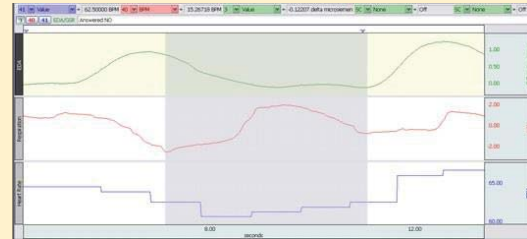
Figura 13: Ponto de EDA máximo



6. Usando o cursor I-Beam, selecione a área de um ciclo respiratório mais próximo do ponto usado no item 5, e

registre a frequência respiratória (BPM).

Figura 14: Área de um ciclo respiratório selecionada.



7. Repita as etapas 5 e 6 para cada condição na gravação "Contagem e toque" de seus dados.
8. Repita os passos 4 - 7 para os dados de "Quadrados coloridos" e de "Perguntas Sim-Não", usando um intervalo de 5 segundos começando no marcador "A".

Tabela 1. Preencher com dados obtidos durante a gravação da primeira parte - “Contando e tocando”.

Ação	Freq. Cardíaca		Freq. Respiratória		EDA	
	41 Marcador	Value Valor	40 Marcador	BPM Valor	3 Marcador	Value Valor
Repouso (linha de base)						
Dizendo o nome						
Contando a partir de 10						
Contando a partir de 30						
Toque no rosto						

Tabela 2. Preencher com dados obtidos durante a gravação da segunda parte - “Quadros coloridos”

Cor da folha	Freq. cardíaca		Freq. respiratória		EDA	
	41 Marcador	Value Valor	40 Marcador	BPM Valor	3 Marcador	Value Valor
branca						
preta						
vermelha						
azul						
verde						
amarela						
laranja						
marrom						
rosa						

Tabela 3. Preencher com dados obtidos durante a gravação da terceira parte - “Perguntas sim-não”

Pergunta	Resposta	Verdade	Freq. cardíaca		Freq. Respiratória		ED	
			41 Marcador	Value Valo	40 Marcador	BPM Valo	3 Marcador	Value Valo
Estudante?	S/ N	S/N						
Olhos azuis?								
Irmãos?								
Tirou A?								
Motocicleta?								
Menos de 25 anos?								
Outro planeta?								
Visita de alienígenas?								
Novela?								
Respostas verdadeiras?								

Questões:

1. Quais são as principais mudanças fisiológicas responsáveis pela atividade eletrodérmica (EDA)?
2. De que valor prático é a informação EDA obtida a partir do experimento de cor?
3. Cite três fatores que contribuem para o teste de polígrafo para sinceridade de uma pessoa tenha resultados inconclusivos.

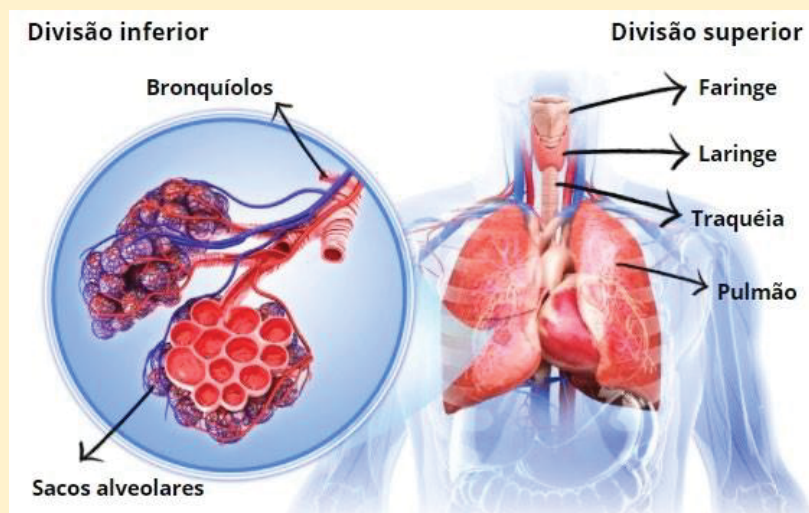
FUNÇÕES PULMONARES



Introdução

Todos os animais precisam de oxigênio para realizar os processos celulares de transformação de energia essenciais para a vida. Durante o metabolismo celular, o oxigênio é consumido quando nutrientes como proteínas, carboidratos e gorduras são oxidados, e o dióxido de carbono é produzido como um produto residual gasoso. A respiração consiste nos processos pelos quais o oxigênio é retirado da atmosfera, entregue às células do corpo e consumido e, também, nos processos de produção de dióxido de carbono e entrega aos pulmões, para excreção na atmosfera.

O sistema respiratório humano é formado por uma divisão superior e uma divisão inferior.



A troca gasosa com o sangue, processo no qual o sistema respiratório fornece oxigênio e remove o dióxido de carbono do sangue, ocorre apenas na divisão inferior, mais precisamente nos sacos alveolares, por meio do processo de difusão simples. O restante da árvore respiratória e toda a divisão superior compreendem

coletivamente o espaço morto anatômico, que é ventilado, mas não desempenha nenhum papel direto na troca gasosa. Durante a inspiração, os alvéolos aumentam e inspiram ar fresco e durante a expiração os alvéolos ficam menores, forçando parte do ar de volta para a atmosfera. O processo de mover contínua e ciclicamente o ar para dentro e para fora da árvore respiratória é denominado ventilação pulmonar. Este processo serve para manter pressões parciais favoráveis de oxigênio e dióxido de carbono nos alvéolos, facilitando assim a captação de oxigênio pelo sangue e a remoção do dióxido de carbono do sangue.

