

UNIVERSIDAD JUÁREZ AUTÓNOMA DE TABASCO

DIVISIÓN ACADEMICA MULTIDISCIPLINARIA DE LOS RÍOS



PRÁCTICAS DE LABORATORIO INGENIERÍA EN ACUACULTURA



M en C. Raúl Enrique Hernández Gómez
M en C. Jorge Víctor Hugo Mendiola Campuzano
M en C. Leonardo Ismael Navarro Angulo

01/01/2008

DIRECTORIO

M. A. CANDITA VICTORIA GIL JIMÉNEZ

Rectora

M.P.E.S. MARÍA ISABEL ZAPATA VÁSQUEZ

Secretaria de Servicios Académicos

DR. JOSÉ MANUEL PIÑA GUTIÉRREZ

Secretario de Servicios Administrativos

C.P. MARIO FLORES VIDAL

Director de la DAMR

FAUSTO IV FLORES CÓRDOVA

Coordinador de Docencia de la DAMR

JOSÉ LUIS HERNÁNDEZ JUÁREZ

Coordinador Administrativo

M.T.E. SANDRA AGUILAR HERNÁNDEZ

Coordinadora de Estudios Básicos de la DAMR.

CONTENIDO

I.- INTRODUCCIÓN

2

II.- OBJETIVO

III.- BIOLOGÍA DE LA REPRODUCCIÓN

IV.- SANIDAD ACUÍCOLA

V.- CONTROL DE ENFERMEDADES

VI.- FISILOGIA DE ORGANISMOS ACUATICOS

VII.-TECNICAS DE LABORATORIO

VII.- BIOLOGIA PESQUERA

IX.- CULTIVO DE MOLUSCOS

X.- ZOOLOGIA DE ORGANISMOS ACUATICOS

XI.- QUIMICA GENERAL

I.- INTRODUCCIÓN

El programa educativo de ingeniería en acuacultura es una licenciatura que tienen como finalidad formar jóvenes emprendedores y con competencias laborales que les permitan insertarse a la labor acuícola en las diferentes áreas de la acuacultura: piscicultura, camaronicultura, ostricultura entre otras ramas, en las cuales tienen que emplear los conocimientos y competencias adquiridas durante su formación. Este manual de prácticas de laboratorio y campo forman parte de la enseñanza y aprendizaje práctico en cada una de las asignaturas de las cuatro áreas del mapa curricular: Área General, Área Sustantiva Profesional, Área de Formación Integral Profesional y Área de Formación Transversal.

II.- OBJETIVO

El objetivo de este manual es proporcionar las herramientas prácticas relacionadas con el aprendizaje y formación de los estudiantes de la carrera de ingeniería en acuacultura, elaborado con la finalidad de que adquieran las competencias en cada una de las asignaturas en las cuatro áreas de formación académica.

III.- BIOLOGÍA DE LA REPRODUCCIÓN

PRÁCTICA 1

Higiene y seguridad del laboratorio

Objetivos:

1. Conocerá las reglas básicas de higiene y de seguridad que se deben observar en un laboratorio de química.
2. Conocerá el material básico del laboratorio, su manejo y las precauciones que se deben tener al utilizarlo.
3. Identificará algunas de las sustancias químicas empleadas comúnmente, sus usos y precauciones.

5

Introducción

El laboratorio de química es el lugar donde se comprueba la validez de los principios químicos. Es fundamental para ello contar con el material adecuado y realizar análisis químicos confiables. Este último aspecto implica, entre otras cosas, conocer las características de los reactivos utilizados en el experimento (Garzón, 1986).

Brown y cols. (1991) comentan que un laboratorio de química no es un sitio peligroso si el experimentador es prudente y sigue todas las instrucciones con el mayor cuidado posible.

- Es importante no tratar de realizar experimentos por si solos, sin tener la aprobación del instructor.
- La mayor parte de las sustancias químicas con las que se trabaja en el laboratorio son tóxicas, debido a ello, nunca deberá ingerirse ni oler alguna de ellas.
- En ocasiones, es necesario reconocer una sustancia por su olor. La manera adecuada de hacerlo consiste en ventilar, con la mano, hacia la nariz un poco del vapor de la sustancia y aspirar indirectamente (nunca Inhalar directamente del recipiente).

- Muchas sustancias producen vapores nocivos para la salud o son explosivas. Esta Información se puede conocer a partir de la etiqueta que acompaña al recipiente que contiene a la sustancia. Es fundamental leer la etiqueta antes de utilizar el reactivo.
- En caso de heridas, quemaduras con llama o salpicaduras de sustancias caústicas, se debe acudir inmediatamente con el profesor y, si el caso lo amerita, se debe consultar al médico.
- Se debe tener cuidado con los bordes agudos del material de vidrio, si se detectan algunos, se deberán redondear con la flama del mechero o con una lima.
- Es indispensable el uso de bata cuando se trabaje en el laboratorio.
- Debido a la alta peligrosidad de los reactivos, está prohibido estrictamente introducir alimentos al laboratorio.
- Cuando la sesión experimental haya finalizado, el alumno deberá limpiar su lugar de trabajo y se deberá cerciorar de que las llaves del gas y del agua queden cerradas.
- Antes de salir del laboratorio, el alumno deberá lavarse las manos.

Materiales, equipos y reactivos

Se realizará una visita guiada en el laboratorio para describir los materiales, equipos y reactivos para que el alumno conozca el funcionamiento y uso de cada uno de ellos.

Procedimiento (o método)

1. El profesor indicará los puntos más importantes del reglamento de higiene y seguridad que se deben observar en el laboratorio de química.

2. El profesor mostrará a los alumnos el material más común que se utiliza en el laboratorio de química, señalando sus usos y las precauciones que hay que tener durante su manejo.
3. El profesor mostrará algunos reactivos de uso común en el laboratorio, señalando sus características, usos y cuidados que se deben tener al utilizarlos.

Evaluación de la práctica

7

El alumno deberá contestar las preguntas de la práctica y deberá entregar un reporte de ella, en la que deberá incluir fotografías de la práctica realizada.

Preguntas

1. Indique el nombre del material de laboratorio que podría emplearse para:
 - a) Medir volúmenes.
 - b) Mezclar reactivos en fase líquida o en solución.
 - c) Efectuar reacciones de neutralización.
2. Investigue las características del vidrio pyrex que normalmente se utiliza en la fabricación del material de vidrio en el laboratorio.
3. Mencione algunas otras medidas de seguridad, diferentes a las indicadas por el profesor y que, desde su punto de vista, son también importantes en el trabajo de laboratorio.
4. Indique en qué tipo de recipientes se deben almacenar soluciones:
 - a) Muy básicas.
 - b) Inestables a la luz.
5. Elija un reactivo específico de los mencionados por el profesor durante la sesión y anote la información que contiene la etiqueta que acompaña al recipiente.

Bibliografía

Brown T.L., Lemay H.E. y Bursten, B.E. (1991). “Química: La ciencia central”.
Edit. Prenties & Hall. México, D.F. 4-13 pp.

Garzón G.G. (1986). “Fundamentos de química general”. Edit., Mc Graw-Hill, México, D.F. 211 pp.

Ocampo G.A. (1983). “Prácticas de química”. Edit. Publicación Cultural, Primera Reimpresión, México, D.F. 1-2 pp.

PRÁCTICA 2

Determinación de sexo y dimorfismo sexual en peces

Objetivo:

1. El alumno conocerá las principales diferencias que presentan los peces para poder determinar su sexo.

9

Introducción

Los peces constituyen una superclase zoológica de vertebrados acuáticos de sangre fría que tienen, en general, forma aerodinámica y fusiforme adecuada para moverse en el medio acuático con el menor gasto posible de energía. Existen dos clases vivientes del gran grupo peces: la de los peces cartilagosos (Condroíctios) y la más amplia de peces óseos (Osteíctios). Generalmente los peces tienen los sexos separados y muchas especies presentan un evidente dimorfismo sexual, los machos son diferentes en forma y color de las hembras (Buxade, 1997).

En la reproducción de los peces se puede observar tres líneas básicas, claras y precisas. Por un lado, existen ejemplares vivíparos; peces que depositan sus huevos fecundados para dar origen a su prole. La fertilización se produce de modo externo y/o interno. Teniendo en cuenta la enorme variedad de fauna acuática, se dice que hay 40 familias con unas 420 especies (Cartilaginosos y Elasmobranquios en su mayoría) cuya forma de perpetuarse sigue este método. En cuanto a los peces óseos, la reproducción vivípara está presente en 13 familias con unas 510 especies. Por otro lado, existen peces que se definen como ovovivíparos. La fertilización se realiza por lo general de forma interna, pero los huevos son 'guardados' por la hembra hasta que tiene lugar la eclosión de los mismos. La alimentación de los futuros peces se realiza, no por medio de la hembra como se podría llegar a pensar, sino a través del vitelo del huevo. El tercer patrón de reproducción es el ovíparo; el más extendido entre los peces. Este tipo de reproducción se lleva a cabo mediante fertilización externa, siendo los huevos expulsados al exterior. Este momento se conoce por el nombre de desove, es decir, la

acción que practica la hembra de un pez al soltar sus huevos al medio acuático y/o al nido (Lagler y cols., 1984).

Dentro del desove se distinguen dos tipos dentro de los peces: los desovadores pelágicos y los desovadores demersales. En el caso de los primeros, los huevos se expulsan directamente al exterior en la columna de agua. Las corrientes de agua son las encargadas de ir dispersando a las futuras crías. Por su parte, los desovadores demersales tienen la característica de producir unos huevos de densidad mayor a la del agua, así estos quedan pegados al fondo. Los huevos de los demersales tienen un volumen mayor que el de los pelágicos y al mismo tiempo, los embriones toman más tiempo para su desarrollo dentro del huevo. Un dato curioso es que algunas especies ovíparas cuidan sus huevos hasta que llega el momento de la eclosión, demostrando un auténtico sentido maternal (Torres-Orozco, 1991).

Distinguir el sexo de un pez no siempre es una tarea fácil. Los órganos sexuales o gónadas se localizan dentro de su cuerpo por lo que, a simple vista, será complicado afirmar quién es macho y quién es hembra. Hay ocasiones en la que los órganos sexuales son visibles porque algunos peces han mutado una aleta en un órgano copulador (gonopodio). De esta forma, el macho puede fecundar los huevos localizados en la hembra de forma interna; éste es el caso de los Poecílidos. Sin embargo, en otras especies no se observan diferencias en los órganos sexuales, es por esto que tendrá que recurrirse a datos de otro tipo para que nos ayuden a determinar el sexo de los peces. Estos rasgos de carácter secundario pueden ser el color, el tamaño del cuerpo o la forma y tamaño de las aletas. En muchas ocasiones, este tipo de rasgos no serán definitorios y habrá que fijarse en aspectos como el comportamiento (Club del Mar, 2008).

Es importante señalar que existen especies que suelen presentar cierto tipo de hermofroditismo, por lo que en alguna etapa de su vida se comportan como especímenes de un sexo y después se presenta un cambio de sexo (Salmónidos, Centropómidos, etc.).

El dimorfismo sexual se puede definir como la diferencia física entre machos y hembras de una misma especie. Los sexos se diferencian por la forma de los genitales, a esto se llama dimorfismo sexual primario por oposición al secundario, que agrupa las

diferencias que no son físicamente necesarias para el transporte de los gametos. El dimorfismo sexual secundario puede afectar al tamaño, la forma, el color, la voz y la presencia o ausencia de determinados atributos. Cuando se habla de dimorfismo sexual sin más indicación, suele entenderse que se habla de dimorfismo sexual secundario. Charles Darwin propuso la teoría de la selección sexual para explicar el dimorfismo sexual secundario (Encarta, 2008).

Materiales, reactivos y equipos

1. Dos ejemplares de peces.
2. Charola de disección.
3. Solución de cloro al 30%.
4. Estuche de disección.
5. Guantes de látex.
6. Lupa.
7. Bolsas de plástico.
8. Ictiómetro.
9. Balanza electrónica.
10. Alcohol al 90%.

Procedimiento (o método)

- a) Coloque en la charola los dos ejemplares de peces y observe las características externas de cada uno de ellos (tamaño, color, cabeza, dientes, poros urogenitales, aletas, ojos, etc.). Haga una ficha que incluya la información básica de cada especie (nombre común y científico, fecha de captura, método y arte de pesca, medidas, etc.).
- b) Tome cada ejemplar y determine los parámetros de medición básicos (longitud patrón, longitud total, altura, grosor, longitud y altura de las aletas y peso) con el Ictiómetro y la balanza electrónica.
- c) Anote sus observaciones que hasta éste momento ha realizado.

- d) Con el estuche de disección realice un corte en la cavidad abdominal y retire cuidadosamente las gónadas.
- e) Observe las gónadas para determinar el sexo de cada ejemplar y anote sus observaciones.
- f) Pese las gónadas de cada ejemplar.
- g) Conserve las gónadas en el alcohol para su conservación.
- h) Con la solución de cloro al 10% limpie cuidadosamente el área de trabajo.

Evaluación de la práctica

El alumno realizará el reporte de la práctica, en la cual deberá de contestar las preguntas y anexar fotografías de las actividades realizadas durante la práctica.

Preguntas

1. En las primeras observaciones, ¿Pudo determinar el sexo de cada ejemplar?
2. ¿En base a que características pudo determinar el sexo de cada organismo?
3. Al realizar la disección y observar las gónadas, ¿Pudo corroborar el sexo de los ejemplares?
4. ¿Qué aspectos más sobresalientes observó para determinar el sexado de cada organismo?
5. Haga un listado del dimorfismo sexual que observó en cada ejemplar.
6. En base a sus observaciones, ¿Las especies acuáticas presentan un marcado dimorfismo sexual?
7. ¿Por qué?

Bibliografía

Buxáde C.C. (1997). “Zootecnia, bases de la producción animal: producción animal acuática”. Edit. Mundi.Prensa. Tomo XIII. Madrid, España. 15-17, 115-145 pp.

Enciclopedia Encarta. (2008). “Dimorfismo sexual”. Microsoft® Encarta.

Lagler K.F., Bardach J.E., Miller R.R. y May-Passino D.R. (1984). "Ictiología". Edit. AGT Editor, S.A. México, D.F. 125-163 pp.

Torres-Orozco B. R. (1991). "Los peces de México". Edit. AGT Editor, S.A. México, D.F. 16-17; 198 pp.

PRÁCTICA 3

Determinación de madurez gonádica en peces

Objetivo:

El alumno observará los diferentes estadios de madurez gonádica que presentan los peces para su reproducción.

Introducción

14

Las escalas empíricas de maduración gonádica se establecen en base a la maduración de los productos sexuales y al crecimiento de las gónadas en la cavidad celómica. Por ello se debe de sacrificar al pez, realizar la disección y poner al descubierto las gónadas (Rodríguez-Gutiérrez, 1992).

