

La electrocardiografía en los animales de experimentación

M. Illera, M. Ponce y J. Ponce

Cátedras de Fisiología y Patología
Facultad de Veterinaria
Madrid

(Recibido el 9 de diciembre de 1971)

M. ILLERA, M. PONCE and J. PONCE. *Electrocardiography in Laboratory Animals*. R. esp. Fisiol., 28, 103-108. 1972.

The ECG of common laboratory animals are studied. Six derivations from every species are obtained. Determination is made of sites where electrodes are to be placed so as to obtain a more accurate and easily reproducible ECG along the time.

The authors point out the convenience of standardization of emplacement of electrodes for electrocardiographic registers in animals.

Considerando al electrocardiograma (ECG) como un medio eficaz, rápido y seguro para obtener una información básica de la hemodinámica cardíaca, no cabe la menor duda de que tiene gran aplicación en el laboratorio de investigación.

Si en el aspecto clínico el ECG deja un tanto que desear, ya que no se puede admitir que por sí mismo sea capaz de proporcionar un diagnóstico preciso de una enfermedad cardíaca; en el campo de la investigación puede considerársele como un instrumento útil para proporcionar una información elemental de las condiciones en que se encuentra el corazón del animal de experimentación, bien sea antes, durante o después de haber utilizado aquel animal en un ensayo biológico.

En efecto, al obtener un ECG antes de utilizar al animal tiene la ventaja de que nos indicará si está en condiciones de soportar el ensayo al que se va a someter.

El obtener un ECG durante la experi-

mentación sea del tipo que sea (aguda, subaguda o crónica) proporcionará una valiosa información por cuanto se sabrán los cambios que se producen en los fenómenos de conducción cardíaca en aquel animal.

Por último, el conocer el estado fisiológico del animal, concluido el ensayo, tendrá la ventaja de poder evaluar los cambios acontecidos al compararlo con el ECG previo a la experimentación.

Varios son los trabajos últimamente publicados (1-3, 7-11, 14, 19-20) referentes a la obtención de ECG en algunas de las especies animales que se utilizan en el laboratorio, pero ninguno de ellos agrupa los electrocardiogramas de todas esas especies. Por otro lado, como quiera que en nuestro continuo trabajo de experimentación animal se han encontrado algunos factores que intervienen en la obtención de un ECG más preciso y exacto, hemos considerado a ambos puntos más que suficientes para justificar este trabajo.

Material y métodos

ANIMALES. Se lleva a cabo en las siguientes especies de animales: perros, gatos, conejos, cobayas, rata, ratón y hamsters. No se ha tenido en cuenta ni la raza ni la edad de los individuos en particular, puesto que se trataba de animales de los que se utilizan corrientemente en todo laboratorio de control.

Todos los animales fueron anestesiados con pentobarbital sódico por vía intraperitoneal, con dosis comprendidas entre los 25 y 40 mg/kg, según las especies. Al cabo de unos 15 minutos los animales estaban ya en condiciones óptimas para llevar a cabo los registros electrocardiográficos.

La posición del animal es de gran importancia para obtener un buen ECG. Se considera como la postura óptima aquella en la que se coloca al animal en decúbito lateral derecho y con las patas estiradas lo más perpendicularmente posible a la columna vertebral.

ELECTROCARDIOGRAFO. Se utilizan dos tipos distintos de electrocardiografos: uno, el incluido en el aparato de registros *Physiograph*, diseñado por Laboratory of Biophysics of the Department of Physiology at Baylor University College of Medicine, que tiene la ventaja de estar provisto de cuatro canales para poder registrar simultáneamente cambios respiratorios y/o circulatorios además del ECG; pero tiene el inconveniente de servir únicamente para obtener las derivaciones estándar bipolares. El otro aparato es el *Cardiostat-T* Siemens, de un solo canal, pero con la ventaja de estar transistorizado y con los dispositivos necesarios para obtener derivaciones bipolares estándar y unipolares aumentadas.

