



**CARACTERIZACIÓN DEL URIANÁLISIS Y
DETERMINACIÓN DE BACTERIURIA EN PACIENTES
FELINOS CLÍNICAMENTE SANOS EN UN CENTRO
VETERINARIO DE LA COMUNA DE CONCÓN**

Memoria Para Optar al Título de Médico Veterinario

CATALINA CONSUELO ZÚÑIGA MARÍA
Profesor Guía: Dra. Marisol Valdés Pizarro

VIÑA DEL MAR – CHILE

2012



**CARACTERIZACIÓN DEL URIANÁLISIS Y
DETERMINACIÓN DE BACTERIURIA EN PACIENTES
FELINOS CLÍNICAMENTE SANOS EN UN CENTRO
VETERINARIO DE LA COMUNA DE CONCÓN**

Memoria Para Optar al Título de Médico Veterinario

CATALINA CONSUELO ZÚÑIGA MARÍA
Profesor Guía: Dra. Marisol Valdés Pizarro

VIÑA DEL MAR – CHILE

2012

	Calificación	Firma
Profesor Guía: Dra. Marisol Valdés Pizarro	_____	_____
Profesor Informante: Dr. Gabriel Miranda Brunetto	_____	_____

DEDICATORIA

A mis papás....

A mi familia....

A Pablo...

AGRADECIMIENTOS

Primero, agradecer a mis padres, quienes desde pequeña me enseñaron el amor y respeto por lo animales. Fueron ellos quienes también me mostraron lo lindo de la profesión, creando en mí el deseo de estudiarla. Gracias por su constante apoyo y aliento en la realización de esta investigación, y en el desarrollo de esta profesional.

En segundo lugar, quiero agradecer a la Doctora Marisol Valdés, quien confió en mí, y me orientó en el desarrollo del presente trabajo. Gracias por su confianza y enseñanza; sin éstas el desarrollo de la presente investigación no hubiese sido posible. Agradecer también a todo el personal de la Clínica Veterinaria PetHouse, quienes me recibieron como una más del personal, especialmente a la Doctora Constanza Silva, por permitirme usar sus instalaciones para el desarrollo del trabajo, y a la Doctora Carolina Cabrera.

Gracias también a Marcela Araya, de los Laboratorios de la Universidad de Viña del Mar, por su paciencia y buena disposición en ayudarme, enseñarme y, en más de una ocasión, aclarar mis dudas sobre los diversos aspectos microbiológicos de la investigación.

Agradezco también a Cynthia Caglieri y Javiera Guzmán, mis ayudantes oficiales en la sujeción de gatos. Sin su buena disposición y ayuda, este trabajo hubiese demorado mucho más ¡Gracias colegas!.

Finalmente, agradecer a todas aquellas personas que, de una forma u otra, me ayudaron a sacar adelante esta investigación, con su apoyo y buenos deseos. Gracias a todos; Abuelos, tíos, primos, amigos y hermanos.

ÍNDICE

1. RESUMEN	1
ABSTRACT	2
2. INTRODUCCIÓN	3
3. REVISIÓN BIBLIOGRÁFICA	5
3.1. Visión general sobre la formación y eliminación de la orina	5
3.2. Infección del tracto urinario (ITU)	8
3.2.1. Mecanismos de defensa	10
3.2.2. Factores de riesgo	11
3.2.3. Signos clínicos	11
3.2.4. Etiología	12
3.2.4.1. Virulencia bacteriana	13
3.2.4.2. Patogénesis	13
3.2.5. Diagnóstico	14
3.2.6. Tratamiento	15
3.3. Urianálisis	16
3.3.1. Recolección de la muestra	17
3.3.1.1. Micción espontánea	18
3.3.1.2. Compresión manual de la vejiga urinaria	19
3.3.1.3. Cateterización transuretral	19
3.3.1.4. Cistocentesis	20
3.3.1.5. Tiempos de recolección	22
3.3.1.6. Almacenamiento de la muestra	22
3.3.2. Interpretación	23
3.3.2.1. Características físicas	24
3.3.2.1.1. Color	24
3.3.2.1.2. Olor	26
3.3.2.1.3. Transparencia	26
3.3.2.1.4. Densidad urinaria	26

3.3.2.2. Características químicas	29
3.3.2.2.1. pH urinario	30
3.3.2.2.2. Proteínas	31
3.3.2.2.3. Sangre oculta	32
3.3.2.2.4. Glucosa	33
3.3.2.2.5. Bilirrubina	33
3.3.2.2.6. Cetonas	34
3.3.2.2.7. Urobilinógeno	34
3.3.2.2.8. Nitritos	35
3.3.2.2.9. Leucocito esterasa	35
3.4. Evaluación del sedimento urinario	36
3.4.1. Elementos celulares	36
3.4.1.1. Eritrocitos	36
3.4.1.2. Leucocitos	37
3.4.1.3. Células epiteliales/transicionales	38
3.4.1.4. Cilindros	38
3.4.2. Cristales	39
3.4.3. Bacterias	40
3.4.4. Misceláneos	41
3.5. Urocultivo	42
4. OBJETIVOS	44
4.1. Objetivo general	44
4.2. Objetivos específicos	44
5. MATERIALES Y MÉTODOS	45
5.1. Lugar de trabajo	45
5.2. Materiales	45
5.3. Metodología	46

5.3.1. Criterios de inclusión	46
5.3.2. Clasificación de los felinos	47
5.3.3. Obtención de las muestras	48
5.3.4. Procesamiento de las muestras	49
5.3.4.1. Urianálisis	50
5.3.4.2. Análisis del sedimento urinario	51
5.3.4.3. Urocultivo	53
5.4. Análisis estadístico	56
6. RESULTADOS Y DISCUSIÓN	57
6.1. Clasificación de los felinos	57
6.1.1. Número de felinos	57
6.1.2. Edad	57
6.1.3. Sexo	58
6.1.4. Estado reproductivo	58
6.1.5. Sexo según estado reproductivo	59
6.1.6. Hábito de vida	59
6.1.7. Hábito de vida según edad	60
6.1.8. Alimentación	61
6.2. Resultados Urianálisis	61
6.2.1. Examen físico	61
6.2.1.1. Color	61
6.2.1.2. Transparencia	62
6.2.1.3. Densidad urinaria	62
6.2.2. Examen químico	63
6.2.2.1. pH urinario	63
6.2.2.2. Proteínas	64
6.2.2.3. Sangre oculta	65
6.2.2.4. Glucosa	65
6.2.2.5. Cetonas, bilirrubina y urobilinógeno	66

6.2.3. Evaluación del sedimento urinario	66
6.2.3.1. Eritrocitos	66
6.2.3.2. Leucocitos	67
6.2.3.3. Células epiteliales	68
6.2.3.4. Cilindros	68
6.2.3.5. Cristales	69
6.2.3.6. Misceláneos	70
6.3. Análisis bacteriológico	70
6.3.1. Evaluación del sedimento urinario	70
6.3.2. Urocultivo	71
 7. CONCLUSIONES	 73
 8. BIBLIOGRAFÍA	 74
 9. ANEXOS	 80
9.1. Ficha clínica	80
9.2. Ficha de resultados	84

ÍNDICE DE FIGURAS

Figura 1. Posiciones adecuadas para una cistocentesis	21
Figura 2. Tamaño relativo entre célula epitelial y leucocito	38
Figura 3. Gotas lipídicas en sedimento urinario	41
Figura 4. Espermatozoide y eritrocitos	42
Figura 5. Cistocentesis	49
Figura 6. Distintos colores de orina	50
Figura 7. Comparación de tira reactiva con prospecto colorimétrico	51
Figura 8. Obtención de sedimento urinario	52
Figura 9. Elaboración muestra de sedimento urinario	52
Figura 10. Placas Petri	54
Figura 11. Asa Drigalsky	55
Figura 12. Placas invertidas en estufa de cultivo	55

ÍNDICE DE TABLAS

Tabla 1. Colores de la orina y posibles causas	25
Tabla 2. Tipos de cilindros y su posible significado	39
Tabla 3. Estadio de vida según edad	47

ÍNDICE DE GRÁFICOS

Gráfico 1. Distribución porcentual de la edad de los felinos	57
Gráfico 2. Distribución porcentual del sexo de los felinos	58
Gráfico 3. Distribución porcentual del estado reproductivo de los felinos	58
Gráfico 4. Distribución porcentual del sexo según estado reproductivo	59
Gráfico 5. Distribución porcentual según hábito de vida	60
Gráfico 6. Distribución porcentual del hábito de vida según la edad	60
Gráfico 7. Distribución porcentual del tipo de alimentación	61
Gráfico 8. Distribución porcentual según el color de la orina	62
Gráfico 9. Distribución porcentual de la transparencia de la orina	62
Gráfico 10. Distribución porcentual de la densidad urinaria según rangos	63
Gráfico 11. Distribución porcentual del pH urinario	64
Gráfico 12. Distribución porcentual según el grado de proteinuria	64
Gráfico 13. Distribución porcentual según sangre oculta	65
Gráfico 14. Distribución porcentual según la glucosuria	66
Gráfico 15. Distribución porcentual de los eritrocitos por campo	67

Gráfico 16. Distribución porcentual de leucocitos por campo	67
Gráfico 17. Distribución porcentual de la presencia de células epiteliales	68
Gráfico 18. Distribución porcentual por tipo de cilindro	68
Gráfico 19. Distribución porcentual de la presencia de cristales	69
Gráfico 20. Distribución porcentual según el tipo de cristal	70

1. RESUMEN

Tanto en libros como en la literatura científica, existe escasa información acerca de la prevalencia de bacteriuria subclínica en felinos, a pesar de la relativa frecuencia que poseen para desarrollar patologías de índole urinario.

Por este motivo se realizó el presente estudio, el cual caracterizó el urianálisis de 80 felinos clínicamente sanos, sin historial de patologías urinarias, para luego determinar la presencia de bacteriuria subclínica mediante el análisis de sedimento y urocultivo de las muestras. El cultivo se realizó en 2 especies de Agar, de manera aeróbica. Las muestras fueron recolectadas por cistocentesis.

Con respecto al urianálisis, el 51,25% de los felinos presentaban algún tipo de cristal al análisis del sedimento urinario. Las alteraciones de pH fueron frecuentes, mientras que la densidad de los felinos tuvo sólo un 5% de anormalidades.

Se observaron diferencias estadísticamente significativas ($p \leq 0,05$) entre el sexo y el estado reproductivo de los pacientes. Se observó una mayor cantidad de machos esterilizados en comparación a las hembras. El hábito de vida y la edad también mostraron diferencias; la mayoría de los felinos de vida outdoor (65%) correspondían a animales adultos y juveniles; la relación entre vida outdoor e indoor de felinos mayores se mantuvo estrecha.

En el 100% de las muestras no se obtuvo crecimiento bacteriano, por lo cual la prevalencia de bacteriuria subclínica en pacientes clínicamente sanos es baja.

Por otra parte, el método de recolección utilizado demostró ser seguro y fácil de realizar; ninguno de los felinos del estudio presentó complicaciones post cistocentesis.

Palabras clave: Cistocentesis, bacteriuria subclínica, urianálisis, urocultivo.

ABSTRACT

In books or in scientific literature, there is scarce information about the prevalence of occult bacteriuria in cats, although the relative frequency of urinary tract disease in them.

For this reason, a study was performed, which carried a characterization of the urinalysis of 80 healthy cats, without previous history of lower urinary tract disease. Then, the presence of occult bacteriuria was determined by a sediment exam and urine culture. The culture was performed in 2 types of Agar, aerobically. All samples were collected by cystocentesis.

Results of the urianálisis indicated that 51,25% of the cats had some kind of crystal when the evaluation of the urinary sediment was performed. pH alterations was frequent, while abnormalities in the urinary specific gravity was observer only in the 5% of the cats.

There were significant statistical difference ($p \leq 0,05$) between sex and the reproductive condition. There were more male castrated than females. The style of life and age also showed differences; most of the outdoor cats (65%) were adult or juvenile; in older cats the relation was closer between outdoor and indoor cats.

There was no bacterial growth in the 100% of the urine samples, whereby the prevalence of occult bacteriuria in healthy cats its low.

The urine sample collection method showed to be safe and easy to do; none of the cats in the study presented complications post cystocentesis, and in none of the samples bacterial growth was find as product of the contamination of the sample.

Key words: Cistocentesis, occult bacteriuria, urinalysis, urine culture.

2. INTRODUCCIÓN

Las infecciones urinarias son comúnmente una consecuencia de la migración de bacterias a través del tracto genital y uretra hasta la vejiga urinaria. Esta colonización puede extenderse hasta los uréteres y riñones. La ocurrencia de una infección es determinada por el balance entre dos fuerzas opuestas: el poder de invasión de las bacterias y las defensas del huésped (Senior, 2007). Por lo tanto, resulta importante percatarse lo antes posible de esta colonización bacteriana, para poner freno a los patógenos que pueden llegar a generar complicaciones sistémicas debido a una infección mal cuidada.

En gatos sobre los 10 años de edad, más del 50% que presentan signos clínicos relacionados al sistema urinario puede tener una infección urinaria sola o en asociación a urolitiasis (Buffington y Chew, 2007). Es por esto que el chequeo periódico de felinos mayores es de suma importancia, tanto para evaluar su estado general, como para conocer su estado renal y las posibles consecuencias que podría tener.

La bacteriuria asintomática es un hallazgo común pero usualmente benigno en la mujer, y los factores de riesgo incluyen el embarazo, diabetes mellitus, lesiones en la espina dorsal, entre otras (Litster *et al.*, 2009_b). Hasta el momento, no existen numerosos estudios respecto a este tema en los felinos, por lo cual resulta interesante conocer la real prevalencia de bacteriuria asintomática en felinos sanos.

El primer paso para afrontar un examen urinario destinado a percatar una posible infección urinaria corresponde al urianálisis. Un urianálisis de rutina es extremadamente valorable, ya que a pesar de ser una herramienta de poco costo, y de ser poco utilizado en la práctica, otorga información relevante para conocer el funcionamiento del sistema urinario y en ocasiones puede revelar el estado sistémico de los ejemplares. El urianálisis completo incluye la evaluación macro y

microscópica, la evaluación de las propiedades físicas y químicas, y el estudio del sedimento urinario (Chew y Dibartola, 1998_a).