El estado de madurez gonádica se puede determinar de acuerdo a la escala internacional de maduración gonádica de los peces, propuesta por Rosas (1981):

ESTADIO	CARACTERÍSTICAS
I	Gónadas delgadas, color pálido, no se diferencian los testículos ni los ovarios. Peces jóvenes. Edad aproximada de 3 a 4 meses.
II	Ovarios y testículos delgados, se alcanza a ver el contorno de los óvulos a través de la membrana ovárica. Edad aproximada de 4 a 5 meses.
III	Ovarios más gruesos, óvulos de color amarillo de diferentes tamaños; los ovarios ocupan más o menos la mitad de la cavidad visceral. Testículos también más grandes y de color blanco. Edad aproximada de 5 a 6 meses.
IV	Los ovarios ocupan más de la mitad de la cavidad visceral, los testículos son de color lechoso y los ovarios de color amarillento más acentuado, hay un aumento marcado en el volumen de las gónadas. Edad aproximada de 6 a 8 meses.
V	Los ovarios y testículos ocupan casi toda la cavidad visceral, los óvulos están próximos al desove. Edad aproximada de 8 a 10 meses.
VI	Estadio en que los ovarios y testículos expulsan con facilidad productos sexuales. Los óvulos salen sin sangre e independientemente uno de otro, la madurez del óvulo y espermatozoide es óptima para realizar su fecundación. Edad aproximada de 10 a 12 meses.
VII	Las gónadas se encuentran vacías y flácidas. La talla aproximada es variable dependiendo de la especie.

Materiales, reactivos y equipos

1. Dos ejemplares de peces (un macho y una hembra).
2. Charola de disección.
3. Solución de cloro al 30%.
4. Estuche de disección.
5. Guantes de látex.
6. Microscopio estereoscópico y óptico.
7. Bolsas de plástico.
8. Ictiómetro.
9. Balanza electrónica.
10. Alcohol al 90%.

Procedimiento (o método)

- a) Coloque en la charola los dos ejemplares de peces y observe las características externas de cada uno de ellos (tamaño, color, cabeza, dientes, poros urogenitales, aletas, ojos, etc.). Haga una ficha que incluya la información básica de cada especie (nombre común y científico, fecha de captura, método y arte de pesca, medidas, etc.).
- b) Tome cada ejemplar y determine los parámetros de medición básicos (longitud patrón, longitud total, altura, grosor, longitud y altura de las aletas y peso) con el Ictiómetro y la balanza electrónica.
- c) Con el estuche de disección realice un corte en la cavidad abdominal y retire cuidadosamente las gónadas.
- d) Pese y mida las gónadas de cada ejemplar.
- e) Observe las gónadas de cada ejemplar y anote sus observaciones.
- f) En un microscopio estereoscópico observe las gónadas femeninas y determine el grado de madurez de acuerdo con la tabla descrita por Rosas (1981).
- g) En un microscopio óptico observe las gónadas masculinas y determine el grado de madurez de acuerdo con la tabla descrita por Rosas (1981).

h) Con la solución de cloro al 10% limpie cuidadosamente el área de trabajo.

Evaluación de la práctica

El alumno realizará el reporte de la práctica, en la cual deberá de contestar las preguntas y anexar fotografías de las actividades realizadas durante la práctica.

16

Preguntas

- ¿En qué estado de madurez se encontraron las gónadas femeninas?
- ¿En qué estado de madurez se encontraron las gónadas masculinas?
- ¿Qué aspectos más sobresalientes observó en cada organismo?
- ¿Qué espacio ocuparon las gónadas en la cavidad visceral

Bibliografía

Rodríguez-Gutiérrez M. (1992). “Técnicas de evaluación cuantitativa de la madurez gonádica en peces”. Edit. AGT Editor, S.A. 8-10 pp.

Rosas M. (1981). “Biología acuática y piscicultura en México”. Edit. por la Dirección General de Ciencia y Tecnología del Mar. SEP. México D.F. 2-23 pp.

PRÁCTICA 4

Determinación del índice gonádico y de fecundidad en peces

Objetivo:

El alumno determinará el índice gonádico presente en los peces y la importancia que representa.

17

Introducción

Los órganos reproductores de los peces son como un saco de cuya pared interior se producen los ovocitos o el espermatozoide. En los peces que todavía no han llegado a la madurez, las gónadas son muy pequeñas y aparecen vacías, pero tan pronto como se inicia la maduración se llenan de células germinales. La emisión de los productos sexuales tiene lugar a través de un corto canal que desemboca inmediatamente detrás del ano (Rivera-Pérez, 2008).

Las gónadas masculinas, los testículos, contienen células germinales que serán las que más tarde, en su desarrollo, den lugar a los gametos masculinos (espermatozoides). Los ovarios contienen las células germinales que al madurar darán lugar a los gametos femeninos, huevos u óvulos. En ciertos invertebrados y en la mayoría de los vertebrados, cada individuo tiene testículos u ovarios, pero no ambos. En los invertebrados un solo animal puede presentar hasta 26 pares de gónadas, en los vertebrados el número suele ser de dos (Encarta, 2008).

El tamaño de las gónadas aumenta al alcanzar la madurez sexual debido al gran número de células germinales que se producen en ese momento. Durante la época de reproducción también se originan células germinales, de modo que muchos animales experimentan también un aumento estacional del tamaño de las gónadas. Durante la época de reproducción los ovarios de los peces incrementan su volumen hasta alcanzar una cuarta o tercera parte del peso corporal total del pez (*Ibidem*).

Rodríguez-Gutiérrez (1992) menciona que el índice gonádico se basa en que el peso de la gónada con respecto al peso total del organismo, guarda una relación directa que explica el estadio de desarrollo gonádico, ya que alcanza un valor máximo inmediatamente antes del desove. Para su determinación se aplica la siguiente fórmula:

$$IGS = \frac{W_g}{W_t} \times 100$$

18

Donde:

IGS = índice gonádico.

Wg = Peso de la gónada.

W t= Peso total.

La fecundidad es definida como el número de huevos maduros encontrados en el ovario de la hembra, justo antes del desove, mientras que la fertilidad es el número de huevos desovados (Bagenal, 1978). La fecundidad se puede cuantificar de tres formas:

- ◆ Fecundidad absoluta. Es el número de huevos que se encuentran en el ovario y se aplica a nivel individuo.
- ◆ Fecundidad relativa. Se obtiene del número de huevos sobre la unidad de peso.
- ◆ Fecundidad de población. Es la suma de las fecundidades absolutas y relativas, por lo que representa el número de huevos desovados en una temporada.

Para la determinación de la fecundidad relativa se recomienda utilizar la siguiente fórmula:

$$H_n = W_z$$

Donde:

Hn= Número de huevos por peso total de la hembra.

W= Peso total de la hembra.

z= Número de huevos por kilogramo.

Materiales, reactivos y equipos

1. Un ejemplar hembra.
2. Charola de disección.
3. Solución de cloro al 30%.
4. Estuche de disección.
5. Guantes de látex.
6. Lupa.
7. Bolsas de plástico.
8. Ictiómetro.
9. Balanza electrónica.
10. Alcohol al 90%.

19

Procedimiento (o método)

- a) Coloque en la charola el ejemplar y observe sus características morfológicas externas (tamaño, color, dientes, poros urogenitales, aletas, etc.). Haga una ficha que incluya la información básica de la especie (nombre común y científico, fecha de captura, método y arte de pesca, medidas, etc.).
- b) Tome el ejemplar y determine los parámetros de medición básicos (longitud patrón, longitud total, altura, grosor, longitud y altura de las aletas y peso) con el Ictiómetro y la balanza electrónica.
- c) Con el estuche de disección realice un corte en la cavidad abdominal y retire cuidadosamente las gónadas.
- d) Observe las gónadas y anote sus observaciones.
- e) Pese y mida cada una de las gónadas y anote sus observaciones.
- f) De acuerdo con las fórmulas mencionadas en la introducción, determine el índice gonádico, el índice de fecundidad absoluto y el índice de fecundidad relativo. Anote sus resultados.

g) Con la solución de cloro al 10% limpie cuidadosamente el área de trabajo.

Evaluación de la práctica

El alumno realizará el reporte de la práctica, en la cual deberá de contestar las preguntas y anexar fotografías de las actividades realizadas durante la práctica.

20

Preguntas

1. Durante el desarrollo de la presente práctica ¿Cuál fue el índice gonádico de su ejemplar?
2. ¿Cuál fue el índice de fecundidad absoluta?
3. ¿Cuál fue el índice de fecundidad relativa?
4. Si su ejemplar representará una población, ¿Cual sería el índice de fecundidad de población?
5. En base a sus observaciones, ¿Cuál es la importancia de determinar estos parámetros en la acuicultura?

Bibliografía

Bagenal T. (1978). "Aspects of fish fecundity". In Ecology of freshwater fish production. Edited by Shelby D., Gerking. Ed. Blackwell Scientific Publication. Oxford, London. 75-101 pp.

Enciclopedia Encarta. (2008). "Reproducción en los peces". Microsoft® Encarta.

Rivera-Pérez L. (2008). "Peces: La reproducción y la maduración sexual". En Editum.org. Publicado en Noviembre, 2008. En www.editum.org/de_Peces-La-Reproduccion-Y-La-Maduracion-Sexual-p-839.html.

Rodríguez-Gutiérrez M. (1992). "Técnicas de evaluación cuantitativa de la madurez gonádica en peces". Edit. AGT Editor, S.A. 8-10 pp.

IV.- SANIDAD ACUÍCOLA

Práctica 1

Conocimiento del medio acuático

Objetivo: Determinar la calidad de agua de los peces cultivados en la granja acuícola de la DAMRIOS (Condiciones sanitarias).

Introducción

El conocimiento del medio donde viven los organismos acuáticos es de suma importancia para la sanidad acuícola de los peces cultivados. Ya que de ellos depende la salud del organismo. Sabemos de la existencia de gases tóxicos provocados por la mala calidad del agua y que poco a poco intoxican al organismo llegando a causar la muerte de manera repentina y sobre todo de una población importante de peces. Esto es provocado por la aplicación del alimento no consumido, las excreta y la mala manipulación del medio ambiente acuático. Por lo tanto, lo primero que debemos conocer de nuestra granja es la calidad del agua de manera previa al cultivo, así como durante este mismo, para establecer el comportamiento de los parámetros físico-químicos del agua.

23

Materiales y Equipo

1 Termómetro	1 paquete de reactivos para pH
1 Multiparamétrico	1 paquete de reactivos para fosforo
1 paquete de reactivos para nitritos	
1 paquete de reactivos para nitratos	
1 paquete de reactivos para cloro	
1 paquete de reactivos para oxígeno disuelto	

Procedimiento (o método)

1. Registrar los parámetros físicos-químicos en una base de datos durante 24 horas de muestreo,
2. Tomar la temperatura del agua con un termómetro de los estanques de la granja acuícola.
3. Para determinar el O₂, el Nitrito, el Nitrato, el Cloro, el pH y el Fósforo se realizan de acuerdo al instructivo y/o manual del multiparamétrico marca Hanna.
4. Estos parámetros se registrarán cada cuatro horas.
5. Realizar la curva diurna de oxígeno y comparar los parámetros sobre esta misma curva.

Evaluación de la práctica

- Reporte de resultados y conclusión (contestar las preguntas y anexar)
- Asistencia
- Responsabilidad
- Puntualidad

Preguntas

- ¿Cómo consideras las condiciones de calidad del agua de la granja?
- ¿Qué seguimiento le darías, a la calidad del agua de la granja?
- ¿Qué propones para el personal de la granja y/o área de cultivo?
- ¿Cómo apoyarías el personal de la granja en la prevención de enfermedades?

Bibliografía

Arredondo-Figueroa JL; JT, Ponce-Palafox, 1998. *CALIDAD DEL AGUA EN ACUICULTURA: Conceptos y Aplicaciones*. A.G.T. Editor, S.A. primera edición, México, D.F. 222 pp.

V.- CONTROL DE ENFERMEDADES

Objetivo: Aplicar un estudio de la situación sanitaria de la granja acuícola de la División Académica Multidisciplinaria de los Ríos.

Introducción

26

Actualmente, en la División Académica multidisciplinaria de los Ríos existe el cultivo de especies acuícolas especialmente de peces, crustáceos y anfibios. Específicamente *Oreochromis niloticus niloticus*, *Petenia splendida*, *Vieja synspila*, *Cichlasoma urophthalmus* y *Eugerres mexicanus* (peces); *Machrobrachium carcinus* (crustáceo); *Rana castebeiana* (anfibios); y *Trachemys scripta*, entre otras tortugas de agua dulce. Por lo que en esta practica identificaremos las condiciones sanitarias de la granja. Esta práctica es la primera en realizarse antes de proponer un diagnóstico presuntivo de enfermedades de los organismos que viven ahí. Esta es una práctica exploratoria para determinar que condiciones sanitarias, acciones preventivas y de control de enfermedades están desarrollando se en esta granja.

Materiales

- 1 Tabla de campo para toma de datos
- 1 Lápiz mirado
- 1 Borrador blanco
- 1 Ropa de trabajo de campo
- 1 Cuestionario sobre las condiciones sanitarias de la granja

Procedimiento (o método)

- 1.- Levantar una encuesta sobre las condiciones sanitarias de la granja.
- 2.- Entrevistar al encargado del área del cultivo de peces
- 3.- Entrevistar al encargado del área del cultivo de crustáceos
- 4.- Entrevistar al encargado del área del cultivo de anfibios
- 5.- Entrevistar al encargado del área del cultivo de tortugas de agua dulce

Evaluación de la práctica

- Reporte de resultados y conclusión (anexar y contestar las preguntas)
- Asistencia
- Responsabilidad
- Puntualidad

Preguntas

- ¿Cómo consideras las condiciones sanitarias de la granja?
- ¿El personal encargado de la granja esta capacitado para realizar un diagnostico de enfermedades de la granja o área de cultivo?
- ¿Qué propones para el personal de la granja y/o área de cultivo?
- ¿Cómo apoyarías el personal de la granja en la prevención de enfermedades?

Bibliografía

VI.- FISIOLOGIA DE ORGANISMOS ACUATICOS

Práctica 1

Respiración y circulación de organismos acuáticos.

Objetivo: El alumno conocerá los órganos de respiración y circulación de los organismos acuáticos, su función y características principales.

Introducción

La respiración de los organismos acuáticos es una función fisiológica importante en el desarrollo, crecimiento y producción. Esta se realiza principalmente a través de branquias y laminillas branquiales. Las branquias como órgano de respiración tiene la función de captar el oxígeno del agua del medio ambiente. Esta práctica permitirá que el alumno conozca los órganos de respiración y circulación en los organismos acuáticos principalmente en aquellos de interés productivo, de manejo y comercialización. En la producción de organismos acuático, se debe de conocer la biología de las especie y estudiar los procesos de respiración y circulación. Estos organismo, requieren para su desarrollo del aporte de oxígeno del medio acuático que lo rodea, para sobrevivir. Por lo tanto, la respiración y circulación de la sangre son de gran importancia, ya que de ello depende la vida del organismo, aunado a ello, su crecimiento y desarrollo.

