



**UNIVERSIDAD AUTÓNOMA
DE BAJA CALIFORNIA SUR**



**ÁREA DE CONOCIMIENTO
DE CIENCIAS DEL MAR Y DE LA TIERRA**

**DEPARTAMENTO ACADÉMICO
DE CIENCIAS MARINAS Y COSTERAS**

**PROGRAMA EDUCATIVO: BIÓLOGO MARINO
PLAN DE ESTUDIOS POR COMPETENCIAS 2011-II**

FISIOLOGÍA ANIMAL

VI SEMESTRE

3 HORAS/SEMANA

LABORATORIO DE FISICOQUÍMICA

MANUAL DE LABORATORIO

Dr. Roberto Carmona Piña

Biol. Mar. Saudiel Ramírez

Modificado por:

Biol. Mar. Marco Antonio Medina López

Dr. Renato Peña Martínez

La Paz, B.C.S., Abril de 2011

ÍNDICE

Introducción	1
Propósito general	4
Contrato de Aprendizaje	5
Competencias genéricas	8
Práctica 1: Introducción a los aparatos de registros fisiológicos	10
Práctica 2: Presión osmótica de los fluidos corporales	16
Práctica 3: Consumo de oxígeno en organismos acuáticos	19
Práctica 4: Relación consumo de oxígeno tamaño corporal en homeotermos	23
Práctica 5: Determinación de Q_{10} en base al consumo de oxígeno en organismos acuáticos	26
Práctica 6: Determinación de Q_{10} en base al consumo de oxígeno en un poiquilotermino terrestre	30
Práctica 7: Efecto de la temperatura en la frecuencia cardiaca de un ectotermino	33
Práctica 8: Relación en el consumo de oxígeno-temperatura en endotermos	36
Anexo I: El Fisiógrafo	39
Anexo II: El Osmómetro	42
Anexo II: El Oxímetro	44
Anexo IV: Expresión de concentraciones	48
Anexo V: Soluciones Fisiológicas	49
Anexo VI: Formato de prácticas	50
Anexo VII: Reglamento de Laboratorios	53

INTRODUCCIÓN:

Este manual fue creado para apoyar el curso de: “Fisiología de Vertebrados”, y guiará al estudiante en la parte práctica del mismo, mientras le ayuda a desarrollar las competencias disciplinares, con el objetivo de prepararlo sólidamente en la disciplina y su aplicación en la Biología Marina, y simultáneamente, reforzar competencias genéricas que impactarán favorablemente los ámbitos de su vida.

El estudiante se preguntará ¿Qué es una competencia?

“Es la capacidad de movilizar recursos cognitivos para hacer frente a un tipo de situaciones con buen juicio, a su debido tiempo, para definir y solucionar verdaderos problemas.”¹ Las competencias van más allá de las habilidades básicas o saber hacer ya que implican saber actuar y reaccionar; es decir saber qué hacer y cuándo, lo que evita la memorización sin sentido de temas desarticulados y la adquisición de habilidades mecánicas. Esto a su vez promueve el desarrollo de competencias manifiestas en la resolución de problemas, procurando que en el aula y laboratorio exista una vinculación entre estos y la vida cotidiana.

Competencias a desarrollar:

- **Disciplinares Básicas:** las mínimas necesarias de cada campo disciplinar para que los estudiantes se desarrollen en diferentes contextos y situaciones a lo largo de la vida.
- **Disciplinares Extendidas:** implican los niveles de complejidad deseables para quienes opten por una determinada trayectoria académica, teniendo así una función propedéutica en la medida que prepararán a los estudiantes de enseñanza superior para su ingreso y permanencia en posgrados y trabajos especializados.
- **Disciplinares Profesionales:** son competencias especializadas que preparan al estudiante para desempeñar su vida profesional con mayores probabilidades de éxito.
- **Genéricas:** las que se desarrollan de manera transversal en todas las asignaturas del mapa curricular y permiten al estudiante comprender su mundo e influir en él, le brindan autonomía en el proceso de aprendizaje y favorecen el desarrollo de relaciones armónicas con su entorno y quienes les rodean. (Anexo I)

Estudiante: este manual te encauzará a lo largo de actividades que reforzarán o desarrollarán tus competencias, además de tareas para aprender en forma colaborativa

¹ Mastache, Anahí et. al. Formar personas competentes. Desarrollo de competencias tecnológicas y psicosociales. Ed. Novedades Educativas. Buenos Aires / México. 2007.

(aprender de y con tus compañeros). Al realizar las actividades y proyectos (reportes de práctica, informes, trabajos finales, etc.), encontrarás momentos para pensar, reflexionar y comunicarte, mientras:

- Conoces a tus compañeros.
- Compartes con ellos metas y objetivos.
- Cooperan y se ayudan mutuamente.
- Respetan sus puntos de vista y opiniones.
- Logran acuerdos y toman decisiones.
- Proponen alternativas para resolver los problemas que se presentan.

En el modelo de competencias lo importante es adquirir conocimiento, desarrollar habilidades y fortalecer actitudes y valores. Durante el laboratorio del curso desarrollarás diversas actividades y elaborarás tareas dirigidas a obtener tres tipos de evidencias que permitirán a tu docente evaluar si has adquirido la competencia.

Conocimientos: Teorías y principios que deberás dominar para lograr un desempeño eficaz.

Desempeños: Habilidades para usar herramientas (microscopios (compuesto y estereoscópico), ordenadores, software, multímetro, osmómetro, fisiógrafo y material de laboratorio especializado. Estos desempeños pueden ser evaluados por el docente, alguno de tus compañeros e incluso por ti mismo.

Productos: Evidencias tangibles de la competencia. El producto que elaboraste u obtuviste la información que buscaste, integraste al documento, y ordenaste en forma clara y estructurada en la sección de bibliografía etc. (Reporte de práctica, marco conceptual, presentación del trabajo final), .

PRESENTACIÓN DEL MANUAL DE LABORATORIO DE FISIOLÓGÍA ANIMAL

Antes de establecer periodos de veda, antes de promover estrategias de desarrollo sustentable, e incluso, previo a la implementación de nuevas tecnologías de cultivo comercial, es necesario conocer de qué manera vive el organismo, ya sea en cautiverio o de manera silvestre. Entender los procesos, así como las adaptaciones fisiológicas que rigen su forma de vida. Es por ello que la fisiología forma parte de la médula espinal de la biología.

Ahora bien, comprender todos estos procesos en todas las clases de organismos y en todos los niveles de organización, podría ser una tarea punto menos que imposible, sin embargo, desde un punto de vista biológico, todo el reino animal comparte una historia evolutiva en común, así como las mismas leyes de la física y la química. Los mismos

principios biológicos fundamentales se aplican en todos los organismos, de tal forma que, por ejemplo, la contracción muscular cardíaca está regulada por los mismos procesos en peces, anfibios, aves, reptiles y mamíferos, al igual que la transmisión del impulso nervioso. Este conocimiento brindará los elementos básicos funcionales que permitan a los egresados el conocer la biología de los organismos y entender las bases fisiológicas de su distribución, así como el efecto de los cambios de las variables ambientales sobre los organismos.

Dentro del curso de fisiología animal, el punto de partida en el estudio de la fisiología, es el estado de equilibrio dentro del mismo organismo, es decir, un estado de homeostasis interno, el cual hace posible que el organismo pueda realizar todas sus funciones básicas. Luego entonces, es posible considerar el efecto de variaciones ambientales, ya sean naturales o experimentales, sobre el equilibrio interno de los organismos, así como los mecanismos naturales que toman lugar para compensar los cambios ambientales. De esta manera, la mayor parte del presente curso está enfocada a describir los procesos biológicos de los principales sistemas (nervioso, circulatorio, digestivo, etc.) haciendo énfasis en las adaptaciones fisiológicas de estos sistemas en cada uno de los grupos de vertebrados. La última parte del curso evalúa los efectos de la temperatura en el equilibrio interno de los organismos.

PROPÓSITO GENERAL:

El alumno será competente para analizar los principales procesos fisiológicos de los animales y relacionarlos con la estrategias que utilizan para su adaptación al medio marino. Desarrollará las habilidades de buscar y procesar información; identificar y resolver problemas; ejercitar el pensamiento crítico; aprender por cuenta propia y trabajar en equipo. En el desempeño de sus tareas, fortalecerá el interés, entusiasmo y disponibilidad.

CONTRATO DE APRENDIZAJE

ASIGNATURA: FISIOLOGÍA DE VERTEBRADOS	
<p>Al estudiante: Ahora que conoces los contenidos del curso de Fisiología de vertebrados, revisa este Contrato de Aprendizaje, que tiene el propósito de establecer de forma conjunta estudiante – docente, los acuerdos y lineamientos que será conveniente respetar durante las sesiones del laboratorio, a fin de generar un espacio propicio para el trabajo y convivencia armónica y el desarrollo de competencias disciplinarias y genéricas.</p>	
DERECHOS Y DEBERES	
DEL ESTUDIANTE	DEL DOCENTE
<p>Cláusulas:</p> <p>Primera: Actividades de Aprendizaje</p> <p>El estudiante se compromete a:</p> <ul style="list-style-type: none"> Realizar de forma ética y responsable el 100% de las actividades de aprendizaje y evidencias solicitadas por el docente. Hacer entrega de las actividades y sus requerimientos en la fecha y hora acordadas. Solicitar apoyo a sus compañeros cuando así lo requiera, además de brindarles asesoría y dar soporte en la medida de sus posibilidades, a fin de favorecer el desarrollo de sus competencias. 	<p>Cláusulas:</p> <p>Primera: Actividades de Aprendizaje</p> <p>El docente se compromete a:</p> <ul style="list-style-type: none"> Indicar claramente a los estudiantes las actividades de aprendizaje a realizar en el laboratorio, ya sea de forma individual o por equipos, además de otorgar un tiempo adecuado para su realización; programar anticipadamente la fecha en que se entregarán los productos (reporte de práctica, mapa conceptual, investigación bibliográfica). Especificar los requisitos que estas actividades deberán cumplir además del lugar y hora en que deberán entregarse.
<p>Segunda: Responsabilidad</p> <p>Cada estudiante es responsable de su propio aprendizaje, por lo tanto su participación activa e interacción con sus compañeros de grupo y docente debe propiciar un ambiente que favorezca:</p> <ul style="list-style-type: none"> El logro de competencias disciplinares. El desarrollo de competencias genéricas La convivencia armónica. <p>Para tal fin:</p> <ul style="list-style-type: none"> Contemplar y respetar el Reglamento General de Laboratorios (Anexo 2) El uso de bata es absolutamente obligatorio. Los materiales que le sean solicitados para desarrollar la practica deberán ser presentados de manera ordenada la inicio de la misma. Queda estrictamente prohibido el uso de teléfonos celulares durante la sesión de laboratorio. Etc. 	<p>Segunda: Responsabilidad</p> <p>El docente se compromete a:</p> <ul style="list-style-type: none"> Realizar en forma oportuna la planeación del curso y actividades de laboratorio. Impartir su clase y conducir las actividades de enseñanza, aprendizaje, práctica y evaluación, de forma tal que se produzca un proceso educativo de calidad acorde al contexto y a las necesidades de los estudiantes. Crear experiencias de aprendizaje enfocadas a favorecer en los estudiantes el desarrollo de competencias y el logro de los fines educativos. <p>Generar un ambiente que motive a los estudiantes a aprender, participar, comunicar, interactuar, investigar.</p>

<p>Tercera: Honestidad, Respeto y Tolerancia</p> <p>El estudiante se compromete a tratar con respeto, ética, honestidad y tolerancia a sí mismo, a sus compañeros y a su docente.</p>	<p>Tercera: Honestidad, Respeto y Tolerancia</p> <p>El docente se compromete a:</p> <p>Ser tolerante, responsable, y respetuoso.</p> <p>Dar un trato equitativo a todos los estudiantes.</p> <p>Dar a los estudiantes la orientación pertinente</p>
<p>Cuarta: Participación</p> <p>El estudiante tiene derecho y obligación de participar en la sesión, ser escuchado, expresar con orden y respeto sus ideas, puntos de vista, sugerencias, experiencias comentarios, y observaciones, todo ello con el objetivo de fortalecer el proceso educativo.</p>	
<p>Quinta: Puntualidad y Asistencia</p> <p>El estudiante se compromete a:</p> <ul style="list-style-type: none"> • Asistir al 100% de las sesiones de laboratorio • Presentarse a las sesiones de laboratorio puntualmente. <p>El alumno podrá ausentarse a clases previo aviso con la entrega de un justificante Del medico Por una salida al campo Por problema personal.</p>	<p>Cuarta: Puntualidad y Asistencia</p> <p>El docente se compromete a:</p> <ul style="list-style-type: none"> • Asistir al 100% de las sesiones de laboratorio • Presentarse a las sesiones de laboratorio puntualmente <p>En caso de que el profesor no pueda asistir por cuestiones personales (de salud) o académicas , este informará a los alumnos al menos con 24 horas de anticipación</p>
<p>Sexta: Evaluación</p> <p>TEORÍA: (50 % de la calificación total del curso)</p> <p>El curso teórico se evaluará con 4 exámenes parciales, con un valor de 30%, éstos se realizarán después de la unidad II, IV ,VI y VIII, en el caso de que se reprobaban tres exámenes (calificación <60), el alumno reprobará el curso automáticamente. La calificación mínima aprobatoria de cada examen parcial es de 60 (sesenta), si se obtiene una calificación menor al 60 en uno o dos exámenes parciales, éstos serán repuestos en un examen ordinario al final del curso. En el caso de que se aprueban todos los exámenes parciales, el alumno habrá exentado el examen ordinario.</p> <p>El 20% restante se alcanzará con lecturas complementarias, las cuales incluyen ensayos y discusiones de artículos científicos (10%), así como exposiciones individuales (5%) y grupales (5%).</p> <p>El alumno que no acredite la teoría no se le</p>	<p>Quinta: Evaluación</p> <p>El docente se compromete a:</p> <ul style="list-style-type: none"> • Respetar y hacer respetar los criterios de evaluación de la asignatura correspondiente. • Dar a conocer los criterios y porcentajes de evaluación, tomando en cuenta la normatividad y reglamento de la institución. • Realizar una evaluación integral con base en los criterios establecidos, acorde a los objetivos de aprendizaje y a lo que se realizó en el laboratorio • Informar oportunamente a los estudiantes los resultados de su evaluación y calificaciones. Atender sus dudas y realizar las aclaraciones pertinentes.