A mecânica da ventilação pulmonar é melhor compreendida pela aplicação da lei de Boyle, que afirma que conforme o volume de um gás em temperatura constante aumenta, a pressão desse gás diminui. Se, ao invés disso, o volume do gás diminuir, a pressão aumenta.

No início da inspiração, a cavidade torácica é aumentada pela contração do diafragma e dos músculos intercostais externos. O diafragma, normalmente em forma de cúpula em repouso, torna-se mais plano quando suas fibras musculares se contraem, aumentando assim o volume torácico. Os intercostais externos elevam as costelas, aumentando o volume do tórax. Esse aumento no volume torácico é acompanhado por um aumento no volume intrapulmonar e, de acordo com a lei de Boyle, uma diminuição na pressão intrapulmonar, que fica abaixo da pressão atmosférica. A diminuição da pressão nos pulmões faz com que o ar flua através das vias aéreas, para os espaços de ar expandidos nos pulmões, até que a pressão intrapulmonar seja novamente igual à pressão atmosférica, evento que cessa o fluxo de ar e marca o fim da inspiração.

A expiração começa quando os músculos inspiratórios relaxam. O diafragma retorna à sua forma de cúpula de repouso, diminuindo o volume torácico e intrapulmonar. O relaxamento dos intercostais externos permite que as costelas voltem para a posição de repouso, reduzindo assim o diâmetro e, portanto, o volume do tórax e dos pulmões. A redução no volume intrapulmonar é acompanhada pelo aumento na pressão nos pulmões, acima da pressão atmosférica. Com esse aumento da pressão intrapulmonar o ar flui do pulmão de volta para a atmosfera, até que a pressão nos pulmões seja novamente igual à pressão atmosférica.

Os volumes e capacidades pulmonares são geralmente medidos ao avaliar a saúde do sistema respiratório, porque os valores de volume e capacidade mudam com a presença de doenças pulmonares. Por exemplo, a capacidade inspiratória é normalmente 60-70% da capacidade vital. Como o oxigênio é necessário para o

metabolismo celular, a quantidade de ar que o sistema pulmonar fornece e a medição dos volumes pulmonares e da taxa de movimento do ar são ferramentas importantes para avaliar a saúde e as capacidades de uma pessoa, pois indicam o limite superior de trabalho que a pessoa pode realizar, com base nas capacidades de seu sistema respiratório.

Como os pulmões residem na cavidade torácica, a capacidade vital é limitada pelo tamanho da cavidade de uma pessoa. Portanto, as variáveis relacionadas ao tamanho (por exemplo, idade, sexo, peso) afetam as capacidades do sistema respiratório. Para adultos, as capacidades pulmonares médias diminuem com a idade. As mulheres tendem a ter volumes menores do que os homens da mesma idade e peso. À medida que o peso aumenta, os volumes aumentam, com a exceção das pessoas com excesso de peso, que tendem a ter volumes diminuídos.

Mesmo dentro de uma pessoa, a oferta e a demanda respiratória diferem com os níveis de atividade e saúde. Consequentemente, a taxa e a profundidade da ventilação (volume de gás inspirado e expirado por minuto) não são fixas, mas devem se ajustar constantemente às novas necessidades do corpo. Conforme ocorre o aumento dos níveis de atividade a partir do repouso, o volume e a taxa de ar que entra e sai dos pulmões também mudam. As mudanças no volume e a rapidez com que essas mudanças são efetuadas podem ser usadas para avaliar a saúde do sistema respiratório de uma pessoa.

Volumes pulmonares, capacidades pulmonares e taxas de fluxo de ar pulmonar são frequentemente medidos no diagnóstico e avaliação da saúde do sistema respiratório. O Volume Expiratório Forçado (FEV), também conhecido como capacidade vital forçada, é um teste no qual é colocado um limite no período de tempo que um indivíduo tem para expelir o ar da capacidade vital. Por exemplo, FEV1.0, FEV2.0, FEV3.0 são definidos como a porcentagem da capacidade vital que pode ser expelida, à força, após uma inspiração máxima no período de um segundo, dois segundos e três segundos, respectivamente. O adulto normal é capaz, com esforço máximo, de expirar cerca de 66-83% de sua capacidade vital em um segundo (FEV1.0,) 75-94% da capacidade vital em dois segundos (FEV2.0) e 78-97% da capacidade vital ao final do terceiro segundo (FEV3.0).

Uma pessoa com asma pode ter uma capacidade vital normal ou quase normal medida em um teste de capacidade vital de estágio único, que permite o tempo que for necessário para inspirar e expirar ao máximo. No entanto, quando um asmático expira a capacidade vital com esforço máximo, as medições de VEF são todas reduzidas porque a secreção de muco e a ação do músculo liso reduzem o

diâmetro das vias aéreas, levando mais tempo para vencer o aumento da resistência das vias aéreas e expirar completamente a capacidade vital.

A ventilação voluntária máxima (MVV), também conhecida como capacidade respiratória máxima, mede o desempenho máximo dos pulmões e dos músculos respiratórios. O MVV é calculado como o volume de ar movido pelo sistema pulmonar em um minuto, enquanto se respira o mais rápido e profundamente possível (hiperventilação). Ao realizar este teste, o indivíduo hiperventila enquanto o volume corrente e a frequência respiratória são medidos. Como a frequência respiratória máxima é difícil de manter, o sujeito hiperventila por no máximo 15 segundos. Em seguida, para calcular o VVM, o volume médio por ciclo respiratório (litros) é multiplicado pelo número de ciclos respirados por minuto (litros / min). Os valores normais variam com o sexo, idade e tamanho do corpo. Dessa forma, o MVV é uma medida de quanto o sistema pulmonar limita a capacidade de trabalhar ou se exercitar. Como raramente é possível exceder o MVV, mesmo por breves períodos de tempo, essa medida também limita a quantidade de oxigênio disponível para o exercício dos músculos. Em geral, no máximo 50% do MVV de um indivíduo pode ser usado para exercícios além de 10 minutos e esse valor tende a ser reduzido em casos de doenças pulmonares restritivas e obstrutivas.