Materiales

- | | | |
|---------------------------------|---------------------------|------------------------------|
| 4 peces | 3 crustáceos | 3 moluscos |
| Carpa: <i>T. idella</i> | Pigüa: <i>M. carcinus</i> | Almejas: <i>Anodonta</i> |
| Tenguayaca: <i>P. splendida</i> | Cangrejo de Río | <i>Uniodidae</i> |
| Tilapia: <i>O. niloticus</i> | | Caracol: <i>P. flajelata</i> |
| Pejelagarto: <i>A. tropicus</i> | | <i>Pachichilus sp.</i> |
| 5 estuches de disección | | |
| Suero fisiológico | | |
| 5 Charolas de disección | | |
| 5 estéreomicroscopio | | |

Procedimiento (o método)

- 1.- Preparar suero fisiológico “Solución Ringer” para mantener los órganos en condiciones adecuadas para su observación al microscopio.
- 2.- Sacrificar los peces y crustáceos con una aguja de disección directamente al hipotálamo (cerebro); los moluscos se tienen que abrir de sus valvas (bivalvo) y los gasterópodos se deben sacar de su concha (abrir opérculo).
- 3.- Disectar los peces, abriendo su parte ventral desde el ano hasta la base de las aletas pectorales y base branquiales con un bisturí o tijeras de cortes.
- 4.- Quitar opérculo (peces) y cefalotórax (crustáceo) de ambos lado derecho e izquierdo del cuerpo del animal, apoyados con tijera y pinzas de disección.
- 5.- Observe y dibuje, las características y posición de los órganos de respiración y circulación (en su caso fotografié).
- 6.- Extraiga los órganos respiratorios (branquias) y circulatorios (corazón) de los organismos (peces, moluscos y crustáceos).
- 7.- Observa los órganos respiratorios y de circulación de los organismos por separado en cajas de petri, añada suero fisiológico y observe al estéreomicroscopio.
- 8.- Dibujé sus características (en su caso fotografié).
- 9.- Preparación de Solución Ringer:

Cloruro de sodio	6.000 gm
Cloruro de potasio	0.075 gm
Cloruro de calcio	0.100 gm
Bicarbonato de sodio	0.100 gm
Agua destilada	1 litro
- 10.- Todo material y equipo usado debe limpiarse y quedar en buen estado físico.

Evaluación de práctica

- Reporte (presentación, introducción, objetivo, método, resultados, conclusión (anexar y contestar las preguntas))
- Asistencia
- Responsabilidad

- Puntualidad

Preguntas

1. ¿Qué características presentan los órganos de respiración en peces?
 - ¿Qué características presentan los órganos de respiración en moluscos?
 - ¿Qué características presentan los órganos de respiración en crustáceos?
 - ¿Existen alguna diferencia en los órganos de respiración en estos tres grupos?
¿Cuáles?
 - ¿Qué importancia tienen los órganos de respiración en los organismos acuáticos?
 - ¿Cómo cree usted, que la respiración de los organismos acuáticos en cultivo podría verse afectado?
 - ¿Cree usted que la producción del organismo acuático podría verse mermada con la falta de respiración en los organismos acuáticos?

Bibliografía

Coll, Morales J. 1991. Acuicultura Marina Animal. Ediciones Mundi-Prensa Madrid, España 628 P.

Gaviño. T. G. 2000. Técnicas biológicas. Selectas de laboratorio y de campo. Editorial LIMUSA, México, D.F.

Lagler, F. K., J. E. Bardach. 1995. Ictiología Agt-Editor, México. 489 P.
Pillay, T. V. 1997. Acuicultura Principios y Prácticas. Limusa México D.F. 697 P.

Práctica 2

Alimentación, digestión y excreción de organismos acuáticos.

Objetivo: El alumno conocerá el tipo de alimentación, digestión y excreción de los organismos acuáticos, su función y características principales.

32

Introducción

La alimentación de los peces varía considerablemente según la especie y la edad; las diferencias en las especies se hacen más marcada con la edad. Cuando nacen los alevines y mientras se reabsorbe el saco vitelino, no se alimentan, después de la reabsorción las crías de diferentes especies consumen más o menos el mismo alimento, y no es si hasta el estado adulto cuando podemos distinguir de acuerdo con sus estructuras, si se alimentan de vegetales, de pequeñas presas y vegetales (omnívoros) o si son totalmente carnívoros (depredadores).

Existe una gran relación entre el tipo de dentición, los hábitos alimentarios, el alimento consumido y el tracto digestivo. Las partes más sobresalientes por donde pasa el alimento desde la ingestión hasta la defecación: boca, cavidad bucal, faringe, esófago, estómago, píloro (ciego pilóricos), intestino y ano.

Los molusco su alimentación es selectiva a través de las lamelas branquia y transportando hacia sus palpos labiales y boca. Los crustáceos son carroñero su alimentación la realiza seleccionando primero con sus tenazas y posteriormente sus mandíbulas desempeñan un papel de trituración permitiendo la llegada del alimento a la boca y posteriormente al intestino.

Materiales y Equipo

4 peces	3 crustáceos	3 moluscos
Carpa: <i>T. idella</i>	Pigüa: <i>M. carcinus</i>	Almejas: <i>Anodonta</i>
Tenguayaca: <i>P. splendida</i>	Cangrejo de Río	<i>Uniodidae</i>
Tilapia: <i>O. niloticus</i>		Caracol: <i>P. flajelata</i>
Pejelagarto: <i>A. tropicus</i>		<i>Pachichilus sp.</i>
2 estuches de disección		
Suero fisiológico		
3 Charolas de disección		
5 estéreomicroscopio		

Procedimiento (o método)

PECES

1. Para examinar el pez se toman los siguientes parámetros: Longitud total (LT), Longitud patrón (LP), Peso, Sexo.
2. Realice un corte longitudinal ventral desde la altura de las branquias hasta el ano.
3. Realice dos cortes transversales en la piel y la musculatura de modo que queden expuesta la cavidad visceral.
4. Con la ayuda de unas pinzas extraiga el tracto teniendo cuidado de no romperlo ni alterar mucho su posición
5. Observe y determine que tipo de dientes (caninos, molares y cordiformes) tienen los peces.
6. Ver Tabla

CARNIVORO	OMNIVORO	HERBIVORO
Generalmente dientes caninos.	Dientes cordiformes o sin ellos.	Dientes molares y faríngeos muy notables.
Estomago bien definido, típicamente alargado.	Bulbo digestivo a manera de saco (estomago no bien diferenciado).	No presenta estómago.
Tracto digestivo más corto que la L.T. del pez.	Tracto digestivo 2 a 3 veces más largo que la L.T. del pez.	Tracto digestivo de 6 a 7 veces más largo que la L.T.
Numerosos ciegos pilóricos.	Pocos ciegos pilóricos	Sin ciegos pilóricos.

7. Realice las medidas indicadas anteriormente a los peces en estudio.

8. Analice el contenido estomacal en peces.

Evaluación de práctica

- Reporte (presentación, introducción, objetivo, método, resultados, conclusión (anexar y contestar las preguntas)
- Asistencia
- Responsabilidad
- Puntualidad

Preguntas

1.-¿Qué tipos de dientes observaste en los peces carnívoros, herbívoros y omnívoros?

2.-Considerando el la longitud de el tracto digestivo y estomago en los peces, ¿Qué diferencias importantes observaste en los peces?

Bibliografía

Gaviño. T. G. 2000. Técnicas biológicas. Selectas de laboratorio y de campo. Editorial LIMUSA, México, D.F.

Lagler, F. K., J. E. Bardach. 1995. Ictiología Agt-Editor, México. 489 P.

VII.-TECNICAS DE LABORATORIO

Práctica 1

Limpieza de materiales y equipos de laboratorio.

Objetivo: El alumno conocerá los métodos de limpieza de materiales y equipos de laboratorio.

Introducción

Los materiales y equipos de laboratorio permiten la realización ensayos, prácticas e investigaciones. Por lo tanto, estos deben permanecer limpios y en buen estado para su uso. Para tal fin, existen métodos de limpieza y esterilización. Los materiales usados más frecuentemente en un laboratorio son de cristal. El vidrio, por su característica de dureza y resistencia térmica, es el material de uso común. La limpieza de equipos de laboratorio, requiere de mucha responsabilidad. Su limpieza favorecerá, su durabilidad y su uso adecuado, aunado a esto se deberá ajustar a las características de los manuales, para su limpieza. El alumno conocerá y aprenderá las técnicas y métodos de limpieza y mantenimiento de los materiales de uso común en el laboratorio y de los equipos que en el existen.

Materiales

Materiales de cristalería	Agua corriente
Equipos de laboratorio	Paño afelpado (popelina)
Autoclave	Escobillones
Cubeta o bandeja	Pinceles
	Detergente
	Acido clorhídrico
	Alcohol de 50% al 70%
	Bicarbonato de potasio
	Agua destilada

Procedimiento (o método)

-
- 1.- Limpiar los materiales de cristal con agua corriente (común) y dejar escurrir.
 - 2.- Limpiar con un paño afelpado
 - 3.- Si quedan residuos de reactivos y colorantes, poner el material dentro una bandeja con agua corriente para enjuagar y quitar las partículas adheridas con un escotillón o pinceles.
 - 4.- Colocar el material en agua jabonosa (detergente un gramo por litro).
 - 5.- Cuando se han tomado muestras con pipetas y goteros, limpiar su interior con pinceles, utilizar agua de jabón tibia, y enjuagarlo después con agua corriente.
 - 6.- Después se deja una hora en otra jabonadura con agua más caliente.
 - 7.- Al cabo de ese tiempo, se hace funcionar los goteros o pipetas enjuagando el interior con agua acidulada (15 gotas de ácido clorhídrico en 15 ml de agua destilada).
 - 8.- Por último, se lavan con agua destilada y se dejan escurriendo.
 - 9.- Cuando los goteros o pipetas se han utilizado con sustancias grasas, lavarlos, enjuagarlos con alcohol de 70%.
 - 10.- Preparación alcohol acidulado:

Alcohol 96%	3 partes
Ácido clorhídrico	1 parte
 - 11.- Preparación agua acidulada:

Agua destilada	3 partes
Ácido clorhídrico	1 parte
 - 12.- Para limpieza, de instrumentos de disección, realícela con agua corriente, jabonadura y después con alcohol al 96%. (Seguir los pasos anteriores para materiales de cristalería).
 - 13.- Limpieza de equipos: Limpiar la parte externa de los equipos con un trapo seco para retirar el polvo.
 - 14.- Después de uso de equipos, realice la limpie con alcohol al 70% o 96%, aplicadas, con telas que no decoloren al humedecerse.
 - 15.- Cúbralos los equipos con protectores para polvo.

Evaluación de la práctica

- Reporte (presentación, introducción, objetivo, método, resultados, conclusión (anexar y contestar las preguntas)
- Asistencia
- Responsabilidad
- Puntualidad

39

Preguntas

¿Qué características presentan los materiales de laboratorio?
¿Cuál es la finalidad de las técnicas de lavado de los materiales?
¿Cuáles son los principales materiales de cristalería de laboratorio?
¿Qué medidas preventivas (seguridad) debemos tener en cuenta durante la limpieza de materiales y equipos?
¿Qué reactivos y materiales de limpieza debemos verificar que existan en el laboratorio?

Bibliografía

Gaviño. T. G. 2000. Técnicas biológicas. Selectas de laboratorio y de campo. Editorial LIMUSA, México, D.F.

Vega A. E. 2001. La teoría y la práctica en el laboratorio de química general para ciencias biológicas y de la salud. Universidad Autónoma Metropolitana, México. D.F.

Práctica 2

Colecta, fijación y clasificación de algas microscópicas

Objetivo: El alumno conocerá los métodos de colecta, fijación y clasificación de algas microscópicas.

Introducción

Las algas microscópicas, son organismos que integran los componentes del fitoplancton. El cual, está clasificado en procariontes (cianobacterias), mesocariontes (dinoflagelados) y eucariontes (clorofilas, diatomeas, euglenofitas, crisófitas, xantofitas y criptofitas). Su composición y abundancia, dependen de las variaciones y fluctuaciones espacio-tiempo en un estanque, dependen de la disponibilidad de nutrimentos, de la temperatura y salinidad. Producen cambio de color al agua, el cual, dependiendo de su tonalidad, permite conocer de manera aproximada las diferentes especies y cantidades de fitoplancton. La presente, práctica tiene como finalidad conocer las algas microscópicas del medio acuático (estanques), a través de su apropiada identificación y clasificación.

Materiales

Microscopio	Agua corriente
Red fitoplancton	Paño (tela)
Botella 2/persona	Porta objetos
Muestras de estanques	Cubre objetos
Ropa de campo	Formaldehído al 10%
Bata blanca (laboratorio)	Libreta de campo
Goteros	

Procedimiento (o método)

- 1.- Anotar, nombre del colector, localidad, número de colección, fecha y hora de colecta en las botellas para muestras.
- 2.- La red para fitoplancton introducirla en los estanque de la división académica de los ríos, y mantenerla sumergida por lo menos 30 cm bajo el nivel de agua.
- 3.- El tiempo de arrastre será de dos minutos, recorriendo el estanque de forma circular.
- 4.- Trascurrido el tiempo sacar las muestras y colocarles en las botella rotuladas, una de ellas ira con el fijador (formaldehído al 10%).
- 5.- Después de la colecta total (muestra), llevarlas al laboratorio para su estudio.
- 7.- Con un gotero, colocar una gota en un portaobjeto de cada muestra y coloque encima el cubreobjeto, no pierda de vista el rotulo de la muestra.
- 8.-Observe al microscopio, primero con los objetivos de 4x y posteriormente haga lo mismo con los siguientes.
- 9.- Realice dibujos de la algas que observa o en su caso tome fotografías.
- 10.- Los dibujos de una sola especie se harán en una sola hoja. Cada lámina debe tener el nombre específico y la muestra de donde proviene
- 11.- En el caso de las preparaciones deben de reunir las siguientes características:
 - Que posea suficiente material para obtener los intervalos de variación morfológica de los individuos a identificar.
 - Que el material este disperso el todo el portaobjeto.
 - Que tenga suficiente liquido para que se mantenga durante unos 30 minutos.
- 12.- Preparación semipermanente:

Antes de montar fijar el material con formol.

 1. Colocar el alga sobre el portaobjeto en una gota de agua.
 2. Colocar una gota de gelatina glicerizada (preparar previamente, disolviendo en calor moderado 5 g de gelatina en 30 ml de agua y después añadir 0.125 g de fenol y 35 ml de glicerina).
 3. Distribuye el alga en la gota de glicerina.
 4. Se coloca el cubreobjeto y se limpia el exceso de gelatina; cuando este endurezca se sella con barniz para uñas.

Evaluación de práctica

- Reporte (presentación, introducción, objetivo, método, resultados, conclusión (anexar y contestar las preguntas)
- Asistencia
- Responsabilidad
- Puntualidad

42

Preguntas

- ¿Cuál es la finalidad de la colecta?
- ¿Qué finalidad tiene la fijación?
- ¿Cuál es la importancia de las algas, en acuacultura?
- ¿Con qué finalidad se usa la red para fitoplancton?
- ¿Por qué es importante que sepas clasificar las algas microscópicas?

Bibliografía

Arredondo F, J L. 1993. Fertilización y Fertilizantes: su uso y manejo en la Acuacultura. Universidad Autónoma metropolitana, Unidad Iztapalapa. 202 pp.

Gaviño. T. G. 2000. Técnicas biológicas. Selectas de laboratorio y de campo. Editorial LIMUSA, México, D.F.

Vega A. E. 2001. La teoría y la práctica en el laboratorio de química general para ciencias biológicas y de la salud. Universidad Autónoma Metropolitana, México. D.F.

Práctica 3

Colecta y fijación de nematodos, platelminto y cestodos en organismos acuáticos.

Objetivo: Identificar los diferentes parásitos en los organismos acuáticos.