ELECTRODOS. Se han utilizado electrodos de placa y de aguja. No se dispone de electrodos de clip. Se consideran como más útiles los de aguja por ser más cómodos de aplicar de tal forma que todos los

registros electrocardiográficos aquí representados están obtenidos con la ayuda de esos electrodos. Para mayor comodidad los cables portadores de los electrodos están codificados con un color para que se coloque siempre sobre un miembro determinado. El tamaño de las agujas utilizadas varió según las especies.

Nuestro trabajo estaba orientado, principalmente, a encontrar los lugares más idóneos para la colocación de los electrodos, de tal forma que se obtendrían unos registros más sensibles y más constantes. Los lugares encontrados como más adecuados han sido:

a) *Miembros anteriores.* Se introducen los electrodos subcutáneamente, por delante y paralelos a las apófisis acromion de las escápulas, lugar de inserción próximo al comienzo del cartílago de prolongación. Dirección de la aguja de arriba a abajo.

b) *Miembro posterior izquierdo.* Paralelo y por delante de la cara externa del fémur comenzando la inserción del electrodo en lugar próximo a la articulación coxo-femoral en dirección de arriba a abajo.

c) *Miembro posterior derecho.* No influye para nada la colocación de este electrodo, ya que es el indiferente. Asimismo se ha podido comprobar que su desconexión no afecta al trazado electrocardiográfico.

Colocados todos los electrodos en su lugar correspondiente se puede comenzar el registro. En caso de necesidad pueden sujetarse los cables conductores a la piel del animal con la ayuda de un esparadrapo.

DERIVACIONES. Se han empleado las tres derivaciones bipolares estándar (I, II y III) y las unipolares aumentadas (aVR, aVL y aVF). Utilizando el electrocardiografo descrito en segundo término basta con colocar los electrodos en los lugares señalados y accionar el mando del aparato para obtener la derivación deseada.

VELOCIDAD DE REGISTRO. Se han utilizado las velocidades estándar de 25 y 50 mm/segundo, utilizando una u otra, claro está, según la especie animal, ya que la variación del ritmo cardíaco es notoria. De cualquier forma, en las gráficas obtenidas se incluye la velocidad utilizada en cada caso.

Resultados

La figura 1 muestra los trazados del ECG de un perro colocando los conductores en las posiciones que hemos indicado como óptimas y registrando las seis derivaciones descritas. En la figura 2 se encuentran los resultados obtenidos en gatos bajo las mismas condiciones.

Las figuras 3, 4, 5, 6 y 7 muestran los trazados electrocardiográficos obtenidos

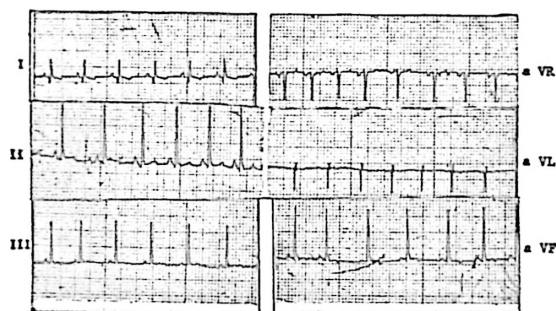


Fig. 1. *Electrocardiograma de perro, raza indefinida, anestesiado con pentobarbital sódico.* Peso: 12,5 kg. 1 mv = 10 mm. Velocidad: 25 mm/seg.

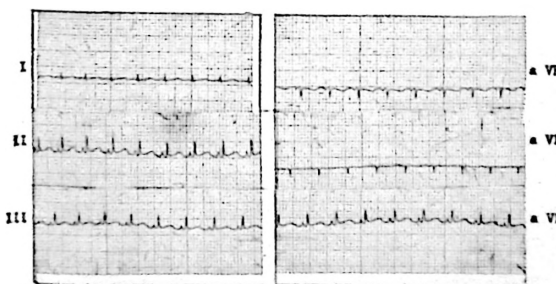


Fig. 2. *Electrocardiograma de gato, anestesiado con pentobarbital sódico.* Peso: 2,6 kg. 1 mv = 10 mm. Velocidad: 50 mm/seg.



Fig. 3. *Electrocardiograma de conejo, anestesiado con pentobarbital sódico.* Peso: 2,5 kg. 1 mv = 10 mm. Velocidad: 50 mm/seg.