Objetivos

Observar, registrar e calcular o volume expiratório forçado (VEF) e a ventilação voluntária máxima (VVM), obtidos durante ciclos respiratórios (inspiração e expiração), para elucidar as funções pulmonares e comparar os valores observados entre diferentes indivíduos com os valores normais previstos para tais registros.

Materiais

- Transdutor de fluxo de ar BIOPAC (SS11LA)
- Bocal descartável BIOPAC e filtro bacteriológico (AFT1) ou Bocal

autoclavável reutilizável BIOPAC (AFT8)

- Clipe de nariz BIOPAC (AFT3)
- Biopac Student Lab System: software BSL 4, hardware MP36, MP35 ou MP45
- Sistema de computador (Windows 8, 7, Vista, XP, Mac OS X 10.5 - 10.8)

Instruções Básicas

Conecte os materiais no hardware BIOPAC, conforme indica a figura:

Figura 1: Como os materiais devem ser conectados ao hardware.



Selecione um aluno voluntário, que deve usar roupas largas que não inibam a expansão do tórax.

1. Inicie o programa Biopac Student Lab.
2. Escolha “L13 - Pulmonary Function II” e clique em “OK.”
3. Digite um nome de arquivo.
 - Use um identificador exclusivo (apelido ou o número de identificação do aluno).
4. Clique em “OK”.

Calibração

A calibração estabelece os parâmetros internos do hardware (como ganho, deslocamento e escala) e é fundamental para um desempenho ideal. Preste muita atenção ao procedimento de calibração. É importante entender as caixas de diálogo e segui-las, para que a calibração dê certo.

1. Segure o transdutor de fluxo de ar na posição vertical e imóvel, certificando-se de que nenhum ar esteja fluindo por ele.

Figura 2: Exemplo de como o transdutor deve ser segurado.



2. Clique em “Calibrate”.

- Espere que a calibração pare. A calibração dura de 4 a 8 segundos
- 3. Verifique os dados de calibração:
- Verifique se os dados estão planos e centralizados.

Se for semelhante, clique em “Continue” e prossiga para Gravação de dados.

Figura 3: Exemplo de dados durante a calibração.



Se for necessário, clique em “Redo calibration”.

Realizando a Lição

Nesta gravação, duas condições serão realizadas para medir as taxas de fluxo pulmonar:

Volume Expiratório Forçado (FEV)
Ventilação Voluntária Máxima (MVV)

Cada teste será salvo como um arquivo de dados separado.

1. Insira o filtro no lado “Entrada” do transdutor e, em seguida, conecte o bocal
- Se o seu laboratório não usa filtros descartáveis, conecte um bocal esterilizado (AFT8) diretamente no lado da “entrada” do transdutor 1.

Figura 4: Transdutor de fluxo de ar montado.



2. O aluno se prepara para realizar a lição:
 - Anexando o clipe de nariz.
 - Segurando o transdutor de fluxo de ar na mão esquerda e começando a respirar normalmente através dele.
 - Sentando-se em uma posição relaxada e imóvel, de costas para o monitor.
 - se aclimatando e respirando normalmente por 20 segundos.

Verifique se o bocal e o filtro estão firmemente presos, se o clipe é confortável para o nariz e se a boca do aluno está selada ao redor do bocal.

Figura 5: Preparação do aluno para realizar a lição.



Dicas para obter dados ideais:

Revise as “Tarefas” na tela para se preparar para as etapas de gravação com antecedência.

O indivíduo deve tentar expandir a cavidade torácica ao seu maior volume durante os esforços inspiratórios máximos.

PARTE 1 - Volume Expiratório Forçado (FEV)

1. Clique em “Record FEV”.
2. O aluno executa o seguinte procedimento:
 - Respirar normalmente por três ciclos (1 ciclo = inspiração + expiração).
 - Inspire o mais profundamente possível e prenda a respiração por 4 segundos.
 - Expire com força e ao máximo, expelindo todo o ar, por aproximadamente 4 segundos.
 - Retome a respiração normal por mais três ciclos.
3. Clique em “Stop”.

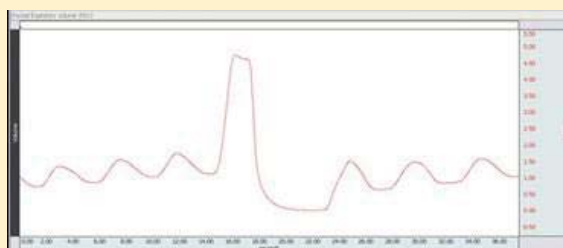
Se a gravação for iniciada na inspiração, tente interromper a gravação na expiração ou vice-versa.

4. Verifique se a gravação se assemelha aos dados de exemplo.

- A inspiração e a expiração máximas devem ser claramente visíveis nos dados e deve haver três ciclos respiratórios normais antes e depois.

5. Se for semelhante, clique em “Continue” e prossiga para a próxima gravação.

Figura 6: Exemplo dos dados obtidos.