Introducción

Los algunos organismos de los grupos de nematodos, de platelmintos y de cestodos, son formas parasitas para los organismos acuáticos tanto de vida silvestre como aquellos cultivados en estanques. Estos organismos parásitos, pueden llegar a afectar la producción de organismos acuáticos cultivados y provocar la perdida parcial o total de la producción. Por lo que, su identificación resulta de interés para establecer estrategias de prevención y control en una granja acuícola.

43

Materiales

Microscopio	Porta objetos	Guantes látex para cirugía
Esteromicroscopio	Cubre objetos	Peces
Bata blanca (laboratorio)	Formaldehído al 10%	Crustáceos
Goteros	Cajas de petri	Moluscos
Agua corriente	Estuche de disección	
Paño (tela)	Pinceles finos	

Procedimiento (o método)

- Revisión de peces:
 - 1.- Realizar la disección de los peces con los utensilios del estuche de disección: realice un corte de la parte ventral de los peces desde el ano hasta la base de las branquias.

- 2.- Después corte verticalmente desde el ano hasta la línea lateral de los peces, así como otro corte desde la base de branquias hasta la el comienzo de la línea lateral.
- 3.- Al quedar expuestos los órganos retírelos y colóquelos en una caja de petri grande.
- 4.- Colecte los nematodos con que se encuentran en el mesenterio, utilice pinceles finos y agujas de disección, y colóquelos en una caja de petri pequeña con solución salina o suero fisiológico.
- 5.- Separa los órganos internos de los peces y colóquelos en cajas de petri por separado.
- 6.- El estomago e intestino obsérvelos directamente al estéreomicroscopio, con pinzas de disección ábralos, al observar parásitos retírelos con pinceles finos y clasifíquelos, colocándolos en cajas de petri por separado.
- 7.- Una vez colectados los parásitos obsérvelos al estéreomicroscopio u microscopio e identifíquelos según claves taxonómicas.
- 8.- Para branquias, aletas, boca realice los pasos 6 y 7.
- 9.- Para parásitos de musculatura obtenga filetes delgados y comprímalos en dos cristales transparentes y, realice el paso 6 y 7.
- Revisión de Crustáceos y moluscos realice los pasos anteriores 1 al 7.

Evaluación de práctica

- Reporte (presentación, introducción, objetivo, método, resultados, conclusión (anexar y contestar las preguntas)
- Asistencia
- Responsabilidad
- Puntualidad

Preguntas

¿Cuál es la importancia de los nematodos, cestos y platelmintos en la acuacultura?

Bibliografía

Needham JG y PR Needham 1982. Guía para el estudio de los seres vivos de las aguas dulces. Editorial Reverté S.A. 131 pp.

VIII.- BIOLOGIA PESQUERA

Práctica 1

“Toma y registro de medidas morfométricas en peces”

Objetivo: Conocer las medidas morfométricas más importantes en muestra de peces

Introducción

La medición de dimensiones lineales de peces enteros o partes de peces es probablemente la técnica más ampliamente utilizada en los estudios de biología pesquera; también no pueden faltar en estos análisis el peso y el sexo de los animales. Los instrumentos más usuales para obtener el tamaño son una tabla graduada (ictiómetro), o un calibrador de registro final (vernier). El peso total corresponde al del pescado entero y referido al gramo.

En los estudios biométricos se toman otras muchas medidas del animal, y que pueden utilizarse como se tomaron o transformarlos en índices (p.e. índice cefálico, índice de condición de Fulton, etc). Durante las biometrías también suelen tomarse caracteres merísticos como el número de branquiaspinas, número de vértebras, número de radios en una aleta determinada, etc.

Materiales y Equipo

- 2 ictiómetros
- 2 balanzas granatarias
- 2 charolas de disección
- 2 franelas
- Solución de Azul de metileno
- Cotonetes

- Procedimiento (o método)

Muestra de organismos

- 1) Capturar con redes apropiadas un lote de crías o juveniles de tilapia
- 2) Seleccionar al azar una muestra de 50 organismos
- 3) Manejarlos con cuidado y colocarlos en una tina con aireación mientras se hacen las biometrías

Biometrías

48

- 4) Antes de la medición, verificar que las balanzas estén correctamente calibradas.
- 5) Medir y pesar cada organismo de manera individual.
- 6) Antes del pesado, se deberá de limpiar bien el pez y retirar el exceso de agua
- 7) Registrar las longitudes total y patrón por pez
- 8) Si son organismos juveniles, proceder a identificar el sexo, revisando la papila genital.

Evaluación de la práctica (Resultados)

- a) Registrar los datos de longitud, peso y sexo de manera ordenada y sistemática
- b) Obtener el factor de condiciones para serie de datos obtenidos
- c) Obtener las medidas de valor central: promedio, desviación estándar, y C.V. (coeficiente de variabilidad)
- d) Si es el caso, analizar los datos por sexo
- e) Obtener la tabla de distribución de frecuencia para la longitud total y el peso.
- f) Construir los gráficos de frecuencia relativa para las distintas clases o tallas.

Preguntas

- Discutir sobre cual de los datos presento mayor variación: el peso o la longitud.
- Discutir sobre el tipo de distribución que presentaron los datos: de campana, bimodal, sesgada, etc.

Bibliografía

Guerra Sierra, A. y Sánchez Lizaso, J.L., 1998. FUNDAMENTOS DE EXPLOTACIÓN DE RECURSOS VIVOS MARINOS. Edit Acribia. Zaragoza, España.

Laevastu, T., 1971. MANUAL DE MÉTODOS DE BIOLOGÍA PESQUERA. Edit Acribia. Zaragoza, España.

Práctica 2

Evaluación gonádica en peces

Objetivo: Determinar el grado de madurez, el índice gonadosómico y las fecundidades absoluta y relativa de una muestra de peces

Introducción

50

En Biología Pesquera el desarrollo del aparato reproductor en los individuos de una especie interesa, principalmente, para la determinación del sexo, de la talla o edad de primera maduración, de la época de desove, del lugar de puesta y para estimar la fecundidad absoluta y relativa de la especie. La fecundidad absoluta es la cantidad total de huevos producido por hembra, y la fecundidad relativa es la cantidad de huevos producidos por kilogramo de hembras.

El estudio de la fecundidad debe hacerse por clases de tallas, que pueden ser más amplias que las usadas para el análisis de la composición demográfica de la población; y también la fecundidad se debe relacionar con la variación del peso total o eviscerado. Además, para determinar la época de puesta de una especie resulta práctico aplicar el índice gonadosómico:

$$\text{IGS} = \frac{\text{Peso de la gónada} \times 100}{\text{Peso eviscerado}}$$

Materiales y Equipo

- 2 ictiómetros

- 2 balanzas granatarias
- 3 charolas de disección
- 2 franelas
- Solución de Azul de metileno
- 2 estereoscopios
- 6 cajas de Petri
- 2 estuche de disección
- 3 vasos de precipitado
- 2 pipetas de 5 ml
- 2 pipetas de 2 ml
- 2 pipetas de 1 ml
- 1 contador manual

Procedimiento (o método)

Muestra de organismos

- Obtención de una muestra representativa de hembras de cíclidos
- Obtener la talla, peso total, peso eviscerado y peso del ovario.
- Disectar con cuidado los peces y sacar todas las gónadas sin romperlas.
- Determinar el estadio de madurez utilizando escalas empíricas de madurez
- Conteo de los ovocitos utilizando el contador manual, a partir de una submuestra de los ovarios, aplicando métodos volumétricos o gravimétricos.
- Observar al estereoscopio los ovocitos, y observar su morfología (tamaño, forma y color).

Evaluación de la práctica

-
- g) Registrar los datos de longitud, peso total, peso eviscerado y sexo por individuo.
 - h) Determinar el grado de madurez gonádica y el índice gonadosomático.
 - i) Determinar la fecundidad absoluta y fecundidad relativa por especie
 - j) Describir la morfología de las gónadas y de los ovocitos.

Preguntas

Es opcional para el profesor que imparte la asignatura

Bibliografía

- Guerra Sierra, A. y Sánchez Lizaso, J.L., 1998. FUNDAMENTOS DE EXPLOTACIÓN DE RECURSOS VIVOS MARINOS. Edit Acribia. Zaragoza, España.
- Laevastu, T., 1971. MANUAL DE MÉTODOS DE BIOLOGÍA PESQUERA. Edit Acribia. Zaragoza, España.

Práctica 3

Análisis del contenido estomacal en peces

Objetivo: Determinar los hábitos alimenticios de peces a partir del análisis de muestras de contenido estomacal.

Introducción

La importancia de la alimentación de los peces proviene de la necesidad de aprovechar de forma óptima por parte del hombre los recursos piscícolas y desde un punto de vista ecológico nos interesa como mecanismo indicador de las interacciones de las comunidades ictiológicas en el medio acuático, y para ello es necesario analizar cuantitativamente sus dietas.

En Biología Pesquera lo que interesa sobre todo es conocer la dieta de una especie, sus variaciones con diferentes factores (sexo, crecimiento y estaciones del año, por ejemplo), cuándo y cuánto come un organismo, y aspectos similares. Se trabaja fundamentalmente partiendo de los contenidos estomacales procedentes de muestras tomadas de la naturaleza.

Estos estudios ayudan a conocer la biología de la especie, las causas de su distribución, de sus desplazamientos y de su abundancia. Además, sirven para conocer las relaciones depredador-presa y la competencia por una misma fuente de alimento. Por otra parte, proporcionan bastante información sobre el crecimiento, fecundidad y mortalidad natural, que son parámetros básicos en los modelos de dinámica de poblaciones.

Materiales y Equipo

- 2 ictiómetros

- 2 balanzas granatarias
- 3 charolas de disección
- 2 franelas
- 3 estereoscopios
- 6 cajas de Petri
- 2 estuche de disección
- 3 vasos de precipitado
- 3 probetas graduadas
- 1 contador manual

Procedimiento (o método)

- Registro de los datos básicos del ejemplar:
 - Registra longitud (total y patrón), peso, sexo y además los datos de las muestras como son fecha, hora, localidad, estación de muestreo, etc.
 - Los peces deben estar lo más frescos posible para evitar sesgos producidos por la digestión diferencial de las distintas presas.
- Disección del tracto digestivo y conservación.
 - Lo más adecuado es estudiar los tractos digestivos en fresco. Entre los métodos de conservación se encuentra la congelación y el uso de líquidos conservantes como formaldehído al 4% en agua de mar o etanol al 70% en agua de mar o dulce.
- Determinar el grado de llenura del estómago en base a la siguiente escala:
 - 0 = estómago vacío
 - 1 = $\frac{1}{4}$ de llenado

2 = ½ de llenado

3 = 2/3 de llenado

4 = completamente lleno o distendido

- Examen de los contenidos.

Se abre con cuidado el estómago y se separan y clasifican los diferentes ítems alimentarios. A continuación se realiza un análisis cuantitativo de los contenidos:

- a. Método numérico:

El número total de ítems o ingredientes de cada categoría alimentaria se expresa como la proporción en % del número total de ítems encontrados en todos los peces.

- b. Método del volumen y peso (gravimétrico)

El volumen y peso de cada categoría alimentaria de la dieta se expresa como tanto por ciento del peso total del alimento ingerido por un pez.

- Identificación de las presas.

Consiste en la identificación de las presas hasta el nivel taxonómico más bajo posible. Para ello es necesario utilizar claves o manuales de identificación. Además, se debe anotar el número y tamaño de las presas, así como el estado de digestión de las mismas, usando una escala empírica.

Evaluación de la práctica

- k) Registrar los datos de longitud, peso total, y sexo por individuo.
- l) Determinar el grado de llenado y de digestión de las presas
- m) Resultados de los métodos numérico o gravimétrico
- n) Identificación taxonómica de las presas encontradas

Preguntas

Es opcional para el profesor que imparte la asignatura

Bibliografía

- Guerra Sierra, A. y Sánchez Lizaso, J.L., 1998. FUNDAMENTOS DE EXPLOTACIÓN DE RECURSOS VIVOS MARINOS. Edit Acribia. Zaragoza, España.
- Laevastu, T., 1971. MANUAL DE MÉTODOS DE BIOLOGÍA PESQUERA. Edit Acribia. Zaragoza, España.

Práctica 4

Lectura de escamas para la determinación de la edad en peces

Objetivo: Determinar la edad en peces a partir de la lectura de escamas cicloideas y

Introducción

57

Entre los métodos más utilizados para la determinación de la edad en poblaciones de peces, están el análisis de la distribución de frecuencias de las longitudes de las muestras y el estudio de las zonas de crecimiento que aparecen en determinadas partes duras de los peces (escamas, otolitos, huesos operculares, etc)

De estos métodos, las escamas son generalmente las estructuras más utilizadas, debido a que pueden ser extraídas sin causar apenas daño al pez u no precisan de una preparación ni tratamiento previos para su estudio.

Si observamos una escama a través de un microscopio, vemos que está formada por una sucesión de anillos más o menos concéntricos que se denominan “*circuli*” y que son debidos al crecimiento, y en las épocas en que éste es menor o incluso nulo se juntan y dan lugar a bandas que, en las zonas templadas, generalmente representan una parada estacional del crecimiento, de tal forma, que contando el número de bandas o “*annuli*” podremos determinar la edad del pez.

Al realizar la lectura de las escamas, es preciso considerar que el crecimiento se ve afectado por un gran número de factores del medio, y que se ve reflejado en las escamas. De esta manera, las sequías, las enfermedades, los períodos de desove, etc pueden dar lugar a falsos annuli y que pueden conducir a errores en la determinación de la edad.

Materiales y Equipo

- 2 ictiómetros
- 2 balanzas granatarias
- 3 charolas de disección
- 2 microscopios
- 3 estereoscopios
- 10 cajas de Petri
- 3 vasos de precipitado
- Solución de hidróxido de amonio al 10%
- Agua destilada

Procedimiento (o método)

- Registro de los datos básicos del ejemplar:
 - Registra longitud (total y patrón), peso, sexo y además los datos de las muestras como son fecha, hora, localidad, estación de muestreo, etc.
- Toma de escamas.
 - Las escamas se extraen de la zona intermedia debajo de la línea lateral, bajo la primera aleta dorsal.
- Preparación de escamas
- Frotando ligeramente con los dedos se lavan con agua
- A continuación se lavan con hidróxido de amonio al 10% para eliminar las grasas.
- Nuevamente se lavan con agua y se secan.
- Observar y determinar el tipo de escamas, e identificar las partes de la escama (*circulli*, *annuli*, foco, parte anterior, parte posterior).

- Lectura de escamas
- Mediante la ayuda de un estereoscopio se seleccionan al menos seis de las mejores escamas.
- Las escamas se montan entre dos portaobjetos uniéndose fuertemente éstos, con “masking tape”.
- La lectura de escamas se realiza tomando en cuenta el criterio de por lo menos dos personas. Observar con cuidado los anillos y las bandas formados en las escamas.

Evaluación de la práctica

Registrar los datos de longitud, peso total, y sexo por individuo.

Relacionar la talla del pez con la edad encontrada en las escamas

Preguntas

Es opcional para el profesor que imparte la asignatura

Bibliografía

Guerra Sierra, A. y Sánchez Lizaso, J.L., 1998. FUNDAMENTOS DE EXPLOTACIÓN DE RECURSOS VIVOS MARINOS. Edit Acribia. Zaragoza, España.

Laevastu, T., 1971. MANUAL DE MÉTODOS DE BIOLOGÍA PESQUERA. Edit Acribia. Zaragoza, España.