<p>podrá promediar con el laboratorio</p> <p>LABORATORIO: (50 % de la calificación total del curso)</p> <p>La sección práctica del curso se evaluará mediante la realización de un reporte por práctica y se entregarán a los 7 días hábiles después de terminada la sesión correspondiente, el reporte se realizará por equipo y será la forma de evaluación. La calificación mínima aprobatoria para cada reporte será de 60, el alumno que no acredite el laboratorio no se le podrá promediar con la teoría.</p>	
---	--

COMPETENCIAS GENÉRICAS Y DISCIPLINARES

competencias genéricas	competencias disciplinares
<p>Organización y gestión</p> <ul style="list-style-type: none"> • Fijar objetivos y priorizarlos en función de determinados criterios. • Evaluar procesos y resultados. 	<p>información: consultar material bibliohemerográfico pertinente y páginas de Internet</p>
<p>Comunicación</p> <ul style="list-style-type: none"> • Expresar la propia opinión y saber defenderla. • Adaptar el discurso verbal y no verbal en función de la intención, la audiencia y la situación. • Saber escuchar y saber hacer preguntas. 	<p>asimilación y retención de la información: recordar el vocabulario propio de la disciplina</p>
<p>Gestión de la información</p> <ul style="list-style-type: none"> • Seleccionar las fuentes donde obtener información relevante y fiable. • Análisis e interpretación de la información. • Clasificar y archivar la información. • Identificar contradicciones, falacias o falsas analogías. 	<p>organizativas: clasificación y tipificación; programar las prácticas y organizar los instrumentos adecuados</p>
<p>Toma de decisiones y solución de problemas</p> <ul style="list-style-type: none"> • Clarificar el problema y analizar causas. • Generar alternativas de decisión o de solución de problemas y valorar ventajas e inconvenientes. 	<p>analíticas: Identificación y comparación de diversos procesos fisiológicos</p>
<p>Trabajo en equipo</p> <ul style="list-style-type: none"> • Identificar claramente los objetivos del grupo y orientar la actuación para lograrlos. • Priorizar los intereses colectivos a los personales. • Evaluar la actuación del grupo de trabajo y 	<p>comunicativas: comunicar de manera escrita las lecturas, tareas y ejercicios realizados</p>

<p>hacer críticas constructivas.</p> <ul style="list-style-type: none"> • Saber trabajar en red: compartir y articular tareas entre los trabajadores de diferentes secciones o departamento de una empresa o institución o entre personas que trabajan en diferentes organizaciones. 	
<p>Relaciones interpersonales</p> <ul style="list-style-type: none"> • Capacitado de empatía: «saber ponerse en el lugar del otro». • Saber entender y saber trabajar con personas de etnia, religión, cultura o nivel de formación diferente. • Saber actuar como mediador/a acercando posiciones divergentes. • Saber tratar a los otros con amabilidad, cordialidad y simpatía. 	
<p>Adaptación al cambio</p> <ul style="list-style-type: none"> • Flexibilidad y apertura a nuevas ideas, circunstancias o situaciones. • Percibir los cambios como oportunidades. • Modificar el comportamientos ante nuevos contextos o nuevas circunstancias. 	
<p>Liderazgo, iniciativa, dirección</p> <ul style="list-style-type: none"> • Saber persuadir o influir en las conductas de los otros. • Animar y motivar a los otros. • Crear sinergias. • Previsión y anticipación de acontecimientos o situaciones. 	
<p>Disposición hacia la calidad</p> <ul style="list-style-type: none"> • Afán de mejora en los procesos y en los resultados. • Deseo de conseguir la excelencia. • Sentirse orgullosa/o de hacer las cosas bien. 	
<p>Control y gestión personal</p> <ul style="list-style-type: none"> • Autonomía: saber trabajar sin o con mínima supervisión. • Saber afrontar el estrés o el trabajo bajo presión. • Ofrecer una imagen personal positiva. • Desarrollar estrategias de auto-promoción: «saberse vender». 	

PRÁCTICA 1
INTRUDUCCIÓN A LOS APARATOS DE REGISTROS FISIOLÓGICOS
3 horas en 1 sesión
Laboratorio de Física

INTRODUCCIÓN

La fisiología experimental se empezó a desarrollar hace aproximadamente un siglo. Dentro de este período existe una gran cantidad de investigadores cuyos hallazgos e innovaciones contribuyeron a sentar las bases de la fisiología. Tal es el caso de las soluciones fisiológicas de Sydney Ringer, el manómetro de mercurio y el quimógrafo por Karl Ludwig en 1847, por citar algunos.

A partir de la 2ª Guerra Mundial se mejoró enormemente la precisión de medidas y la facilidad de análisis, gracias en gran parte a la aparición de transductores sensibles para el registro electrónico de los cambios mecánicos y electrónicos en órganos y en células. Dentro de ésta última generación están el fisiógrafo (cuyo antecesor es el quimógrafo), el osmómetro y el oxímetro. Todos estos aparatos consisten en:

Un transductor; captador de la variable fisiológica emitida por la materia viva, que convierte la información emitida en una señal más fácilmente elaborable que la original.

Un elaborador; recibe la señal transducida y opera sobre ella. Es decir, puede amplificar, atenuar o dar algún tratamiento matemático a la señal antes de ser pasada al reproductor.

Un reproductor; convierte la señal final en alguna forma susceptible de ser percibida por los sentidos humanos.

OBJETIVO DE APRENDIZAJE:

Que el alumno comprenda el funcionamiento básico de los aparatos de registro con que cuenta el laboratorio de fisiología.

INSTRUCCIONES PARA EL DESARROLLO DE LA PRÁCTICA

El docente describirá y explicará el funcionamiento de cada uno de los siguientes aparatos:

Quimógrafo

Por más de 150 años el quimógrafo ha sido usado para medir un gran número de parámetros fisiológicos. De forma simple se puede definir como, "un aparato electromecánico que permite realizar registros duraderos en papel de forma gráfica, en el cual se establece la relación temporal de algunas respuestas de la materia viva a ciertos estímulos".

Usos:

Básicamente cualquier variable fisiológica susceptible de ser captada por el transductor de fuerza. Por ejemplo contracción muscular, movimiento intestinal.

A pesar de que este aparato no es usado en las prácticas en el presente manual, se considera importante mencionarlo, puesto que en base al funcionamiento de éste se desarrolló el fisiógrafo, aparato ampliamente utilizado actualmente.

Fisiógrafo:

El fisiógrafo fue antecedido por el quimógrafo, básicamente realiza lo mismo que éste último. Sin embargo, es más sofisticado desde el punto de vista electrónico, además, la precisión y variedad de sus registros se incrementa. El fisiógrafo (fig. 1.1) consta de un cuerpo con un panel de controles principal (1). En éste, se encuentran diferentes tipos de entradas por donde se transduce la información hacia el elaborador. En ese mismo panel se encuentran dos canales de transducción (2) y (3). Ambos canales cuentan con perillas de sensibilidad y centrado (4) y (5), el interruptor de polaridad (6) y (7). El canal de biopotencial (8) cuenta con perilla de sensibilidad (9) y el canal de tiempo y eventos (10) con una perilla reguladora de tiempo (11) y un transductor señalador de eventos (12). Finalmente, en ese panel, están las plumillas inscriptoras (13) y tinteros (14) para cada canal. En la parte inferior del aparato se coloca el papel para imprimir el registro, el cual corre a velocidades variables reguladas por la perilla de velocidad de corrido de papel (15). Contiguamente se encuentra el interruptor del aparato (16).

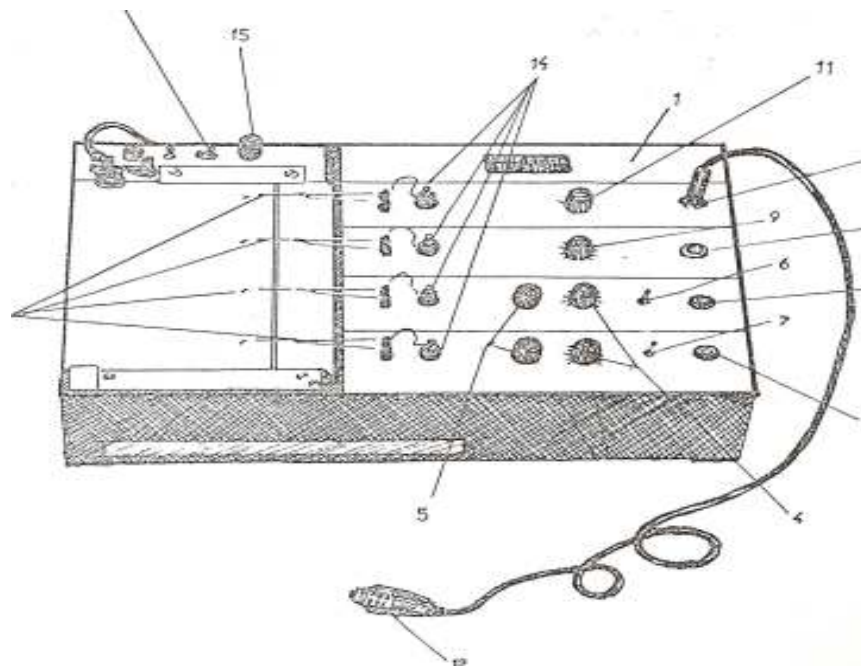


Figura 1.1 El fisiógrafo y sus partes

Funcionamiento:

Una vez preparado el aparato e instalados los transductores y el material biológico necesario, se inicia el corrimiento del papel a la velocidad deseada. Es decir, la información emitida por la preparación viva es captada por el transductor y mandada al elaborador, donde la señal se modifica para poder ser reproducida como un desplazamiento de la plumilla, el cual queda impreso en el papel. Para la calibración y montaje del fisiógrafo consultar el **Anexo I**.

Usos:

Gracias a la cantidad de canales con que cuenta el aparato, así como la variedad de transductores que posee, es posible realizar varios registros simultáneamente. Pudiendo marcar en el registro intervalos constantes de tiempo, así como eventos importantes como la aplicación de un estímulo.

Con los transductores de fuerza es posible registrar contracciones musculares, movimientos intestinales y en general cualquier tipo de fenómeno que involucre un desplazamiento y por ende una fuerza. Los transductores de presión registran eventos tales como la presión sanguínea y respiración. El transductor de temperatura (termistor), al igual que todos los transductores anteriores, se conecta directamente a alguno de los canales mencionados anteriormente (**Anexo I**). Otras variables fisiológicas pueden ser medidas, como los biopotenciales (Electrocardiograma ECG, electrooculograma EOG.), pero debido a la baja señal de entrada que producen, requieren de un amplificador antes de ser conectados al fisiógrafo.

Osmómetro:

Es un instrumento capaz de medir el punto crioscópico de una solución. Ya que el punto crioscópico está en estrecha relación con su concentración. Con el osmómetro se obtiene de forma precisa la concentración de una solución, que, a su vez, es una medida proporcional de la presión osmótica. El osmómetro (fig. 1.2) consta de una cámara refrigerante (1) donde la muestra es enfriada termoeléctricamente; la cabeza operadora (2) en la cual se encuentra el agitador y el termistor. Los interruptores de determinación (3) se encuentran en el frente del aparato. Estos interruptores son: el de enfriado (3.1), homogenizado (3.2), implantación (3.3), lectura (3.4) y apagado-encendido (3.5). En el dial de lectura (4) en la parte derecha, proporciona en forma directa la concentración de la muestra en miliosmoles (mOsm/l). En el tablero inferior (5) se encuentran los controles de calibración, estos controles son: selector de intervalo (5.1), directo (5.2), agitado de homogenizado (5.3), agitado de implantación (5.4), calibrador de intervalos medios (5.5), calibrador de solución diluida (5.6) y calibrador de segundo intervalo (5.7).

Funcionamiento:

Como ya se mencionó, el osmómetro se basa en el descenso crioscópico para medir la concentración de las soluciones; esto ocurre al sobreenfriar la muestra por debajo de su punto crioscópico manteniéndola en estado líquido. Posteriormente, se agita la muestra vigorosamente induciendo la formación de cristales de hielo. Lo anterior produce un aumento de la temperatura de sobreenfriado. Esta temperatura, que es proporcional a la concentración de la disolución, la expresa el osmómetro directamente en mOsm/l. Para la calibración y determinaciones en el osmómetro consultar el **Anexo II**.