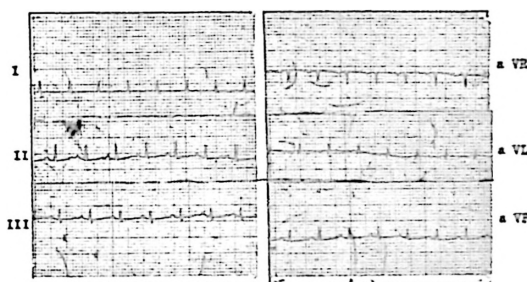


Fig. 4. *Electrocardiograma de cobaya, anestesiada con pentobarbital sódico.* Peso: 300 g. 1 mv = 10 mm. Velocidad: 50 mm/seg.

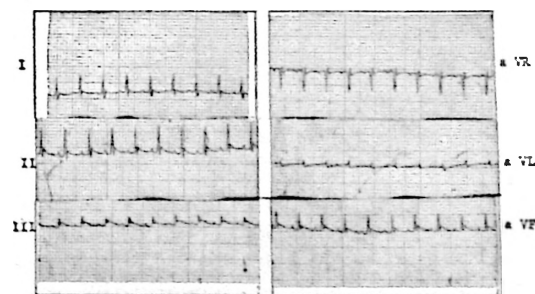


Fig. 5. *Electrocardiograma de la rata, raza Wistar, anestesiada con pentobarbital sódico.* Peso: 120 g. 1 mv = 10 mm. Velocidad: 50 mm/seg.

en conejos, cobayas, ratas, ratones y hamster, respectivamente.

Hemos de indicar que los trazados que nos muestran las figuras son los representativos de la especie, habiendo utilizado

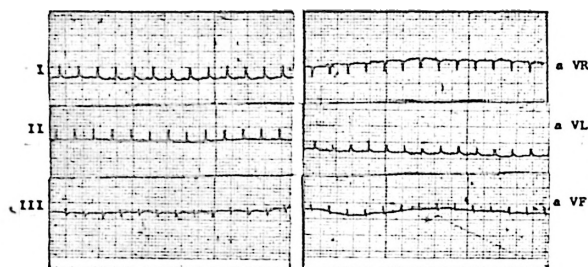


Fig. 6. *Electrocardiograma de ratón, anestesiado con pentobarbital sódico.*

Peso: 28 g. 1 mv = 10 mm. Velocidad: 50 mm/seg.

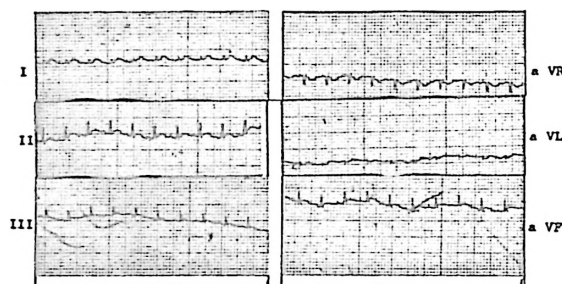


Fig. 7. *Electrocardiograma de hamster, anestesiado con pentobarbital.*

Peso: 95 g. 1 mv = 10 mm. Velocidad: 50 mm/seg.

para cada una de éstas más de veinte animales. Las amplitudes y las duraciones de los distintos componentes del ECG varían de unos individuos a otros, pero la forma del trazado no parece sufrir variaciones colocando los electrodos en los lugares descritos. De cualquier forma se pueden considerar como trazados tipo de la actividad cardíaca de cada una de las especies representando los fenómenos bioeléctricos del corazón captados en el lugar más idóneo.

Con estos trazados es posible obtener toda la información que puede proporcionarnos un ECG y que en resumen es la siguiente: 1.º Ritmo de la acción cardíaca; 2.º Duración, forma, amplitud y espaciamento de las fuerzas bioeléctricas en el ciclo cardíaco; 3.º Dirección y magnitud de dichas fuerzas.

Discusión

Cuando se pretende hacer un ECG a un animal, bien sea como un dato más de tipo experimental o con fines diagnósticos, nos encontramos con un primer obstáculo: conocer la colocación adecuada de los conductores; pues así como en Medicina humana se adoptó el criterio de estandarizar la posición de los electrodos para la obtención del ECG, no sucede lo mismo en los estudios experimentales y Medicina veterinaria. Es ésta la principal razón que indujo a estudiar la posición idónea de los conductores y obtener unos trazados electrocardiográficos que fueran asequibles de un estudio comparativo con los de Medicina humana.