IX.- CULTIVO DE MOLUSCOS

Práctica 1

Anatomía externa e interna de moluscos bivalvos

Objetivo: Identificar las estructuras mas representativas de la anatomía externa e interna en moluscos bivalvos.

Introducción

El conocimiento de las especies acuícolas implica conocer, en primer lugar, los elementos de su anatomía tanto externa como interna antes de investigar aspectos de su fisiología como nutrición, sanidad, reproducción, etc.

Dentro de la actividad pesquera de México, la ostricultura representa un renglón muy importante como actividad productiva por sus implicaciones económicas y sociales principalmente. Existen otras especies de bivalvos con potencial en acuicultura en México como son especies endémicas de almejas y mejillones, que son aprovechados por las comunidades para la pesca artesanal.

Materiales y Equipo

- 6 almejas vivas y limpias
- 1 estuche de disección
- 6 portaobjetos y 6 cubreobjetos
- Pizeta con agua destilada
- 2 estereoscopio
- 1 microscopio
- 3 charolas de disección

- 1 balanza
- 1 ictiómetro

Procedimiento (o método)

63

Disección de organismos

- Una vez limpios las conchas de las almejas, tomar las medidas morfométricas, longitud y peso.
- A continuación, proceder a abrirlas con el bisturí, evitando lo más posible daño a los órganos internos.
- Realizar la identificación visual de todos los órganos presentes en la cavidad del manto: sistemas respiratorio, digestivo y reproductivo
- Utilizando el bisturí, retirar de la concha toda la cavidad del manto (con los órganos) y registrar su peso.
- Retirar con cuidado un pedazo de branquia y observarla al estereoscopio, tomando anotaciones de sus estructuras.
- Retirar la gónada de la toda la masa visceral, evitando se rompa. Luego proceda a registrar su peso.

Identificación del sexo

- Una vez abiertas las almejas, proceder a identificar las gónadas de cada organismo
- Con la punta de una pinza, tomar parte de las secreción de la gónada y colocarla sobre la superficie de un portaobjetos.

- Sobre el portaobjetos anterior vierta una gota de agua y mézclala bien con la secreción de la gónada y cúbreala con un portaobjetos.
- Observar al microscopio. Si es hembra se ven los óvulos en forma de pera, y si es macho se nota el movimiento intenso de los pequeños espermatozoides.
- Haga las anotaciones y dibujos pertinentes de los gametos encontrados.

Evaluación de la práctica

Registrar las partes más importantes de la anatomía externa e interna de las almejas y realizar los esquemas correspondientes.

Registrar el sexo de los organismos estudiados

Registrar el índice gonadosomático y compara entre machos y hembras.

Preguntas

Es opcional para el profesor que imparte la asignatura

Bibliografía

Hickmann, Principios Integrales de Zoología

Pillay, 1997. Acuicultura

Barnes, Zoología de Invertebrados

X.- ZOOLOGIA DE ORGANISMOS ACUATICOS

Práctica 1

Muestreo y observación de la morfología de protozoarios

Objetivo: Observar e identificar las principales morfologías y coloraciones de especies de protozoarios del medio dulceacuícola

Introducción

El conjunto de organismos eucariontes unicelulares se conoce colectivamente como **protozoos**. La inclusión de la partícula “zoos” en el nombre se refiere a dos rasgos “animales”: la inexistencia de una pared celular y la presencia de al menos un estado móvil en el ciclo vital.

Los protozoos se encuentran allí donde exista vida; la mayoría de las especies son de vida libre y constituyen el grueso del plancton marino y por lo tanto la base de la cadena trófica. Alrededor de 10 000 especies de protozoos son **simbiontes** que viven en o sobre animales y plantas. La relación puede ser **mutualista** (ambos se benefician), **comensal** (uno se beneficia, sin afectar al otro) o **parásita** (uno se beneficia a expensa del otro).

Tienen importancia en la acuicultura por las pérdidas económicas que generan en las granjas por las enfermedades que provocan en muchas especies de peces y crustáceos; por ejemplo, provocan la enfermedad Ictioftiriasis o de la mancha blanca, enfermedad del tambaleo provocada por el protozoario *Myxosoma cerebralis*, la Tricodiniasis provocada por especies del género *Tricodina*. También tienen importancia médica y veterinaria por las enfermedades que provocan en el hombre y en animales domésticos.

La mayoría de los filos de protozoos se distinguen, por su tipo de locomoción que puede ser pseudópodos, flagelos o cilios.

Materiales y Equipo

3 microscopios
3 estereoscopios
Juego de porta y cubreobjetos
6 cajas de Petri medianas
1 pizeta con agua destilada
3 pipetas de 1 ml

Procedimiento (o método)

Colecta de muestras

Con la ayuda de botellas desechables, previamente enjuagadas, tomar tres muestras de agua

Una muestra tomarla de un cuerpo de agua natural (jagüey o charca)

Las otras dos muestras tomarlas de un sistema de cultivo; una muestra de la unidad de cultivo y la otra de la unidad de tratamiento.

Observación de los protozoarios

Observar un poco de muestra con el estereoscopio para tratar de ver especies de protozoarios de mayor tamaño.

Con ayuda del microscopio identificar y observar algunas especies de protozoarios

Tratar de identificar tres tipos de protozoarios de cada muestra de agua

Realizar las anotaciones y observaciones pertinentes de su morfología y locomoción.

Evaluación de la práctica

Hacer una clasificación taxonómica de las especies observadas.

Reportar sus características morfológicas más importantes y su importancia en la actividad acuícola.

Realizar los esquemas de cada tipo de protozario encontrado

Preguntas

69

Es opcional para el profesor que imparte la asignatura .

Bibliografía

Hickman y colaboradores, 2006. Principios integrales de zoología. Edit mcgraw-hill interamericana. Madrid, España.

Barnes, 1980. Zoología de invertebrados.

Práctica 2

Muestreo y observación de la morfología de helmintos parásitos de peces

Objetivo: Colectar e identificar los diferentes tipos de helmintos en peces (tremátodos, monogéneos, cestodos y nemátodos) y conocer su importancia sanitaria

Introducción

70

El parasitismo es un fenómeno frecuente en los peces, sin embargo, las enfermedades parasitarias no se manifiestan más que cuando las condiciones del medio ambiente permiten la proliferación del parásito.

Toda práctica en piscicultura que descuide los tratamientos antiparasitarios preventivos se expone, casi inevitablemente, a sufrir pérdidas inmediatas o a mediano plazo. La importancia económica de las parasitosis es debida a que, o bien se tiene constancia en su prevención, o bien disminuye la rentabilidad de la explotación por mortalidad o por descensos en los rendimientos que se programan.

Entre los grupos de helmintos más negativos para la industria acuícola son las especies pertenecientes a los phylum Platelmintos, Nematodos y Acantocéfalos. Entre los primeros se clasifican los tremátodos (subclase Digenea), los Monogéneos y los Céstodos; siendo los monogéneos actoparásitos de la mayoría de las especies de peces.

Los nematodos además de parasitar al hombre, son fuente de grandes pérdidas económicas en especies de animales domésticos incluyendo además a especies acuícolas. Todos los acantocéfalos son endoparásitos y los adultos viven en el intestino de los vertebrados, especialmente de peces de agua dulce.

Materiales y Equipo

-
- 3 microscopios
 - 3 estereoscopios
 - Juego de porta y cubreobjetos
 - 8 cajas de Petri medianas
 - 1 pizeta con agua destilada
 - 3 charolas de disección
 - 2 estuches de disección
 - 1 balanza granataria
 - 1 ictiómetro

Procedimiento (o método)

Tomar de datos morfométricos

1. Registrar el peso y longitud total del pez
2. Observar y registrar la condición de frescura del pez, buscando si el pez tiene lesiones en piel, aletas, branquias y ojos.

Buscar presencia de parásitos externos

1. Cortar y remover una parte de las agallas (arcos y laminillas branquiales)
2. Observar con el estereoscopio y microscopio presencias o no de monogéneos
3. Observar la morfología y las partes principales del cuerpo así como las estructuras de fijación.
4. Contar la cantidad de parásitos encontrados.

Buscar presencia de parásitos internos.

1. Abrir con cuidado la cavidad abdominal del pez, exponiendo todas las vísceras.
2. Buscar presencia de parásitos en hígado, intestino, estómago, ciegos pilóricos, gónadas, corazón.

3. Abrir el estómago y el intestino buscando parásitos en la pared interna del tracto digestivo. Remover con cuidado el contenido estomacal, ayudándose de un estereoscopio.

Evaluación de la práctica

- Identificar a nivel de phylum los parásitos encontrados.
- Realizar los esquemas y la descripción de su morfología y estructuras de fijación.
- Contar los parásitos encontrados por órgano y por phylum

72

Preguntas

Es opcional para el profesor que imparte la asignatura

Bibliografía

Hickman y colaboradores, 2006. PRINCIPIOS INTEGRALES DE ZOOLOGÍA.
Edit McGRAW-HILL INTERAMERICANA. Madrid, España.

Kinkelin y col. 1991. Tratado de las enfermedades de los peces. Edit. ACRIBIA.

Vidal-Martínez, V.M. y col., 2001. Atlas of the helminth parasites of cichlid fish of Mexico.

XI.- QUÍMICA GENERAL

PRÁCTICA 1

Objetivos:

1. Conocerá las reglas básicas de higiene y de seguridad que se deben observar en un laboratorio de química.
2. Conocerá el material básico del laboratorio, su manejo y las precauciones que se deben tener al utilizarlo.
3. Identificará algunas de las sustancias químicas empleadas comúnmente, sus usos y precauciones.

Introducción

El laboratorio de química es el lugar donde se comprueba la validez de los principios químicos. Es fundamental para ello contar con el material adecuado y realizar análisis químicos confiables. Este último aspecto implica, entre otras cosas, conocer las características de los reactivos utilizados en el experimento (Ocampo, 1983; Garzón, 1986).

Brown *et. al.* (2004) comentan que un laboratorio de química no es un sitio peligroso si el experimentador es prudente y sigue todas las instrucciones con el mayor cuidado posible.

- Es importante no tratar de realizar experimentos por si solos, sin tener la aprobación del instructor.
- La mayor parte de las sustancias químicas con las que se trabaja en el laboratorio son tóxicas, debido a ello, nunca deberá ingerirse ni oler alguna de ellas.
- En ocasiones, es necesario reconocer una sustancia por su olor. La manera adecuada de hacerlo consiste en ventilar, con la mano, hacia la nariz un poco del vapor de la sustancia y aspirar indirectamente (nunca Inhalar directamente del recipiente).
- Muchas sustancias producen vapores nocivos para la salud o son explosivas. Esta Información se puede conocer a partir de la etiqueta que acompaña al recipiente que contiene a la sustancia. Es fundamental leer la etiqueta antes de utilizar el reactivo.
- En caso de heridas, quemaduras con llama o salpicaduras de sustancias caústicas, se debe acudir inmediatamente con el profesor y, si el caso lo amerita, se debe consultar al médico.
- Se debe tener cuidado con los bordes agudos del material de vidrio, si se detectan algunos, se deberán redondear con la flama del mechero o con una lima.
- Es indispensable el uso de bata cuando se trabaje en el laboratorio.

- Debido a la alta peligrosidad de los reactivos, está prohibido estrictamente introducir alimentos al laboratorio.
- Cuando la sesión experimental haya finalizado, el alumno deberá limpiar su lugar de trabajo y se deberá cerciorar de que las llaves del gas y del agua queden cerradas.
- Antes de salir del laboratorio, el alumno deberá lavarse las manos.

Materiales, equipos y reactivos

Se realizará una visita guiada en el laboratorio para describir los materiales, equipos y reactivos para que el alumno conozca el funcionamiento y uso de cada uno de ellos.

75

Procedimiento (o método)

- El profesor indicará los puntos más importantes del reglamento de higiene y seguridad que se deben observar en el laboratorio de química.
- El profesor mostrará a los alumnos el material más común que se utiliza en el laboratorio de química, señalando sus usos y las precauciones que hay que tener durante su manejo.
- El profesor mostrará algunos reactivos de uso común en el laboratorio, señalando sus características, usos y cuidados que se deben tener al utilizarlos.

Evaluación de la práctica

El alumno deberá contestar las preguntas de la práctica y deberá entregar un reporte de ella, en la que deberá incluir fotografías de la práctica realizada.

Preguntas

1. Indique el nombre del material de laboratorio que podría emplearse para:
 - a) Medir volúmenes.
 - b) Mezclar reactivos en fase líquida o en solución.
 - c) Efectuar reacciones de neutralización.
2. Investigue las características del vidrio pyrex que normalmente se utiliza en la fabricación del material de vidrio en el laboratorio.
3. Mencione algunas otras medidas de seguridad, diferentes a las indicadas por el profesor y que, desde su punto de vista, son también importantes en el trabajo de laboratorio.
4. Indique en qué tipo de recipientes se deben almacenar soluciones:
 - a) Muy básicas.
 - b) Inestables a la luz.
5. Elija un reactivo específico de los mencionados por el profesor durante la sesión y anote la información que contiene la etiqueta que acompaña al recipiente.

Bibliografía

Brown T.L., LeMay H.E. y Bursten, B.E. y Burge J.R. (2004). "Química: La ciencia central". Edit. Prenties & Hall. México, D.F. 5-11 pp.

Garzón G.G. (1986). "Fundamentos de química general". Edit., Mc Graw-Hill, México, D.F. 211 pp.

Ocampo G.A. (1983). "Prácticas de química". Edit. Publicación Cultural, Primera Reimpresión, México, D.F. 1-2 pp.

PRÁCTICA 2

Ley de la conservación de la materia

Objetivos:

El alumno comprobará experimentalmente la ley de la conservación de la materia.

77

Introducción

Los primeros experimentos cuantitativos que demostraron la ley de la conservación de la materia se atribuyen al famoso científico francés Joseph Antoine Laurent Lavoisier (1743- 1794). Sus más célebres experimentos fueron en la esfera de la combustión. En sus tiempos se explicaba la combustión con base en la teoría del flogisto, según la cual todas las sustancias inflamables contenían una sustancia llamada flogisto, la cual se desprendía durante el proceso de la combustión. Sin embargo, cuando Lavoisier usó sus delicadas balanzas encontró que la sustancia poseía una masa mayor después de dicho proceso, lo cual refutaba la teoría. De acuerdo con sus resultados experimentales, Lavoisier estableció varias conclusiones. En primer lugar, reconoció claramente la falsedad de la teoría del flogisto sobre la combustión y declaró que ésta es la unión del oxígeno con la sustancia que arde. En segundo lugar, demostró claramente su teoría de la indestructibilidad o conservación de la materia, la cual expresa que la sustancia puede combinarse o alterarse en las reacciones, pero no puede desvanecerse en la nada ni crearse de la nada. Esta teoría se convirtió en la base de las ecuaciones y fórmulas de la química moderna (Mortimer, 1983).

Las primeras investigaciones científicas de Lavoisier se centraron en la determinación de las variaciones de peso sufridas por los cuerpos al ser quemados. Comprobó asimismo que esta diferencia se debía a un gas, del mismo aspecto del aire atmosférico, al que bautizó con el nombre de oxígeno. En 1777 fue capaz de descomponer aire en oxígeno y nitrógeno y volver a formarlo nuevamente a partir de estos elementos, con lo que su aseveración se demostró. Como apoyo a su trabajo experimental, definió la materia como un ente susceptible de ser pesado, concepto que desarrolló paralelamente a un perfeccionamiento de la balanza. Enunció asimismo la ley de conservación de la masa en las reacciones, fundamental en la historia de la química, e identificó la noción de elemento como aquella sustancia que no podía descomponerse por la acción de procesos químicos. Realizó las primeras medidas calorimétricas

y estudió, junto a Pierre-Simón Laplace, la respiración animal como un resultado de fenómenos de combustión interna de los tejidos bajo la acción del oxígeno (Chang, 1994).