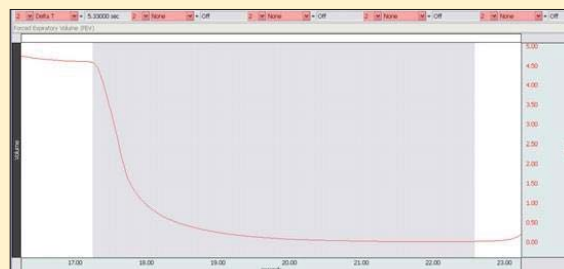
6. Se for necessário refazer a gravação, clique em “Redo”.

7. Aumente o zoom, usando a ferramenta de zoom, na área de expiração máxima.

8. Use o cursor I-Beam para selecionar a área do início da expiração máxima até o final da expiração máxima. Pelo menos três segundos devem ser selecionados e a área selecionada deve incluir alguns dados antes e depois da expiração máxima.

- A primeira caixa de medição exibirá Delta T para que você possa ter certeza de que a área selecionada é maior que 3 segundos. Se Delta T for inferior a 3 segundos, o aluno pode não ter expelido todo o ar durante a expiração máxima. Clique em “Redo” e repita as etapas 1 a 5.

Figura 7: Seleção do intervalo entre o início e o fim de uma expiração máxima.



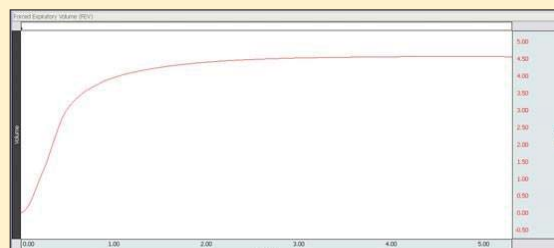
9. Clique “Setup FEV”.

10. Verifique se o gráfico FEV se assemelha aos dados de exemplo.

11. Se for semelhante, clique em Continuar e prossiga para a gravação MVV.

- Se você não for gravar MVV, clique em Concluído e prossiga para a seção Análise de dados.

Figura 8: Exemplo de dados de FEV.



12. Se necessário, clique em “Redo” para selecionar

novamente a área de expiração máxima e recalculer o FEV.

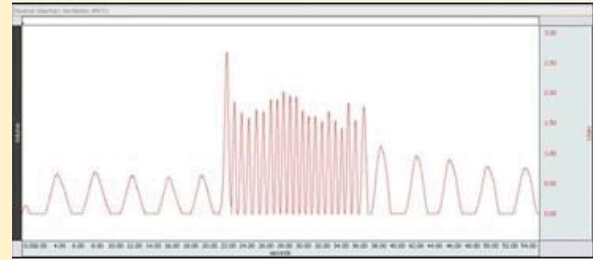
PARTE 2: Ventilação Voluntária Máxima (MVV)

1. O aluno se aclimata respirando normalmente por 20 segundos.
2. Clique em “Record MVV”
3. O sujeito executa o seguinte procedimento:
 - Respirar normalmente por cinco ciclos.
 - Respirar rápida e profundamente por 12 a 15 segundos.
 - Respirar normalmente por cinco ciclos.

AVISO: Este procedimento pode deixar o aluno tonto e com a cabeça leve. O aluno deve estar sentado e um ajudante deve assistir ao aluno. Interrompa o procedimento se o indivíduo se sentir enjoado ou com tontura excessiva.

4. Clique em Parar.
5. Verifique se a gravação é semelhante aos dados de exemplo.
 - Se for semelhante, Clique em “Done”.

Figura 9: Exemplo de dados de MVV.



6. Se necessário, clique em “Redo”.

Para gravar os dados de outro aluno, escolha a opção “Record from another subject” e repita as etapas de calibração 1 - 3 e, em seguida, prossiga para a gravação.

Realizando a lição de maneira diferenciada

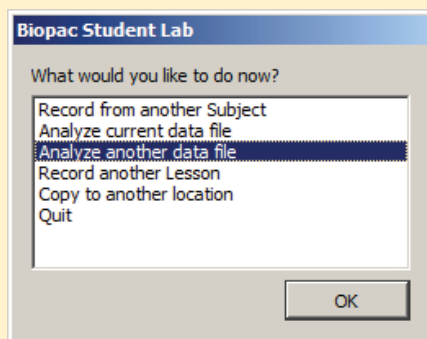


É possível realizar essa lição de diversas formas, considerando que a variação nas características do aluno podem resultar em alteração dos dados. Tendo em vista que fatores como idade, peso e sexo podem interferir nos resultados obtidos, é possível realizar a lição dividindo em grupos de alunos com diferentes pesos, idades e sexo, para comparar os padrões de, fluxo de ar (FEV e MVV) e elaborar hipóteses para explicar os dados obtidos.

Análise dos dados

Esta lição cria dois arquivos de dados; um para dados FEV e um para dados MVV, ao clicar em “Done”, uma caixa de diálogo com opções será gerada, escolha primeiro “Analyze another data file” na lista de opções e navegue até o arquivo “FEV - L13” com o nome do aluno.

Figura 10: Caixa de diálogo com opções para análise dos dados.

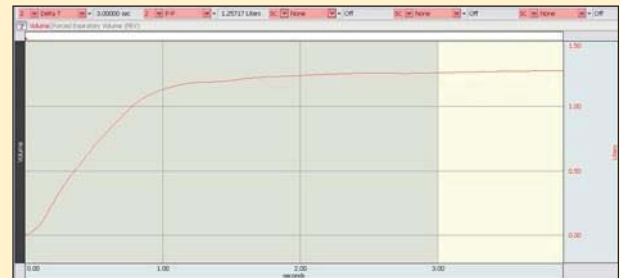


Ao escolher a opção destacada na caixa de diálogo, os dados referentes à primeira parte da gravação (FEV) serão analisados.