Como segundo paso, y como prueba de oro, las muestras de orina deben ser cultivadas en agares acorde a lo que se pretende encontrar. Los médicos veterinarios pueden o no asumir el costo de un cultivo y antibiograma bacteriano dependiendo de la situación económica de su práctica y de sus clientes. Sin embargo, la resistencia bacteriana que se está desarrollando resulta ser un problema; el reconocimiento de que la flora fecal de las mascotas y de los dueños puede servir de reservorio para la resistencia bacteriana a infecciones en ambas especies hace que la identificación y sensibilidad bacteriana, seguidos de un tratamiento antibiótico específico, sea más un imperativo de la salud pública que una opción de manejo (Buffington y Chew, 2007).

El objetivo general del presente estudio es caracterizar el urianálisis y determinar bacteriuria en pacientes felinos clínicamente sanos en un centro veterinario de la comuna de Concón, por lo tanto como primer paso luego de recolectar cada muestra, se clasificarán los felinos acorde a su edad, sexo, estado reproductivo, hábito de vida y alimentación, para luego realizar un urianálisis de cada muestra obtenida.

Posteriormente, cada muestra será cultivada en busca de posibles microorganismos que no estuviesen causando signos clínicos, y se relacionará el hallazgo de bacterias en el examen del sedimento urinario en contraste al crecimiento bacteriano en el urocultivo.

3. REVISIÓN BIBLIOGRÁFICA

3.1. Visión general sobre la formación y eliminación de la orina

El sistema urinario juega un importante rol en la mantención de la homeostasis mediante la eliminación de productos metabólicos de desecho del organismo. Además, los riñones producen y degradan una gran variedad de hormonas (Osborne y Stevens, 1981_a).

El principal órgano excretor en los vertebrados es el riñón, cuya unidad funcional es la nefrona. Un riñón de un mamífero normal contiene alrededor de un millón de nefronas. Con algunas excepciones, las nefronas de todos los vertebrados funcionan con el principio de la ultrafiltración, seguido por el transporte activo de sustancias desde y hacia los túbulos, formando finalmente la orina (Kay, 1998).

La formación de la orina por parte de los riñones es resultado de 3 procesos básicos;

- Filtración glomerular
- Reabsorción tubular
- Secreción tubular

El filtrado glomerular es un proceso pasivo para los riñones, derivando su energía desde la presión generada por la contracción del ventrículo izquierdo y la elasticidad de las paredes vasculares. Algunos factores que influyen en la cantidad y calidad del filtrado glomerular incluyen:

- Presión hidrostática
- El volumen de sangre en los capilares glomerulares
- Presión osmótica coloidal de la sangre en los capilares glomerulares
- La permeabilidad de los capilares glomerulares

- Presión intersticial renal
- Presión intratubular renal

Las fuerzas que se oponen a la filtración glomerular incluyen la presión coloidal osmótica (la cual aumenta principalmente por moléculas de proteínas no filtradas en el plasma de los capilares glomerulares), presión intratubular renal, y la permeabilidad selectiva de las paredes del capilar glomerular. El glomérulo funciona como una especie de tamiz, el cual restringe el paso de macromoléculas de diámetro y peso molecular elevado. Dado que la mayoría de las células, proteínas y lipoproteínas son demasiado grandes para atravesar el capilar glomerular, son retenidas en el compartimiento vascular y no están presentes en el filtrado glomerular en grandes cantidades (Osborne y Stevens, 1981_a).

Conforme este filtrado glomerular pasa por los túbulos, su volumen se reduce y su composición se modifica por los procesos de reabsorción tubular (extracción de agua y solutos del líquido tubular) y la secreción tubular (secreción de solutos hacia el líquido tubular).

Los túbulos proximales reabsorben algunas proteínas pequeñas y ciertas hormonas peptídicas por endocitosis (Ganong, 2006).

Cabe mencionar que entre el 85 al 90% del fluido filtrado por el glomérulo es reabsorbido con el sodio y la glucosa en la porción proximal de la nefrona. Luego el sodio es selectivamente reabsorbido del fluido remanente, haciendo que el fluido en la zona distal de la nefrona sea hipotónico (Feldman, 2004).

El sodio es transportado de manera activa fuera de todas las partes del túbulo renal, excepto en la porción delgada del asa de Henle. La glucosa, los aminoácidos y el bicarbonato se reabsorben junto con el sodio en la porción inicial del túbulo proximal. Gran parte del potasio filtrado se extrae del líquido tubular mediante

reabsorción activa en los túbulos proximales, y luego es secretado por las células del túbulo distal hacia el líquido tubular (Ganong, 2006).

Las asas de Henle de las nefronas bajan hasta la profundidad de las pirámides medulares antes de drenar en los túbulos contorneados distales en la corteza, y todos los túbulos colectores descienden nuevamente por las pirámides medulares para drenar en las puntas de las pirámides en la pelvis renal. Existe un aumento gradual en la osmolalidad del intersticio de las pirámides, y así la osmolalidad normal en las puntas de las papilas es casi 4 veces superior a la del plasma. La rama descendente del asa de Henle es permeable al agua, pero la ascendente es impermeable a la misma (Ganong, 2006).

Mientras más larga es el asa de Henle, mayor será el gradiente de concentración que puede ser generado, y por lo tanto, la orina será más concentrada. Existe una correlación entre la longitud del asa de Henle y la concentración de la orina producida; mientras más extensa el asa, se generará orina más concentrada (Kay, 1998).

El túbulo distal es una extensión del segmento grueso de la rama ascendente del asa de Henle. Es relativamente impermeable al agua, y la extracción continua de soluto en exceso con respecto al solvente diluye más el líquido tubular. Cerca del 5% del agua filtrada se extrae en este segmento.

Los túbulos colectores están integrados por dos porciones; una cortical y otra medular. Su acción depende de la cantidad de vasopresina que actúe sobre ellos. En presencia de suficiente vasopresina, el agua sale del líquido hipotónico y entra desde los túbulos colectores hacia el intersticio de la corteza, y el líquido tubular se vuelve isotónico. En ausencia de vasopresina, el epitelio del túbulo colector es relativamente impermeable al agua. Por tanto, el líquido permanece hipotónico y fluyen grandes cantidades de líquido hacia las pelvis renales (Ganong, 2006).

La hidrodinámica asociada con la colección y transporte unidireccional de la orina desde la pelvis renal hacia la vejiga y su subsecuente eliminación por micción, también son esenciales para la homeostasis del organismo. La orina que se acumula en la pelvis renal inicia movimientos peristálticos de la pelvis renal y luego de los músculos lisos ureterales. Como resultado, bolos elongados de orina son propulsados a través del lumen ureteral hasta la vejiga urinaria (Osborne y Stevens, 1981_a).

La principal causa del vaciamiento de la vejiga durante la micción es la contracción del músculo circular, llamado músculo detrusor. La micción es un reflejo espinal facilitado e inhibido por centros cerebrales superiores y, al igual que la defecación, está sujeta a la facilitación e inhibición voluntaria (Ganong, 2006).

3.2. Infección del tracto urinario (ITU)

Las infecciones urinarias resultan cuando las bacterias colonizan zonas del aparato urinario que normalmente son estériles. Los riñones, los uréteres, la vejiga y la uretra proximal de los caninos y felinos normales son estériles, mientras que hay una microflora bacteriana residente que puebla la uretra distal, el prepucio y la vagina (Dibartola, 2006). Las infecciones son más comunes en hembras, animales con poca capacidad para concentrar la orina, o cuando hay glucosuria presente (Tappin y Brown, 2010).

Las infecciones bacterianas de las vías urinarias ocurren con mayor frecuencia en caninos que en felinos. Aunque la inflamación urinaria inferior es común en el gato, las infecciones bacterianas son raras (Grauer, 2000).

Los patógenos pueden ascender hasta la vejiga urinaria desde una locación distal en el tracto urogenital, o, en menor frecuencia, pueden descender desde lesiones activas en el tracto urinario alto (Quinn, 2011).

En los textos más importantes se afirma comúnmente que la cistitis bacteriana es poco común en gatos, a menos que las defensas estén en peligro debido a tratamientos o enfermedades concomitantes (Eggertsdóttir *et al.*, 2011) .

La incidencia de una infección bacteriana en el desarrollo de signos clínicos en los felinos es baja, a diferencia de los caninos, en donde es mayor. Felinos mayores de 10 años son más propensos a contraer una infección urinaria asociada a signos clínicos que los ejemplares más jóvenes (Reine y Langston, 2005).

A pesar de que numerosos autores han concluido que la cistitis idiopática felina es la causa más común de la Enfermedad del tracto urinario bajo Felina (FLUDT, de sus siglas del inglés “Feline lower urinary tract disease”), y que la cistitis infecciosa es diagnosticada en solo un 2% de los casos, un estudio realizado en Noruega en 134 gatos con FLUDT, demostró que la cistitis bacteriana puede estar siendo subdiagnosticada. Es por esto que se confirma la importancia de un cultivo microbiológico como primera opción en casos de FLUDT (Eggertsdóttir *et al.*, 2007)

Por otra parte, un estudio realizado en felinos con hipertiroidismo, diabetes mellitus y enfermedad renal crónica, mostró una alta prevalencia de infección urinaria. Los felinos con hipertiroidismo mostraron ser un 12% positivos, al igual que los con diabetes mellitus, mientras que los felinos con enfermedad renal llegaron a un 22%. Cabe destacar que mucho de estos felinos con bacteriuria no tuvieron signos clínicos, cambios en los análisis de sangre, o alteraciones en el urianálisis que indicaran una infección (Mayer-Roenne *et al.*, 2007).

Litster^b *et al.* (2009) realizó un estudio en el cual se analizó la orina de 132 felinos sin historial previo de enfermedades urinarias ni signos clínicos de FLUDT, los cuales llegaron de forma aleatoria a la consulta veterinaria, y cuyas orinas fueron obtenidas mediante cistocentesis para un análisis de rutina o para diagnóstico. Como resultado, se obtuvo que el 28,7% de los felinos estudiados obtuvieron cultivos positivos, los cuales fueron más comúnmente derivados de hembras mayores. Por lo

tanto, las infecciones urinarias pueden ocurrir en felinos en ausencia de signos clínicos, o sin historial previo de signos clínicos (incluyendo pielonefritis).

Estos estudios sugieren que la cistitis bacteriana puede ser más frecuente de lo que se ha asumido anteriormente, y que resulta interesante conocer la ocurrencia de bacteriuria en gatos adultos clínicamente sanos (Eggertsdóttir *et al.*, 2011).

3.2.1. Mecanismos de defensa

El tracto urinario del gato posee una variedad de mecanismos de defensa para evitar el crecimiento bacteriano. Las barreras físicas, como el largo de la uretra y su peristalsis para el flujo unidireccional de la orina corresponden a la primera línea de defensa. Estas, a su vez, están apoyadas por la barrera mucosa, que incluye una capa glicosaminoglicanos y propiedades antimicrobiales intrínsecas de la mucosa para prevenir la migración y colonización bacteriana (Litster *et al.*, 2009_a).

Otra característica es la continua exfoliación de células uroteliales, y la interferencia bacteriana por microbios comensales del segmento urogenital distal.

Algunas propiedades antimicrobianas de la orina que impiden la colonización bacteriana incluyen un rango extremo de pH (alto y bajo), hiperosmolalidad, alta concentración de urea, ácidos orgánicos, carbohidratos de bajo peso molecular, y mucoproteínas de Tamm-Horsfall (Bartges, 2008). Por ejemplo, la orina de un felino normalmente es muy concentrada, con una gravedad específica que a menudo excede 1.045, asociada a una alta osmolalidad (Litster *et al.*, 2009_a), lo cual hace muy difícil una colonización bacteriana.

El estado de los mecanismos defensivos del huésped parece ser el factor más importante que influye sobre la patogenia de las ITU. La evacuación normal es un mecanismo defensivo natural muy eficiente, ya que el lavado mecánico que ocurre como resultado de la evacuación completa es responsable de la eliminación de más

del 95% de las bacterias no adherentes que ingresan en la vejiga urinaria. Por lo tanto las anormalidades que reducen la frecuencia de micción o el volumen de orina evacuado o que incrementan el volumen de orina residual pueden predisponer al desarrollo de la infección de las vías urinarias (Grauer, 2000)

3.2.2. Factores de riesgo

Numerosos estudios han demostrado que algunos factores como la edad (sobre 10 años), cateterización urinaria y la uretrotomía perianal pueden incrementar la frecuencia de una infección urinaria de manera significativa (Litster *et al.*, 2009_a).

Las hembras están más predispuestas a una infección ascendente que los machos, mayormente debido su uretra corta, y a la proximidad de ésta con el ano; otros factores incluyen la posibilidad de introducción de microbios exógenos durante el apareamiento, inseminación artificial, procedimientos intrauterinos o cateterización de la vejiga urinaria (Quinn, 2011).

3.2.3. Signos clínicos

Tanto caninos como felinos con algún tipo de infección urinaria pueden o no presentar signos. Los signos clínicos asociados a una infección del tracto urinario son variables y dependen de la interacción del número y virulencia de los uro patógenos, la presencia o ausencia de factores de predisposición, la respuesta compensatoria del organismo, la duración de la infección y el sitio o sitios de infección (Bartges, 2006).

Generalmente, los signos clínicos asociados a la inflamación de las vías urinarias inferiores corresponden a polaquiuria (aumento de la frecuencia de la micción), estranguria o disuria (dificultad a la micción) y hematuria macroscópica o microscópica. Las alteraciones del análisis de orina compatibles con una infección de

las vías urinarias incluyen bacteriuria, hematuria, piuria e incremento del número de células epiteliales transicionales en el sedimento urinario (Grauer, 2000)

3.2.4. Etiología

Los uropatógenos bacterianos de los felinos son similares a aquellos reportados en caninos (Litster *et al.*, 2009_a).

En los perros y gatos, las bacterias aerobias gram negativas son responsables de la mayoría de las infecciones urinarias, y el resto están causadas por microorganismos gram positivas. *Escherichia coli* es el microorganismo que está implicado con mayor frecuencia en las infecciones urinarias de los perros y gatos (Dibartola, 2006).