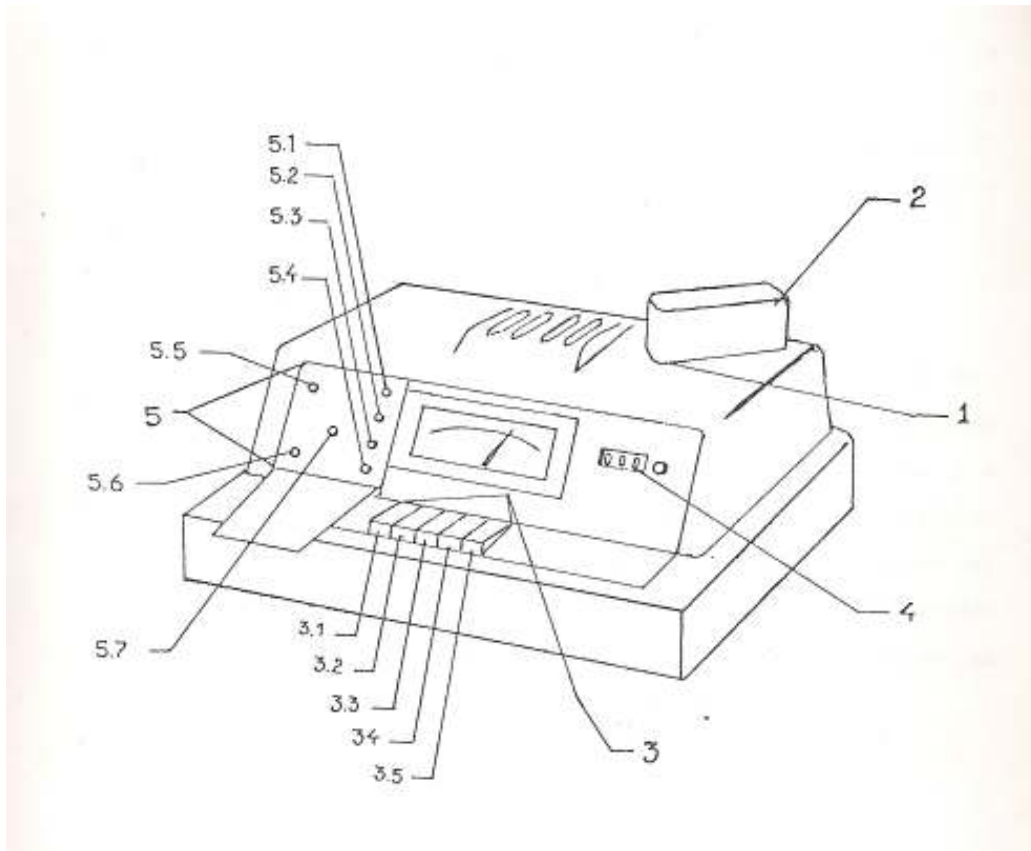


Figura 1.2. El osmómetro y sus partes.

Usos:

Con la ayuda del osmómetro es posible tener un control de calidad en la elaboración de soluciones acuosas. También se puede determinar la concentración de varias soluciones biológicas y a su vez determinar el peso molecular promedio de un soluto, siempre y cuando se conozcan los pesos tanto del soluto como del solvente. Ya que el osmómetro determina una de las propiedades coligativas, la determinación de las propiedades restantes es factible, mediante las ecuaciones matemáticas adecuadas.

Medidor de oxígeno disuelto YSI 57:

El medidor de oxígeno disuelto YSI 57 (fig. 1.3), mide oxígeno disuelto y temperatura en un cuerpo de agua. Este aparato consta de una probeta tipo Clark (1), con una cubierta de membrana FEP de teflón de 0.001" de espesor (2), que cubre los sensores polarográficos y un termistor que compensa la permeabilidad de la membrana a diferentes temperaturas (Anexo III). El cuerpo del aparato tiene un medidor gráfico (3) con dos escalas, una en grados centígrados y otra en mg/l de oxígeno disuelto. La perilla del agitador (4) tiene tres posiciones: apagado, encendido y prueba de energía. La perilla de control de la salinidad (5) del agua por analizar, opera bajo una escala de partes por mil. Las perillas para la línea roja (6), cero (7) y calibrado (8) se emplean en el proceso de

calibración, medición de la temperatura e intervalos de medición para el oxígeno disuelto. Finalmente se tienen tres canales de entrada al cuerpo del aparato_ el de la probeta de oxígeno (10), el canal para el agitador (11) y un canal de grabación (12).

Funcionamiento:

La membrana permeable al oxígeno, aísla al sensor del ambiente. Cuando se hace pasar un voltaje polarizante a través del sensor, el oxígeno que ha pasado la membrana reacciona con el cátodo, causando un flujo de corriente. Este flujo de corriente es transducido al elaborador (cuerpo del aparato), el cual previamente calibrado trabaja sobre esta señal. Finalmente, la señal modificada es pasada al reproductor, el cual proporciona una lectura directamente en mg/l de oxígeno disuelto.

Para la calibración y determinaciones con el oxímetro consultar el **Anexo III**.

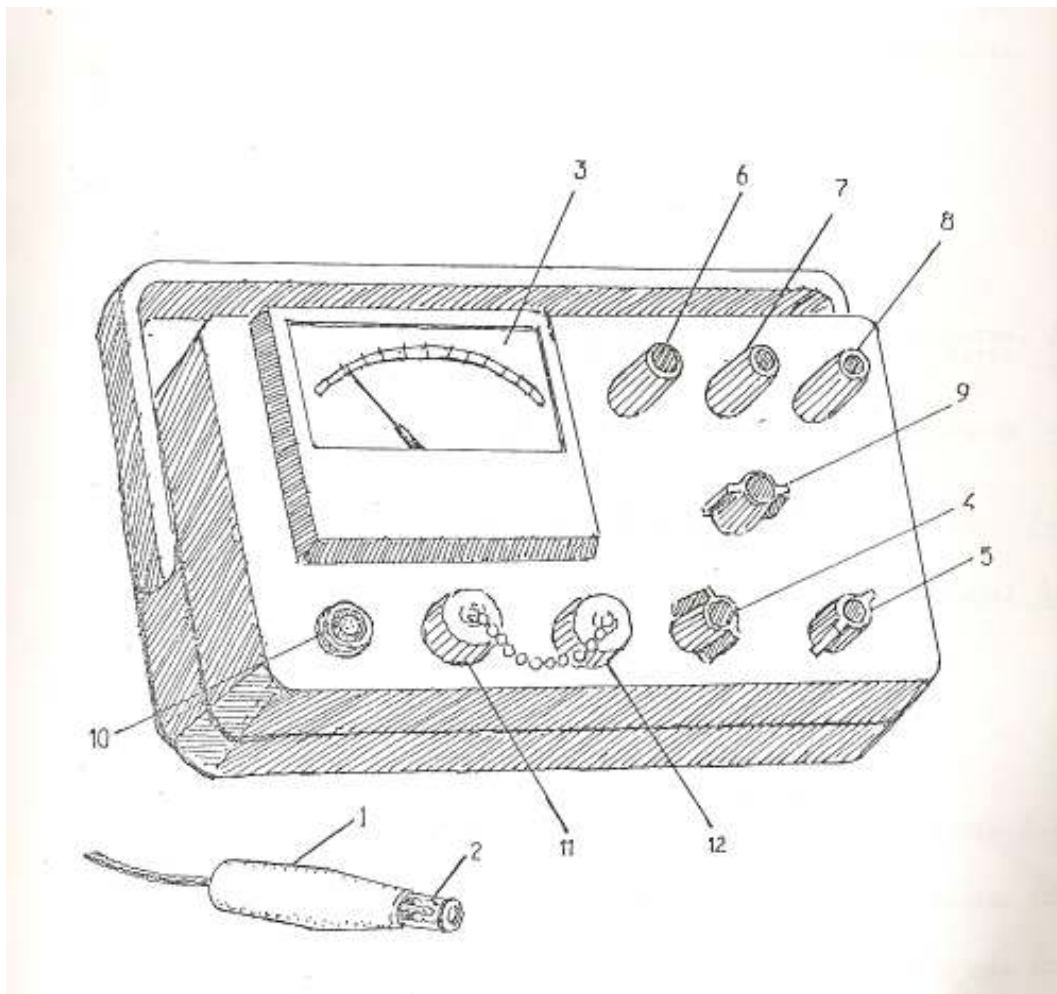


Figura 1.3. El oxímetro y sus partes.

Usos:

Prácticamente a cualquier cuerpo de agua se le puede determinar el oxígeno

disuelto y la temperatura. Es por ello que sus aplicaciones son múltiples, desde diseños experimentales particulares, hasta mediciones en el campo.

PRODUCTOS

<i>Estrategias de Aprendizaje</i>	<i>Estrategias de Evaluación</i>
<i>Identificar y describir los diferentes aparatos de registro fisiológicos</i>	<i>Presentación de matriz coparativa de los diferentes aparatos de registro fisiológico. (70%)</i>
<i>Comparar la eficiencia de los aparatos.</i>	
<i>Identificar el principio físico del funcionamiento de los aparatos de registro fisiológicos.</i>	
<i>Verificar el buen funcionamiento</i>	<i>Participación en el laboratorio para el uso de los aparatos de registro (10%)</i>
<i>Analizar mediante búsqueda bibliográfica, la actualización de los aparatos de registro actuales</i>	<i>Entrega de un escrito con las fuentes bibliográficas.(20%)</i>

REFERENCIAS

Carolina biological supply company. 1980. The Carolina multichannel recording system, instruction manual. North Carolina, U.S.A. 23pp.

Hoar, W.S. 1975. **General and comparative physiology**. Prentice Hall, Inc. U.S.A. 848p.

Phipps y Bird. 1979. Kymograph, operation instructions and parts list, U.S.A. 6pp.

Presicion systems. 1991. Osmette instruction manual model 2007. Massachussetts. U.S.A. 25p.

Yellow springs instruments Co. 1983. Instruction manual YSI model 57 dissolved oxygen meter. Ohio, U.S.A, 18pp.

PRÁCTICA 2
PRESIÓN OSMÓTICA DE LOS FLUIDOS CORPORALES
2 Sesiones de 3 horas
Laboratorio de Física

INTRODUCCIÓN:

De todos los constituyentes esenciales en los organismos vivos, el agua sin duda es el más importante. Ya sea en ambientes acuáticos o terrestres, los organismos requieren mantener la cantidad de agua corporal dentro de un limitado intervalo. Así entonces, se han desarrollado a lo largo de la evolución mecanismos fisiológicos para el mantenimiento del agua corporal y, por ende, de la concentración de los fluidos corporales.

De esta manera se han creado dos grandes categorías para clasificar a estos organismos: dependiendo de si son capaces o no de mantener la concentración de sus fluidos internos al enfrentar cambios en la concentración del medio que los rodea. Así, se encuentran organismos osmorreguladores, que poseen mecanismos fisiológicos capaces de mantener la concentración de sus fluidos corporales dentro de límites estrechos, aún cuando la concentración del medio cambie; en tanto que los organismos osmoconformadores son incapaces de mantener la concentración de sus fluidos corporales al ser sometidos a cambios en las concentraciones del medio.

Experimentalmente, para clasificar a un organismo como osmoconformador u osmorregulador, es necesario determinar la concentración de alguno de sus fluidos corporales y compararla con la del medio. La medición de la concentración de estos fluidos corporales se logra en base al conocimiento de las propiedades coligativas de las disoluciones, de las cuales la más utilizada es el descenso crioscópico. Esta propiedad está en función de la concentración de las disoluciones.

OBJETIVO DE APRENDIZAJE:

Determinar la presión osmótica del fluido corporal sanguíneo en organismos acuáticos y registrar el comportamiento de esta variable al someter a dichos organismos a diferentes salinidades del medio.

INSTRUCCIONES PARA EL DESARROLLO DE LA PRÁCTICA

Equipo y materiales

Biológico:

Los organismos propuestos para esta práctica son: moluscos bivalvos, gasterópodos, equinodermos, crustáceos, peces y en general cualquier organismo acuático del que se disponga, siempre y cuando la extracción del fluido corporal no se dificulte.

Equipo:

Jeringas hipodérmicas para insulina (1 para cada organismo).

Material diverso de cristalería

Charolas de disección

Acuarios

Osmómetro

Esta práctica se realizará en dos sesiones.

La primera sesión consiste exclusivamente en la determinación de la presión osmótica del fluido sanguíneo de un osmoconformador, un osmorregulador y del medio en que se encuentren.

- 1) La extracción del fluido sanguíneo se hará con una jeringa hipodérmica.
- 2) Una vez extraído el fluido es necesario esperar hasta que éste se coagule. El coágulo se desecha y solo se conserva el suero. La determinación se hará a partir de éste. Se requerirá únicamente 0.2ml para hacer la determinación en el osmómetro.
- 3) La determinación de la osmolaridad del medio se hará tomando una muestra de 0.2ml directamente del agua en que se encuentran los organismos. **Anexo III.**

La segunda sesión consistirá de un experimento que tendrá duración de tres días.

- 1) En primera instancia se instalarán cinco acuarios con concentraciones de 21, 28, 35, 42 y 49 ‰ de salinidad.
- 2) En el acuario con concentración marina normal (35 ‰) se mantendrán ocho organismos para ser utilizados en los días posteriores.
- 3) Durante el primer día de experimentación se colocará un organismo en cada uno de los acuarios, asignándoles algún tipo de marca que los caracterice como organismos del primer día (se recomienda usar separadores de acrílico, con el fin de manipular lo menos posible a los organismos).
- 4) El experimento se dará por iniciado al momento de colocar los organismos en su pecera respectiva.
- 5) En este primer día de experimentación se hará la determinación de la presión osmótica del organismo colocado en el acuario con agua marina normal (35 ‰) , además se harán las determinaciones para las diferentes concentraciones del agua marina.
- 6) Realizar los pasos 1, 2 y 3 de la primera sesión.
- 7) A las 24 hrs. de iniciado el experimento se colocará un nuevo organismo, tomado del acuario con concentración marina normal (35 ‰), y será marcado de forma que se pueda identificar como organismo incluido en el experimento al segundo día.
- 8) A las 48 hrs., se repetirá el paso anterior al cabo del cual se extraerá el fluido corporal sanguíneo de todos los individuos para medir su concentración con el

osmómetro. Los organismos incluidos al final del experimento serán evaluados en su fluido sanguíneo al cabo de una hora.