La figura 8 es un ejemplo de cuanto se viene diciendo. Compárense estos dos trazados electrocardiográficos y véase la diferencia que existe entre el de la izquierda, colocado en la posición indicada aquí como ideal y el otro trazado en que los conductores estaban colocados en la articulación escápulo-humeral. Ambos trazados pertenecen a la derivación I.

En lo que se refiere al método de sujeción o inmovilización de los animales hay algunos hechos contradictorios en la literatura. Así, algunos autores (23) dicen que la anestesia es contraproducente mientras que otros (16 y MAURULIS, BOGARTT y NORA, 1964) no sólo anestesian, sino que administran además curare para obtener una buena relajación de toda la musculatura. Algunos anestésicos, como el tricloroetileno parece que tienen influencia sobre los trazados electrocardiográficos (13).

En nuestra experiencia se utiliza el pen-

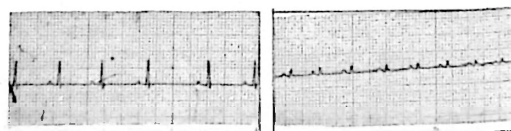


Fig. 8. *Electrocardiograma de perro. Conductor I en diferente posición (véase texto).*

tobarbital sódico, ya que se obtienen iguales trazados en el mismo animal despierto y anestesiado. Sin embargo, se ha preferido anestesiarnos, ya que el trazado del ECG es mucho más limpio (está exento de interferencias debidas a la contracción muscular). En efecto, al obtener el ECG de perros sin anestesiar, el solo hecho de colocarles los electrodos, y como consecuencia de un reflejo condicionado, han empezado a temblar. Estos movimientos son captados por los electrodos e interfieren los trazados del ECG.

Cuando se varió la posición del animal de la indicada aquí como ideal, se encontraron algunos cambios en el ECG sin que lleguen a ser tan exagerados como los indicados por HILL (12).

No se consideró necesario hacer un registro de las derivaciones precordiales, pues para estudiar las alteraciones electrocardiográficas en el animal de experimentación, es suficiente con las derivaciones bipolares simples y las unipolares aumentadas. Por otro lado, tampoco hay una norma general para la colocación de las derivaciones precordiales en los animales. Cada investigador utiliza el lugar que considera más oportuno.

Se considera que la más adecuada es la posición indicada por CLARK *et al.* (4) para el perro.

Quizá para un control rutinario sea suficiente con el registro en derivación II, como hacen algunos autores (23), pero si se dispone de un aparato que pueda registrar más derivaciones es preferible por cuanto con una sola derivación no se precisa lo suficiente la posible alteración de la conductividad.

El electrocardiograma no sólo es interesante para estudiar las alteraciones de la conducción del músculo cardíaco, sino que también puede indicar los cambios del equilibrio electrolítico de los líquidos orgánicos del animal bajo experimentación. La hipopotasemia se traduce por un aumento del intervalo P-R, onda P más baja, amplitud del complejo QRS y ele-

vación exagerada de la onda T. La hipopotasemia produce efectos contrarios. La hipercalcemia disminuye el espacio QT, amplía la onda T que comienza inmediatamente después de S. La hipocalcemia aumenta el espacio ST y el intervalo QT, parece como si el complejo QRS estuviera muy separado de T (WINSOR, 1968).

También sirve el ECG para estudiar el efecto de las drogas sobre el sistema circulatorio en general (5, 17, 21).

Quizás, el mayor valor del ECG resida en el de disponer de un medio de diagnóstico para conocer si aquel animal está en perfectas condiciones (18).

DETWEILER y PATTERSON (6) indican que de 5.000 perros observados encontraron que el 11 % de ellos tenían alguna cardiopatía. Esto hace pensar que de cada 10 perros uno presentará probablemente una alteración cardíaca y que alguno de estos perros puede muy fácilmente ser aquél que se utilice en el laboratorio para hacer un ensayo biológico, con lo que se pueden dar unos resultados erróneos.