1. Clique em “OK”.
2. Use o cursor I-Beam para selecionar a área do tempo zero até o final da gravação. Registre a capacidade vital (VC).
3. Em seguida, use o cursor I-Beam para selecionar os seguintes intervalos:
 - 0 a 1 segundo. Registre o volume expirado e calcule FEV 1.0.

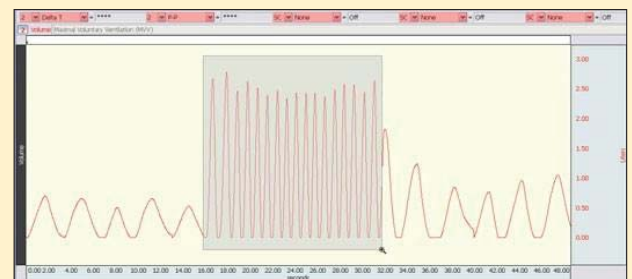
- 0 a 2 segundos. Registre o volume expirado e calcule FEV 2.0.
- 0 a 3 segundos. Registre o volume expirado e calcule FEV 3.0.

Figura 11: Seleção dos intervalos.



4. Selecione “File” > “Save Changes”.
5. Abra o menu “Lessons”, selecione “Review Saved Data” e escolha o arquivo MVV-L13 com o nome do aluno.
6. Use a ferramenta de zoom para visualizar a parte em que o aluno respirou rápida e profundamente.

Figura 12: Intervalo da respiração profunda.



7. Use o cursor I-Beam para selecionar uma área de doze segundos que seja conveniente para contar o número de ciclos

no intervalo. Registre o volume de ar exibido.

8. Repita o procedimento para selecionar cada ciclo individual, de 1 segundo, dentro do intervalo de 12

segundos. Registre o volume de ar em cada ciclo.

9. Calcule o volume médio por ciclo (AVPC) e a Ventilação Voluntária Máxima (MVV).

Tabela 1. Preencher com dados obtidos durante a gravação da primeira parte - FEV.

Intervalo de Tempo (sec)	Volume Expiratorio Forçado 2 P-P	Capacidade Vital (VC)	FEV/VC calcule	(FEV/VC) x 100 = % Calcule	= FEV _x	Média para Adulto Normal
0-1				%	FEV _{1.0}	66% - 83%
0-2				%	FEV _{2.0}	75% - 94%
0-3				%	FEV _{3.0}	78% - 97%

1. Calcule utilizando os valores obtidos nas medições de MVV (Todas as medições de volume são em litros)

1) Número de ciclos em intervalo de 12 segundos: _____

2) Calcule o número de ciclos respiratórios por minuto (RR): _____

RR = Ciclos / min = Número de ciclos no intervalo de 12 segundos x 5

Número de ciclos no intervalo de 12 segundos (de cima): _____ x 5 = _____ ciclos / min

EXERCÍCIOS AERÓBICOS

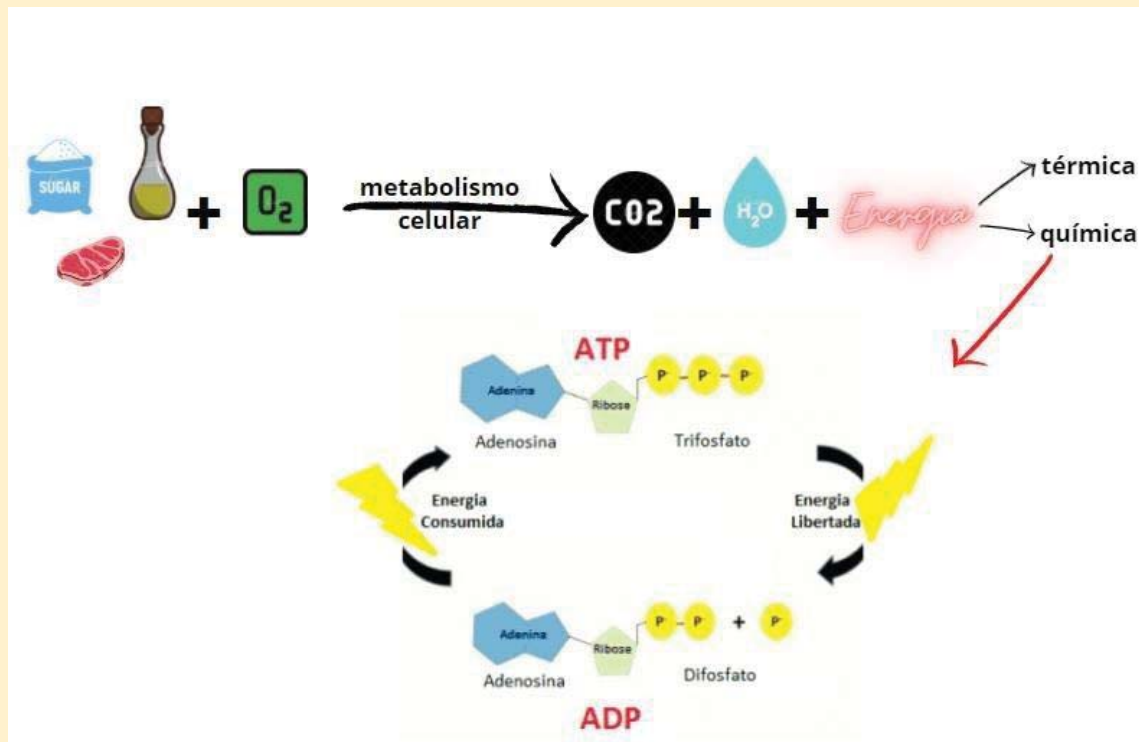


Introdução

A capacidade de se exercitar depende do fornecimento de maior energia aos músculos esqueléticos para a contração muscular. A contração e o relaxamento do músculo esquelético requerem energia química derivada do trifosfato de adenosina (ATP), um composto rico em energia, formado nas fibras do músculo esquelético a partir do metabolismo de alimentos como proteínas, carboidratos e gorduras; entretanto, essa energia não pode ser usada diretamente para contração e relaxamento. Em vez disso, a fibra muscular deve metabolizar moléculas de nutrientes básicos e usar parte da energia liberada durante o metabolismo para formar o ATP. As moléculas de ATP são então usadas como fonte de energia para contração e relaxamento, como mostra a figura a seguir.