En su obra *Traité élémentaire de chimie* (1789; Tratado elemental de química), propuso la utilización de una nomenclatura química sistemática y racional y acabó con las teorías flogicistas de la combustión metálica (el flogisto era un hipotético principio inflamable contenido en todas las sustancias combustibles) que consideraban la cal, y no el metal, como sustancia básica de la misma. En 1793, la Convención Nacional, gobierno de la revolución, decretó la detención de los recaudadores generales, entre los que se encontraba Lavoisier. Condenado a muerte, fue guillotinado en París el 8 de mayo de 1794 (Green, 1981).

Materiales, equipos y reactivos

1. Una balanza analítica o semianalítica.
2. Cuatro matraces Erlenmeyer de 250 mL.
3. Una probeta de 100 mL.
4. Un mortero con pistilo.
5. Cuatro globos.
6. Una tableta de Alka-Seltzer.
7. Una aspirina (0.325 g).
8. Bicarbonato de sodio (1.70 g).
9. Ácido cítrico (1.00 g).

Procedimiento (o método)

- a) Coloque en un matraz Erlenmeyer 20 mL de agua destilada y 20 mL de ácido clorhídrico, empleando la probeta.
- b) En el mortero triture con el pistilo una tableta de Alka-Seltzer. A continuación vierta el polvo en el interior de un globo, teniendo cuidado de que no quede en las paredes exteriores del mismo.
- c) Embone la boca del globo con la del matraz Erlenmeyer, asegurándose de que no caiga Alka-Seltzer dentro del matraz. Determine la masa de todo el sistema.
- d) Levante el globo para que el Alka-Seltzer caiga dentro del matraz y espere a que la reacción que se produce finalice.
- e) Determine nuevamente la masa de todo el sistema.
- f) Determine el diámetro del globo inflado.
- g) Aparte, coloque en un matraz Erlenmeyer 20 mL de HCl, empleando la probeta.

- h) Coloque en el interior del globo 1.5 g aproximadamente de NaHCO_3 , teniendo cuidado de que no quede en las paredes exteriores del mismo.
- i) Repita los pasos de los incisos c al f antes mencionados.

Evaluación de la práctica

El alumno realizará el reporte de la práctica, en la cual deberá de contestar las preguntas y anexar fotografías de las actividades realizadas durante la práctica.

79

Preguntas

1. Investigue cuál es la sustancia o sustancias que se utilizan en la fabricación del Alka – Seltzer, aspirina, bicarbonato de sodio y ácido cítrico.
2. Con los resultados obtenidos complete la tabla siguiente.

Actividad	Masa inicial del sistema	Masa final del sistema
1		
2		

3. De acuerdo con los datos de la tabla anterior, ¿se cumple la ley de la conservación de la materia en ambas actividades?
4. Si la respuesta anterior fue negativa, analice si la fuerza de flotación es un factor que influyó en los experimentos. Si es así, considérela en sus cálculos para verificar la ley de la conservación de la materia.
5. Escriba las ecuaciones químicas de las reacciones que se llevaron a cabo en ambas actividades.

Bibliografía

- Chang R. (1994).** “Química”. Edit. Mc Graw-Hill. México, D.F. 17-26 pp.
- Greene J.E. (1981).** “Grandes científicos”. Edit. Diana S.A. México, D.F. 100 pp.
- Mortimer E.C. (1983).** “Química”. Edit. Grupo Editorial Iberoamericana. 44-59 pp.

PRÁCTICA 3

Identificación de un elemento, compuesto y mezcla

Objetivos:

1. Observar la diferencia que hay entre un compuesto, mezcla y elemento, para ver físicamente como esta conformado un elemento, una mezcla y un compuesto y podrá aprender formas de separar un compuesto o una mezcla por el método de la filtración.

80

Introducción

Elemento. El término elemento químico hace referencia a una clase de átomos, todos ellos con el mismo número de protones en su núcleo. Aunque, por tradición, se puede definir elemento químico como aquella sustancia que no puede ser descompuesta, mediante una reacción química, en otras más simples (Burns, 1996).

Es importante diferenciar a un elemento químico de una sustancia simple. El ozono (O_3) y el dióxígeno (O_2) son dos sustancias simples, cada una de ellas con propiedades diferentes. El elemento químico que forma estas dos sustancias simples es el oxígeno (O). Otro ejemplo es el del elemento químico carbono, que se presenta en la naturaleza como grafito o como diamante. Se conocen más de 118 elementos, algunos se han encontrado en la naturaleza, formando parte de sustancias simples o de compuestos químicos, otros han sido creados artificialmente en los aceleradores de partículas o en reactores atómicos (Brown *et. al.*, 2004).

Compuesto. Es una sustancia formada por la unión de dos o más elementos de la tabla periódica. Una característica esencial es que tiene una fórmula química (Burns, 1996).

Mezcla. Es una combinación de dos o más sustancias en tal forma que no ocurre una reacción química y cada sustancia mantiene su identidad y propiedades. Una mezcla puede ser usualmente separada a sus componentes originales por medios físicos: destilación, disolución, separación magnética, flotación, filtración, decantación o centrifugación (Brown *et. al.*, 2004).

Materiales, equipos y reactivos

1. Balanza granataria.
2. Mortero con pistilo.

3. Pipeta graduada de 10 mL.
4. Agitador.
5. Mechero bunsen.
6. Soporte universal.
7. Cristal de reloj.
8. Pinza para tubo de ensaye.
9. Gradilla para tubo de ensaye.
10. Probeta.
11. Papel filtro.
12. Vaso de precipitado de 100 mL.
13. Imán.
14. Embudo de separación.
15. Azúcar.
16. Limadura de hierro.
17. Agua destilada.
18. Sal.
19. Arena.
20. Hidróxido de bario.

Procedimiento (o método)

- a) Pesar en la balanza de granataria 2 g de sal, 2 g de arena, 2 g de limadura de hierro.
- b) Medir 20 mL de agua destilada.
- c) Ya que se tienen pesados los elementos, colocarlos en el vaso de precipitados y agitar hasta obtener una mezcla.
- d) Colocar la mezcla por el embudo de separación. Ya que se tiene separado el líquido en el vaso de precipitado, los elementos que se quedaron en el papel de filtro, secar el papel que contiene los sobrantes.
- e) Montar el soporte universal y el mechero. Poner el vaso de precipitados en el soporte universal a que hierva. Ya que hirvió el líquido se podrá observar que el sobrante es la sal y se pesará.
- f) Cuando este completamente seco el papel con la mezcla que se filtro se pasara el imán por encima de la mezcla para separar la limadura de la arena y se pesará.
- g) Pesar 2 g de azúcar y colocarlo en un tubo de ensaye.
- h) En un segundo tubo de ensaye, colocar el hidróxido de bario con el agua.
- i) Conectar los dos tubos de ensaye con el tubo de desprendimiento. Calentar solo el tubo de ensaye que contiene el azúcar. Ya derretida el azúcar, retirar el tubo de ensaye del mechero y observar que tipo de desprendimiento es el que ocurre.

j) Compare los pesos finales con los pesos iniciales y podrá ver que tanto se ha perdido de cada elemento.

Evaluación de la práctica

El alumno realizará el reporte de la práctica, en la cual deberá de contestar las preguntas y anexar fotografías de las actividades realizadas durante la práctica.

Preguntas

82

1. Define que tipo de mezclas hay en el experimento.
2. ¿Cómo se puede diferenciar un compuesto de una mezcla?
3. ¿Cómo se puede diferenciar una mezcla de un elemento?

Sustancia	Peso inicial	Peso final	Fórmula
Azúcar			
Limadura de hierro			
Sal			
Arena			
Agua destilada			
Hidróxido de bario			

Bibliografía

Brown T.L., LeMay H.E. y Bursten, B.E. y Burge J.R. (2004). “Química: La ciencia central”. Edit. Prenties & Hall. México, D.F. 114-130 pp.

Burns R.A. (1996). “Fundamentos de química”. Edit. Prentice &Hall. 380-421 pp.

PRÁCTICA 4

Reacción química

Objetivos:

1. Observar los fenómenos consecuencias de las reacciones químicas que tienen lugar cuando se mezclan algunas sustancias.

83

Introducción

Una reacción química es una forma de representar matemáticamente el proceso en el que una o más sustancias (los reactantes) se transforman en otras sustancias diferentes (los productos de la reacción). Un ejemplo de reacción química es la formación de óxido de hierro producida al reaccionar el oxígeno del aire con el hierro. Los productos obtenidos a partir de ciertos tipos de reactivos dependen de las condiciones bajo las que se da la reacción química. No obstante, tras un estudio cuidadoso se comprueba que, aunque los productos pueden variar según cambien las condiciones, determinadas cantidades permanecen constantes en cualquier reacción química. Estas cantidades constantes, las magnitudes conservadas, incluyen el número de cada tipo de átomo presente, la carga eléctrica y la masa total (Ruseli y Larena, 1990; Brown *et. al*, 1991; Chang, 1994).

Reacciones inorgánicas:

- Ácido-base
- Combustión
- Disolución
- Oxidación
- Precipitación
- Redox
- Reducción
- Neutralización

Reacciones orgánicas:

- Reacciones de síntesis: $2\text{H}_2 + \text{O}_2 \longrightarrow 2\text{H}_2\text{O}$
- Descomposición: $\text{FeO}_2 \longrightarrow \text{Fe} + \text{O}_2$

- Sustitución. Cuando dos compuestos A y B reaccionan en un compuesto C.
Ejemplo: $2\text{Na} + 2\text{HCl} \longrightarrow 2\text{NaCl} + \text{H}_2$
- Doble Sustitución. Cuando dos compuestos A y B reaccionan en dos compuestos C y D.
Ejemplo: $\text{HCl} + \text{NaOH} \longrightarrow \text{H}_2\text{O} + \text{NaCl}$
- Combustión. Combinación de una sustancia combustible con un elemento oxidante (generalmente el oxígeno) generando calor y productos oxidados (ha de ser oxidación a gran escala, o por el contrario no es combustión). Ejemplo $\text{C}_{10}\text{H}_8 + 12\text{O}_2 \longrightarrow 10\text{CO}_2 + 4\text{H}_2\text{O}$
- Fragmentación. Cuando un compuesto C reacciona en dos compuestos A y B.
- Adición. Cuando dos compuestos A y B reaccionan en tres o más compuestos C, D, E.
- Reordenación. Cuando dos compuestos A y B reaccionan en dos compuestos B y A (equilibrio de reacción)

Es importante mencionar que en toda reacción química existe un rendimiento de una reacción. La cantidad de producto que se suele obtener de una reacción química, es menor que la cantidad teórica. Esto depende de varios factores, como la pureza del reactivo, las reacciones secundarias que puedan tener lugar, etc. El rendimiento de una reacción se calcula mediante la siguiente fórmula:

$$\text{rendimiento}(\%) = \frac{\text{cantidad real de producto}}{\text{cantidad ideal de producto}} * 100$$

Cuando uno de los reactivos esté en exceso, el rendimiento deberá calcularse respecto al reactivo limitante.

Materiales, equipos y reactivos

1. Gradilla.
2. Cuatro tubos de ensaye.
3. Pipeta graduada de 10 mL.
4. Cuatro goteros.
5. Cuatro varillas de vidrio.
6. Una perilla de hule para pipeteo.
7. Espátula.
8. Ácido clorhídrico concentrado.
9. Ácido sulfúrico diluido.
10. Carbonato sódico.
11. Hidróxido amónico concentrado.
12. Hidróxido de sodio concentrado.

Procedimiento (o método)

- a) En un tubo de ensayo recién lavado, colocar 2 mL de disolución de hidróxido de sodio y añadir con cuidado 10 gotas de ácido clorhídrico concentrado. ¿Qué se nota?
- b) En otro tubo de ensayo recién lavado, colocar 1 mL de hidróxido amónico concentrado y añadir con cuidado 5 gotas de ácido clorhídrico concentrado. Agitar. ¿Qué sucede?
- c) En un tercer tubo de ensayo recién lavado, colocar 3 mL de ácido sulfúrico diluido. Añadir despacio con la punta de la espátula, el carbonato sódico en polvo y agitar. ¿Qué se observa?

85

Evaluación de la práctica

El alumno realizará el reporte de la práctica, en la cual deberá de contestar las preguntas y anexar fotografías de las actividades realizadas durante la práctica.

Preguntas

1. Escriba la ecuación química que se lleva a cabo entre el zinc metálico y el ácido clorhídrico.
2. Indique mediante los cálculos necesarios cuál es el reactivo limitante y cuál es el reactivo en exceso.

Bibliografía

Brown T.L., Lemay H.E. y Bursten B.E. (1991). “Química: La ciencia central”. Edit. Prentice-Hall. México, D.F. 28-32 pp.

Chang R. (1994). “Química”. Edit. Mc Graw-Hill. México, D.F.

Russeli J.B. y Larena A. (1990). “Química”. Edit. Mc Grawn-Hill. México, D.F.

PRÁCTICA 5

Polímeros

Objetivos:

Elaborar un objeto de uso común mediante una reacción sencilla observando la aplicación de los enlaces covalentes en la formación de polímeros.

86

Introducción

La materia esta formada por moléculas que pueden ser de tamaño normal o moléculas gigantes llamadas polímeros. Los polímeros se producen por la unión de cientos de miles de moléculas pequeñas denominadas monómeros que forman enormes cadenas de las formas más diversas. Algunas parecen fideos, otras tienen ramificaciones. Algunas más se asemejan a las escaleras de mano y otras son como redes tridimensionales (Burns, 1996).

Existen polímeros naturales de gran significación comercial como el algodón, formado por fibras de celulosas. La celulosa se encuentra en la madera y en los tallos de muchas plantas, y se emplean para hacer telas y papel. La seda es otro polímero natural muy apreciado y es una poliamida semejante al nylon. La lana, proteína del pelo de las ovejas, es otro ejemplo. El hule de los árboles de hevea y de los arbustos de Guayule, son también polímeros naturales importantes. Sin embargo, la mayor parte de los polímeros que usamos en nuestra vida diaria son materiales sintéticos con propiedades y aplicaciones variadas. Lo que distingue a los polímeros de los materiales constituidos por moléculas de tamaño normal son sus propiedades mecánicas. En general, los polímeros tienen una excelente resistencia mecánica debido a que las grandes cadenas poliméricas se atraen. Las fuerzas de atracción intermoleculares dependen de la composición química del polímero y pueden ser de varias clases.

Materiales, equipos y reactivos

1. Placa de calentamiento
2. Dos vasos de precipitado de 250 mL.
3. Agua destilada.
4. Cuchara.
5. Bórax.

6. Resistol 850.

Procedimiento (o método)

- a) Calentar en un vaso de precipitados aproximadamente 100 mL de agua destilada,
- b) Colocar 10 g de bórax en otro vaso de precipitados y agregar 20 mL de agua caliente.
- c) Agitar hasta que se disuelva la mayor parte del bórax. Luego, agregar en la disolución dos cucharadas de resistol 850 y mezclar con los dedos el resistol con la disolución, dándole una forma esférica.
- d) Sacar el componente del vaso y moldear con las manos una forma esférica. La esfera ahora puede rebotar contra superficies duras (compruébalo).