- 9) Finalmente, se recomienda mantener constante la temperatura del agua de los acuarios a lo largo del experimento.

Los resultados obtenidos se anotarán en la siguiente tabla:

	Salinidad ‰				
Tiempo (hrs)	21	28	35	42	49
1					
24					
48					

PRODUCTOS

<i>Estrategias de Aprendizaje</i>	<i>Estrategias de Evaluación</i>
<i>Identificar las características osmoconformadores y osmorreguladores</i>	<i>Entregar un resumen al inicio de la clase 10%</i>
<i>Mantener una buena participación y orden durante el desarrollo de la práctica.</i>	<i>SE evaluará la participación y la asistencia 10%</i>
<i>Realizar Práctica escrita</i>	<i>Reporte de práctica en el formato oficial, con buena ortografía y limpieza. 80%</i>

REFERENCIAS

Jimenez Vargas, J. y J.M. Macarulla. 1975. Fisiología fisiológica. 4ta. Interamericana. España. 354pp.

Precision systems. 1991. Osmette instruction manual model 2007. Massachussets. 25pp.

Prosser, C.L. (Ed.) 1976. Fisiología animal comparada. Litoarte. Méxio. 728pp.

PRÁCTICA 3

CONSUMO DE OXÍGENO EN ORGANISMOS ACUÁTICOS

2 sesiones de 3 horas
Laboratorio de Física

INTRODUCCIÓN

Los organismos aerobios, para llevar a cabo el catabolismo, requieren de oxígeno. Para la obtención de éste existen dos alternativas: la simple difusión y la presencia de órganos respiratorios especializados. En organismos muy pequeños, puesto que su relación superficie-volumen es alta, los requerimientos de oxígeno pueden ser cubiertos por difusión. Otro caso en que la difusión representa la única fuente de oxígeno es el de animales con bajas tasas metabólicas y que presentan la mayoría de sus células activas en la periferia, como: cnidarios, anelidos y platelmintos, entre otros. Al incrementarse la tasa metabólica, y en muchos casos el volumen (disminuyendo por tanto la relación superficie-volumen), es imprescindible la aparición de órganos respiratorios, ya sean branquias o pulmones.

Cuanto más activo sea un organismo mayor será la cantidad de oxígeno consumida por tiempo y por peso. Por otra parte, la presencia de órganos respiratorios hace más eficiente la captación de oxígeno. En la práctica presente se pretenden poner de manifiesto las diferencias en el consumo de oxígeno entre un organismo que lo obtiene por simple difusión (con tasa metabólica baja) y otro con órganos respiratorios especializados (con una tasa metabólica mayor).

OBJETIVO DE APRENDIZAJE

Registrar y analizar el consumo de oxígeno en organismos acuáticos con diferentes tasas metabólicas

INSTRUCCIONES PARA EL DESARROLLO DE LA PRÁCTICA

Biológico

Cinco anémonas (*Palytoa ingnota* o *Zoanthus danae*)*

Cinco crustáceos (*Callinectes* sp. o *Lithopeneus* sp.)*

* especies fácilmente colectables en la zona.

Sustancias

Aceite mineral

Equipo

Balanza granataria

Dos vasos de precipitado de 500 ml

Dos rejillas plásticas del mismo diámetro que la boca del vaso

Agitador

Oxímetro YSI, modelo 57

Método

Cada una de las rejillas plásticas presenta dos orificios, uno que permite la salida del mando del agitador, y otro que permite la entrada del electrodo del oxímetro.

- 1) Es necesario coleccionar los organismos por lo menos tres días previos a la práctica, para aclimatarlos a las condiciones del laboratorio.
- 2) En uno de los vasos, con el agitador dentro, se colocarán 200 ml de agua de mar, previamente aireada hasta su saturación. Se requiere considerar un vaso patrón, en el que no se colocará organismo, con el fin de tomar en cuenta el oxígeno que pudiera ser consumido tanto por microorganismos como por el electrodo.
- 3) Posteriormente uno de los organismos se pesará en la balanza granataria, previo escurrido y frotado suave con papel absorbente. En caso de que las anémonas estén muy unidas se pueden trabajar en grupo, pesando el mismo.
- 4) El organismo se colocará dentro del vaso.
- 5) Colocando después la rejilla plástica en la marca de 300 ml y aforando con más agua de mar a 400 ml.
- 6) El electrodo se pasará a través del orificio de la rejilla.
- 7) Hecho esto, se colocarán 30 ml de aceite mineral para evitar que el agua intercambie oxígeno con la atmósfera. Se recomienda tomar medidas de la cantidad de oxígeno cada minuto, inmediatamente después de colocar la capa de aceite.
- 8) El agitador se moverá suavemente de manera vertical para homogeneizar el agua y evitar así que el organismo consuma sólo el oxígeno de su periferia. La figura 6.1 muestra el sistema totalmente montado: 1) vaso de precipitado, 2) rejilla plástica, 3) orificios de la rejilla, 4) capa de aceite, 5) electrodo del oxímetro, 6) agitador, 7) hacia el oxímetro.
- 9) Las mediciones se llevarán a cabo durante un período total de 30 minutos, al término de cual se repetirá para el segundo organismo, realizándolo de igual forma para el vaso patrón.

Dado que el oxímetro determina $\text{mg O}_2 / \text{l}$, el consumo del organismo se obtendrá sustrayendo la concentración de oxígeno en un tiempo dado de la misma forma determinada en el minuto inmediato anterior, restando también el consumo del vaso patrón, durante el intervalo equivalente.

Los diferentes consumos por minuto serán divididos entre el peso del animal, para convertir los resultados a $\text{mg O}_2 / \text{min/g}$.

Los datos pueden ser vaciados en una tabla similar a la que se muestra a continuación:

Tiempo (min)	Consumo de oxígeno (mg O ₂ /min/g)	
	Anémona	Crustáceo
0		
1		
2		
3		
.		
.		
15		

Para facilitar la discusión de los datos se vaciarán en un gráfico, tomando como variable independiente el tiempo y como dependientes los consumos de ambos organismos. Ajustar una línea recta a los mismos.

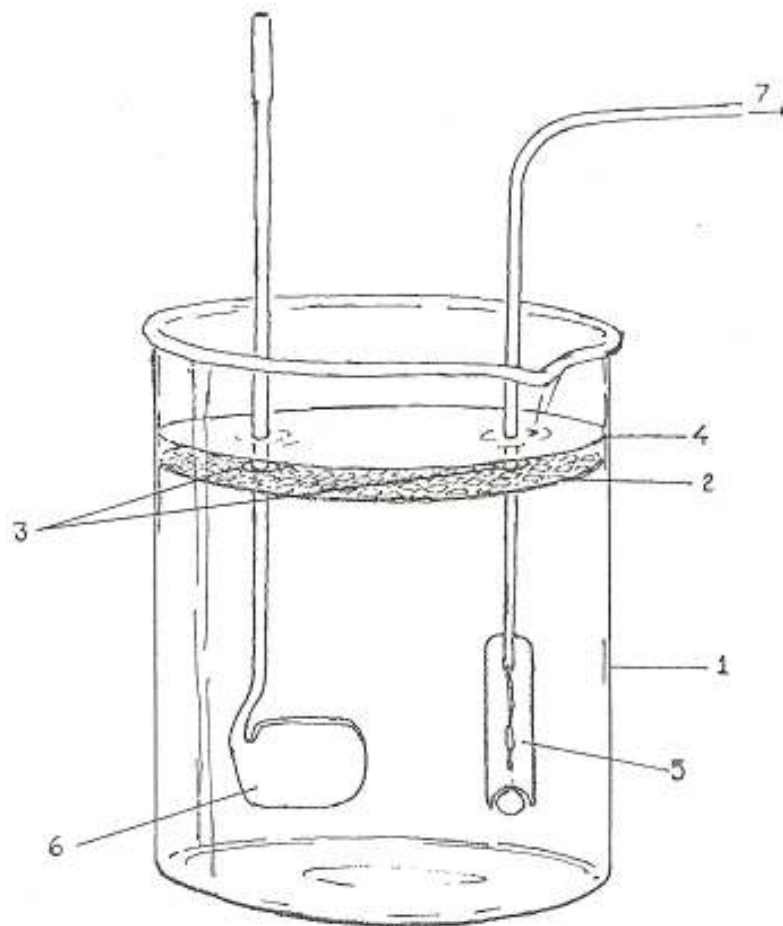


Figura 6.1. Sistema para la determinación del consumo de oxígeno

PRODUCTOS

<i>Estrategias de Aprendizaje</i>	<i>Estrategias de Evaluación</i>
<i>Identificar las diferencias entre la respiración de un organismo acuático activo y otro sésil</i>	<i>Entregar un resumen al inicio de la clase 10%</i>
<i>Mantener una buena participación y orden durante el desarrollo de la práctica.</i>	<i>Se evaluará la participación y la asistencia 10%</i>
<i>Realizar Práctica escrita</i>	<i>Reporte de práctica en el formato oficial, con buena ortografía y limpieza. 80%</i>

REFERENCIAS

Hoar, W.S. 1975. General and comparative physiology. Prentice Hall, Inc. USA. 848pp.

Prosser, C.L. (Ed.) 1976. Fisiología animal comparada. Litoarte. México. 728pp.

Schmidt-Nielsen, K. 1984. Fisiología Animal, adaptación y medio ambiente. Omega. España. 477pp.

Gordon S.M., G. A. Bartholomew., A.D. Grinnell., C.B. Jorgensen. Y F.N. White. 1977. Animal physiology: Principles and adaptations. Thrid edition. MacMillan Co. U.S.A. 699pp.

PRÁCTICA 4
RELACIÓN CONSUMO DE OXÍGENO TAMAÑO CORPORAL EN
HOMEOTERMOS
2 sesiones de 3 horas
Laboratorio de Física

INTRODUCCIÓN

Dependiendo de la tolerancia que los organismos tienen al oxígeno éstos se clasifican en anaerobios y aerobios. Los organismos anaerobios, además de que son incapaces de utilizar el oxígeno como aceptor final de electrones, éste les resulta altamente tóxico. Por lo que, después de la aparición de la ruta fotoautotrófica para la obtención de energía, la cual es causante de la atmósfera oxidante del planeta, estos organismos redujeron su hábitat de manera considerable.

Por otra parte, aparecieron organismos que no sólo eran tolerantes al oxígeno, además utilizaron éste en sus rutas metabólicas. Dos de las ventajas de este último tipo son: la mayor cantidad de energía obtenida por molécula degradada y la mayor cantidad de ambientes susceptibles de ser colonizados. Puesto que la cantidad de oxígeno consumida por unidad de tiempo está en función de la magnitud de la tasa metabólica, esta medida es comúnmente utilizada como indicativo de la tasa metabólica.

La velocidad en el consumo de oxígeno está influenciada por diversos factores como: la edad del organismo, su fase reproductiva, el tamaño del mismo, la temperatura tanto interna como externa, entre otros.

A medida que un organismo aumenta de tamaño su requerimiento de oxígeno también se ve incrementado. Sin embargo, en los animales pequeños, el índice metabólico la cantidad de oxígeno consumida por unidades de tiempo y peso.

Se ha demostrado que, en mamíferos, el consumo de O_2 está en función de la relación existente entre la superficie y el volumen de éstos, debido a que en animales pequeños, al ser alta esta relación, existe una mayor disipación de calor que en animales grandes. Esto significa que en especies semejantes de distintos tamaños o durante el crecimiento dentro de una misma especie, el metabolismo aumenta menos que la masa corporal.

Puesto que el oxígeno consumido es un buen indicativo de la tasa metabólica, se han desarrollado diferentes aparatos capaces de medir este consumo. Uno de los más sencillos es el respirómetro. Este aparato consta de seis partes (Figura 7.1). El cuerpo del respirómetro (1), la rejilla para colocar al organismo (2), un tapón de hule con un orificio central (3) donde se inserta una pipeta graduada (4); dentro del cuerpo del respirómetro se encuentra colocado un termómetro (5). Con el fin de evitar movimientos del organismo que afecten las medidas, es conveniente sujetar los organismos con una red (6). En el fondo del cuerpo del respirómetro se coloca una capa delgada de Soda-lima, cuya función es absorber el CO_2 expelido por el organismo. En el extremo distal de la pipeta se coloca una pompa de jabón, la cual se irá desplazando a medida que el organismo consuma el oxígeno y que el bióxido de carbono expelido por el mismo sea absorbido por la Soda-lima. De tal forma y con ayuda de un cronómetro, es posible determinar el consumo de oxígeno por tiempo

OBJETIVO DE APRENDIZAJE

El alumno reconocerá la relación existente entre el tamaño corporal de un organismo y el consumo de oxígeno de éste.

INSTRUCCIONES PARA EL DESARROLLO DE LA PRÁCTICA

Biológicos

Cinco ratas de diferentes tamaños (menores de 200 g)

Sustancias

Soda lima

Equipo

Balanza granataria

Respirómetro

Termómetro

Cronómetro

Método

- 1) Pesar los organismos en la balanza granataria.
- 2) Instalar el respirómetro, colocando en el fondo del cuerpo del mismo la capa de Soda lima. Es importante que esta capa se encuentre lo más extendida posible.
- 3) Al momento de incluir a cada rata en el respirómetro, ésta se sujetará por medio de la red, ya que los movimientos del organismo alteran las lecturas.
- 4) Con el organismo dentro del respirómetro, se cierra este último con el tapón de hule y se coloca la pipeta graduada humedecida en el orificio correspondiente. Se esperan cinco minutos, con el fin de que dentro de la cámara se homogenice la temperatura.
- 5) Se procederá a colocar la pompa de jabón en el extremo distal de la pipeta, cronometrando el tiempo en el que se consume cada mililitro (la pipeta es de 5ml)
- 6) Es más conveniente, para su entendimiento y comparación, convertir las cantidades a ml de oxígeno por unidad de tiempo. Esto se llevara a cabo en la forma abajo mostrada:

Supóngase que el organismo pesó 5gr.