Si se hace un ECG previo a la utilización se puede saber si aquel animal está en condiciones de ser o no utilizado, pues los datos del ECG unidos a la exploración clínica serán de gran valor.

Por último, conviene indicar que cuando se estén haciendo los electrocardiogramas en los animales de experimentación se debe poner especial atención a que se hagan en lugar apartado de donde funcionen aparatos eléctricos, incluso bombillas, que puedan crear un campo eléctrico fácilmente captable por el electrocardiografo, puesto que sería una interferencia detectable en el ECG.

Resumen

Se estudian los ECG de los animales utilizados corrientemente en el laboratorio de experimentación.

Se obtienen seis derivaciones de cada especie y se llegan a determinar los lugares donde se

deberán colocar los electrodos para obtener un ECG más preciso y fácilmente reproducible a lo largo del tiempo.

Se indica la conveniencia de estandarizar la colocación de los electrodos para el registro electrocardiográfico de los animales.

Bibliografía

1. ANTONCECCHI, E. y SIRO-BRIGANI, G.: *Arch. Sci. Biol.*, **50**, 221, 1966.
2. BEINFELD, W. H. y LEHR, D.: *Amer. J. Physiol.*, **214**, 205, 1968.
3. BURMAN, S. O., PANAGOPOULOS, P. y KAHN, S.: *J. Thorac. Cardio. Surg.*, **51**, 395, 1966.
4. CLARK, D. R. SZABUNIEWICZ, M. y MCCRADY, J. D.: *Vet. Med.*, **61**, 751, 1966.
5. COUSSIO, J. D., KAUMANN, A. J. e IZQUIERDO, J. A.: *Arch. Int. Pharmacodyn*, **141**, 457, 1963.
6. DETWEILER, D. K. y PATTERSON, D. F.: *Ann. N.Y. Acad. Sci.*, **127**, 481, 1965.
7. FARMER, J. B. y LEVY, G. P.: *Brit. J. Pharmacol.*, **32**, 193, 1968.
8. FRASER, R. S., HARLEY, C. y WILEY, T.: *J. Appl. Physiol.*, **23**, 401, 1967.
9. GLASSMAW, P. M.: *Amer. J. Med. Electronics.*, **4**, 42, 1965.
10. GOLDBARG, A. N., HELLERSTEIN, H., BRUELL, J. y DAROCZY, A.: *Cardiov. Res.*, **2**, 93, 1968.
11. HAMLIN, R. L., SMETZER, D. L. y SMITH, C. R.: *Amer. J. Vet. Res.*, **24**, 792, 1963.
12. HILL, J. D.: *Amer. Heart J.*, **75**, 518, 1968.
13. JOHNSON, V. L., KLAVANO, P. A., WRIGHT, R. y SAX, D.: *Vet. Med.*, **53**, 375, 1958.
14. KAPLAN, H. M. y SCHWARTZ, C.: *Life Sci.*, **9**, 637, 1963.
15. MAURULIS, A., BOGARTTI, E. y NORA, M.: *Boll. Soc. Ital. Biol. Sper.*, **40**, 1375, 1964.
16. NELSON, C. V., WAGGONER, W. C. y GASTONGUAY, P. R.: *Amer. J. Physiol.*, **207**, 1107, 1964.
17. POSTEL, T. y PANNOTI, F.: *Boll. Soc. Ital. Biol. Sper.*, **42**, 160, 1966.
18. RUBIN, G. J.: *J.A.V.M.A.*, **153**, 17, 1968.
19. SÁEZ, A. J. y BASMAJIAN, J. V.: *Cir. Res.*, **12**, 51, 1963.
20. VALORA, N. y FIDANZA, A.: *Boll. Soc. Ital. Biol. Sper.*, **39**, 641, 1963.
21. VALORA, N., SALVO, E. y MEI, V.: *Boll. Soc. Ital. Biol. Sper.*, **39**, 1524, 1963.
22. WINSOR, T.: *J.A.M.A.*, **203**, 347, 1968.
23. ZEMAN, F. J. y WILBER, C. G.: *Life Sci.*, **4**, 2269, 1965.