Aproximadamente el 75% de las infecciones urinarias son causadas por una sola especie de patógeno, cerca del 20% por dos especies, y alrededor del 5% son por tres especies (Bartges, 2006).

Muchas infecciones se consideran causadas por la flora intestinal o tegumentaria que asciende a través de la uretra hasta la vejiga urinaria. Aunque muchos organismos entéricos son anaerobios, es probable que la tensión de oxígeno en la orina inhiba la proliferación de las bacterias anaeróbicas estrictas; en consecuencia, los anaerobios rara vez promueven la infección de las vías urinarias (Grauer, 2000).

Los cocos gram positivos constituyen el segundo grupo de uropatógenos importantes. *Staphylococcus* spp, *Streptococcus* spp y *Enterococcus* spp, representan entre un 25 a un 30% de los microbios aislados (Bartges, 2008).

3.2.4.1. Virulencia bacteriana

Las propiedades que poseen las bacterias que les permiten colonizar, penetrar tejidos e inducir una enfermedad son llamados factores de virulencia. Entre ellos encontramos la expresión de fimbrias, adhesinas específicas, serotipos, producción de exo y endotoxinas, entre otras.

La adherencia bacteriana es esencial para una subsecuente invasión del tejido. Las toxinas producidas por las bacterias adheridas interactúan con los sitios receptores de toxinas en las células uro epiteliales, en lugar de ser inactivadas por la orina y mucus. Entre las toxinas más importantes se encuentran la endotoxina bacteriana, la cual induce una respuesta mayor del sistema inmune gracias al factor de necrosis tumoral, interleuquina 1 e interleuquina 6 , y la ureasa, la cual induce niveles muy elevados de amonio en la orina, lo cual promueve la adherencia bacteriana al lesionar la superficie protectora de glicosaminoglicanos del uro epitelio (Senior, 2007).

La disponibilidad de hierro es baja en el tracto urinario, es por esto que, para sobrevivir, los patógenos deben ser capaces de adquirirlo desde las proteínas ligadoras de hierro del huésped. Para esto, se producen sideróforos que ligan este elemento. Las cepas uro patógenas producen más de estos quelantes que las cepas fecales. Una inadecuada cantidad de hierro debilita la habilidad del microorganismo para infectar el riñón, por lo tanto, los mecanismos de adquisición de este, están listados como un factor importante de virulencia (Quinn, 2011).

3.2.4.2. Patogénesis

La mayoría de las infecciones urinarias ocurren como consecuencia de una migración ascendente de patógenos a través del tracto genital y uretra hacia la vejiga, uréteres, y uno o ambos riñones. Las bacterias localizadas en el recto,

zona perineal y genitales sirven como principales reservorios de la infección (Bartges, 2006).

La adhesión e internalización de los patógenos son pasos esenciales en la iniciación de la cistitis. La adhesión activa al uro epitelio, hace que la membrana celular exprese un receptor TLR – 4, el cual reconoce el lipo polisacárido bacteriano e inicia una respuesta inmune innata, desencadenando una cascada de señales. Esto finaliza en una respuesta inflamatoria, fagocitosis de las bacterias por las células uro epiteliales, exfoliación de las células y formación de colonias de bacterias intracelulares con la posible sobrevivencia de un reservorio de uropatógenos en las distintas e indiferenciables capas del uro epitelio. Esto puede ser el origen de las cistitis recurrentes (Quinn, 2011).

El tracto urinario alto es más comúnmente infectado por microbios ascendentes que por vía hematógena debido a una infección sistémica. Ya que la sangre debe pasar a través de los capilares glomerulares en la corteza renal antes de llegar a la médula, la mayoría de las bacterias hematógenas no alcanzan la médula renal (Bartges, 2006).

3.2.5. Diagnóstico

A menos que exista sepsis o enfermedad renal crónica, los resultados de un análisis sanguíneo completo son normales. Infecciones del tracto urinario bajo no generan cambios en los análisis de sangre a menos que otra enfermedad este presente (Bartges, 2006).

Al urianálisis, bacterias, leucocitos, eritrocitos, proteinuria, filamentos mucosos y un incremento de células epiteliales pueden ser vistos. La identificación de bacterias en el sedimento urinario es facilitado si el sedimento es teñido. La observación de leucocitos en el sedimento sin bacterias debiese alertar ante la posibilidad de un proceso inflamatorio que no involucre una infección bacteriana.

Pero cabe mencionar que el uro cultivo siempre debe ser realizado, dado que cultivos positivos pueden generarse incluso si las bacterias no han sido observadas a la inspección del sedimento (Senior, 2007).

El cultivo urinario resulta la prueba de oro para el diagnóstico de una infección urinaria. Un diagnóstico de infección urinaria basado solo en signos clínicos, hematuria y/o inflamación del tracto urinario puede resultar en un tratamiento inadecuado. Placas de agar sangre y agar MacConkey debiesen ser inoculadas e incubadas por 24 horas. El agar sangre permite el crecimiento de la mayoría de los uro patógenos aeróbicos, mientras que el agar MacConkey provee información que ayuda a la identificación bacteriana. Si existe crecimiento luego de 24 horas, las placas se utilizan para la identificación y determinación de la sensibilidad bacteriana. Esto último puede determinarse utilizando el método de difusión de disco en agar (Bartges, 2006).

3.2.6. Tratamiento

El agente antimicrobiano seleccionado debiese ser fácil de administrar, asociado con pocos, si es que existen, efectos adversos, de bajo costo, capaz de alcanzar en el tejido o en la orina concentraciones que excedan la concentración mínima inhibitoria, e incapaz de afectar la flora intestinal del paciente. El agente a elegir debiese ser elegido en base a los resultados de la prueba de sensibilidad antibiótica (Bartges, 2006).

Generalmente, los aislamientos de *E.coli* resultaron sensibles a la mayoría de los antimicrobianos testados por Litster^a et al. (2009). Las especies de *Enterococcus* aisladas fueron sensibles a la combinación de amoxicilina / ácido clavulánico y penicilina / ampicilina, y más resistentes a la Clindamicina. Basado en estos hallazgos, se sugiere que si un gran número de bacterias es visualizada en un felino asintomático o no, una terapia inmediata sería razonable, ya sea con

amoxicilina / ácido Clavulánico en caso de bacterias Gram negativas, y amoxicilina para bacterias gram positivas.

Tanto felinos, animales con causas identificables que predisponen a una infección, y caninos reproductores, deberían considerarse como poseedores de una infección del tracto urinario complicada. El tratamiento con antibióticos por más de 10 a 14 días suele ser indicado, usualmente llegando hasta 4 a 6 semanas de tratamiento. La orina debiese ser evaluada en la primera semana de tratamiento para observar la respuesta a éste, y también antes de la suspensión del tratamiento (Bartges, 2006).

En cuanto a los pacientes con bacteriuria asintomática, pueden no requerir tratamiento, pero debería considerarse si el paciente esta en riesgo de infección, así como en pacientes inmunocomprometidos o que poseen alguna enfermedad renal (García, 2011).

3.3. Urianálisis

Es un examen simple y económico, el cual requiere un equipamiento mínimo especializado, y que puede ser realizado rutinariamente por individuos entrenados en medicina general veterinaria (Wamsley y Alleman, 2007).

Un urianálisis completo incluye los siguientes componentes:

- Características físicas: color, transparencia, olor y concentración de soluto (por ejemplo, densidad específica en orina).
- Características químicas: presencia de bilirrubina, sangre oculta, glucosa, cetonas, pH y proteínas.

- Evaluación microscópica de sedimento en orina: células, cristales, cilindros, organismos y otros (por ejemplo espermatozoides, lípidos, moco). (Vaden *et al.*, 2011a).

El urianálisis es una parte fundamental de un examen médico de rutina y contribuye al diagnóstico de inflamación del tracto urinario, disfunción tubular renal y enfermedad glomerular. Además, debido a que la orina deriva de la filtración de la sangre, ella con frecuencia puede proveer información valiosa acerca de trastornos o desórdenes metabólicos de otros sistemas orgánicos, ayudando así al diagnóstico de condiciones tales como enfermedad hepática, muscular o endocrina, y hemólisis (Knoll, 2011).

Debido a que los resultados del test, pueden verse afectados por el método de recolección de la orina, o por el manejo de la muestra, ciertos pasos deben realizarse para asegurar una información segura y confiable. (Chew y Dibartola, 1998a)

3.3.1. Recolección de la muestra

Existen varios métodos para recolectar orina, y cada cual posee sus propias ventajas y desventajas.

Algunos factores a considerar y que pueden ser útiles al momento de escoger un método de recolección incluyen el estado general del paciente, la logística del método de recolección y el propósito que se tiene con la muestra. Por ejemplo, la cistocentesis es el método ideal cuando se desea un cultivo bacteriológico. Sin embargo, pacientes con cistitis pueden exhibir incontinencia, haciendo la cistocentesis virtualmente imposible (Wamsley y Alleman, 2007).

Ya que el método de recolección puede tener un efecto significativo en los resultados del urianálisis, es importante manifestar por escrito en los registros médicos el método que se utilizó (Wamsley y Alleman, 2007).

3.3.1.1. Micción espontánea

No está asociado a ningún riesgo o complicación por parte del paciente, y puede ser realizado por los mismos dueños. Pero las muestras pueden estar contaminadas con células, bacterias y otros detritus localizados en el tracto genital, en la piel o pelos (Osborne y Stevens, 1981_b).

Es inherente a la muestra de micción un gran número de células epiteliales y a veces glóbulos blancos recolectados por la orina a medida que viaja a través del tracto urogenital. El prepucio y la vagina normalmente tienen niveles bajos de bacterias que pueden ser recolectados en una muestra de micción. Este tipo de muestra por ende no es óptima para cultivo, aunque las bacterias de una muestra de micción todavía pueden sugerir infección, si se encuentran presentes en cantidades suficientes (Knoll, 2011)

La recolección de muestras de orina en los gatos puede ser realmente un desafío. Una técnica que puede funcionar con gatos caseros, que están acostumbrados a usar bandejas sanitarias, es la de permitir que el gato orine con la bandeja vacía. La caja sanitaria debe envolverse con papel celofán. Ésta es una técnica particularmente bien aceptada por los gatos sin garras. El uso de una litera no absorbible, es quizás el método más conveniente, permitiendo al dueño o al médico veterinario, obtener fácilmente la muestra de los gatos. Otros materiales no absorbibles, tales como piedras de acuario o bolsas de plástico también pueden ser usadas (Chew y Dibartola, 1998_b).

A pesar de no ser una muestra apropiada para el cultivo, aún puede ser utilizada para monitorear ciertas enfermedades. Es útil para monitorear glucosuria, cetonuria o proteinuria, una vez que ya han sido identificadas con otros métodos de muestreo. Para esto, es preferible utilizar la orina muestreada en el medio de la micción (Cotard, 2001).

3.3.1.2. Compresión manual de la vejiga urinaria

Consiste en la inducción de la micción por la aplicación de presión digital en la vejiga urinaria a través de la pared abdominal.

Existe un mínimo riesgo de infección urinaria iatrogénica, así como también de trauma; ya que la vejiga puede ser lesionada si se utiliza una excesiva presión digital (Osborne y Stevens, 1981_b).

Igual que las muestras de orina recolectadas por micción, las obtenidas por compresión manual de la vejiga, pueden contaminarse cuando la orina pasa a través del tracto urogenital distal.

Por otra parte, es más difícil obtener orina por presión de machos caninos y felinos que de hembras, debido a la mayor resistencia uretral de los primeros. Por lo tanto, este método de recolección urinaria, debería ser usado solamente cuando la orina no puede ser obtenida por ninguna otra técnica (Chew y Dibartola, 1998_b).

3.3.1.3. Cateterización transuretral

Las muestras por cateterización contienen rutinariamente una gran cantidad de células epiteliales, y también pueden estar contaminadas con bacterias y glóbulos blancos del tracto urogenital inferior. Debido a la posibilidad de contaminación de la muestra, estas células no son óptimas para cultivo. Además de los riesgos de contaminación de la muestra, hay cierto riesgo de que el catéter traumatice la vejiga, produciendo hemorragia hacia la muestra, o introduzca bacterias normales desde el tracto genital, induciendo una infección del tracto urinario (Knoll, 2011).

La cateterización debe ser llevada a cabo respetando las normas básicas de asepsia: catéter estéril y desinfección local de la región prepucial en machos, y región perineal y vulvar en las hembras (Cotard, 2001).

En las hembras caninas y felinas, la técnica aséptica es facilitada por la visualización directa del orificio uretral externo, usando un espéculo estéril con fuente de luz incorporada. El espéculo lubricado, se inserta suavemente dentro de la vagina en un ángulo de 45°. Un pequeño otoscopio estéril puede servir para la visualización directa del orificio uretral externo en hembras felinas. Después de remover el obturador, el catéter urinario es insertado dentro del orificio uretral por visualización directa. En general, las hembras felinas no tolerarán este procedimiento sin alguna forma de sujeción química (Chew y Dibartola, 1998_b).

La recolección de muestras de orina por cateterización de gatos es dificultosa sin sujeción química y generalmente es evitada (Chew y Dibartola, 1998_b).

En los machos, el pene debe ser extendido desde el saco prepucial tirando de él en dirección caudal. Así la curva natural de la porción caudal de la uretra es minimizada, desplazando el pene extendido en dirección dorsal, con el objetivo de alinear el eje largo de la uretra con el eje longitudinal de la columna vertebral (Osborne y Stevens, 1981_b).

3.3.1.4. Cistocentesis

Consiste en la punción mediante una aguja de la vejiga urinaria con el propósito de remover una cantidad variable de orina por aspiración (Osborne y Stevens, 1981_b).

Es la representación más precisa de los contenidos de la vejiga, siempre y cuando la sangre capilar incidental no se vuelva parte de la muestra de orina aspirada. Esta es la muestra de elección para los cultivos y puede ser útil para localizar cualquier inflamación visible en el riñón y/o vejiga (Knoll, 2011).