87

Evaluación de la práctica

El alumno realizará el reporte de la práctica, en la cual deberá de contestar las preguntas y anexar fotografías de las actividades realizadas durante la práctica.

Preguntas

Investiga la formula de un polímero identificando en él los enlaces covalentes.

Bibliografía

Brown T.L., LeMay H.E. y Bursten, B.E. y Burge J.R. (2004). "Química: La ciencia central". Edit. Prenties & Hall. México, D.F.456-460 pp.

Burns R.A. (1996). "Fundamentos de química". Edit. Prentice &Hall. 601-608 pp.

PRÁCTICA 6

Valoración ácido-base

Objetivos:

1. Conocerá y aplicará el método volumétrico para realizar una titulación ácido-base.
2. Determinará el punto de equivalencia de una reacción ácido-base, mediante el uso de una disolución indicadora.
3. Justificará mediante los resultados obtenidos la validez de la reacción química que se establece entre un ácido fuerte y una base fuerte.

88

Introducción

Desde los albores de la química experimental, los científicos se dieron cuenta de que algunas sustancias, llamadas ácidos, tienen sabor agrio y pueden disolver los metales activos como el hierro y el zinc. Los ácidos también ocasionan que ciertos tintes vegetales como el tornasol cambien de color (Mortimer, 1983; Brown *et.al.*, 1991).

En forma semejante, las bases tienen propiedades características, como su sabor amargo y su sensación resbalosa al tacto. Las bases presentan, como los ácidos, la característica de que cambian la coloración de ciertas sustancias vegetales. La técnica de titulación ácido-base consiste en emplear un ácido de concentración conocida para valorar una base de concentración desconocida o viceversa. Para determinar el punto final (o de equivalencia) de la reacción se pueden utilizar indicadores colorimétricos o potenciómetros. En esta práctica se utilizará una disolución de fenolftaleína como indicador del fin de la reacción, y se trabajará con un ácido y una base fuertes (Chang, 1994).

Materiales, equipos y reactivos

1. Una bureta automática de 50 mL.
2. Un matraz Erlenmeyer de 250 mL.
3. Una placa de agitación.
4. Un agitador magnético.
5. Un embudo de filtración,
6. Dos pipetas volumétricas: una de 20 mL, y otra de 10 mL.
7. Una perilla de hule.

8. Papel pH.
9. Un vaso de precipitados de 100 mL.
10. Agua destilada.
11. Disolución de fenolftaleína.
12. Hidróxido de sodio al 0.1 M.
13. Ácido clorhídrico al 0.1 M.

Procedimiento (o método)

89

- a) Verifique que la llave de la bureta esté cerrada. Vierta en ella la solución de hidróxido de sodio (precaución: el hidróxido de sodio es caústica, Si le cae en las manos, lávese con agua en abundancia), empleando el embudo de filtración hasta su llenado.
- b) Vierta 30 mL de la solución de ácido clorhídrico (tenga precaución durante su manejo, es tóxico e irritante), utilizando las pipetas, en un matraz Erlenmeyer. Incline el matraz ligeramente y deje resbalar el agitador magnético por las paredes.
- c) Coloque el matraz Erlenmeyer sobre la parrilla de agitación, colocando entre ésta y aquél una hoja blanca. La hoja se coloca con el objeto de observar mejor el cambio de color del indicador,
- d) Coloque la bureta de tal manera que la punta de ésta quede en el interior del matraz y a 1 cm abajo, aproximadamente, de la boca del mismo.
- e) Añada de dos a tres gotas de la disolución de fenolftaleína al ácido clorhídrico contenido en el matraz Erlenmeyer.
- f) Encienda la parrilla. Verifique que el botón de calentamiento esté apagado, y encienda el botón de agitación hasta que el agitador magnético gire a una velocidad moderada.
- g) Abra la llave de la bureta para adicionar la solución, de hidróxido de sodio. Se recomienda no abrirla totalmente, ya que de esta manera se tiene un mejor control sobre el volumen de sosa adicionado.
- h) Un buen indicio de que el punto de equivalencia está cercano, consiste en que cuando la solución de hidróxido de sodio se pone en contacto con la del ácido clorhídrico, la coloración rosa no desaparece tan rápidamente como al principio de la titulación. Es aconsejable en este momento disminuir la rapidez de goteo, para que en el momento en que la disolución del matraz adquiera un color rosa muy tenue, pero persistente, se cierre la llave de la bureta.
- i) Anote el volumen de hidróxido de sodio que se utilizó en la valoración.
- j) Introduzca un pedazo de papel pH en la disolución del matraz Erlenmeyer, y anote el **valor** que tiene, mediante la escala de pH. Asimismo, tome los valores de pH, tanto para la solución del hidróxido de sodio como para la del ácido clorhídrico.

Evaluación de la práctica

El alumno realizará el reporte de la práctica, en la cual deberá de contestar las preguntas y anexar fotografías de las actividades realizadas durante la práctica.

Preguntas

90

1. Defina el concepto de un ácido y de una base según las teorías de:
 - a) Arrhenius.
 - b) Bconsted-Lowry.
2. Describa brevemente cómo prepararía:
 - a) 250 mL de disolución de hidróxido de sodio al 0.1 M.
 - b) 250 mL de disolución de ácido clorhídrico al 0.1 M.
3. Escriba la ecuación química de la reacción que se establece entre el hidróxido de sodio y el ácido clorhídrico.
4. Con base en la ecuación química anterior y el volumen de hidróxido de sodio que se utilizó en la valoración, determine el volumen de ácido clorhídrico necesario para la neutralización de la sosa caústica.
5. Llene la tabla siguiente:

Disolución	pH experimental
NaOH, 0.1 M	
HCl, 0.1 M	
NaOH, 0.1 M + HCl, 0.1N	

6. Investigue qué es la fenolftaleína, y a que se debe que en medio ácido posea cierta coloración, mientras que en medio básico posea otra.

Bibliografía

Brown T.L., LeMay H.E. y Bursten, B.E. y Burge J.R. (2004). "Química: La ciencia central". Edit. Prenties & Hall. México, D.F. 612-651 pp.

Chang R. (1994). "Química". Edit. Mc Graw-Hill. México, D.F.

Mortimer E.C(1983). "Química". Edit. Iberoamericana. México, D.F.

PRÁCTICA 7

Enlaces químicos

Objetivos:

El alumno analizará algunas sustancias químicas y su capacidad para transmitir corriente eléctrica.

91

Introducción

La conductividad es una propiedad que presentan algunas sustancias para poder transmitir la corriente eléctrica. Una sustancia conduce la corriente eléctrica en la medida en que genera iones.

Por ejemplo, el NaCl, cuando se disuelve en agua, se disocia en Na^+ y Cl^- (Burns, 1996).

Las sustancias que, en solución, conducen la corriente eléctrica, se llaman electrólitos. Si no la conducen, se las denomina no electrolitos. Los electrólitos pueden ser fuertes o débiles, según sean buenos o regulares conductores de la electricidad (Brown *et. al.*, 2004).

Cuando una molécula de una sustancia contiene átomos de metales y no metales, los electrones son atraídos con más [fuerza](#) por los no metales, que se transforman en iones con carga negativa; los metales, a su vez, se convierten en iones con carga positiva. Entonces, los iones de diferente signo se atraen electrostáticamente, formando enlaces iónicos. Las sustancias iónicas conducen la [electricidad](#) cuando están en [estado](#) líquido o en disoluciones acuosas, pero no en [estado](#) cristalino, porque los iones individuales son demasiado grandes para moverse libremente a través del cristal (Burns, 1996).

Cuando los electrones son compartidos simétricamente, el enlace puede ser metálico o covalente apolar; si son compartidos asimétricamente, el enlace es covalente polar; la transferencia de electrones proporciona enlace iónico. Generalmente, la tendencia a una [distribución](#) desigual de los electrones entre un par de átomos aumenta cuanto más separados están en la [tabla periódica](#) (Brown *et. al.*, 2004).

Materiales, equipos y reactivos

1. Sal de mesa (NaCl).
2. Azúcar.
3. Bicarbonato de Sodio (NaHCO_3).

4. Sulfato de cobre (CuSO_4).
5. Cal (Óxido de Calcio).
6. Almidón.
7. Aceite comestible.
8. Etanol.
9. Acetona.
10. Agua destilada.
11. Vinagre.
12. Gasolina.
13. Circuito Eléctrico.
14. Vasos de precipitados de 100 mL.

Procedimiento (o método)

- a) Vierta en los vasos de precipitados agua destilada (aproximadamente 50mL).
- b) Agregue a cada uno las sustancias, las sólidas una pizca (lo que tomen tus dedos) y las líquidas; 1mL. Después de todo este procedimiento, introduce los electrodos del circuito eléctrico en cada vaso.
- c) Observe si la mezcla conduce o no la corriente eléctrica. y además si la conduce ¿con qué intensidad?

Evaluación de la práctica

El alumno realizará el reporte de la práctica, en la cual deberá de contestar las preguntas y anexar fotografías de las actividades realizadas durante la práctica.

Preguntas

1. Completa el cuadro de acuerdo a lo desarrollado durante la práctica.

Sustancia	Estado de agregación	¿Conduce la Electricidad?	Color	Enlace covalente		Enlace iónico	Fórmula
				Polar	No Polar		
Sal de mesa							
Azúcar							
Bicarbonato de sodio							
Sulfato de cobre							
Cal							
Almidón							
Aceite comestible							
Etanol							
Acetona							
Agua destilada							
Vinagre							
Gasolina							

2. Mencione si la mezcla conduce o no la corriente eléctrica, en caso de conducir corriente ¿con qué intensidad?

Bibliografía

Brown T.L., LeMay H.E. y Bursten, B.E. y Burge J.R. (2004). “Química: La ciencia central”. Edit. Prenties & Hall. México, D.F.276-290 pp.

Burns R.A. (1996). “Fundamentos de química”. Edit. Prentice &Hall. 191-218 pp.

PRÁCTICA 8

Reacciones endotérmica y exotérmica

Objetivos:

1. Distinguir los procesos entre reacciones exotérmicas y endotérmicas.

Introducción

94

La energía se conserva durante las reacciones químicas. En una reacción pueden considerarse dos fases diferenciadas: en primer lugar, los enlaces químicos de los reactivos se rompen, y luego se reordenan constituyendo nuevos enlaces. En esta operación se requiere cierta cantidad de energía, que será liberada si el enlace roto vuelve a formarse. Los enlaces químicos con alta energía se conocen como enlaces fuertes, pues precisan un esfuerzo mayor para romperse. Si en el producto se forman enlaces más fuertes que los que se rompen en el reactivo, se libera energía en forma de calor, constituyendo una reacción exotérmica. En caso contrario, la energía es absorbida y la reacción se denomina endotérmica. Debido a que los enlaces fuertes se crean con más facilidad que los débiles, son más frecuentes las reacciones exotérmicas espontáneas; un ejemplo de ello es la combustión de los compuestos del carbono en el aire para producir CO_2 y H_2O , que tienen enlaces fuertes. Pero también se producen reacciones endotérmicas espontáneas, como la disolución de sal en agua (Burns, 1996).

Las reacciones endotérmicas suelen estar asociadas a la disociación de las moléculas. Esto último puede medirse por el incremento de la entropía del sistema. El efecto neto de la tendencia a formar enlaces fuertes y la tendencia de las moléculas e iones a disociarse se puede medir por el cambio en la energía libre del sistema. Todo cambio espontáneo a temperatura y presión constantes implica un incremento de la energía libre, acompañado de un aumento de la fuerza del enlace. Muchas reacciones químicas emiten energía. Las reacciones químicas que liberan energía se llaman reacciones exotérmicas. Algunas reacciones químicas absorben energía y las reacciones se llaman endotérmicas (Brown *et. al.*, 2004).

Los productos obtenidos a partir de ciertos tipos de reactivos dependen de las condiciones bajo las que se da la reacción química. No obstante, tras un estudio cuidadoso se comprueba que, aunque los productos pueden variar según cambien las condiciones, determinadas cantidades permanecen constantes en cualquier reacción química. Estas cantidades constantes, que reciben el nombre de magnitudes conservadas, incluyen el número de cada tipo de átomo presente, la carga eléctrica y la masa total. La velocidad de la reacción

puede modificarse no sólo con catalizadores, sino también mediante cambios en la temperatura y en las concentraciones. Al elevar la temperatura se incrementa la velocidad a causa del aumento de la energía cinética de las moléculas de los reactivos, lo que provoca un mayor número de colisiones por segundo y hace posible la formación de estados de transición. Con el aumento de la concentración se consigue incrementar la velocidad de la reacción, al aumentar el número y la velocidad de las colisiones moleculares (Burns, 1996).

Materiales, equipos y reactivos

95

1. Matraz volumétrico aforados de 1,000 mL.
2. Matraz Erlenmeyer de 500 mL.
3. Ácido bórico.
4. Hidróxido de sodio.
5. Termómetro de mercurio con rango de -10º a 120ºC.

Procedimiento (o método)

- a) Colocar 500 g de hidróxido de sodio en el matraz volumétrico, agregar agua destilada y agitar suavemente para mezclar los reactivos.
- b) Durante la disolución tomar cada 15 minutos la temperatura.
- c) En el matraz Erlenmeyer colocar 200 mL de agua destilada y agregar poco a poco el ácido bórico hasta que el matraz comience a sudar. Tomar la temperatura cada 15 minutos y anotar.

Evaluación de la práctica

El alumno realizará el reporte de la práctica, en la cual deberá de contestar las preguntas y anexar fotografías de las actividades realizadas durante la práctica.

Preguntas

1. Identifica los siguientes cambios como endotérmicos o exotérmicos. (Pregúntate si la reacción requiere que se añada energía de calor para que ésta ocurra o si libera energía en forma de calor.)
 - a) Derritiendo hielo.
 - b) Encendiendo un cerillo.
 - c) Hielo seco al contacto con el aire.
 - d) Friendo un huevo.
 - e) Quemando gasolina.
 - f) Explosión de gas de hidrógeno.
2. El agua de una tetera se calienta en una estufa. La temperatura del agua aumenta. ¿Es esto un proceso endotérmico o exotérmico?
3. Si una pieza de hierro al rojo vivo se deja caer en un cubo de agua, ¿qué tipo de cambio de calor toma lugar en referencia al agua? ¿Qué tipo de cambio de calor toma lugar en referencia al hierro?
4. Explica en términos del flujo de energía cómo una bolsa fría trabaja en un tobillo lastimado.

Bibliografía

Brown T.L., LeMay H.E. y Bursten, B.E. y Burge J.R. (2004). "Química: La ciencia central". Edit. Prentice & Hall. México, D.F. 112-143 pp.

Burns R.A. (1996). "Fundamentos de química". Edit. Prentice & Hall. 283-308 pp.