Quando o indivíduo dá início ao exercício, o primeiro sistema de fornecimento imediato de energia ativado é o chamado Sistema ATP-CP. Esta energia é proporcionada pelos fosfatos de alta energia (ATP e CP) armazenados dentro dos músculos específicos em atividade, portanto a sua liberação acontece mais

prontamente. À medida que o exercício continua, a via glicolítica - liberação de energia a partir dos carboidratos - é ativada.



Se o indivíduo mantém a intensidade do exercício moderada ou baixa com uma frequência cardíaca abaixo do limiar a gordura também contribuirá para as necessidades energéticas do músculo. Os depósitos de glicogênio hepático e muscular são capazes de fornecer apenas 1.200 a 2.000 cal. de energia, enquanto a gordura armazenada nas fibras musculares e células de gordura podem fornecer cerca de 70.000 a 75.000 cal. Portanto, em atividades de longa duração (acima de 1 hora) ocorre maior utilização de gordura pelos músculos. A ingestão de gorduras não estimula o músculo a utilizar maior quantidade deste nutriente. Os fatores estimulantes para a quebra das gorduras são o exercício, a presença de oxigênio (atividades aeróbicas) e a utilização de carboidratos em grande quantidade pelo organismo. Os carboidratos e gorduras serão os combustíveis preferenciais durante a prática esportiva, porém, as proteínas podem entrar no processo de fornecimento de energia em casos de déficit de carboidratos. A energia total proveniente deste metabolismo proteico é limitada, podendo variar de 5 a 10%.

O exercício sustentado em qualquer nível de intensidade depende do oxigênio. A dependência primária do metabolismo oxidativo, para a produção de ATP, permite que a intensidade do exercício em estado estacionário seja medida em termos de consumo de oxigênio. Durante o exercício dinâmico, esse consumo de oxigênio aumenta conforme há o aumento da intensidade do exercício, até que

um platô (consumo de oxigênio de pico) seja alcançado. Durante o descanso um adulto normal consome oxigênio a uma taxa de cerca de 250 mL por minuto e durante exercícios pesados, o consumo de oxigênio de uma pessoa não treinada pode aumentar doze vezes para um pico de 3000 mL por minuto. O consumo máximo de oxigênio durante o exercício é limitado pela capacidade dos sistemas respiratório e cardiovascular de fornecer oxigênio ao músculo esquelético e pela capacidade do músculo esquelético, em atividade, de utilizar o oxigênio fornecido.

O consumo máximo de oxigênio da atmosfera realizado pelo músculo, é limitado pelo valor máximo de um ou mais dos seguintes fatores:

1. Ventilação pulmonar
2. Difusão pulmonar
3. Débito cardíaco
4. Fluxo sanguíneo muscular
5. Uso de oxigênio na fibra muscular

Alguns desses fatores, como débito cardíaco máximo e uso máximo de oxigênio na fibra muscular, podem ser aumentados por meio de treinamento adequado.

A ventilação pulmonar, que é o volume de ar movido para dentro e para fora do sistema respiratório em um minuto, aumenta linearmente de acordo com a intensidade do exercício (durante o exercício leve e moderado) e, mais acentuadamente no exercício intenso. A ventilação pulmonar é o produto do volume corrente (volume de ar que entra e sai do sistema respiratório a cada respiração), e da frequência respiratória, que é o número de respirações por minuto, sendo assim, durante o exercício dinâmico os aumentos no volume corrente e na frequência respiratória contribuem para aumentar a ventilação. O aumento da ventilação mantém a pressão parcial de oxigênio e a saturação de hemoglobina inalteradas no sangue arterial, mesmo nos exercícios mais intensos. Em exercícios dinâmicos leves a moderados, o aumento da ventilação também mantém uma taxa de excreção de dióxido de carbono que corresponde ao aumento da taxa de produção de dióxido de carbono no músculo esquelético ativo, ajudando a manter o pH do sangue dentro dos limites normais.

As respostas cardiovasculares ao exercício dinâmico incluem aumento do débito cardíaco, aumento da pressão arterial média, aumento do músculo esquelético e do fluxo sanguíneo coronário e diminuição do fluxo sanguíneo nos rins, pele e vísceras abdominais.

O exercício dinâmico aumenta a atividade neural simpática e diminui a atividade neural parassimpática. O aumento do fluxo neural simpático aumenta a frequência cardíaca e aumenta a contratilidade cardíaca, aumentando assim o volume sistólico, ou seja, o volume de sangue ejetado pelo ventrículo a cada batimento. No exercício dinâmico, um aumento no volume sistólico e um aumento na frequência cardíaca aumentam o débito cardíaco, que é o produto do volume sistólico, promovendo um aumento na distribuição de sangue para os músculos esqueléticos ativos.