Constituye el mejor medio para recolectar orina destinada a su análisis y cultivo bacteriano, porque impide la contaminación con las bacterias residentes en la uretra distal, prepucio y vulva (Grauer, 2000).

Generalmente está asociada con menor riesgo de infección iatrogénica que la cateterización, y es frecuentemente mejor tolerado por los pacientes (especialmente gatos y hembras caninas) (Osborne y Stevens, 1981_b).

Las cistocentesis es más fácil de realizar y probablemente menos traumática, si la vejiga se puede palpar sin esfuerzo (Chew y Dibartola, 1998_b).

En felinos, usualmente es más fácil realizar el procedimiento con el paciente en decúbito dorsal o lateral (Osborne y Stevens, 1981_b).

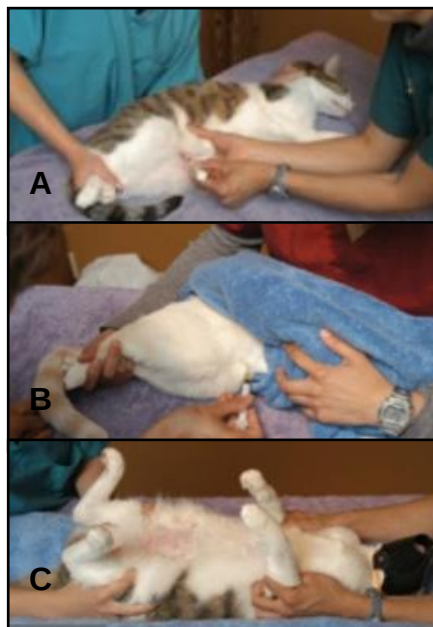


Figura N° 1. Posiciones adecuadas para una cistocentesis. (A) decúbito lateral. (B) decúbito lateral modificado. (C) decúbito dorsal (Yin, 2009)

Para el procedimiento, generalmente, se utilizan agujas 22G adosadas a jeringas de 6 a 12 ml.

Lo ideal es atravesar la piel, músculos abdominales, pared vesical y entrar a la luz del órgano, en un ángulo oblicuo para reducir la posibilidad de escape de orina luego de retirar la aguja. Con relación al ángulo de penetración, la salida de orina luego de una cistocentesis no ha sido identificada como un problema clínico.

La región de la vejiga por donde penetra la aguja no es crítica, se usan tanto el lado ventral como el lateral. No es necesario depilar o desinfectar la piel del área a ser punzada (Chew y Dibartola, 1998_b).

Algunas complicaciones incluyen una punción del colon, laceración de la vejiga, y laceración de los vasos sanguíneos mayores dorsales a la vejiga. Una punción inadvertida del colon puede generar contaminación bacteriana en la muestra, y una población mixta de bacterias en el urocultivo podría ser el resultado (Reine y Langston, 2005).

3.3.1.5. Tiempos de recolección

Los resultados del urianálisis también son afectados por el horario de la recolección de la muestra, en relación a la ingesta de agua o comida, o cuando la orina ha estado acumulada en la vejiga. Así también como con el método de recolección, el propósito de la muestra es un factor útil a considerar cuando se decide la hora de la toma de muestra. Por ejemplo, el cultivo de una orina recolectada al azar puede ser más útil que el cultivo de la primera orina de la mañana, ya que esta última típicamente es contenida en la vejiga durante la noche por varias horas, lo cual puede disminuir la viabilidad de los microorganismos patógenos y causar cultivos falsos negativos (Wamsley y Alleman, 2007).

3.3.1.6. Almacenamiento de la muestra

Lo ideal es que la orina para urianálisis de rutina se analice dentro de las 2 horas de la recolección para evitar alteraciones como resultado de oxidación,

precipitación de minerales (formación de cristales), reacciones fotolíticas y/o los efectos del metabolismo bacteriano (Knoll, 2011).

La orina puede ser preservada a 4°C por algunas horas, pero es importante dejar que la muestra alcance temperatura ambiente antes de realizar los análisis (Cotard, 2001).

La refrigeración es considerada como el método de preservación óptimo, ya que previene el sobrecrecimiento bacteriano, preserva la morfología tanto celular como de los cilindros, y no afecta los análisis químicos, siempre y cuando la muestra esté a temperatura ambiente antes del análisis. Sin embargo, la refrigeración puede generar algunos artefactos, particularmente la formación de cristales, lo cual empeora a medida que la duración de la refrigeración es mayor (Wamsley y Alleman, 2007). Idealmente, la temperatura debiese estar entre el rango de 2° a 8°C (Osborne y Stevens, 1981_b).

Los preservantes (ej. formalina, timol, tolueno, ácido bórico, cloroformo) pueden agregarse a la orina, para prevenir el crecimiento bacteriano o para preservar elementos específicos en la muestra de orina. Sin embargo, debería tenerse en cuenta que los preservantes afectan los resultados de ciertas reacciones químicas (Chew y Dibartola, 1998_c).

3.3.2. Interpretación

La técnica utilizada para recolectar la muestra debiese ser descrita, ya que esto puede influenciar la interpretación. El urianálisis se compone de 3 partes: propiedades físicas, propiedades químicas, y la evaluación del sedimento (Dibartola, 2006).

3.3.2.1. Características físicas

3.3.2.1.1. Color

La orina normal es típicamente transparente, amarillo pálido, amarillo o ámbar.

El color amarillo está principalmente asociado con la excreción renal del urocromo plasmático. El urocromo resulta como producto de la oxidación de un incoloro cromógeno. Dado que la excreción urinaria de urocromo es relativamente constante a lo largo del día, el color de la orina provee un índice bruto del grado de concentración y dilución urinaria. Pequeñas cantidades de urobilina, un producto de degradación del urobilinógeno, de colores naranja – marrón, también podría contribuir al color amarillo de la orina (Osborne, 2001).

Las muestras de orina concentradas pueden parecer de color ámbar, y las orinas diluídas pueden tener un tono más pálido. Sin embargo, el color de la orina nunca debiese ser usado como reemplazo a la densidad urinaria específica (Reine y Langston, 2005).

El color anormal de orina más común (pigmenturia) es el rojo o marrón rojizo. Esto se debe por lo general a la presencia de glóbulos rojos intactos (hematuria) (Chew y Dibartola, 1998_C).

La orina normal puede tener varias tonalidades de amarillo debido a la presencia de pigmentos urinarios naturales, llamados urocromos. Debido a esto, la orina puede tornarse de un amarillo más oscuro con la exposición a la luz, ya que genera la degradación del urocromo urinario (Wamsley y Alleman, 2007).

En la siguiente tabla, se resume los colores de la orina y sus posibles causas:

Tabla N° 1. Colores de la orina y sus posibles causas (Wamsley y Alleman, 2007).

Color de la orina	Causa
Amarillo pálido	Normal
Amarillo	Orina altamente concentrada
Amarillo oscuro	Orina altamente concentrada Bilirrubinuria Fotodegradación de pigmentos urinarios
Naranja – Amarillo	Orina altamente concentrada Bilirrubinuria
Rojo – Naranja	Hematuria
Rojo	Hemoglobinuria
Rojo oscuro – Marrón	Mioglobinuria
Rosado	Hematuria Hemoglobinuria
Marrón a negro	Metahemoglobina desde la degradación de hemoglobina o mioglobina Pigmentos biliares
Verde	Biliverdina (degradación in vitro de bilirrubina) Urobilinógeno (oxidación del urobilinógeno en orina ácida)
Azul	Varias drogas y metabolitos de drogas

La detección de un color anormal de la orina debiese impulsar preguntas relacionadas a la dieta del paciente, la reciente historia medica y los hábitos y lugares donde habita. A menudo es de ayuda determinar la duración del problema y preguntar en que momento de la micción el color anormal es observado (Osborne, 2001).

3.3.2.1.2. Olor

La orina normal tiene un olor característico, el cual varía según la especie y el sexo. Los gatos machos enteros pueden tener orina con olor fuerte (Vaden *et al.*, 2011_a).

La detección de olores anormales indican la necesidad de mayor investigación sobre el paciente (Osborne y Stevens, 1981_b).

El olor anormal más común es el olor a amoníaco. Una infección en el tracto urinario producida por bacterias ureasas positivas, puede resultar en hidrólisis de la urea y la liberación de amoníaco (Chew y Dibartola, 1998_c).

3.3.2.1.3. Transparencia

La orina normal usualmente es clara. Una orina turbia a menudo contiene incrementados sus elementos celulares, cristales o moco (Dibartola, 2006).

Aunque la orina no esté turbia, pueden haber anomalías detectables durante la evaluación del sedimento. Por lo tanto, la transparencia de la orina no debería ser usada como método único para detectar celular, cristales u otros (Wamsley y Alleman, 2007).

3.3.2.1.4. Densidad urinaria

La densidad específica de la orina es definido como el peso de una solución comparado con su volumen equivalente de agua destilada. Depende tanto del número y peso molecular de las partículas del soluto, pero tiene la gran ventaja de requerir un simple y poco costoso equipo para su medición (Dibartola, 2006).

Para determinarla, una gota de orina es puesta en el instrumento llamado refractómetro. En términos simples, la densidad específica indica que tan bien está la habilidad de los riñones para concentrar la orina (Hillestad, 2010).

La densidad específica debería ser medida siempre mediante el uso del refractómetro, ya que las tiras reactivas son notoriamente inexactas. Dos o tres gotas debiesen ser aplicadas para la medición. Si la muestra contiene demasiado sedimento y está turbia, es mejor medir la densidad específica en el sobrenadante de la muestra centrifugada (Ristic y Skeldon, 2011).

Primariamente refleja la habilidad del túbulo renal para responder a la estimulación de la hormona antidiurética, y la conservación del agua produciendo orina bien concentrada. Los valores de la densidad específica pueden ser clasificados en 4 categorías basadas en el valor relativo de la densidad del filtrado glomerular, cuyo rango va desde 1.008 a 1.012, y que representa un filtrado urinario que todavía no ha sido modificado por los túbulos renales (Wamsley y Alleman, 2007).

Un amplio rango de densidad puede ser encontrado en animales sanos, desde 1.001 a >1.075 para caninos, y 1.001 a >1.085 para felinos, aunque los valores encontrados típicamente para individuos normalmente hidratados están frecuentemente más cercanos al 1.015 a 1.045 en caninos, y 1.035 a 1.060 en felinos. Es importante mencionar que cualquier valor de densidad puede ser considerado “normal” en un paciente dependiendo de otros factores, como el estado de hidratación del paciente, o si existe azotemia (Watson y Lefebvre, 2010).

En los animales que producen grandes volúmenes de orina, se espera que tengan baja densidad, mientras que los animales que producen poco volumen, es de esperar que tengan densidad alta. Una importante excepción a la regla, es el animal con oliguria por falla renal aguda que tiene densidad baja con poco volumen (Chew y Dibartola, 1998d).

Se denomina hipostenúrica a la orina con valores de densidad de 1.001 a 1.007. Están asociados a una osmolaridad menor a la del plasma (300 mOsm/kg). La presencia de hipostenuria implica una diuresis relativa al agua. En el caso de sobrehidratación, esto podría ser considerado aceptable.

La hipostenuria patológica sucede en animales con diabetes insípida, hiperadrenocorticismo, piometra, hipercalcemia, hipocalcemia, enfermedad hepática y polidipsia psicogénica (Chew y Dibartola, 1998_d).

El término isostenuria se refiere a orina con la misma concentración de solutos que el filtrado glomerular que no ha sido alterado. Va desde 1.007 a 1.015 (Dibartola, 2006). Estos valores ocurren de vez en cuando en muestras de caninos y felinos sanos, pero debe sospecharse de una falla o insuficiencia renal si existe deshidratación y/o azotemia. Si la isostenuria persiste en muestras subsecuentes, debe descartarse un defecto en la concentración de la orina (Watson y Lefebvre, 2010).

El rango de concentración mínima aceptado para caninos es de 1.013 a 1.029, mientras que en los felinos es de 1.013 a 1.034. Puede representar una variación apropiada debido a la reciente ingesta de agua o administración de fluidos. Pero es un valor inapropiado y que requiere mayor análisis en pacientes deshidratados o azotémicos (Wamsley y Alleman, 2007). Debido a que los valores de densidad son superiores a los del plasma, este rango también es denominado hiperestenuria o baruria (Chew y Dibartola, 1998_d).

La orina concentrada, tiene una densidad específica de >1.030 para caninos, y >1.035 para felinos. Estos valores indican una importante modificación del filtrado glomerular, lo cual ocurre por el proceso de reabsorción activa en el túbulo renal. Por lo tanto, se requiere un número relativamente alto de nefronas funcionales para producir esta orina, lo cual, en presencia de azotemia, sugiere un componente

principalmente pre renal en el desarrollo de ésta. Si el paciente no está azotémico, este hallazgo es generalmente considerado como incompatible con el diagnóstico de falla renal. A pesar de esto, los valores de densidad de algunos felinos con enfermedad renal crónica y azotemia pueden ser tan altos como de 1.040 o 1.045, por lo cual la enfermedad renal crónica debe ser considerada de igual forma si estos valores son acompañados de azotemia y/o deshidratación (Watson y Lefebvre, 2010).

El efecto de la dieta sobre la densidad puede ser más pronunciado en los felinos que en los caninos. Los gatos alimentados principalmente con extruído, por lo general tienen valores de densidad urinaria mayores de 1.030, mientras que los gatos alimentados exclusivamente con alimento enlatado, pueden tener valores de densidad urinaria tan bajos como 1.025 (Chew y Dibartola, 1998_d).

3.3.2.2. Características químicas

Existen muchas pruebas químicas que pueden ser realizadas en una cantidad pequeña de orina mediante el uso de una tira reactiva. Esta última es un trozo de plástico al cual se le han adjuntados almohadillas con ciertos agentes químicos. Cada almohadilla evalúa una sustancia particular en la orina. Cuando esta se pone en contacto con los agentes, reacciones colorimétricas ocurren en las almohadillas, basado en la cantidad de sustancias que captaron. Luego, el color de la almohadilla es comparada al color de referencia, y se estima la cantidad de sustancia a determinar (Hillestad, 2010).