Además, supóngase que los tiempos de consumo por ml O₂ fueron:

1'15", 1'25", 1'12", 1'29" y 1'12"

Para facilitar los cálculos se transformarán los segundos al sistema decimal, como fracciones de minuto, mediante la siguiente regla de tres:

$$\begin{array}{l} \text{No. de segundos} \text{-----} \times \text{ minutos} \\ 80 \text{ segundos} \text{-----} 1 \text{ minuto} \end{array}$$

En el primer caso sería:

$(15 \times 1) / 60 = 0.25$, por lo que el tiempo en sistema decimal, en este caso sería de 1.25 minutos para consumir un ml de O₂.

Aplicando la transformación para todos los casos se obtendrían los resultados siguientes:

1.25, 1.41, 1.20, 1.48 y 1.20 minutos,

A los cuales se les determinará el promedio (1.308), es decir el organismo en cuestión consumirá un ml de oxígeno en 1.308 de minutos en promedio. Es necesario aplicar otra regla de tres para transformar a ml de oxígeno por minuto:

$$\begin{array}{l} 1 \text{ minuto} \text{-----} \times \text{ ml O}_2 \\ 1.308 \text{ minutos} \text{-----} 1 \text{ ml O}_2. \end{array}$$

En este caso el resultado es 0.764 ml O₂ / minuto

Por último este resultado se dividirá entre el peso, en gramos, del organismo en este caso $(0.764/5) = 0.1529$ ml O₂ /min /g, el cual es un indicativo de la tasa metabólica del organismo.

El mismo procedimiento debe realizarse para los cuatro organismos restantes. Los resultados se vaciarán en una tabla como la que se muestra a continuación:

Rata No	Peso (g)	Consumo de oxígeno (mg O ₂ /minuto)	Tasa metabólica (ml O ₂ /min /g)
1	5	0.7645	0.1529
2			
3			
4			
5			

Se recomienda graficar los datos obtenidos, utilizando el peso como variable independiente y tanto el consumo total de oxígeno como la tasa metabólica como variables dependientes.

PRODUCTOS

<i>Estrategias de Aprendizaje</i>	<i>Estrategias de Evaluación</i>
<i>Identificar las diferencias entre la respiración entre organismos de tamaño corporal diferente</i>	<i>Entregar un resumen al inicio de la clase 10%</i>
<i>Mantener una buena participación y orden durante el desarrollo de la práctica.</i>	<i>Se evaluará la participación y la asistencia 10%</i>
<i>Realizar Práctica escrita</i>	<i>Reporte de práctica en el formato oficial, con buena ortografía y limpieza. 80%</i>

REFERENCIAS

- Hoar, W.S. 1975. General and comparative physiology. Prentice Hall, Inc. USA. 848pp.
- Lehninger, L.A. 1982. Bioquímica. 5ta. Omega, S.A. Barcelona, España. 1117pp
- Phipps y Bird. 1981. Small animal metabolism apparatus (instruction manual). Virginia, U.S.A. 5pp
- Prosser, C.L. (Ed.) 1976. Fisiología animal comparada. Litoarte. México. 728pp.
- Schmidt-Nielsen, K. 1984. Fisiología Animal, adaptación y medio ambiente. Omega. España. 477pp

PRÁCTICA 5

DETERMINACIÓN DE Q₁₀ EN BASE AL CONSUMO DE OXÍGENO EN ORGANISMOS ACUÁTICOS

2 sesiones 3 horas

INTRODUCCIÓN

Salvo las aves y los mamíferos, que regulan su temperatura corporal independientemente de la del medio, todos los demás animales ven afectada su temperatura interna por los cambios ocurridos en el medio. A los organismos en los que su temperatura interna es dependiente de la del medio se les denomina ectotermos.

Esta clasificación fisiológica, como es natural, es sumamente heterogénea; agrupando desde esponjas y anémonas hasta anfibios y reptiles.

Se sabe que el aumento de temperatura incrementa de forma proporcional la velocidad de las reacciones químicas debido a que la energía cinética de las moléculas aumenta. Por ende, los organismos ectotermos al experimentar un cambio en su temperatura corporal ven alterada la velocidad de sus diferentes reacciones metabólicas. El cambio en las velocidades de reacción se manifiesta, en los organismos, como un cambio en su tasa metabólica. Por lo que se dice que un organismo ectotermo incrementa su metabolismo conforme se incrementa la temperatura del medio y viceversa.

De graficarse la temperatura en el eje de las abscisas y la tasa metabólica en el eje de las ordenadas, se obtiene una curva que está definida por el siguiente modelo exponencial:

$$Y=A \cdot B^X$$

Donde:

Y= tasa metabólica final

A= tasa metabólica inicial

B= pendiente del gráfico

X= la diferencia entre la temperatura final y la inicial.

Puesto que el valor de B es el que determina la magnitud de los cambios en la tasa metabólica, éste es un indicativo de la magnitud del efecto de la temperatura en el organismo. A este valor se le denomina Q_{10} , si la diferencia en las temperaturas es de 10°C ; es decir Q_{10} es el factor por el que aumenta la velocidad de reacción, y por ende la tasa metabólica, al elevarse la temperatura 10°C .

Realizando los despejes algebraicos adecuados, linearizando la primera ecuación y renombrando los términos, se tiene que:

$$Q_{10} = (R_2/R_1)^{(10/T^2 - T^1)}$$

Donde:

Q_{10} = factor de incremento de la tasa metabólica

R_2 = tasa metabólica final

R_1 = tasa metabólica inicial

T^2 = temperatura final

T^1 = temperatura inicial

Como está implícito en la ecuación, el cambio de temperatura no es forzosamente de 10°C , pero de ser así, el valor de Q_{10} es igual al cociente de las dos tasas metabólicas.

En el desarrollo de la práctica presente se determinará la velocidad de consumo de oxígeno, que es un indicador de la tasa metabólica para obtener el valor de Q_{10} .

OBJETIVO DE APRENDIZAJE

Reconocer los cambios en la tasa metabólica de un ectotermo acuático al modificar la temperatura externa y determinar la relación que existe entre estos factores.

INSTRUCCIONES PARA EL DESARROLLO DE LA PRÁCTICA

Anémonas (al menos 10 organismos de la agregación)

Crustáceos o peces pequeños (tres organismos)

Sustancias

Aceite mineral

Hielo

Sal común

Equipo

Balanza granataria

Dos vasos de precipitado de 500 ml

Dos rejillas plásticas del mismo diámetro que la boca del vaso

Agitador

Oxímetro YSI modelo 57

Termómetro

Parrilla con regulador de temperatura

Hielera

Gotero

Método

Se realizarán un total de cinco medidas de consumo de oxígeno a un número igual de temperaturas, dos mayores que la del medio y dos menores a ésta. A diferencia de la práctica seis, en esta ocasión existe un tercer orificio para el termómetro.

La elevación de temperatura se logrará colocando el sistema ya montado en un baño maría sobre la parrilla, a diferentes temperaturas, mientras que el descenso de la misma se realizará colocando el sistema ya montado en agua con hielo y, de ser necesario, para la temperatura menor se le agregará sal a la combinación agua-hielo.

Para montar el sistema se debe realizar lo siguiente:

- 1) En un vaso de precipitado, con el agitador y el termómetro dentro, se colocarán 200 ml de agua de mar. Considerar un vaso patrón (para cada temperatura), en el que no se colocará organismo, con el fin de tomar en cuenta el oxígeno que pudiera ser consumido tanto por microorganismos como por el electrodo.
- 2) Medir la cantidad de oxígeno existente en el vaso antes de introducir al organismo.
- 3) Pesar uno de los organismos, previo escurrido y frotado suave, con papel absorbente. Al igual que en la práctica No. 6, de encontrarse muy unidas las anémonas, éstas se pueden trabajar en grupo, pesando el mismo.
- 4) Colocar el organismo dentro del vaso.
- 5) Colocar la rejilla plástica en la marca de 300 ml y aforar con más agua de mar a 400 ml.
- 6) Colocar el electrodo, el agitador y el termómetro en sus respectivos orificios de la rejilla.
- 7) Cubrir la superficie del agua con una delgada capa de aceite mineral, para evitar el intercambio de oxígeno entre el agua y el aire.
- 8) Registrar las medidas de la cantidad de oxígeno cada minuto, iniciando inmediatamente después de colocar la capa de aceite por espacio de 15 minutos.
- 9) Durante la medición se debe mover ligera y constantemente el agua con el agitador. Así se evitará que el organismo consuma sólo el oxígeno encontrado en su periferia.

Lo anterior se llevará a cabo un total de 10 veces (cinco temperaturas y dos tipos de organismos). De no poder mantener la temperatura constante a lo largo de los 15 minutos de cada experimento, es factible trabajar con el promedio de las mismas. Por lo que se sugiere medirlas también cada minuto.

Dado que el oxímetro determina O_2/l , el consumo del organismo se obtendrá sustrayendo la concentración de oxígeno en un tiempo dado de la misma determinada en el minuto inmediato anterior, restando también el consumo del vaso patrón, durante el intervalo equivalente para cada temperatura.

Antes de iniciar un nuevo experimento es necesario llevar a cabo los siguientes pasos:

- 10) Retirar la mayor cantidad posible de aceite con un gotero.
- 11) Extraer del sistema el electrodo, el termómetro, el agitador y el organismo, y enjuagar los cuatro con agua de mar.
- 12) Repetir desde el paso uno. De trabajar con el mismo organismo, el paso tres puede ser obviado.

Los diferentes consumos por minuto serán divididos entre el peso del animal, para convertir los resultados a $mg O_2/ min/ g$. Los datos pueden ser vaciados en tablas similares a la que se muestra a continuación:

Temperatura xx	Consumo de oxígeno ($mg O_2/ min/ g$)	
	Anémona	Crustáceo
Tiempo (min)		
0		
1		
2		
.		
.		
15		

De tal forma, al finalizar la práctica se contará con cinco tablas, una para cada temperatura.

Para facilitar la discusión de los datos, realizar un gráfico tomando como variable independiente el tiempo y como dependientes los consumos de ambos organismos. Se recomienda realizar cinco gráficos, cada uno de los cuales resumirá los datos de cada tabla. Ajustando una línea recta a cada una de ellas.

PRODUCTOS

<i>Estrategias de Aprendizaje</i>	<i>Estrategias de Evaluación</i>
<i>Identificar las cuales son los proceso que determinan el metabolismo en organismos ectotérmicos marinos</i>	<i>Entregar un mapa conceptual al inicio de la clase 10%</i>
<i>Mantener una buena participación y orden durante el desarrollo de la práctica.</i>	<i>Se evaluará la participación y la asistencia 10%</i>
<i>Realizar Práctica escrita</i>	<i>Reporte de práctica en el formato oficial, con buena ortografía y limpieza. 80%</i>

REFERENCIAS

Schmidt-Nielsen, K. 1984. Fisiología Animal, adaptación y medio ambiente. Omega. España. 477pp.

Yellow springs instruments Co. 1983. Instruction manual YSI model 57 dissolved oxygen meter. Ohio, U.S.A, 18pp.

PRÁCTICA 6

**DETERMINACIÓN DE Q_{10} EN BASE AL CONSUMO DE OXÍGENO
EN UN POIQUILOTERMO TERRESTRE**

2 sesiones de 3 horas
Laboratorio de Física

INTRODUCCIÓN

Como fue mencionado en la práctica anterior, las velocidades de las reacciones químicas se incrementan con el aumento de la temperatura. Este es un concepto adjudicable a organismos ectotermos, sean acuáticos o terrestres, que ven alterada la velocidad de sus diferentes reacciones metabólicas al modificarse la temperatura externa. Una de las manifestaciones de este cambio es el incremento en el consumo de oxígeno. Por lo que un organismo ectotermo incrementa su consumo de O₂ conforme se incrementa la temperatura del medio y viceversa.

El índice más ampliamente utilizado en fisiología para medir la magnitud del cambio en la tasa metabólica es Q₁₀. Y la ecuación matemática que lo define es:

$$Q_{10} = (R_2/R_1)^{(10/T^2-T^1)}$$

Donde:

Q₁₀= factor de incremento de la tasa metabólica

R₂= tasa metabólica final

R₁= tasa metabólica inicial

T²= temperatura final

T¹= temperatura inicial.

En el laboratorio las temperaturas como los consumos de oxígeno son datos obtenidos de la experimentación, con los cuales se determina Q₁₀.

Es necesario recalcar que el cambio de temperatura no es forzosamente de 10°C, pero de ser así, el valor de Q₁₀ es igual al cociente de las dos tasas metabólicas.

En el desarrollo de la práctica presente se determinará el valor de Q₁₀ utilizado para la velocidad en el consumo de oxígeno, equivalente o indicativo del metabolismo, a diferentes temperaturas. Para la determinación de la velocidad del consumo de oxígeno se utilizará el respirómetro de la misma forma que en la práctica No 7.

OBJETIVO DE APRENDIZAJE

Reconocer los cambios en la tasa metabólica de un ectotermo terrestre al modificar la temperatura externa y la relación que existe entre estos factores.

INSTRUCCIONES PARA EL DESARROLLO DE LA PRÁCTICA

Materiales:

Biológico

Un ectotermo terrestre aerobio (anfibio: sapo o rana; reptil: lagartija o serpiente; o un artrópodo de tamaño considerable).