PRÁCTICA 9

Preparación de soluciones normales y molares

Objetivos:

1. Preparar soluciones a una concentración Normal o Molar determinada
2. Establecer la equivalencia entre normalidad y molaridad de soluciones monovalentes
3. Conocer el concepto de titulación y su utilidad.
4. Conocer qué es peso equivalente, miliequivalente y su aplicación
5. Saber qué es un estándar primario y para que sirve.
6. Determinar experimentalmente la concentración de una sustancia mediante la técnica de titulación directa con estándar primario.
7. Reconocer los indicadores adecuados para la titulación de un ácido fuerte y una base fuerte.
8. Identificar los datos necesarios para calcular la normalidad de una sustancia cuando se utiliza un estándar primario.

97

Introducción

La preparación de soluciones de ácidos y bases fuertes implica conocer la definición de unidades de concentración tales como la molaridad y la normalidad:

- **Molaridad.** Se define como el número de moles de soluto presentes en un litro de solución es decir, $M = n/V(L)$ donde M es la molaridad , n el número de moles y V el volumen en litros de solución.
- **Normalidad.** Se define como el número de equivalentes de soluto presentes en un litro de solución. Es decir $N = eq/V(L)$ donde N es la normalidad, eq son los equivalentes que para sistemas de ácido-base dependen del número de iones H^+ ó de iones OH^- . En el caso del ácido clorhídrico y la sosa los equivalentes son iguales al número de moles, por lo que la molaridad es igual a la normalidad. Otro concepto que es importante recordar es la definición de ácido y de base:
- **Ácido.** sustancia capaz de donar iones H^+ en solución acuosa. Un ácido se considera fuerte cuando se encuentra totalmente dissociado , por ejemplo el HCl , HNO_3 , H_2SO_4 .
- **Base.** sustancia capaz de donar iones OH^- en solución acuosa. Una base se considera fuerte cuando al disolverse se disocia totalmente, por ejemplo el $NaOH$, KOH .

Materiales, equipos y reactivos

1. Vaso de precipitados de 50 mL para vaciar el HCl y después medirlo.
2. Pipeta de 10 mL.

3. Matraz aforado de 500 mL
4. HCl concentrado.
5. Vaso de precipitados de 50 mL.
6. Matraz aforado de 500 mL.
7. Balanza analítica.
8. Hidróxido de sodio.
9. Agua destilada hervida y fría.

Procedimiento (o método)

98

a) En una pipeta de 10 ml, medir aproximadamente 4.15 mL de HCl y vaciarlo en un matraz aforado de 500 mL, al que se le agregó previamente de 50 a 100 ml de agua. Aforar con agua destilada hasta la marca. El HCl grado reactivo tiene una concentración de 36.5 a 37.5%, lo cual equivale a una solución 12 N. Entonces, para un litro de solución 0.1N el volumen necesario es:

$$V = \frac{(0.1 \text{ N}) (1,000 \text{ mL})}{12 \text{ N}} = 8.33$$

b) En una balanza granataria pesar un vaso de precipitados de 500 mL. Pesar en el vaso 2.25 g. de NaOH. Disolver cuidadosamente con agua destilada hervida durante 10 minutos para liberar el CO₂. La reacción es exotérmica. Dejar enfriar la solución. Transferir a un matraz aforado de 500 mL y aforar con agua destilada.

Evaluación de la práctica

El alumno realizará el reporte de la práctica, en la cual deberá de contestar las preguntas y anexar fotografías de las actividades realizadas durante la práctica.

Preguntas

1. ¿Por qué es necesario agregar previamente agua al matraz donde se prepara la solución de HCl?
2. ¿Por qué es necesario hervir el agua para preparar la solución de NaOH?
3. ¿Por qué se pesa una pequeña cantidad extra de NaOH en la preparación de la solución de esta?
4. ¿Cuál es la manera correcta de pipetear el ácido?
5. ¿Qué precauciones debes tener al manejar el ácido y la sosa?

Bibliografía

Brown T.L., LeMay H.E. y Bursten, B.E. y Burge J.R. (2004). "Química: La ciencia central". Edit. Prentice & Hall. México, D.F. 74-102 pp.

Burns R.A. (1996). "Fundamentos de química". Edit. Prentice & Hall. 255-276 pp.

PRÁCTICA 10

Titulación DE HCL Y NAOH

Objetivos:

1. Valorar las soluciones que se prepararon en la práctica anterior y que teóricamente son 0.1N.
2. Adquirir habilidad en el manejo de la bureta para realizar valoraciones (titulaciones).
3. Realizar al mismo tiempo una curva de titulación de pH vs. mL agregados de titulante, para observar qué sucede con el pH al ir agregando el HCl.

100

Introducción

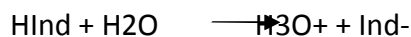
De acuerdo a Burns (1996) la volumetría se basa en la reacción de dos volúmenes de dos soluciones, una de las cuales es de concentración conocida y de la otra se quiere determinar; generalmente se expresa en términos de concentración *NORMAL* y se auxilia de la técnica de la titulación. La titulación o valoración es el procedimiento empleado en análisis volumétrico, en el cual una solución de concentración conocida llamada titulante o patrón, se le agrega a una solución de concentración desconocida desde una bureta hasta lograr el punto final o de equivalencia (diferente al punto de equilibrio). Los titulantes comúnmente usados para reacciones en soluciones acuosas son el ácido clorhídrico y el hidróxido de sodio. Ocasionalmente se emplean el hidróxido de potasio y ácido sulfúrico. Los requisitos para las reacciones empleadas en volumetría son:

1. No deben existir reacciones colaterales.
2. La reacción debe terminar por completo en el punto de equivalencia, es decir, que sea estequiométricamente completa. Para obtener resultados satisfactorios es importante escoger el indicador adecuado de acuerdo con el pH en el punto de equivalencia de la reacción.

Por su parte, Brown *et. al.* (2004) la titulación de soluciones con estándares primarios se determina la normalidad de una solución, sin un alto riesgo de error. Estos estándares son polvos finos, con alto grado de pureza, de composición conocida, estables a temperaturas de 100-110°C y pueden pesarse fácilmente. La humedad es un agente que alteraría los resultados, por tal razón deben secarse antes de pesar, a una temperatura de 100 a 110°C, por lo que deben ser estables a estas temperaturas.

Indicador. Generalmente son ácidos o bases débiles con una constante de ionización definida, íntimamente relacionada con el cambio de color del indicador a diferente pH. Su funcionamiento se puede aclarar mediante la ecuación de equilibrio:

Reacción Reversible:



$$K_{\text{Ind}} = \frac{(\text{H}_3\text{O}^+) (\text{Ind}^-)}{\text{HInd}}$$

101

Donde:

K_{Ind} : constante de equilibrio de la reacción de disociación del Indicador.

HInd : (indicador: ácido débil) tiene un color como ácido no disociado.

Ind^- : (indicador: base débil) tiene otro color como ácido disociado.

Experimentalmente se ha demostrado que el cambio de color perceptible al ojo humano se verifica cuando el 10% del indicador ha cambiado de una forma a otra.

Materiales, equipos y reactivos

1. 1 vidrio de reloj.
2. 1 espátula.
3. 3 vasos de precipitados de 250 mL.
4. 1 probeta de 50 mL.
5. 1 bureta graduada de 50 mL.
6. 1 electrodo indicador de pH.
7. 1 pinzas para bureta.
8. Papel milimétrico.
9. 1 piceta.
10. Soluciones de HCl y NaOH al 0.1 N.
11. Carbonato de potasio.
12. Biftalato de potasio.
13. Fenolftaleína.
14. Anaranjado de metilo.
15. Soluciones buffer para calibrar el potenciómetro de pH 4 , de 7 y de 10.

Procedimiento (o método)

A) Titulación de HCl 0.1 N = 0.1 M

1. Se coloca en la estufa el K_2CO_3 a secar ($120\text{ }^{\circ}\text{C}$, 1 hora). Se pesan 0.106 g de K_2CO_3 por triplicado (pesarlo rápido pues la sal se humedece inmediatamente).
2. La sal se coloca en un vaso de precipitados y se ajusta el volumen con agua a 100 mL aproximadamente.
3. Añadir de 2 a 3 gotas de anaranjado de metilo (0.1% en etanol).
4. Introducir en esta solución un electrodo indicador de pH.
5. Colocar la solución de HCl que se va a valorar en la bureta y añadir de mL a mL a la solución de carbonato, anotando el pH después de cada adición.
6. Anotar el volumen de titulante gastado hasta el momento en que el color de la solución cambie de amarillo a canela. Completar la titulación hasta completar los 50 mL.
7. Repite la titulación dos veces más sin medir el pH y deteniéndola al vire de color del indicador, anota los mL gastados con exactitud.

102

B) Titulación de NaOH 0.1 N = 0.1 M

1. Pesar 0.408 g de biftalato de potasio por triplicado y colocarlos respectivamente en los vasos de precipitados.
 2. Disolver en 100 mL de agua destilada aproximadamente.
 3. Agregar fenolftaleína (1 gota) y colocar el electrodo indicador de pH
 4. Colocar la solución de sosa a valorar en la bureta.
 5. Añadir la solución de sosa de mL en mL, midiendo el pH en cada mL agregado; esto servirá para trazar la curva de titulación de pH en función de los mL agregados, hasta completar los 50 mL.
- Anotar el volumen en el cambio de color del indicador. Titular hasta la aparición de un color rosa muy ligero
6. Repetir la operación dos veces más sin medir el pH y anotando el volumen gastado al momento del vire del indicador con exactitud.

Evaluación de la práctica

El alumno realizará el reporte de la práctica, en la cual deberá de contestar las preguntas y anexar fotografías de las actividades realizadas durante la práctica.

Preguntas

1. Busca las constantes de acidez del CO_3 .
2. Traza la curva pH vs. mL agregados de HCl 0.1 N y en base a ella explica porqué utilizaste anaranjado de metilo como indicador y no fenolftaleína.
3. ¿Cómo funciona el anaranjado de metilo?
4. Reporta tus resultados
 - a) la N de HCl promedio
 - b) % de error
5. Buscar la fórmula del biftalato y sus constantes de acidez.
6. Calcular el pH en el punto de equivalencia.
7. ¿Por qué se usa fenolftaleína como indicador?
8. ¿Por qué el volumen de 100 mL es aproximadamente?
9. ¿Por qué el biftalato se tiene que secar?
10. Reporta la concentración Normal promedio de NaOH y el % de error.

Bibliografía

Brown T.L., LeMay H.E. y Bursten, B.E. y Burge J.R. (2004). "Química: La ciencia central". Edit. Prentice & Hall. México, D.F. 612-644 pp.

Burns R.A. (1996). "Fundamentos de química". Edit. Prentice & Hall. 471-502 pp.

PRÁCTICA 11

Determinación gravimétrica de cobre en una sal soluble

Objetivos:

1. Cuantificar el contenido de cobre en una muestra de una sal soluble por precipitación del ión cúprico con una solución acuosa de hidróxido de potasio para formar el hidróxido de cobre que por calcinación pasa a CuO sólido.
2. Tendrá la habilidad de determinar el contenido del metal en una muestra por métodos gravimétricos.

104

Introducción

Los métodos gravimétricos están basados en la determinación de un elemento o compuesto mediante la formación de un producto insoluble, estable y fácil de pesar, en el cual intervenga el elemento o compuesto por analizar. Del peso del precipitado obtenido se puede calcular la cantidad de dicho elemento o compuesto, de acuerdo con la estequiometría de la reacción.

El análisis cuantitativo gravimétrico tiene una alta exactitud y precisión, cometiéndose errores menores al 0.1% del contenido de los constituyentes mayores y menores a la muestra a analizar. En esta práctica, el cobre contenido en una muestra de sal soluble precipita cuantitativamente en solución acuosa con el reactivo hidróxido de potasio produciendo un precipitado de $\text{Cu}(\text{OH})_2$. La constante del producto de solubilidad del hidróxido cúprico es de $4.8 \cdot 10^{-20}$, con una solubilidad del

ión $\text{Cu}(\text{II})$ de $7.9 \cdot 10^{-6} \text{ M}$ (moles por litro), valor que disminuye cuando éste pasa a CuO por calentamiento. El precipitado de CuO de color negro, se filtra, lava, seca, y calcina a 800°C y finalmente se enfría y pesa. Del residuo obtenido se calculan los gramos de Cu aplicando la siguiente ecuación:

$$g_{\text{Cu}} = (\text{Peso en gramos del residuo de CuO}) \cdot (\text{factor gravimétrico})$$

Materiales, equipos y reactivos

1. KOH.
2. Muestra de cloruro de cobre.
3. Mechero.
4. Crisol Gooch.
5. Mufla eléctrica.
6. Soporte y anillo.
7. Pinza para el crisol.
8. Matraz Kitazato.
9. Bombas de vacío.
10. Papel indicador pH.
11. Suspensión de Asbesto.
12. Vaso de precipitados de 250 mL.
13. Estufa eléctrica.
14. Desecador.
15. Tela de asbesto.
16. Piceta.
17. Crisol de porcelana.

Procedimiento (o método)

- a) Preparar el Gooch. Lavar varias veces el crisol conteniendo la capa de asbesto y secar hasta peso constante (Wg)
- b) Diluir la solución de Cu hasta un volumen de 70-80 mL, calentar a ebullición y agregar gota a gota, con agitación constante una solución de KOH 1M hasta total precipitación (precipitado negro), más unas 3-4 gotas de exceso.
- c) Calentar el precipitado a baño maría sin agitación por 30 minutos. Lavarlo por decantación varias veces con agua destilada y finalmente pasarlo al crisol Gooch previamente tarado. Continuar lavando el precipitado con agua destilada caliente hasta reacción neutra de las aguas de lavado.
- d) Colocar al Gooch que contiene el precipitado en un crisol de porcelana de mayor tamaño.
- e) Colocar los dos crisoles en la mufla a la temperatura de 800°C para la calcinación del precipitado durante 30 minutos hasta peso constante, enfriar en un desecador y pesar únicamente el Gooch tarado con el residuo de CuO (Wgr). Para calcular los miligramos de cobre en la solución se utiliza la siguiente ecuación:

$$\text{mg Cobre} = (Wg - Wgr) * \text{factor gravimétrico} * 1000$$

Evaluación de la práctica

El alumno realizará el reporte de la práctica, en la cual deberá de contestar las preguntas y anexar fotografías de las actividades realizadas durante la práctica.

106

Preguntas

- 1.-Define lo que es el método gravimétrico
2. Muestra las reacciones balanceadas que se dan en el experimento (2 reacciones)
3. ¿Cómo se calcula el factor gravimétrico?
4. Durante la experimentación, ¿Por qué se calcina el precipitado $\text{Cu}(\text{OH})_2$?
5. ¿Qué es una coprecipitación?, ¿Cuáles son sus causas?, ¿Cómo se puede evitar?
6. ¿Qué es un precipitado coloidal? ¿Qué problemas causa?
7. ¿Por qué es necesario lavar un precipitado antes de secar y calcinar?
8. ¿Cuáles son los tipos de precipitados y cómo se deben de lavar cada uno?
9. Muestra tus resultados y memoria de cálculos.
10. Deduce la fórmula para calcular los mg de cobre en la muestra.
11. Realiza el análisis de tus resultados, muestra el %Error y menciona las posibles causas de éste.
12. Plantea una técnica para analizar cobre por una técnica en la cual se emplee menos tiempo.

Bibliografía

Brown T.L., LeMay H.E. y Bursten, B.E. y Burge J.R. (2004). "Química: La ciencia central". Edit. Prentice & Hall. México, D.F. 7-22 pp.

Burns R.A. (1996). "Fundamentos de química". Edit. Prentice & Hall. 44-58 pp.