Las tiras reactivas están diseñadas para ser utilizadas en orina humana, por lo tanto algunas pruebas no son precisas y deberían ser ignoradas (por ejemplo nitritos, urobilinógeno, densidad específica y leucocitos). Además, es importante que las tiras utilizadas no estén caducadas, y que cada determinación sea leída en el tiempo adecuado (Ristic y Skeldon, 2011).

3.3.2.2.1. pH urinario

El pH urinario puede dar indicaciones acerca de alguna enfermedad renal (por ejemplo acidosis tubular) o del balance ácido base sistémico. Además, este afecta la solubilidad de una gran variedad de cristales urinarios (Reine y Langston, 2005).

El pH urinario de los perros y gatos con una dieta a base de carne y con alta cantidad de proteínas, por lo general oscila en el rango de la acidez (debido a la excreción de productos ácidos finales consecuencia del metabolismo proteico) (Chew y Dibartola, 1998_d).

Las tiras reactivas no son completamente precisas, por lo tanto, idealmente debiese usarse un medidor de pH. Sin embargo, estos a menudo no están disponibles (Ristic y Skeldon, 2011).

Las tiras reactivas de orina estiman hasta 1 unidad de pH por sobre o bajo la que es medida por el medidor de pH. En felinos, el pH urinario es constantemente subestimado por las tiras reactivas.

Una orina que resulta marcadamente alcalina (pH >9) o moderadamente alcalina (pH >7,5), y muy concentrada (>1.035) probablemente causará una reacción falsa positiva en la determinación para proteínas de la tira reactiva (Wamsley y Alleman, 2007).

El pH puede verse incrementado en casos de infección urinaria con bacterias ureasas positivo. Por otra parte, una muestra antigua, o la presencia de desinfectantes o una toma de muestra muy cercana a la alimentación del paciente, pueden aumentar los valores del pH (esto se debe a la “marea alcalina” que sucede mientras se secreta ácido clorhídrico en el estómago luego de la ingesta). (Ristic y Skeldon, 2011).

Un pH ácido es característico de los carnívoros, y sus valores varían entre los 5,5 hasta los 7. Otras causas que pueden disminuir el valor del pH y hacerlo más ácido son un catabolismo incrementado de las proteínas (por fiebre o anorexia), acidosis metabólica, hipokalemia, por mencionar algunas (Wamsley y Alleman, 2007).

3.3.2.2.2. Proteínas

La filtración limitada de proteínas de bajo peso molecular se produce en los glomérulos. En los animales sanos, la mayoría de las proteínas son reabsorbidas por los túbulos proximales. Hay una secreción mínima de muco proteínas por parte del asa de Henle y los túbulos distales, por lo que la concentración de proteínas en orina es insignificante (Vaden *et al.*, 2011a).

La detección en general se lleva a cabo mediante tiras reactivas y es semi cuantitativa. El cambio de color de la tira es proporcional a la concentración de proteína en orina. Este método es más sensible para la albúmina; no detecta en forma confiable globulinas, proteínas de Bence Jones, hemoglobina o muco proteínas, y reacciona de forma deficiente con proteínas celulares (leucocitos, células epiteliales) (Vaden *et al.*, 2011a).

Los resultados son informados como traza (10 mg/dl), 1+ (30 mg/dl), 2+ (100 mg/dl), 3+ (300 mg/dl), o 4+ (1000 mg/dl). Orina muy alcalina o muy concentrada pueden dar como resultado falsos positivos. Un test con ácido sulfo salicílico para la precipitación de proteínas puede ser utilizado para confirmar los resultados positivos de la tira reactiva (Reine y Langston, 2005).

Los resultados deberían interpretarse en conjunto con la densidad urinaria y el examen de sedimento urinario. La presencia de proteinuria en la orina escasamente concentrada es significativa a nivel clínico.

El método de recolección (cistocentesis o cateterización por ejemplo) puede introducir sangre, y por consiguiente proteínas plasmáticas a la muestra de orina.

Los perros y gatos neonatos pueden tener una proteinuria fisiología leve, que coincide con la absorción de proteína del intestino. Esta proteinuria tendrá un pick a las 20 horas de vida, y puede durar hasta 10 días (Vaden *et al.*, 2011a).

3.3.2.2.3. Sangre oculta

Las tiras reactivas para la sangre oculta son sensibles, pero no diferencian entre eritrocitos, hemoglobina y mioglobina. Estos test son más sensibles a la hemoglobina que a los eritrocitos intactos. Un resultado positivo debiese ser interpretado en comparación a los hallazgos del sedimento urinario (Dibartola, 2006).

Reacciones falsas positivas pueden ocurrir si la muestra fue contaminada con agentes oxidantes propios de los desinfectantes. Por otro lado, reacciones falsas negativas resultan si los glóbulos rojos se han asentado en el fondo de la muestra, llevando a una contradicción entre la tira reactiva y la evaluación del sedimento.

Hematuria con glóbulos rojos intactos pueden indicar una enfermedad del tracto urinario inferior o del tracto genital, incluyendo infección o neoplasia. Además, pudiese indicar alguna enfermedad inflamatoria o idiopática del tracto urinario superior, incluyendo pielonefritis, nefropatías perdedoras de proteínas o neoplasia (Reine y Langston, 2005).

A pesar de esto, también puede verse un incremento en el número de eritrocitos urinario debido a un trauma iatrogénico causado por la recolección de las muestras de orina (Wamsley y Alleman, 2007).

3.3.2.2.4. Glucosa

La glucosa no debe estar presente en la orina en condiciones normales. Sólo aparece si su valor en sangre excede el umbral de reabsorción a nivel renal (> 180 mg/dl en caninos, > 280 mg/dl en felinos). Si aparece junto con hiperglucemia, puede ser debido a diabetes mellitus, glucocorticoides, excitación o estrés en felinos, o administración de fluidos glucosados (Cuenca, 2009).

En el filtrado glomerular, la glucosa es casi completamente reabsorbida en el túbulo proximal

La mayoría de las tiras reactivas usan un test colorímetro basado en una reacción enzimática (glucosa oxidas) específica (Dibartola, 2006). El límite inferior de sensibilidad para la glucosa es de alrededor de 40 a 80 mg/dl, pero sobre ese nivel los resultados son semi cuantitativos, con colores más intensos indicando concentraciones mayores de glucosa, llegando hasta los 2000 mg/dl (Reine y Langston, 2005).

3.3.2.2.5. Bilirrubina

Cuando la hemoglobina es degradada, la porción hem es convertida a bilirrubina, la cual es conjugada en el hígado y excretada por la bilis. Algunas bilirrubinas conjugadas pueden escapar a la circulación, llegando al glomérulo, para luego aparecer en la orina. El riñón puede metabolizar la hemoglobina para convertirla en bilirrubina en perros, pero no en felinos (Reine y Langston, 2005).

La bilirrubinuria siempre es un hallazgo anormal en felinos, y por lo tanto indica la necesidad de una investigación más profunda (Ristic y Skeldon, 2011).

El análisis químico para el hallazgo de bilirrubina es realizado para detectar enfermedades hemolíticas o hepatobiliares (colestasis intra o post hepática).

Generalmente es aceptado que en las enfermedades que producen ictericia, el exceso de bilirrubina primero se acumula en la orina, subsecuentemente se incrementa en el plasma, y por último es visible en las membranas mucosas (Wamsley y Alleman, 2007).

La bilirrubina se detecta mediante el uso de tiras reactivas, y se informa como negativa o presente en cantidades pequeñas (1+), moderadas (2+) o grandes (3+) (Vaden *et al.*, 2011_a).

3.3.2.2.6. Cetonas

La cetonuria aparece cuando se excede la capacidad de reabsorción de cuerpos cetónicos en el túbulo renal. Las tiras detectan acetoacetato y algo de acetona, pero no el beta-hidroxibutirato (Cuenca, 2009).

Estos productos son debido a una oxidación exagerada e incompleta de los ácidos grasos. No se encuentran de manera normal en la orina de felinos o caninos.

Algunas causas de cetonuria incluyen cetoacidosis diabética, apetito, dieta baja en carbohidratos, fiebre persistente, y hipoglicemia persistente (Wamsley y Alleman, 2007).

Los falsos positivos son raros, aunque una orina muy pigmentada puede ocasionalmente dar una reacción positiva falsa. Los falsos negativos también son poco frecuentes (Chew y Dibartola, 1998_d).

3.3.2.2.7. Urobilinógeno

La bilirrubina conjugada es excretada en la bilis, y luego es degradada por las bacterias intestinales en urobilinógeno. La mayoría de este es luego oxidado a

urobilina, pero una pequeña parte es reabsorbida y excretada en la orina (Reine y Langston, 2005).

Posee una significancia clínica mínima en medicina veterinaria. Una pequeña cantidad (0,2 mg/ml) es normal (Wamsley y Alleman, 2007).

3.3.2.2.8. Nitritos

Los nitritos aumentan por la conversión bacteriana de nitratos en la orina en presencia de infección del tracto urinario. Sin embargo, no todas las bacterias son capaces de convertir nitratos en nitritos. Además la orina debe permanecer en la vejiga por al menos 4 horas para que el tiempo sea suficiente para la conversión bacteriana (Chew y Dibartola, 1998_d).

Este test forma parte de las tiras reactivas de uso humano, ya que suele indicar presencia de bacterias nitrorreductoras. Sin embargo, en veterinaria es un test muy poco exacto, y se aconseja no emplearlo (Cuenca, 2009).

3.3.2.2.9. Leucocito esterasa

El indoxil liberado por las esterasas de los leucocitos intactos o lisados reacciona con una sal de diazonio presente en las tiras reactivas, y es detectado como una reacción de color azul luego de la oxidación por el oxígeno atmosférico.

En felinos, este test es moderadamente sensible, pero muy poco específica (produce muchos resultados falsos positivos) para la detección de piuria (Dibartola, 2006), por lo que siempre debe interpretarse junto con la evaluación del sedimento.

3.4. Evaluación del sedimento urinario

El examen del sedimento urinario técnicamente bien hecho, es de gran valor para establecer el diagnóstico de infección del tracto urinario y detectar una bacteriuria asintomática. La orina contiene elementos que son patológicos o no en función del tipo y la cantidad: células, cilindros y cristales (Villa *et al.*, 2009_a).

Dependiendo del criterio usado para el análisis de los datos, tan poco como un 3%, o tanto como un 16% de los perros y felinos con hallazgos normales al examen físico y químico de la orina pueden tener importantes anormalidades al examen del sedimento urinario (como por ejemplo piuria, bacteriuria o hematuria microscópica). El examen debiese ser realizado en muestras frescas, debido a que los elementos celulares en ella pueden degenerarse rápidamente a temperatura ambiente (Dibartola, 2006).

Por lo tanto, la evaluación microscópica se recomienda en toda muestra de orina, aún cuando las características físicas o los resultados de la tira reactiva no sean notables. Los componentes evaluados incluyen células, cristales, cilindros, organismos y otros elementos (lípidos, mucosidad).

El sedimento urinario es en general relativamente inactivo, contiene pocos componentes visibles a nivel microscópico, pero es común encontrar cantidades escasas de células o ciertos tipos de cristales, de acuerdo con el método de recolección (Vaden *et al.*, 2011_b).

3.4.1. Elementos celulares

3.4.1.1. Eritrocitos

Un pequeño número de células rojas pueden encontrarse en la orina de perros y felinos sanos. El origen de estas células rojas y sus puntos de entrada al tracto

urinario por lo general son desconocidos, pero pueden incluir los riñones, uréteres, vejiga, uretra, y tracto genital (Chew y Dibartola, 1998_d).

Hasta 5 eritrocitos por campo de alta potencia (con objetivo de 40x) en una muestra pueden ser considerados como normales. Un mayor número de estos pueden verse en muestras recolectadas por cateterización o cistocentesis (Ristic y Skeldon, 2011).

Los eritrocitos se cuantifican mediante el número existente en el campo de alta potencia (CAP), y un número de $>5/\text{CAP}$ se considera anormal (Vaden *et al.*, 2011_b).

Cuando el resultado de hematíes de la tira reactiva es negativo y observamos eritrocitos en el sedimento urinario, hablamos de micro hematuria (Villa *et al.*, 2009_a).

3.4.1.2. Leucocitos

El hallazgo de leucocitos indica la presencia de una inflamación del tracto urinario. Típicamente, un recuento por sobre 5 leucocitos CAP es anormal, a pesar que los rangos de los laboratorios pueden variar levemente. La presencia de piuria ciertamente aumenta la sospecha de una infección del tracto urinario (Reine y Langston, 2005).

Los neutrófilos son el tipo predominante en el sedimento urinario y son una o dos veces más grandes que los glóbulos rojos (Chew y Dibartola, 1998_d).

Pacientes con diabetes mellitus están predispuestos a infecciones urinarias, y en muchas ocasiones no presentan una piuria importante (Reine y Langston, 2005).

3.4.1.3. Células epiteliales/transicionales

Las células transicionales son células epiteliales ubicadas en la mucosa de la pelvis renal, uréteres, vejiga y uretra. También existen células epiteliales asociadas con la próstata, vagina y útero. El tamaño de las células epiteliales puede ser de ayuda para determinar del lugar que éstas provienen; las células provenientes del riñón son las más pequeñas; las de los uréteres, vejiga y uretra proximal son mayores, y las células de la uretra distal, vagina y prepucio son las de mayor tamaño (Reine y Langston, 2005).

Hasta dos células epiteliales por CAP pueden ser consideradas como normales. Un aumento de éstas puede ser observado en la inflamación, infección o neoplasia del tracto urinario inferior. Si existen muchas, una citología usando tinciones apropiadas debe ser recomendada para evaluar la morfología celular (Ristic y Skeldon, 2011).



Figura 2. Muestra de sedimento bajo al microscopio, mostrando el tamaño relativo entre una célula epitelial (arriba a la derecha) y un leucocito (abajo izquierda) (Ristic y Skeldon, 2011).

3.4.1.4. Cilindros

Los cilindros se originan en el lumen tubular y están compuestos de mucoproteínas, células y residuos celulares. La presencia de cilindros puede indicar proteinuria renal (hialinos), o degeneración tubular (celulares y/o granulosos) (Vaden *et al.*, 2011_b).