Sustancias

Soda lima

Hielo

Equipo

Balanza granataria

Respirómetro

Termómetro

Cronómetro

Caja de cartón con una conexión para foco integrada

Tres focos de diferentes watts (25, 60 y 100)

Hielera.

Método:

El desarrollo de esta práctica, en cuanto al uso del respirómetro, es básicamente el mismo que la práctica No. 7. Sin embargo, ahora el factor de variación será la

temperatura externa, para detectar el efecto que causa esta modificación en la velocidad de consumo de oxígeno de un ectotermo.

- 1) Pesar el organismo en la balanza granataria.
- 2) Determinar el tiempo para consumir cada ml de O₂, a temperatura ambiente (figura 7.1), convirtiendo estos datos a consumo de oxígeno por minuto, utilizando para lo anterior la metodología planteada para la práctica No. 7.
- 3) Repetir los pasos uno y dos, pero colocando el respirómetro completo sin la pompa de jabona dentro de la caja de cartón con el foco de 25 watts encendido. Es muy importante esperar cinco minutos con el fin de que la temperatura del aire dentro del respirómetro se igual con la del ambiente. De no hacerlo así, la expansión del volumen del aire causada por el incremento de temperatura hará que la pompa tienda a salir, impidiendo una lectura adecuada.
- 4) Una vez que las temperaturas interna y externa se igualen, tomar tanto la temperatura dentro del respirómetro como el tiempo en consumir cada ml de O₂. Convertir de nuevo esta cantidad a ml de O₂ consumidas por minuto. De no permanecer la temperatura totalmente constante, es factible utilizar el promedio de éstas.
- 5) El mismo procedimiento se repetirá con los focos restantes.
- 6) Por último, después de excluir el respirómetro de la caja con el foto de 100 watts, se dejará 10 minutos a temperatura ambiente, excluyendo el organismo, para posteriormente incluirlo dentro de la hielera.
- 7) Dejar que la temperatura del respirómetro y de la hielera se igualen, registrando ésta. En caso de no hacerlo así, el aire tenderá a comprimirse con el descenso de temperatura. Esto moverá la pompa de jabón hacia el interior de la pipeta "aumentando" y enmascarando la velocidad de consumo.
- 8) Medir el tiempo en consumir cada ml de O₂, convirtiendo esto a ml O₂ por minuto.

Al terminar la práctica se debe de contar con cinco temperaturas y cinco consumos diferentes, por lo que es posible calcular cuatro diferentes valores de Q₁₀. Los datos previamente divididos entre el peso del organismo, se vacían en la tabla siguiente:

Temperatura (°C)	Consumo de oxígeno(ml O ₂ /min /g)	Q ₁₀
1 (hielera)		-
2 (ambiente)		
3 (primer foco)		
4 (segundo foco)		
5 (tercer foco)		

Ara el primer cálculo de Q₁₀ se utilizarán T¹ y T² las temperaturas de la hielera ambiente respectivamente y como R₁ y R₂ sus respectivas velocidades de consumo de oxígeno. En el segundo cálculo, T¹ y R₁ serán las ambientales y T² y R₂ las obtenidas con el primer foco y así sucesivamente. Por lo anterior se deduce que el tener n temperaturas y consumos de oxígeno, se obtendrán n-1 valores de Q₁₀.

PRODUCTOS

Estrategias de Aprendizaje	Estrategias de Evaluación
Identificar las cuales son los proceso que determinan el metabolismo en organismos ectotérmicos terrestres	Entregar un mapa conceptual al inicio de la clase 10%
Mantener una buena participación y orden durante el desarrollo de la	Se evaluará la participación y la asistencia

<i>práctica.</i>	10%
Realizar Práctica escrita	Reporte de práctica en el formato oficial, con buena ortografía y limpieza. 80%

REFERENCIAS

- Hoar, W.S. 1975. General and comparative physiology. Prentice Hall, Inc. USA. 848pp.
- Schmidt-Nielsen, K. 1984. Fisiología Animal, adaptación y medio ambiente. Omega. España. 477pp.
- Yellow springs instruments Co. 1983. Instruction manual YSI model 57 dissolved oxygen meter. Ohio, U.S.A, 18pp

PRÁCTICA 7
EFFECTO DE LA TEMPERATURA EN LA FRECUENCIA CARDIACA
DE UN ECTOTERMO
3 sesiones de 3 horas
Laboratorio de Física

INTRODUCCIÓN

La temperatura limita la distribución de animales y, al mismo tiempo, determina su actividad. Como tal, la temperatura es una medida de la agitación molecular, por ende es un factor directo en el control de la tasa con que se verifican las reacciones químicas. Es

por ello que en los sistemas vivos de cualquier nivel de organización la temperatura es un factor que regula el metabolismo.

Los ectotermos experimentan cambios directos en su temperatura corporal al existir cambios en la temperatura ambiental sobre los sistemas vivos. Entre éstos encontramos: consumo de oxígeno, crecimiento y frecuencia cardíaca, por mencionar algunos, que son indicativos de su tasa metabólica.

A nivel general, el aumento de la temperatura incrementa considerablemente la frecuencia cardíaca y el enfriamiento la disminuye. Estos efectos probablemente resultan de un aumento de permeabilidad de la membrana muscular para los diferentes iones, produciéndose una aceleración en todas las etapas de la excitación.

La fuerza de la contracción del corazón suele intensificarse temporalmente al aumentar de manera moderada la temperatura, pero la prolongación de la misma agota los sistemas metabólicos del corazón y produce debilidad en el mismo. Sin embargo, la fuerza de la contracción, así como la frecuencia son importantes para el gasto cardíaco. En el sapo, por ejemplo, el incremento de la frecuencia cardíaca está relacionado con una disminución de la fuerza, el llenado diastólico es menos completo y la tensión reducida de las fibras produce una contracción menos potente. Si la velocidad se mantiene constante, al elevarse las temperaturas, las contracciones son más potentes.

Así entonces, considerando los cambios en frecuencia cardíaca como un indicativo de los cambios en el metabolismo, se pueden utilizar los primeros y sus respectivas temperaturas para evaluar Q_{10} .

OBJETIVO DE APRENDIZAJE

Observar los cambios en la frecuencia cardíaca en el corazón expuesto de un ectotermo al variar la temperatura de éste mediante baños de solución Ringer a diferentes temperaturas.

INSTRUCCIONES PARA EL DESARROLLO DE LA PRÁCTICA

Biológico

Se recomienda utilizar sapos de la especie *Scaphiopus coucci* fácilmente capturables en el campus universitario e épocas de lluvias.

Sustancias:

Solución Ringer para anfibio (consultar **Anexo V**)

Hielo.

Equipo:

Estuche de disección

Fisiógrafo (con un transductor de fuerza)

Soporte universal

Pinzas tipo nuez

Pinzas para fémur

Hilo de nylon

Gancho para sujetar el ápice del corazón

Material de cristalería volumétrico

Parrilla eléctrica.

Método:

- 1) Elaborar 1000 ml de solución Ringer para anfibio con las especificaciones del Anexo V.
- 2) Simultáneamente a la preparación de la solución Ringer instalar y calibrar el fisiógrafo (Consultar el **Anexo I**).

- 3) El transductor a utilizar será “de fuerza”, fijado a un soporte universal con ayuda de una pinza tipo nuez.
- 4) En la punta del transductor de fuerza se sujetará un trozo de hilo nylon en cuya punta se amarrará el gancho que sujetará el ápice del corazón.
- 5) Ya elaborada la solución Ringer e instalado el fisiógrafo, se inicia la disección del corazón del sapo. **NUNCA ANTES.**
- 6) El organismo se sacrificará por decapitación. Se le abrirá el tórax cortando la membrana pericárdica para exponer el corazón.
- 7) Ya expuesto, el corazón se bañará periódicamente con solución Ringer a temperatura ambiente hasta que se inicie el experimento.
- 8) El gancho se colocará en el ápice del corazón. Se recomienda un pequeño registro para así modular la sensibilidad y la velocidad con que se harán los restantes.
- 9) Mediante un gotero se agregará solución Ringer a diferentes temperaturas: iniciándose a temperatura ambiente. Variándola después en tres intervalos, positivos y negativos, de 5°C cada uno; alternándose la temperatura ambiente entre ellos. Se recomienda esperar un lapso de tiempo para recuperar el ritmo normal del corazón entre cambios de temperatura. Es importante no olvidar señalar los cambios de temperatura con un marcador de eventos o con un lápiz.
- 10) Finalmente se obtendrá un registro de los cambios en frecuencia del ritmo cardíaco a diferentes temperaturas. Este registro se analizará de la siguiente forma:

Número de latidos en cada 5 segundos de corrimiento del registro. Lo anterior se hará para cada registro a diferente temperatura. Es conveniente, para facilitar el análisis, calcular las medias de frecuencia cardiaca dentro de cada registro para cada temperatura; por ejemplo: supóngase que el registro a cualquier temperatura duró 20 segundos, y que cada 5 segundos se tuvieron las siguientes frecuencias: 3, 3, 4, 4. Por tanto, la media de estos valores será 3.5 latidos cada 5 segundos.

Se graficarán las medidas de la frecuencia de latidos de corazón sobre segundo contra la temperatura en °C.

Como último análisis se calculará Q_{10} sustituyendo las frecuencias cardíacas en la siguiente fórmula.

$$Q_{10} = (F_2/F_1)^{(10/T^2 - T^1)}$$

Donde:

Q_{10} = factor de incremento en la tasa metabólica.

F_2 = frecuencia cardiaca final

F_1 = Frecuencia cardiaca inicial

T^2 = Temperatura final

T^1 = Temperatura inicial

PRODUCTOS

<i>Estrategias de Aprendizaje</i>	<i>Estrategias de Evaluación</i>
<i>Identificar las cuales son los procesos que afectan el músculo cardiaco de un endotermo</i>	<i>Entregar un ensayo al inicio de la clase 10%</i>
<i>Mantener una buena participación y orden durante el desarrollo de la práctica.</i>	<i>Se evaluará la participación y la asistencia 10%</i>
<i>Realizar Práctica escrita</i>	<i>Reporte de práctica en el formato oficial, con buena ortografía y limpieza. 80%</i>

REFERENCIAS

- Armenta, C. y M.A. Medina. 1992. Efecto de la temperatura en el ritmo cardíaco de un poquilotermino y un homeotermino. Trabajo final semestral de fisiología II. U.A.B.C.S. México. Inédito.
- Guyton, A.C. 1990. Tratado de fisiología médica. 7ª. Interamericana. México. 1050pp.
- Hoar, W.S. 1975. Fisiología general y comparada. Omega. España, 85pp.
- Hoar, W.S. y C.P. Hickmann. 1978. Manual de laboratorio para fisiología general y comparada. Omega. España. 83pp..
- Prosser, C.L. 1991. Environmental and metabolic animal physiology. Wiley-Liss. U.S.A. 577pp.

PRÁCTICA 8

RELACIÓN EN EL CONSUMO DE OXIGENO-TEMPERATURA EN ENDOTERMOS

2 sesiones de 3 horas
Laboratorio de Física

INTRODUCCIÓN

Estrictamente hablando, sólo las aves y los mamíferos son considerados como homeotermos, es decir, son capaces de mantener su temperatura corporal independiente de la temperatura del medio. El costo energético de la independencia térmica es muy alto; esto se refleja en el consumo de oxígeno, sensiblemente superior, comparado con el de un ectotermino. Además, la cantidad de alimento requerida por unidad de peso por tiempo

en un endoterma es mayor al compararse con la requerida por un ectoterma de dimensiones similares.

En general, el intervalo de temperaturas externas que pueden soportar los endotermos es mayor que el de los ectotermos. Sin embargo, el intervalo de temperatura interna que son capaces de soportar los endotermos es sensiblemente inferior al de los ectotermos. Por lo anterior se deduce que los animales endotermos deben invertir cantidades considerables de energía para mantener su temperatura interna dentro de un estrecho intervalo.

Puesto que anteriormente se analizaron los cambios en la tasa metabólica de un ectoterma, al modificar su temperatura externa, la pregunta obligada es: ¿cómo afectan los cambios de temperatura externa a la tasa metabólica de un endoterma? Al finalizar esta práctica se dará respuesta a esta pregunta.

OBJETIVO DE APRENDIZAJE:

Reconocer los cambios en la tasa metabólica, usando como indicativo el consumo de oxígeno, en un homeoterma al modificar la temperatura externa..

INSTRUCCIONES PARA EL DESARROLLO DE LA PRÁCTICA

Biológico

Un endoterma pequeño (ratón, rata, hámster, de más de 100 g).

Substancias

Soda lima

Hielo

Equipo

Balanza granataria

Respirómetro

Termómetro

Cronómetro

Caja de cartón con una conexión para foco integrada

Tres focos de diferentes watts (25,60 y 100)

Hielera.

Método:

El desarrollo de la presente, en cuanto al uso del respirómetro, es básicamente el mismo que para la práctica No. 7 (Figura 7.1)

En esta ocasión se planea modificar la temperatura externa de un homeotermo para observar el efecto de este cambio en la velocidad de consumo de oxígeno.

- 1) Pesar el organismo en la balanza granataria.
- 2) Determinar el tiempo para consumir cada ml de O₂ a temperatura ambiente, convirtiendo estos datos a consumo de oxígeno por minuto, utilizando para lo anterior la metodología planteada en la práctica No. 7.
- 3) Posteriormente se incluirá el respirómetro completo, pero sin la pompa de jabón, dentro de la caja de cartón con el foco de 25 watts encendido. Esperar 10 minutos con el fin de que la temperatura del aire dentro del respirómetro se iguale con la del ambiente.
- 4) Una vez homogeneizada la temperatura, tomar tanto la temperatura como el tiempo en consumir cada ml de O₂. Convertir esta cantidad a ml de oxígeno por minuto.
- 5) Repetir todos los pasos anteriores para los focos restantes.
- 6) Por último, después de excluir el respirómetro de la caja con el foco de 100 watts, dejar 10 minutos a temperatura ambiente (sin el organismo dentro), para posteriormente incluirlo dentro de la hielera. Esperar 10 minutos antes de incluir el organismo. Medir el tiempo en consumir cada ml de O₂ y convertir esto a ml de O₂ por minuto.