O exercício aumenta a produção metabólica de calor e o excesso de calor deve ser dissipado para o ambiente externo. A temperatura corporal central é controlada equilibrando o ganho de calor com a perda de calor, por meio de mecanismos como convecção, condução, radiação e evaporação. Todos envolvem quantidades variáveis de perda de calor por meio da superfície da pele ou das vias aéreas. A maneira mais eficaz de remover o calor é usar o calor para evaporar líquidos em gás. O exercício aumenta o fluxo neural simpático, aumentando assim a produção de suor. Ao excretar o suor, o calor produzido durante o exercício e transportado para a pele pode ser usado para evaporar o suor, removendo o calor e resfriando o sangue.

Nesta lição, observaremos e registraremos as mudanças na temperatura da pele associadas a níveis moderados de exercícios dinâmicos. Ao registrar as mudanças no fluxo de ar respiratório e na frequência cardíaca, podemos obter uma avaliação de alguns dos ajustes cardiovasculares e respiratórios que ocorrem no exercício dinâmico moderado.

Objetivos

Realizar exercícios aeróbicos moderados por curtos períodos, para registrar e comparar as mudanças no fluxo de ar pulmonar, as alterações nas frequências respiratória e cardíaca e as alterações no eletrocardiograma de derivação II, registradas antes,

durante e depois dos exercícios; registrar e comparar mudanças na temperatura da pele, associadas aos períodos de exercício e de descanso.

Materiais

1. Transdutor de fluxo de ar BIOPAC (SS11LA)

2. Bocal descartável BIOPAC e filtro bacteriológico (AFT1) ou Bocal autoclavável reutilizável BIOPAC (AFT8)
3. Clipe de nariz BIOPAC
4. Transdutor de temperatura BIOPAC (SS6L)
5. Conjunto de cabos de eletrodo BIOPAC (SS2L)
6. Eletrodos descartáveis BIOPAC (EL503,) 3 eletrodos por sujeito
7. Hardware Biopac e Software BSL 4, hardware MP36 ou MP35
8. Sistema de computador Windows 8, 7, Vista, XP, Mac OS X 10.5 - 10.8
9. Cronômetro ou relógio / relógio com ponteiro dos segundos.
10. Fita adesiva se necessário

Instruções básicas

Conecte os materiais no hardware BIOPAC, conforme indica a figura:

Figura 1: Como os materiais devem ser conectados ao hardware.



1. Selecione um aluno voluntário, que deve:

- Ser capaz de realizar exercícios moderados por até 10 minutos.
- Usar roupas que permitam a colocação do eletrodo mostrado na Figura 3. Um top é preferível.

ATENÇÃO

Qualquer pessoa com histórico de insuficiência cardíaca ou problemas respiratórios, como asma, não deve ser um voluntário.

2. Insira o filtro pessoal do indivíduo e o bocal no lado da "entrada" do transdutor.

Figura 2: Transdutor de fluxo de ar montado.

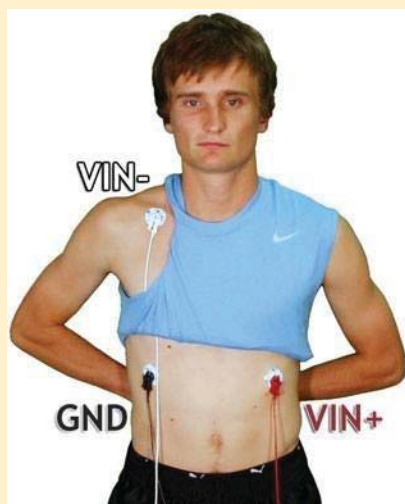


IMPORTANTE: Cada aluno deve usar um filtro pessoal, bocal e clipe nasal. É aconselhável escrever o nome do aluno no bocal e no filtro, para que possam ser reutilizados posteriormente (Lições 12 e 13).

3. Prenda três eletrodos no aluno e o conjunto de cabos (SS2L) aos

eletrodos, de acordo com o código de cores (Figura 3). Organize as ligações para que o aluno possa se exercitar livremente.

Fig. 3. Disposição dos eletrodos:



Ombro DIREITO = cabo BRANCO

Abdômen DIREITO = cabo PRETO (terra)

Abdômen ESQUERDO = cabo VERMELHO

4. Prenda o transdutor de temperatura (SS6L), com fita na ponta do dedo direito do aluno (Figura 4).

Fig. 4: Transdutor de temperatura.



5. Inicie o Programa de Laboratório do Aluno Biopac.

6. Escolha a lição “L15 - Aerobic Exercise Physiology” e clique em “OK”.

7. Digite um nome de arquivo.

- Use um identificador exclusivo (apelido ou o número de identificação do aluno).
- 8. Clique em “OK”.

Calibrando a lição

O procedimento de calibração estabelece os parâmetros internos do hardware (como ganho, deslocamento e escala) e é fundamental para um desempenho ideal. Preste muita atenção ao procedimento de calibração. É importante entender as caixas de diálogo e segui-las, para que a medição de pressão seja correta e a calibração dê certo.

1. O aluno se prepara para a calibração:

- Anexando o clipe de nariz.
- Segurando o transdutor de fluxo de ar na mão esquerda e começando a respirar normalmente através dele.
- Sentando-se ou ficando de pé em uma posição relaxada.

Verifique se o bocal e o filtro estão firmemente presos, se o clipe é confortável para o nariz e se a

boca do aluno está selada ao redor do bocal.

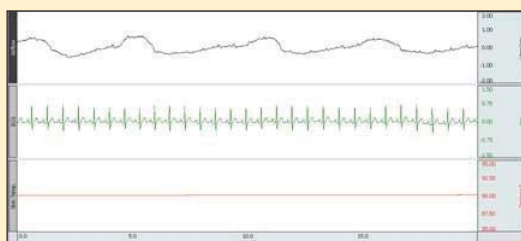
2. Clique em “Calibrate”.