Es mucho más probable encontrarlos en muestras analizadas en el momento que aquellas enviadas a laboratorios externos, ya que tienden a desintegrarse en orina almacenada por cierto tiempo (Ristic y Skeldon, 2011).

Existen diferentes tipos de cilindros, los cuales se describen en la siguiente tabla:

Tabla N° 2. Tipos de cilindros hallados en el sedimento urinario y su posible significado (Ristic y Skeldon, 2011).

Tipo de cilindro	Causa
Hialino	Compuestos de proteína Ocasionales pueden ser normales >2 CAP sugieren enfermedad glomerular o amiloidosis
Granular	Compuestos de proteínas y detritus celular Ocasionales pueden ser normal Sugieren nefro toxicidad, hemoglobinuria, isquemia
Glóbulos blancos/epitelial	Aparecen en casos de inflamación tubular, o necrosis tubular aguda
Glóbulos rojos	Sugieren hemorragia aguda
Grasos	Diabetes mellitus en caninos Daño o degeneración tubular en felinos
Céreos	Compuestos de células degeneradas Sugieren inflamación crónica

3.4.2. Cristales

Generalmente se presentan cuando la orina está saturada con minerales disueltos y otras sustancias, las cuales precipitan formando cristales. Estos pueden formarse *in vivo* por razones patológicas y no patológicas, o pueden precipitar en orina *in vitro*, debido a la baja temperatura, un tiempo de almacenamiento prolongado, alteraciones ocurridas post recolección o a la evaporación de agua desde la muestra.

En la mayoría de las ocasiones, el hallazgo de cristales no necesariamente indica la presencia de urolitos, o la predisposición a formarlos. Por ejemplo, una pequeña cantidad de cristales de fosfato amorfo son frecuentemente observados en pacientes clínicamente normales (Wamsley y Alleman, 2007).

La importancia del hallazgo de cristales es mayor en los casos de que la muestra diera un valor de densidad muy bajo, los signos clínicos sean sugerentes (por ejemplo disuria o una mayor frecuencia de micción), exista hematuria, y del hallazgo de múltiples leucocitos y células epiteliales, sugerentes de inflamación (Ristic y Skeldon, 2011).

Estruvita, fosfato amorfo, y oxalatos son ejemplos de cristales que pueden encontrarse en muestras de orina normal. El ácido úrico, oxalato de calcio, y la cistina típicamente son encontrados en orinas ácidas, mientras que la estruvita (o triple fosfato), fosfato de calcio, carbonato de calcio, fosfato amorfo, y biurato de amonio se encuentran en orinas alcalinas (Chew y Dibartola, 1998_d).

3.4.3. Bacterias

No debiesen estar presentes en muestras obtenidas por cistocentesis, pero pueden ser halladas en aquellas recolectadas mediante micción natural o cateterización (Ristic y Skeldon, 2011).

A pesar que es posible visualizar las bacterias al examen microscópico, resulta difícil en ocasiones distinguirlas del detritus celular. La presencia de piuria en la misma muestra puede respaldar el hallazgo de bacteriuria (Reine y Langston, 2005).

La ausencia de piuria no excluye la posibilidad de una infección urinaria, por lo tanto un examen del sedimento urinario por si solo no puede ser utilizado para excluir definitivamente la posibilidad de una infección (Wamsley y Alleman, 2007).

El hallazgo de bacterias es clasificado como presente o ausente, o por una escala como escasos (1+), moderados (2+), o muchos (+3) (Vaden *et al.*, 2011_b).

3.4.4. Misceláneos

Las gotas lipídicas son comunes en felinos, y no poseen importancia clínica (Vaden *et al.*, 2011_b).

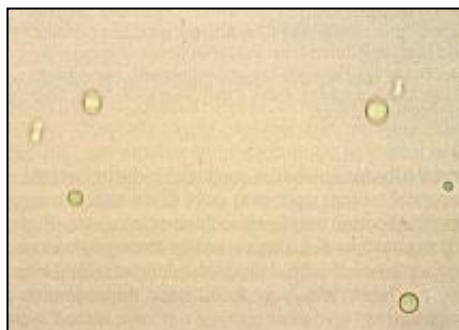


Figura N° 3. Gotas lipídicas en sedimento urinario felino (Wamsley y Alleman, 2007).

Algunos hongos (*Candida* spp., *Aspergillus* spp., *Cryptococcus* spp.), algas (*Prototheca* spp.) y huevos de nemátodos, larvas o adultos (*Capillaria* spp., *Dirofilaria immitis* y *Diocetophyma renale*) pueden ser ocasionalmente identificados en el sedimento. Los huevos de *Capillaria* son hallazgos casuales en orina de felinos asintomáticos (Wamsley y Alleman, 2007).

En la orina de perros y gatos machos no esterilizados, es común encontrar esperma (Ristic y Skeldon, 2011).



Figura N° 4. Espermatozoide, y algunos eritrocitos en muestra de sedimento urinario felino (Zúñiga, Laboratorios PetHouse, Diciembre 2011).

3.5. Urocultivo

Se llama cultivo al proceso de multiplicar microorganismos mediante las condiciones ambientales adecuadas. Los microorganismos en crecimiento realizan copias de sí mismos y requieren de los elementos que se encuentran en su composición química; los nutrientes deben proporcionar estos elementos de manera metabólicamente accesible. Los factores que se deben controlar durante el crecimiento son nutrientes, pH, temperatura, aireación, entre otros (Brooks *et al.*, 2002).

A pesar de que el urianálisis de rutina y los signos clínicos de un paciente pueden sugerir que existe algún tipo de infección urinaria, un urocultivo positivo es necesario para confirmar el diagnóstico y para diferenciar esta condición de otras posibles causas de enfermedad de las vías urinarias felinas (Tappin y Brown, 2010).

El urocultivo para bacterias puede hacerse con material obtenido mediante cistocentesis antepúbica, cateterización vesical o mitad de chorro durante la micción. Sin embargo, el número de microorganismos aislados en un perro o gato normal varía de acuerdo a la técnica empleada. Idealmente, la orina debe obtenerse mediante cistocentesis, y las muestras deben introducirse dentro de los 30 minutos de recolección. Si esto no es factible, la muestra de orina debe refrigerarse, porque las bacterias pueden duplicar su cantidad cada 45 minutos a temperatura ambiente,

generando resultados falsos positivos. Por otra parte, si la orina ha sido congelada o refrigerada durante 12 – 24 horas o más tiempo pueden obtenerse urocultivos falsos negativos (Grauer, 2000).

Las muestras de orina recolectadas por cistocentesis no deberían tener microorganismos en ella. En ocasiones, un pequeño número de microorganismos de la piel o del ambiente pueden contaminar las muestras, y el crecimiento de menos de 1000 unidades formadoras de colonia (UFC) por mililitro pueden ser considerado sospechoso de contaminación.

Para la confirmación de una infección del tracto urinario, y considerando que el método de recolección realizado fue la cistocentesis, se necesita un recuento de colonias de al menos $>10^2$ UFC/ml tanto en hembras como machos felinos (Dibartola, 2006).

El urocultivo es útil para cuantificar el número de bacterias presentes, determinar la especie bacteriana, y conocer su sensibilidad o resistencia a los antibióticos (Villa, 2009_b).

4. OBJETIVOS

4.1. Objetivo general

Caracterizar el urianálisis y determinar bacteriuria en pacientes felinos clínicamente sanos en un centro veterinario de la comuna de Concón

4.2. Objetivos específicos

- Caracterizar el urianálisis de pacientes felinos clínicamente sanos en un centro veterinario de la comuna de Concón.
- Determinar la frecuencia de bacteriuria en felinos clínicamente sanos mediante la observación del sedimento urinario y urocultivo.
- Determinar la relación entre el análisis del sedimento urinario y el urocultivo en la determinación de bacteriuria.

5. MATERIALES Y MÉTODOS

5.1. Lugar de trabajo

Con respecto al procesamiento inicial de las muestras, este se realizó en las dependencias de la clínica veterinaria PetHouse, ubicada en Avenida Concón Reñaca 3400, en el Local 10, en la comuna de Concón.

Una vez finalizado el análisis inicial, las muestras fueron transportadas hasta el laboratorio de microbiología de la Universidad de Viña del Mar, en donde fueron cultivadas para su posterior análisis.

5.2. Materiales

- Algodón hidrofílico
- Alcohol de 95°
- Jeringa estéril de 5 ml BD Plastipak
- Aguja de cono azul 23G x 1 BD Plastipak
- Refractómetro ATC
- Tiras reactivas de orina Cybow
- Gradilla
- Tubos de ensayo de 10 ml
- Centrífuga Rotofix
- Pipeta Pasteur
- Portaobjetos Medica 26x76 mm
- Cubreobjetos Corning 24x50 mm
- Microscopio óptico Nikon E200
- Contenedor térmico Coleman Personal 8
- Ice pak
- Kit de coloración Gram Vimaróni S.A
- Placa Petri

- Asa Drigalsky de vidrio
- Mechero
- Fósforos
- Refrigerador
- Agar McConkey
- Agar Sangre
- Agar Mueller Hinton
- Sensidiscos
- Film plástico Pechiney Parafilm
- Estufa de cultivo Heating DHP-3082
- Lápiz marcador negro indeleble
- Ayudante para sujeción del paciente
- Ficha clínica
- Ficha de resultados

5.3 Metodología

5.3.1. Criterios de inclusión

En el lapso de 5 meses, desde Septiembre del 2011 hasta Enero del 2012, se muestreó un total de 80 felinos clínicamente sanos, sin antecedentes previos de patologías de origen urinario, con un mínimo de 7 meses de edad.

Para asegurar que el ejemplar estuviera clínicamente sano, se realizó un examen físico, acorde a la ficha clínica utilizada en el centro veterinario (**Anexo I**) , acompañado de una anamnesis remota y actual. Finalizado esto, y verificando que la condición del ejemplar era óptima, se procedió a la toma de muestras.

5.3.2. Clasificación de los felinos

Acorde a la información recopilada anteriormente, los pacientes fueron clasificados según edad, sexo, estado reproductivo, alimentación y hábitos de vida.

Edad

Tabla N° 3. Estadio de vida según edad (Hoyumpa et al., 2010).

Etapa de la vida	Edad del gato
Juvenil	7 meses – 2 años
Adulto	3 – 6 años
Maduro	7 – 10 años
Senior	11 – 14 años
Geriátrico	15 años o más

Sexo

- Macho
- Hembra

Estado reproductivo

- Entero
- Castrado

Alimentación

- Seca comercial (SC)
- Húmeda comercial (HC)
- Comida casera (CC)
- Mixto SC+HC

- Mixto SC+CC
- Mixto HC+CC
- Mixto SC+HC+CC

Hábitos de vida

- Indoor (felino que vive estrictamente dentro de la casa)
- Outdoor (felino con acceso al exterior de la casa)

Toda esta información a su vez quedó plasmada para su análisis y posterior utilización en una ficha de resultados (**Anexo II**).

5.3.3. Obtención de las muestras

Debido a los objetivos del estudio, la manera ideal para realizar la recolección de muestras fue mediante cistocentesis, por lo cual en las 80 recolecciones se utilizó este procedimiento.

Una vez realizado el examen físico, se procedió a palpar la vejiga; si esta era palpable con facilidad, la muestra podía ser obtenida. En caso contrario (si la vejiga no era palpable o si se encontraba muy pequeña), la muestra no podría ser tomada, por lo cual el paciente era derivado a su hogar.

En los felinos con vejigas relativamente llenas o pletóricas, se inició el procedimiento acorde para tomar las muestras. Mientras el alumno sanitizaba sus manos, el ayudante sujetó al animal en decúbito dorsal. Las patas delanteras y traseras debían estar bien aseguradas ante cualquier posible reacción del animal.

Se preparó la jeringa estéril, cambiando su aguja de 21 G x 1 ½ a una aguja más pequeña, de 23 G x 1. Luego, con un algodón humedecido en alcohol de 95°, se procedió a desinfectar la zona a puncionar, procurando no frotar.

Finalizado este paso, con la mano izquierda se palpó y sujeto la vejiga, con el principal objetivo de acercarla a la pared abdominal ventral. Una vez en posición, se introdujo la jeringa por la pared abdominal ventral, y con un ángulo de aproximadamente 45°, se profundizó hasta que al retraer el émbolo se obtuviera orina. Es importante que una vez obtenido el volumen deseado, dejar de retraer el émbolo, para así evitar la introducción de posibles patógenos en el caso de haber atravesado de manera involuntaria algún asa intestinal.

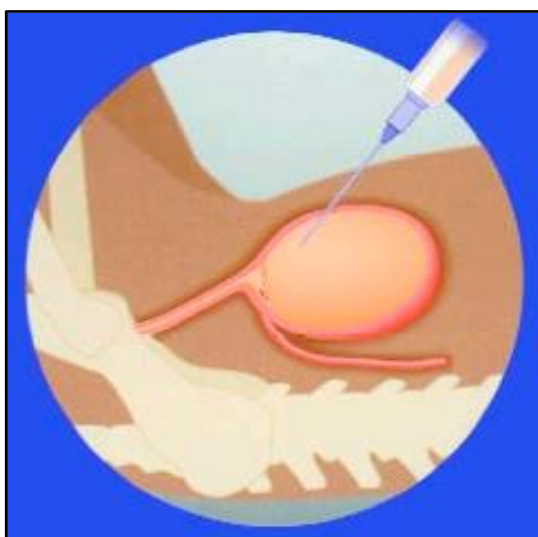


Figura N° 5. Cistocentesis. Ilustración del ángulo adecuado de introducción de la aguja hacia el lumen vesical (Chew y Dibartola, 1998_b).

Obtenida la muestra, se desinfectó nuevamente la zona, y el paciente fue devuelto a su propietario. A este se le comunicó que existen escasas complicaciones, pero que a pesar de esto, era prudente que observara el comportamiento de su mascota por las próximas 24 horas, en caso de cualquier alteración.

5.3.4. Procesamiento de las muestras

El procesamiento de las muestras se llevó a cabo de manera metódica, y todos los resultados fueron plasmados en una ficha de resultados (**anexo II**)

5.3.4.1. Urianálisis

Obtenida la muestra, lo primero fue analizar las características físicas de ésta. Tanto a contraluz como luego con un fondo blanco, se analizó la transparencia y color de la orina.