Al terminar la práctica se contará con cinco temperaturas y cinco consumos diferentes. Para poder compararlos hay que dividir el consumo de oxígeno por minuto entre el peso del organismo en gramos. Vaciar los datos en la siguiente tabla.

Temperatura (°C)	Consumo de oxígeno (ml O ₂ /minuto /gramo)
1 (hielera)	
2 (ambiente)	
3 (primer foco)	
4 (segundo foco)	
5 (tercer foco)	

PRODUCTOS

<i>Estrategias de Aprendizaje</i>	<i>Estrategias de Evaluación</i>
<i>Identificar las cuales son los procesos que afectan la respiración en un endotermo</i>	<i>Entregar un ensayo al inicio de la clase 10%</i>
<i>Mantener una buena participación y orden durante el desarrollo de la práctica.</i>	<i>Se evaluará la participación y la asistencia 10%</i>
<i>Realizar Práctica escrita</i>	<i>Reporte de práctica en el formato oficial,</i>

	con buena ortografía y limpieza. 80%
--	---

REFERENCIAS

Hoar, W.S. 1975. General and comparative physiology. Prentice Hall, Inc. USA. 848pp.

Prosser, C.L. (Ed.) 1976. Fisiología animal comparada. Litoarte. México. 728pp.

Phipps y Bird. 1981. Small animal metabolism apparatus (instruction manual). Virginia, U.S.A. 5pp

Schmidt-Nielsen, K. 1984. Fisiología Animal, adaptación y medio ambiente. Omega. España. 477pp.

ANEXO I

EL FISIÓGRAFO

Introducción:

El fisiógrafo (The Carolina Multichannel Recording System, 69-7488) es un instrumento registrador, de utilización general en fisiología, diseñado para registrar una gran variedad de fenómenos fisiológicos. Con este aparato se pueden obtener simultáneamente registros directos y en tinta de tres o más variables (por ejemplo, la contracción de la aurícula y el ventrículo de un animal experimental) y mostrarse simultáneamente con la señal eléctrica que las acompaña, el electrocardiograma. Entonces, un único registro presentará un programa descriptivo de diferentes fases del ciclo cardíaco a medida que ellas se interrelacionan y varían en el tiempo.

El principio en el cual se basa el fisiógrafo es el mismo que se usa para cualquier registro de información variable con el tiempo. En el sistema registrador se distinguen tres componentes básicos- Cada uno posee una función especial y características distintivas. Tales componentes son: el transductor (o el captador), el elaborador y el reproductor. La combinación de los tres se denomina canal de información.

El transductor o captor convierte la información en una señal más fácilmente elaborable que la original. El elaborador recibe la señal transducida y opera sobre ella. La operación puede consistir en una simple amplificación, atenuación, extracción de raíz cuadrada o logaritmo o algún otro procedimiento aceptable al reproductor. En la mayoría de los casos, sólo se exige una amplificación sin distorsión de la señal transducida. El reproductor o instrumento registrador es el dispositivo que convierte la señal elaborada en alguna forma susceptible de ser recibida por los sentidos humanos.

El transductor, que capta directamente información del animal experimental, en operación puede convertir la contracción muscular, la presión sanguínea, el movimiento intestinal, la respiración, el flujo de aire o cualquier otro fenómeno fisiológico en una señal eléctrica proporcional. Esta señal luego es amplificada. El amplificador posee un control que permite variar la amplitud del registro. Una vez amplificada la señal, ésta entra al registrador para ser reproducida. La reproducción la hace la pluma inscriptora, que es el reproductor más comúnmente empleado en fisiología, ya que la velocidad máxima de variación de la mayoría de los acontecimientos fisiológicos no excede nunca la velocidad de escritura de registradores de tinta de alta calidad. En consecuencia, con el uso de una pluma a tinta se obtiene instantáneamente un gráfico que describe la variación en amplitud y en tiempo del hecho fisiológico estudiado.

Instalación y manejo:

1) Preparación del papel para registro:

Se coloca un paquete de papel para registro debajo de las plumillas inscriptoras a la izquierda de los motores de éstas. El extremo de la hoja superior del paquete se hace pasar hacia arriba por la ranura que se localiza justo debajo de la punta de estas plumillas. Esta hoja se inserta (sin dobleces) entre las dos guías ubicadas en el panel y se corre hasta que su primera esquina superior queda debajo de la rueda arrastradora de papel.

Dicha perilla tiene dos posiciones. En la de engrane, la palanca está dirigida hacia la derecha del operador, produciendo el movimiento del papel. En la segunda posición, la palanca se halla a la izquierda del operador, donde el movimiento del papel se suspende (fig. 1.2).

2) Preparación de las plumas y tinteros.

Llenar los frascos de los tinteros hasta sus tres cuartas partes. El frasco no debe estar totalmente cerrado para que penetre aire y no se forme vacío, lo cual impediría el flujo de tinta hacia la pluma inscriptora. Los frascos deberán estar a una altura tal que el nivel de tinta sobrepase un poco la superficie del panel superior del fisiógrafo. Al finalizar los experimentos se deberá realizar esta maniobra de manera inversa para que no quede

tinta en las plumas, ya que se pueden tapar. En el caso de que suceda esto último, se desprende la pluma del fisiógrafo. Se llena una jeringa con agua y se introduce la punta en el orificio de la pluma. Con el dedo pulgar se hace presión con el propósito de sellar dicha unión y se mueve el émbolo fuertemente. Si esta acción no diera resultado, póngase la pluma en alcohol o baño maría y repítase la maniobra anterior.

3) Conexiones a tierra y a la fuente de poder.

El fisiógrafo, como todo aparato eléctrico, tiene siempre la posibilidad de inducir corriente eléctrica en los materiales conductores que se pongan en contacto con él, por lo que es conveniente disminuir al máximo esa posibilidad mediante su conexión a tierra. Esto se logra afianzando un cable cubierto desde el fisiógrafo a algún conductor que se encuentra enterrado, por ejemplo la tubería para el agua.

Para que el aparato funcione necesita la aplicación de corriente eléctrica alterna de 60 Hz y 105-125V que se obtiene enchufando la punta de tres bornes de cable de corriente a un contacto a la línea de corriente eléctrica del edificio (si el contacto no es de tres entradas, se puede usar un adaptador) y la punta de tres perforaciones a los tres bornes para este propósito se encuentran en la parte trasera del aparato.

4) componentes de operación:

a) Interruptor del aparato:

Este controla la entrada de corriente alterna al colocarlo en una posición de encendido (ON). Lo anterior se ve indicado por un foco que se enciende y por el sonido del motor que hace correr el papel. ESTE MOTOR NO SE DEBE DEJAR ENCENDIDO SE NO ESTÁ CORRIENDO EL PAPEL. No es necesario encender el aparato antes de iniciar un registro.

b) Perilla reguladora de velocidad de papel:

Ésta trabaja por medio de un potenciómetro. La rotación de esta perilla en sentido de las manecillas del reloj produce un incremento en el corrió de papel de 0 a 25mm por segundo. La calibración de esta velocidad se establece midiendo la distancia entre dos marcas en el papel (señaladas por el marcador de eventos) dividida entre el tiempo que tardó en recorrer esa distancia. Esta velocidad quedará regulada con base en los requerimientos del registro que se vaya a hacer. Esta perilla sólo controla la velocidad de corrido de papel. El corrido como tal se inicia o interrumpe al bajar o levantar la palanca de la rueda arrastradora de papel.

c) Canal de marcaje de tiempo y eventos:

Este canal marca intervalos de tiempo de 1, 5, 30 y 60 segundos, de acuerdo con la posición en que se coloque la perilla de intervalos de tiempo. El Marcaje de eventos se hace con el transductor señalador de eventos al presionar el botón ubicado en su parte terminal. La frecuencia y duración de estos eventos se controlan enteramente por el operador.

d) Canal de transducción:

Para la operación de este canal se requiere aún tipo de transductor. Este último, una vez conectado, puede ser calibrado de la siguiente manera:

I) Rotar la perilla de centrado de manera tal que la plumilla quede ajustada a la línea horizontal más próxima del papel cuadrículado, la cual nos representará la línea basal del registro.

II) Aplicar un cambio conocido de peso, fuerza, presión etc. A través del transductor según su tipo. Después, se gira la perilla de sensibilidad lentamente hasta obtener un desplazamiento satisfactorio de la plumilla, que representará una unidad de comparación.

III) Al quitar la fuente de cambio, se vuelve a ajustar la línea basal.

IV) Repetir los pasos II y III hasta que la plumilla regrese a la línea basal establecida y el desplazamiento de la plumilla por unidad de fuente de cambio sea satisfactoria.

V) El interruptor de la polaridad determina la posición del registro en relación con la línea basal.

e) Canal de bipotencial:

Este canal tiene una alta ganancia, sin embargo, los registros que se pueden lograr con este canal requieren de un preamplificador. Lo anterior es debido a que las señales que se producen estos registros se caracterizan por su baja impedancia. Tales señales son producidas por biopotenciales tales como: Electrocardiogramas (ECG), electroencefalogramas (EEG), electromiogramas (EMG) y electrooculogramas (EOG).

ANEXO II

EL OSMÓMETRO

Introducción:

El osmómetro, modelo 2007, es un instrumento de precisión que mide el descenso en el punto de congelación. Ya que el punto de congelación de una solución está en relación inversa con la concentración de dicha solución, el osmómetro es capaz de medir la concentración de dicha solución, el osmómetro es capaz de medir la concentración a partir de su punto de congelación.

El osmómetro es un sistema completo, el cual analiza una muestra al sobreenfriarla hasta una temperatura definida con una tasa uniforme de enfriamiento. Lo anterior lo logra aislando la muestra en un ambiente congelante para que luego, por agitación, se propicie la formación de hielo. Durante el proceso anterior se monitorea la

temperatura de la muestra.

Instalación y manejo:

1) Partes:

Dentro de la cabeza operadora se encuentra un agitador y un termistor. Ésta se desplaza verticalmente, permitiendo así colocar la muestra en el orificio de la cámara refrigerante. ES DE SUMA IMPORTANCIA TENER MUCHO CUIDADO CON LA CABEZA OPERADORA, YA QUE EL TERMISTOR ES UNA PIEZA MUY DELICADA. La función principal de esta cabeza es monitorear los cambios de temperatura y propiciar la formación de hielo.

La cámara refrigerante, que contiene anticongelante, reduce la temperatura de forma uniforme en la muestra, logrando así el sobreenfriado. La temperatura se mantiene de forma muy precisa con un controlador proporcional que se activa automáticamente. Finalmente, en la parte frontal del instrumento se encuentran los controles de calibración, los controles de determinación, el dial de lectura y el indicador de temperatura.

2) Determinaciones:

- a) Una vez conectado el aparato, se presiona el botón de apagado y encendido (OFF), con lo cual el aparato se enciende. En este momento hay que verificar que el medidor gráfico de temperatura marque cero.
- b) Se separan aproximadamente 15min., con lo cual se permite que la cámara refrigerante alcance una temperatura apropiada para poder sobreenfriar las muestras.
- c) En uno de los tubos para muestra se colocan 0.2ml de solución valorada. Existen tubos de muestra los cuales utilizan 2ml de solución para hacer la determinación. Sin embargo, se recomienda utilizar los tubos de 0.2ml de muestra, ya que la mayoría de las muestras usadas en el desarrollo de las prácticas de este manual no exceden de un mililitro.
- d) Se coloca la muestra en el orificio de la cámara refrigerante y con cuidado se baja la cabeza operadora. A continuación se procede a oprimir el botón de enfriado (COOL), este procedimiento ocasionará que la aguja del indicador gráfico se mueva hacia la izquierda del operador.
- e) Al indicar la aguja -1.6 presionar el botón de homogeneizado (HOLD). Una vez que la aguja alcance el valor -2.0 se presiona el botón de implantación (SEED). Después de lo anterior se esperan 30 segundos.
- f) Al cabo de estos 30 segundos se presiona el botón de lectura (READ) y se ajusta la aguja del medidor gráfico de temperatura a cero con ayuda del dial. Una vez ajustado a cero, la escala del dial dará la presión osmótica directamente en miliosmoles.
- g) Se recomienda hacer la medición para cada muestra un mínimo de dos veces.
- h) Finalmente se debe lavar el termistor con agua destilada cada vez que se vaya a realizar la determinación de una solución problema. Esto se hace con una pizeta, cuidando que el lavado no caiga en el orificio de la cámara refrigerante (colectar el lavado en un vaso de precipitados), el excedente de agua que quede en el termistor se seca con papel absorbente.

3) Calibración:

Este aparato, al igual que todos los anteriores, requiere ser calibrado. Esta calibración es a dos niveles:

Calibración del termistor: Sólo es necesaria cuando se reemplaza el termistor. De no ser este el caso, el termistor instalado de fábrica ya viene calibrado.

Calibración del intervalo de medición: los intervalos que maneja el aparato van de 0 a 1000, de 1000 a 2000 y 2000 a 3000 miliosmoles. Una vez seleccionado el intervalo a trabajar se procede a calibrar de acuerdo con los siguientes pasos, donde se utilizan los botones del subpanel.