3. Espere que a calibração pare. Acalibração dura 20 segundos.

4. Verifique se a gravação se assemelha aos dados de exemplo.

- Se for semelhante, clique em “Continue” e prossiga para Gravação de dados.

Figura 5. Exemplo de dados de calibração: Os dados de “Fluxo de ar” devem mostrar variação com cada ciclo respiratório. A forma de onda de ECG deve ter uma linha de base próxima de 0 mV, nenhum artefato EMG excessivo e nenhum desvio excessivo da linha de base. A temperatura da pele deve ficar em torno de 32,2° C (90° F) com pouca variação.



Se necessário, clique em “Redo calibration”.

Realizando a lição

Esta lição exigirá alguma flexibilidade na forma como os dados são registrados:

- Você pode registrar continuamente durante o exercício e o período de descanso.
- Como alternativa, você pode usar o botão “Suspend” / “Resume” para gravar dados em vários intervalos; este método reduz o tamanho do arquivo.
- Quatro canais de dados serão exibidos durante a gravação: Fluxo de ar, ECG, temperatura da pele e frequência cardíaca (BPM).
 1. Verifique se a gravação se assemelha aos dados de exemplo.
 2. Clique em “Done”
 3. Se necessário, clique em “Redo” para refazer a lição (Repita as etapas anteriores).

Os dados de “Fluxo de ar” devem mostrar variação com cada ciclo respiratório. A forma de onda de ECG pode conter desvio da linha de base. A temperatura da pele pode apresentar variações lentas. Os dados de frequência cardíaca (BPM) devem mostrar variações e podem exibir alguns valores esporádicos.

Os dados podem variar significativamente, dependendo do aluno e do tipo de exercício realizado, mas todos os marcadores de eventos devem estar presentes.

Figura 6: Dados de exemplo.

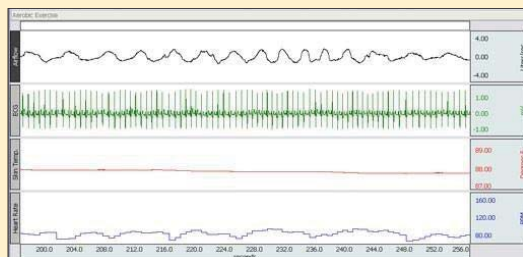


Figura 7: Exemplo de um valor esporádico de frequência cardíaca (BPM).



Figura 8: Fórmula para conversão de temperatura.

$$^{\circ}\text{C} = \frac{(^{\circ}\text{F} - 32)}{1,8}$$

Realizando a lição de maneira diferenciada



É possível realizar essa lição de diversas formas, considerando que a variação na forma de executá-la podem resultar em alteração dos dados. Tendo em vista que o condicionamento físico é um fator que

pode interferir nos resultados obtidos, é possível realizar a lição dividindo um grupo em alunos sedentários e não sedentários, para comparar os padrões de frequência cardíaca, fluxo de ar e temperatura da pele e elaborar hipóteses para explicar os dados obtidos.

ANÁLISE DOS DADOS

1. Entre no modo Revisar dados salvos ("Review Saved Data") e escolha o arquivo com o nome do aluno.
2. Usando o cursor I-Beam, selecione uma área do ciclo respiratório, gravada antes do exercício e anote os valores de fluxo de ar, frequência cardíaca e temperatura da pele. Em seguida faça o mesmo para uma área do ciclo respiratório gravada após o exercício, como mostra a figura.

Figura 9: Exemplo de um ciclo de respiração selecionado.

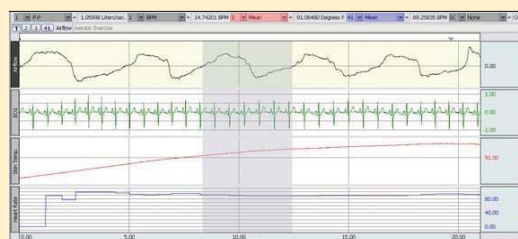


Tabela.1. Exemplo de dados coletados antes e após o exercício.

	Antes do exercício 0 - 20 segundos	Depois do exercício 20 - 40 segundos
Fluxo de Ar	0,84 L/s	0,86 L/s
Frequência Respiratória	44 BPM	171 BPM
Temperatura da Pele	33,3 °C	32,2 °C

Tabela. 2. Preencher com os dados gravados pelo BIOPAC, antes, durante e depois da realização do exercício.

* Nota: As referências de tempo são os pontos de partida da gravação do exercício e não correspondem à escala de tempo horizontal da janela de dados.

Tempo* (seg)	Amplitude Fluxo de ar	Frequência Respiratória	Temp. da Pele	Frequência Cardíaca
	1 ▾ P-P	1 ▾ BPM ▾	3 ▾ Mean	41 ▾ Mean
0				
20				
40				
60				
80				

Questões:

1. Usando seus dados, compare as mudanças no fluxo de ar pulmonar que ocorreram antes e durante o exercício e durante o período de recuperação.
2. Use os dados da Tabela 2 para descrever as mudanças na frequência respiratória e na frequência cardíaca que ocorrem durante e após exercícios moderados. Explique a base fisiológica das mudanças observadas.
3. Quanto tempo demorou para que a frequência cardíaca, a frequência respiratória e o fluxo de ar pulmonar retornassem aos níveis de repouso (pré-exercício)?
4. Compare as mudanças na temperatura da pele registradas antes, durante e após o exercício. Explique a base fisiológica das mudanças observadas.
5. Ao fazer exercícios, enxugar o suor ajuda a resfriar o corpo? Por que ou por que não?