Figura Nº 6. Distintos colores de orina. A la izquierda una orina amarillo pálido, a la derecha, orina amarillo ámbar. (Zúñiga, Laboratorios PetHouse, Enero 2012).

Luego, y para medir la densidad urinaria, se utilizó el Refractómetro de Goldberg, el cual primero fue calibrado con una gota de agua, para verificar que con ésta el marcador estuviese en 1. Una vez calibrado, se procedió a secar el refractómetro con un paño adecuado, para luego instilar una gota de orina, y observar a través del visor para conocer la densidad urinaria.

Para el examen químico de las muestras, se utilizó tiras reactivas de orina. Primero se mezcló la muestra para que el contenido (por ejemplo eritrocitos) que pueden haber sedimentado debido a la gravedad se resuspendieran. Se instiló una gota en cada almohadilla, y cuidadosamente se removió el exceso de orina sobre una toalla de papel, elevando un borde de la tira en su eje largo para que el exceso

de líquido cayera gracias a la gravedad sobre la toalla de papel. Se esperó el tiempo determinado por cada almohadilla, y se interpretó acorde a la etiqueta otorgada por el laboratorio fabricante de las tiras reactivas (Wamsley y Alleman, 2007).



Figura N° 7. Comparación de tira reactiva con prospecto colorimétrico de su respectivo envase. (Zúñiga, Laboratorios PetHouse, Enero 2012).

5.3.4.2. Análisis del sedimento urinario

Con respecto al examen de sedimento urinario, lo primero fue traspasar la muestra de orina desde la jeringa hasta un tubo de ensayo, con cuidado de dejar al menos 0,2 ml de orina para su posterior cultivo. La orina que quedó en la jeringa fue inmediatamente refrigerada. Ambos, tanto el tubo de ensayo como la jeringa, fueron rotulados con el nombre del paciente para su posterior identificación.

Los tubos de ensayos fueron colocados en la centrífuga, con su respectivo balance, y centrifugados por 3 a 5 minutos a 1000-1500 rpm (Dibartola, 2006).

Finalizado el tiempo, se esperó a la detención total de la centrífuga antes de extraer las muestras, para así evitar la re suspensión del sedimento. Una vez extraído el tubo de ensayo, el sobrenadante de la muestra fue eliminado, dejando en el tubo de ensayo sólo el sedimento correspondiente.



Figura N° 8. Procedimiento para la obtención del sedimento urinario. (A) Se observa la eliminación del sobrenadante. (B) Sedimento urinario. (Zúñiga, Laboratorios PetHouse, Diciembre 2011)

El sedimento luego es resuspendido en la pequeña cantidad de líquido que siempre queda mediante una leve agitación del tubo. Esto puede ser examinado sin la necesidad de una tinción. Luego, una gota de sedimento es depositada sobre un portaobjetos, y es cubierto con un cubreobjetos (Ristic y Skeldon, 2011).

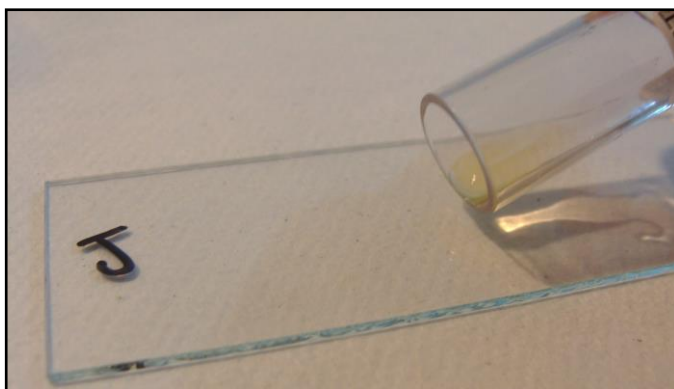


Figura N° 9. Elaboración de muestra de sedimento urinario para la observación microscópica. Sedimento resuspendido es depositado sobre un portaobjetos. (Zúñiga, Laboratorios PetHouse, Diciembre 2011)

Es mejor examinar muestras sin tinción con el condensador bajo, atenuar la luz del microscopio y mantener el diafragma cerrado. Así se maximiza el contraste y resulta más fácil visualizar los componentes del sedimento (Reine y Langston, 2005).

Realizado esto, se comenzó a visualizar la muestra en un aumento de 10x, para luego ir aumentando hasta 40x, en busca de componentes celulares, cristales y otros de interés,

5.3.4.3. Urocultivo

Finalizado el urianálisis, las muestras fueron transportadas hasta el Laboratorio de Microbiología de la Universidad de Viña del Mar, en un lapso no mayor a las 6 horas de recolectada la muestra. El transporte se realizó en un contenedor térmico, el cual en su interior poseía al menos 6 ice pack, para asegurar que la temperatura en su interior no superara los 8 °C (Osborne y Stevens, 1981_b), asegurando así una mínima contaminación bacteriana en el transcurso del viaje. La orina se transportó en las jeringas de extracción de muestra.

Una vez arribadas las muestras al laboratorio, se procedió a desinfectar la zona de trabajo mediante la aspersión de alcohol sobre el mesón, además de algún producto desinfectante de ambientes en spray.

El mechero fue encendido, primero abriendo el paso al gas, y al encender el fósforo, acercándolo de a poco hasta que se generara una llama. Se reguló la salida del gas, para que la llama se tornara de color azul, apropiada para la desinfección de los materiales.

Se retiraron las muestras desde el contenedor térmico, y se dejaron relativamente cerca del mechero, para que alcanzaran temperatura ambiente previo a ser cultivadas.

Se tomó un agar sangre y un agar MacConkey, a los cuales se les rotuló la identificación del animal, fecha, y hora a la cual fueron cultivados, para su posterior identificación, y fueron mantenidos cerrados a un costado del mechero encendido, para evitar su contaminación. Una vez acercados los materiales restantes (Asa

Drigalsky, film plástico, muestras), el alumno procedió a sanitizar sus manos previo a retirar el film plástico en las placas Petri destinadas al cultivo.

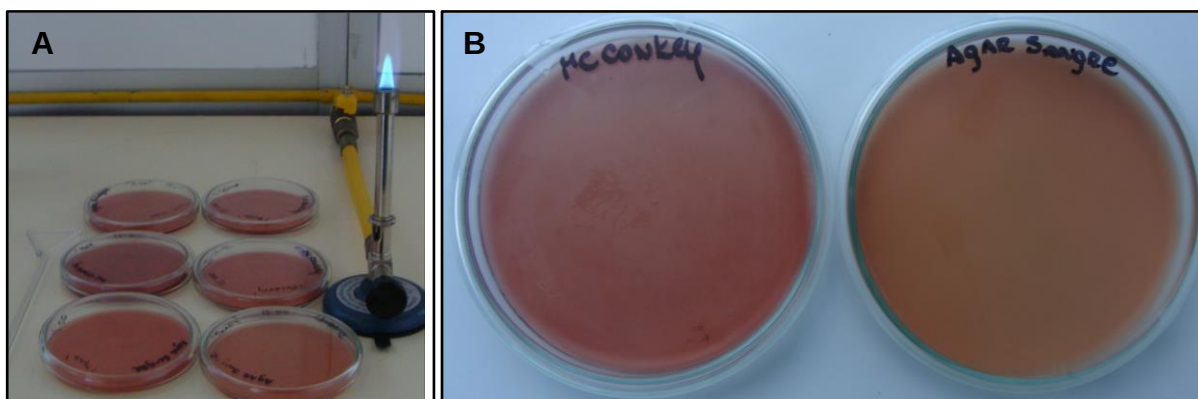


Figura N° 10. Placas Petri.(A) Disposición de placas y Asa Drigalsky junto al mechero previo al urocultivo. (B) A la izquierda, se observa Placa Petri con Agar MacConkey, a la derecha, Agar Sangre al 5% (Zúñiga, Laboratorios de Microbiología UVM, Diciembre 2011).

Una vez retirado el film plástico de las placas Petri, se acercó con una mano la placa al mechero, y con el dedo pulgar e índice se procedió a abrir la parte superior de la placa, para dejar un mínimo espacio por donde se instiló una gota de orina, para luego inmediatamente cerrar la placa. Cuando la orina ha sido obtenida por punción vesical, se recomienda la siembra por inundación en agar sangre más un medio selectivo-diferencial para bacilos Gram negativos, como agar MacConkey (Villa, 2009_b).

Se flameó el asa Drigalsky humedecida en alcohol, y se acercó nuevamente la placa al mechero. Se dejó enfriar el asa tocando la punta de esta con el interior de la tapa de la placa, y una vez que el asa estuviera fría, se procedió a distribuir en forma circular la gota de orina, abarcando el centro del agar, en un diámetro de 6 centímetros aproximadamente. Luego se hicieron algunas estrías (Villa, 2009_b), y se acercó por última vez la placa al mechero, para disminuir la cantidad de microorganismos que pudiesen haber entrado en forma aérea hacia dentro del medio de cultivo. Para finalizar, asegurar el cultivo y evitar posibles contaminantes posteriores, se selló la placa con film plástico.



Figura N° 11. Asa Drigalsky. Se observa el movimiento apropiado para distribuir uniformemente la gota de orina de manera circular, rotando el asa sobre su mismo eje (Villa, 2009_b).

Luego de apagar el mechero, primero disminuyendo el gas y luego cerrando el paso de este, las placas fueron trasladadas rápidamente a la estufa de cultivo, en donde fueron incubadas en atmósfera aerobia, con placa invertida por 24 horas a una temperatura constante de 37°C. Si las muestras no presentaban crecimiento, se esperó 24 horas más antes de descartarlas.



Figura N° 12. Placas invertidas en estufa de cultivo (Zúñiga, Laboratorios de Microbiología UVM, Enero 2012).

En caso que existiese crecimiento, el cultivo bacteriano se trasladaría a un agar Mueller Hinton para proceder a realizar las pruebas de susceptibilidad bacteriana, basado en el crecimiento o no de microorganismos alrededor de distintas variedades de sensidiscos.

5.4. Análisis estadístico

Para el análisis estadísticos de las variables del urianálisis, estas se agruparon acorde a frecuencias o porcentajes.

La importancia de los diferentes factores que afectan a la variable, tales como, sexo, edad, estado reproductivo, hábito de vida, y alimentación, se realizaron mediante la prueba de X^2 ($p \leq 0,05$).

6. RESULTADOS Y DISCUSIÓN

6.1. Clasificación de los felinos

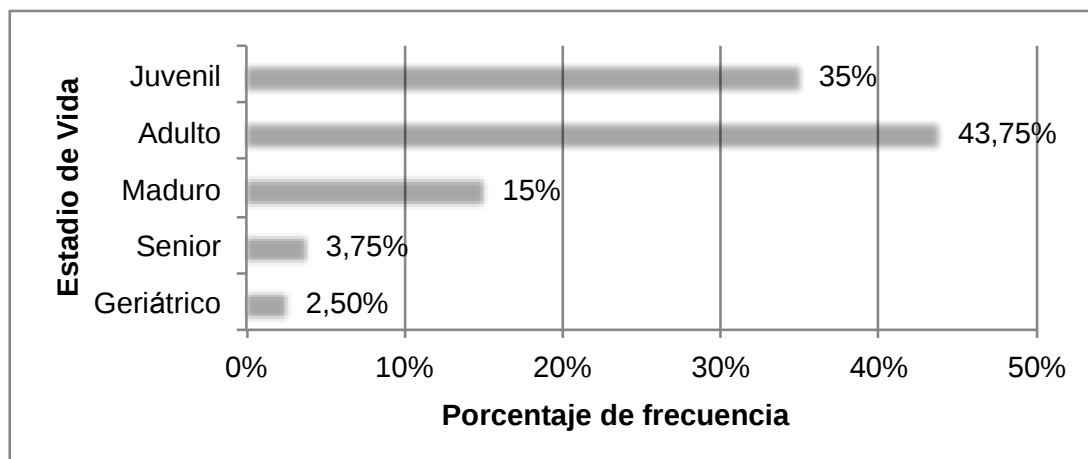
6.1.1. Número de felinos

El estudio fue realizado con un total de 80 felinos clínicamente sanos, desde Octubre del 2011 hasta Enero del 2012.

6.1.2. Edad

Acorde a los estadios de vida mencionados anteriormente, se observó que la mayor frecuencia corresponde al estado adulto, con un 43,75%. Luego el estado juvenil, con un 35%, seguido por el estado maduro, con 15 %. El estado Senior (3,75%) y geriátrico (2,5%) fueron los menos frecuentes. Gil (2010) obtuvo frecuencias similares, pero en aquel estudio la mayoría se presentó como estado juvenil.

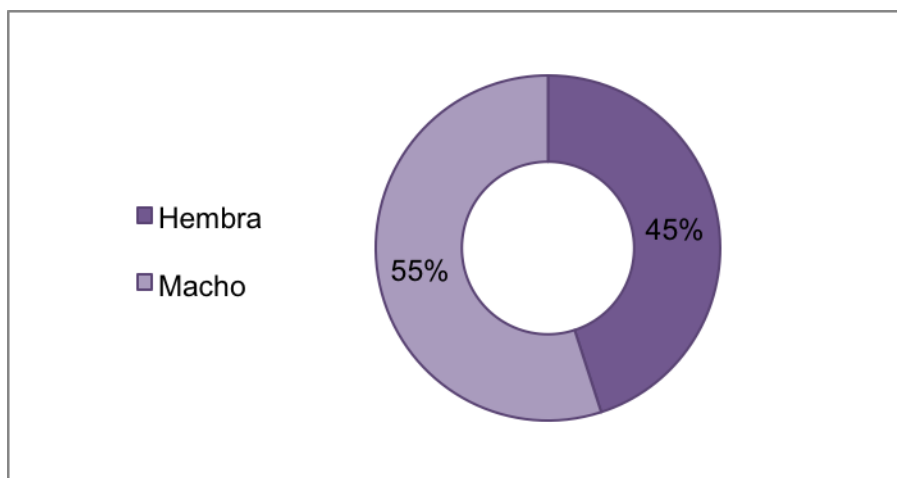
Gráfico N° 1. Distribución porcentual de la edad de los felinos



6.1.3. Sexo

Con respecto al sexo, de la totalidad de felinos, se obtuvo un 55% de machos, y un 45% de hembras.