- a) Para cada uno de los intervalos existen soluciones valoradas provenientes de fábrica, por ejemplo con una solución valorada de 500 mOsm se puede calibrar el aparato en un intervalo de 0 a 1000 mOsm.
- b) Se coloca el selector de intervalo en el intervalo deseado (de 0 a 1000 para este caso) y el dial se coloca en 500.
- c) Se congela la muestra de igual manera como se mencionó en el punto relacionado con determinaciones. Al momento de llevar la aguja del indicador gráfico de la temperatura a cero, en vez de hacerlo con el dial, se hace con el calibrador de intervalos medio. Este paso se realiza por duplicado.
- d) El paso anterior se repite, sólo que ahora se congela una solución valorada de concentración cuyo valor queda dentro del intervalo elegido (en este caso de 0 a 1000mOsm). Para este caso utiliza una solución de 100mOsm. La única diferencia es que ahora el ajuste en el indicador gráfico de temperatura a cero se hará con el calibrador de solución diluida. Este paso se realiza por duplicado.
- e) Una vez realizado lo anterior, el osmómetro estará calibrado y listo para llevar a cabo las determinaciones.

ANEXO III

EL OXÍMETRO

Introducción:

El medidor YSI modelo 57 mide el oxígeno disuelto y la temperatura en un cuerpo de agua por medio de un electrodo aislado del medio en su parte terminal por una membrana; éste contiene los transductores para la medición de temperatura y oxígeno. La membrana del electrodo es permeable al oxígeno y otros gases. Cuando se aplica un voltaje polarizante a través del transductor de oxígeno, el oxígeno que se ha difundido por la membrana reacciona en el cátodo causando un flujo de corriente. Así entonces, entre más oxígeno disuelto mayor difusión de éste y por lo tanto más flujo de corriente. El

oxígeno disuelto se mide directamente en escalas que pueden ir de 0-5, 0-10 y 0-20 mg/ l, dependiendo de las necesidades del usuario. La temperatura se indica en una escala de -5°C a 45°C.

Instalación y Manejo:

1) Instalación:

Para la medición de oxígeno disuelto se requiere de conectar el electrodo tipo Clark al cuerpo del aparato, para luego realizar los pasos de calibración.

2) Calibración:

a) Colocar la perilla del agitador en posición de apagado (off). Colocar la perilla de cambios en posición cero (zero). Con la perilla cero ajustar la aguja del medidor gráfico a cero.

b) Colocar la perilla de cambios en posición línea roja (red line) y ajustar a línea roja del indicador gráfico.

c) Conectar el electrodo al instrumento y esperar 15 minutos para que el electrodo se estabilice. Este se mantiene expuesto al aire.

d) Colocar a perilla de cambios en posición cero y ajustar nuevamente la aguja del medidor gráfico a cero.

e) Colocar la perilla de salinidad en posición dulce (fresh).

f) Colocar la perilla de cambios en posición temp. y hacer la lectura.

g) Con la temperatura señalada por el electrodo y la presión atmosférica local real se determinan los valores de calibración. Consultando las tablas I y II.

Ejemplo: Para una temperatura registrada por el electrodo= 21°C y una altitud= 1000 ft. De la tabla I, el valor de calibración para 21°C es de 8.9ml/l. De la tabla II el factor de altitud para un valor de 1000 ft es de aproximadamente 0.96. Así el valor correcto de calibración es: (8.9ml/l) (0.96)= 8.54mg/l

Tabla I-Solubilidad del oxígeno en agua dulce

temperatura °C	Mg/l disueltos de oxígeno	Temperatura °C	mg/l disueltos de oxígeno
0	14.6	23	8.56
1	14.19	24	8.4
2	13.81	25	8.24

3	13.44	26	8.09
4	13.09	27	7.95
5	12.75	28	7.81
6	12.43	29	7.67
7	12.12	30	7.54
8	11.83	31	7.41
9	11.55	32	7.28
10	11.27	33	7.16
11	11.01	34	7.05
12	10.76	35	6.93
13	10.52	36	6.82
14	10.29	37	6.71
15	10.07	38	6.61
16	9.85	39	6.51
17	9.65	40	6.41
18	9.45	41	6.31
19	9.26	42	6.22
20	9.07	43	6.13
21	8.9	44	6.04
22	8.72	45	5.95

Tabla II-Factor de corrección de altitud

Presión Atmosférica mmHg	Equivalente de altitud en pies	Factor de corrección
775	540	1.02
760	0	1
745	542	0.98
730	1094	0.96
714	1688	0.94
699	2274	0.92
684	2864	0.9
669	3466	0.88
654	4082	0.86
638	4756	0.84
623	5403	0.82

608	6065	0.8
593	6744	0.78
578	7440	0.76
562	8204	0.74
547	8939	0.72
532	9694	0.7
517	10472	0.68
502	11273	0.66

h) Colocar la perilla de cambios en posición de intervalo elegido para la medición de oxígeno disuelto (0-5, 0-10 ó 0-20) y con la perilla de calibrado (calíbrate) ajustar el medidor gráfico al valor correcto de calibración determinado en el paso g.

3) Medición:

- a) Ajustar la perilla de salinidad a la salinidad de la muestra.
- b) Colocar la perilla del agitador en posición encendido (ON).
- c) Una vez que se estabiliza el medidor gráfico se toma la medida del oxígeno disuelto de acuerdo con el intervalo de lectura elegido.
- d) Se recomienda dejar encendido el instrumento en mediciones continuas para evitar la repolarización del electrodo.

4) Cuidados generales:

- a) Reemplazar las baterías del instrumento cuando sea imposible ajustar la aguja del medidor gráfico con la perilla de línea roja.
- b) La perilla del agitador en su posición prueba de energía muestra la energía de las baterías del agitador en la escala roja de 0-10 Volts. No se recarguen las baterías cuando indiquen por arriba de los 6.0 Volts.
- c) La duración de la membrana dependerá del uso que se le dé. Su reemplazo promedio es de dos a cuatro semanas. Se recomienda guardar el electrodo en un ambiente húmedo para prevenir la desecación de la membrana.
- d) Finalmente es conveniente calibrar el aparato diariamente o previo a su uso después de haber sido usado y apagado.

ANEXO IV

EXPRESIÓN DE CONCENTRACIONES

Nombre	símbolo	soluto	solvente	Solución
%en peso	%	No. de gramos	-	100g
g/100ml	-	No. de gramos	-	100ml
Volumen/volumen	v/v	Volumen	Volumen	-
Fracción molar de soluto	Xs	No. de moles	-	1 mol
Fracción molar de solvente	Xd	-	No. de moles	1 mol
Molalidad	M	No. de moles	1 Kg	-
Osmolalidad	Osm	No. de osmoles	1 Kg	-
Molaridad	M	No. de moles	-	1 L
Normalidad	N	No. de equivalentes	-	1 L

ANEXO V

SOLUCIONES FISIOLÓGICAS

Desde 1954 se describieron las soluciones fisiológicas como aquellas que tienen las concentraciones iónicas y la presión osmótica necesarias para que las células puedan sobrevivir en ellas por periodos de tiempo prolongados sin daño. En un estudio ya clásico, Sidney y Ringer (1883) expresaron que una solución utilizada para un baño, en la cual la proporción de los iones constituyentes no sea correcta, provocará la muerte rápida del tejido con el que entre en contacto. Mientras que una solución en la que los diferentes iones están presentes con un balance apropiado, podrá prolongar la vida de un órgano aislado durante horas e incluso días. La solución salina equilibrada desarrollada originalmente por Sidney y Ringer en 1883 para el corazón de rana ha sido modificada para su uso con otros animales y tejidos. Estas modificaciones se denominan, a menudo,

soluciones Ringer, seguidas por el nombre los investigadores que las modificaron. Las soluciones fisiológicas se denominan frecuentemente salinos, pero muchos biólogos prefieren restringir ese término a las soluciones isotónicas de NaCl.

A continuación hay una tabla con la información necesaria para elaborar soluciones fisiológicas. Sólo se incluyen los tipos de organismos que más comúnmente se usarán para llevar a cabo las prácticas propuestas por este manual.

Composición de salinos y soluciones fisiológicas (sales en g/l de solución)

	fluidos	NaCl	KCl	CaCl ₂	MgCl ₂	MgSO ₄	NaHCO ₃	Na ₂ HPO ₄	Na ₂ HPO ₄	Observaciones
Mamíferos, aves y reptiles	Salino	9								
	Locke	9	0.42	0.24			0.2			1g de glucosa*
	Tyrode	8	0.2	0.2		0.15	0.1		0.04	1g de glucosa*
Anfibios	Salino	6								
	Ringer	6.5	0.14	0.12			0.2			
	Harris	5.3	0.22	0.22		0.12	2.52	0.33	0.07	0.5 g de glucosa
Teleósteos agua de agua dulce	Hickman	6.4	0.15	0.22		0.12	0.08		0.06	
Teleósteos marinos	Forsterk & Hong	7.8	0.18	0.16	0.09		0.08		0.06	
Tiburones	Nichols	16.4	0.89	1.11			0.08		0.06	22g de ureasa
Crustáceos marinos	Cole	26.7	1.11		0.36	0.62	0.38			3.4 g de CaSO ₄ , tamponar con 17.6ml de Ac. Bórico 0.5 M más 0.95ml de NaOH por 1 de Sol.

ANEXO VI

PRÁCTICAS DE LABORATORIO *Formato de Reporte de Prácticas*

CARACTERÍSTICAS TIPOGRÁFICAS

Arial, 12 puntos, mayúsculas y minúsculas, interlineado 1.5 y márgenes 2.5 cm izquierda y el resto 2 cm

PORTADA

Nombre de la institución, el área y departamento, la carrera, la materia a la que pertenece el trabajo, el título de la práctica y el número de la misma; nombre completo del autor(es) y la fecha de entrega del documento. La portada tendrá que ir en la parte superior de la primera hoja, centrada y en negritas (tipo artículo científico)

INTRODUCCIÓN

Deberá contener la información necesaria para adentrarse en el tema de la investigación realizada (bosquejo), evitando incluir aspectos no relacionados con los objetivos del trabajo. Su extensión no debe de sobrepasar las dos cuartillas.

OBJETIVO GENERAL

Se reproduce el objetivo general fijado en la práctica.

OBJETIVOS ESPECÍFICOS

El alumno establece los objetivos específicos de acuerdo a la práctica y estos deben ser claros y breves.

MATERIAL Y MÉTODOS

Se describirán de manera clara y explícita (indicando las técnicas y material utilizado) los pasos que se siguieron durante la realización de las prácticas del laboratorio, sin mencionar el número de sesiones que requirió. La redacción de la metodología debe ser en prosa (no un listado de actividades) de tal forma que cualquier lector pueda repetir los pasos seguidos. Los verbos usados estarán en forma impersonal, en tiempo pasado. Ejemplo: se realizó un desprendimiento...; se describió...; se analizó...., etc.

RESULTADOS

En esta parte se describirán los principales logros obtenidos en la práctica. Estos deben ser concordantes con los objetivos generales y específicos y deberán hacer referencia a figuras y tablas. Las figuras llevarán el título a pie de figura. Las tablas llevarán el título como encabezado. Todas deberán ir centradas y numeradas en arábigo. En los resultados no se ponen citas.

DISCUSIÓN Y CONCLUSIONES

Cuando así sea determinado por el docente, este apartado se incluirá en el reporte. Se interpretarán los resultados contrastándolos con los antecedentes. Se establece el punto de vista personal o grupal. Es necesario que la discusión esté apoyada en referencias actualizadas. Las conclusiones se expresarán en la parte final, mediante enunciados, en sentido afirmativo y sugerencias para trabajos posteriores.

REFERENCIAS

La lista de referencias deberá ordenarse alfabéticamente; si hay varios artículos del mismo autor, los más antiguos aparecen primero.

Ejemplos:

Libro:

Zar JH, 1996. Biostatistical analysis. 3ª ed. Prentice Hall, Nueva Jersey. 662 p.

Capítulo de libro:

Woodwick KH, 1977. Lecithotrophic larval development in *Boccardia proboscidea* Hartman. En: Reish DJ y Fauchald K(eds.), Essays on the polychaetous annelids in memory of Dr. Olga Hartman. Allan Hancock Foundation, Los Angeles, p. 347-371.

Tesis:

Navarro-Fernández E, 2000. Distribución de primates (Cebidae) en Campeche, México: un análisis para su conservación. Tesis de Maestría, ECOSUR, Chetumal. 48 p.

Artículo en revista especializada:

Simon JL, 1967. Reproduction and larval development of *Spio setosa* (Spionidae, Polychaeta). Bulletin of Marine Science 17: 398-431.

Bjorndal KA, Bolten AB, Chaloupka MY, 2000. Green turtle somatic growth model: Evidence for density dependence. Ecological Applications 10(1): 269–282.

Referencia de Internet

IUCN, 2007. IUCN red list of threatened species. Consultado 1 de mayo 2007. www.iucnredlist.org

NOTA:

Se hará referencia a las citas en los apartados de: Introducción, Material y Métodos, Discusión y Conclusiones. Una forma para hacer referencia a las citas es la siguiente:

Los eventos de especiación en ambientes marinos se relacionan con la especialización trófica (Hoelzel, 1998).

Para las referencias en el texto, especifique:

El apellido del autor (sin iniciales), coma y el año (Sánchez, 1993).

Si hay dos autores, mencione a ambos (ejemplo: Sánchez y Vázquez, 1993).

Si hay tres autores o más, use et al. (Sánchez et al., 1993).

Las referencias en el texto deberán ordenarse cronológicamente.

PROPUESTA DE PONDERACIÓN DE LOS APARTADOS DEL REPORTE:

1. Introducción	20%
2. Metodología	10%
3. Resultados	30%
4. Discusión	30%
5. Bibliografía	10%