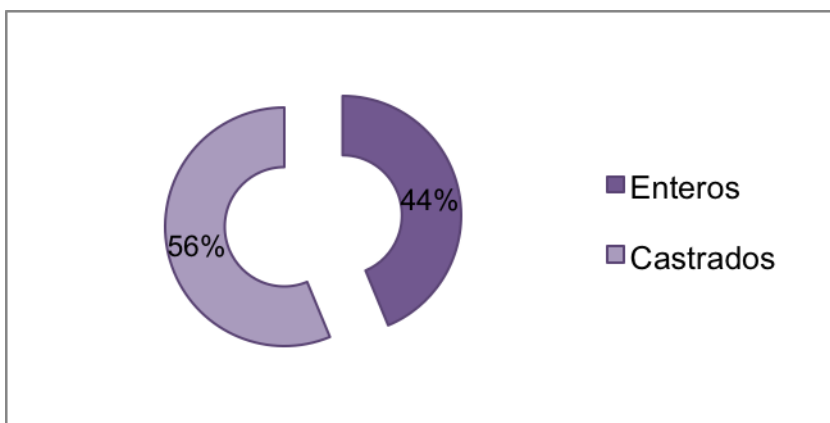
Gráfico N° 2. Distribución porcentual del sexo de los felinos



6.1.4. Estado reproductivo

Del total de los felinos, un 56% eran castrados, y un 44% enteros.

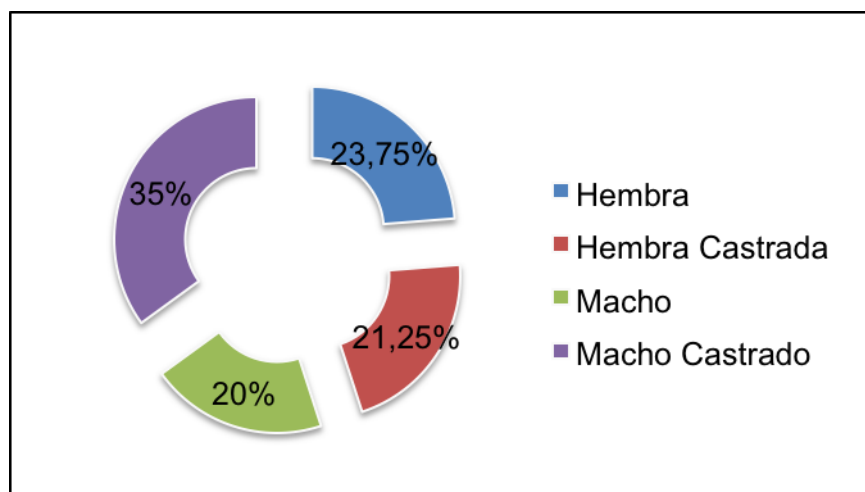
Gráfico N° 3. Distribución porcentual del estado reproductivo de los felinos



6.1.5. Sexo según estado reproductivo

Del total de los felinos, y según su estado reproductivo, se obtuvo que el 35% de los animales castrados correspondieron a machos, mientras que el 21,25% a hembras castradas. Con respecto a los animales enteros, 23,75% fueron hembras, mientras que el 20% machos. Estos resultados muestran una diferencia estadísticamente significativa ($p \leq 0,05$) entre el sexo y el estado reproductivo de los felinos.

Gráfico N° 4. Distribución porcentual del sexo según estado reproductivo

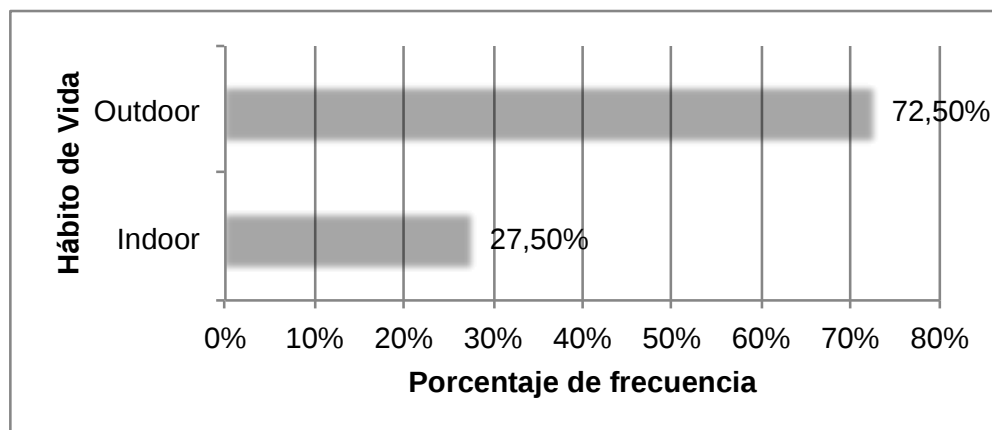


6.1.6. Hábito de vida

Con respecto al hábito de vida de los felinos, se observó que un 72,5% poseían un vida outdoor, mientras que el 27,5% de los mismos mantenían una vida indoor.

Valencia (2009) obtuvo un resultado similar, teniendo un 63% de gatos outdoor, y un 37% indoor.

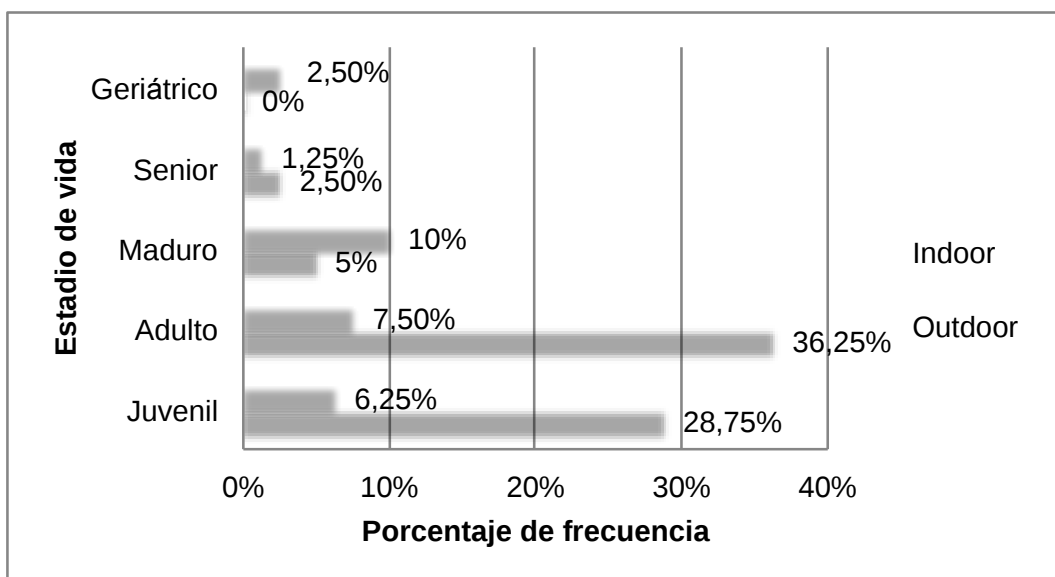
Gráfico N° 5. Distribución porcentual según hábito de vida



6.1.7. Hábito de vida según edad

Se observó que la mayoría de los felinos con vida outdoor correspondían a Adultos (36,25%) y Juveniles (28,75%), mientras que la relación entre vida outdoor e indoor de los felinos mayores (Maduro, Senior y Geriátrico) se mantuvo estrecha. Se encontraron diferencias estadísticamente significativas ($p \leq 0,05$), entre el hábito de vida de los felinos y su edad.

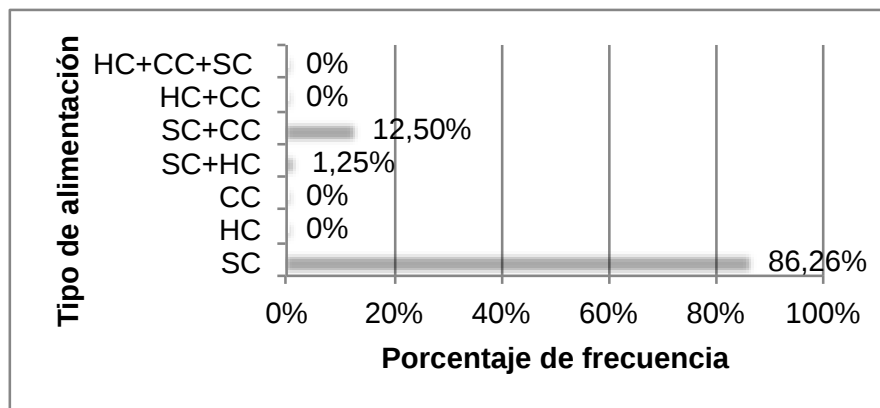
Gráfico N° 6. Distribución porcentual del hábito de vida según la edad



6.1.8. Alimentación

La mayoría de los felinos (86,26%) presentaron una alimentación exclusiva de tipo seco comercial (SC), mientras que un 12,50% consumían una mezcla se seca comercial y comida casera (SC+CC). Solo un 1,25% consumían seco comercial + húmedo comercial (SC+HC). No se observó HC+CC+SC, HC+CC, CC o HC.

Gráfico N° 7. Distribución porcentual del tipo de alimentación



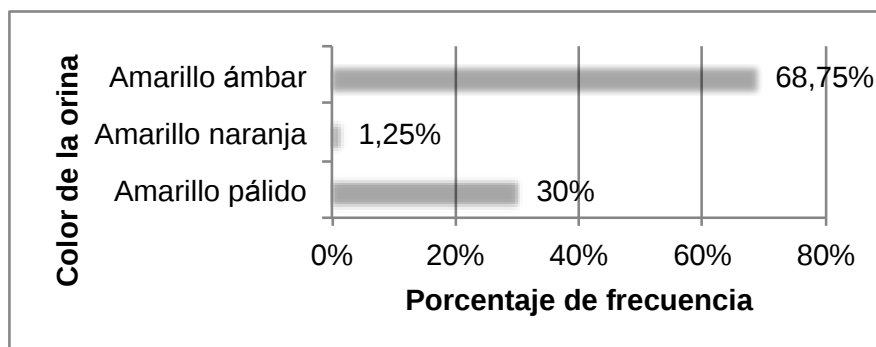
6.2. Resultados Urianálisis

6.2.1. Examen físico

6.2.1.1. Color

Sólo se observaron 3 colores al análisis de la orina. Un 68,75% de los casos correspondieron a orina amarillo ámbar, un 30% a orina amarillo pálido, y se observó un 1,25% de orina color amarillo naranja, la cual según Wamsley y Alleman (2007), puede deberse a una orina altamente concentrada.

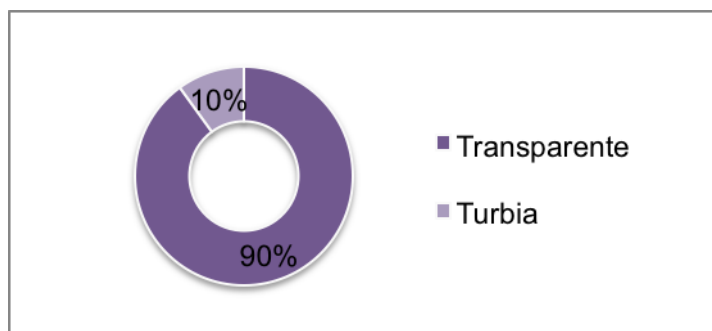
Gráfico N° 8. Distribución porcentual según el color de la orina



6.2.1.2. Transparencia

Un 90% de los felinos obtuvo orina transparente, mientras que el 10% de los felinos presentó algún grado de turbidez en la orina.

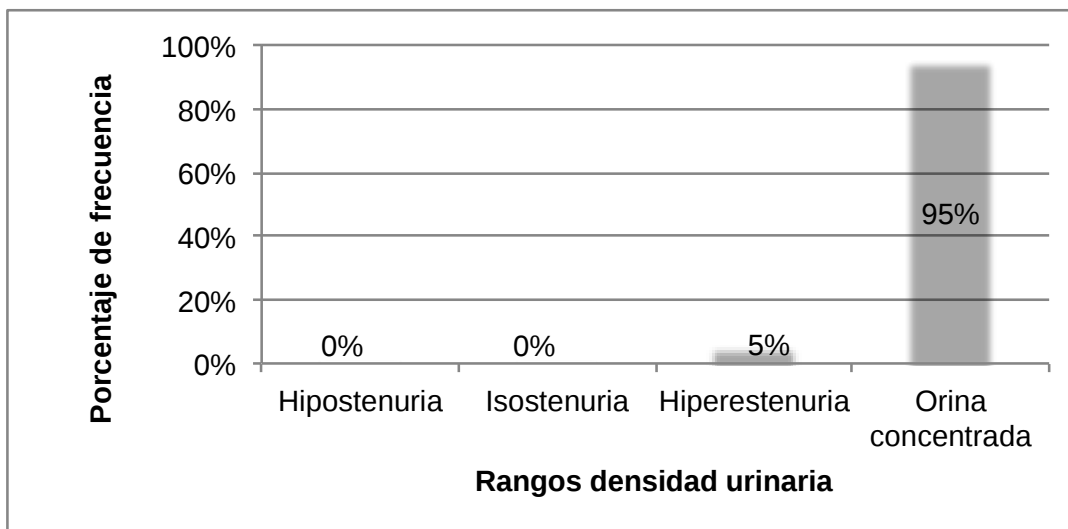
Gráfico N° 9. Distribución porcentual de la transparencia de la orina



6.2.1.3. Densidad urinaria

El 95% de los felinos estudiados obtuvo una orina concentrada (> 1.035). Un 5% de los felinos el rango de hiperestenuria, el cual va desde 1.013 a 1.034. No se observó hipostenuria ni isostenuria en los felinos estudiados.

Gráfico N° 10. Distribución porcentual de la densidad urinaria según rangos



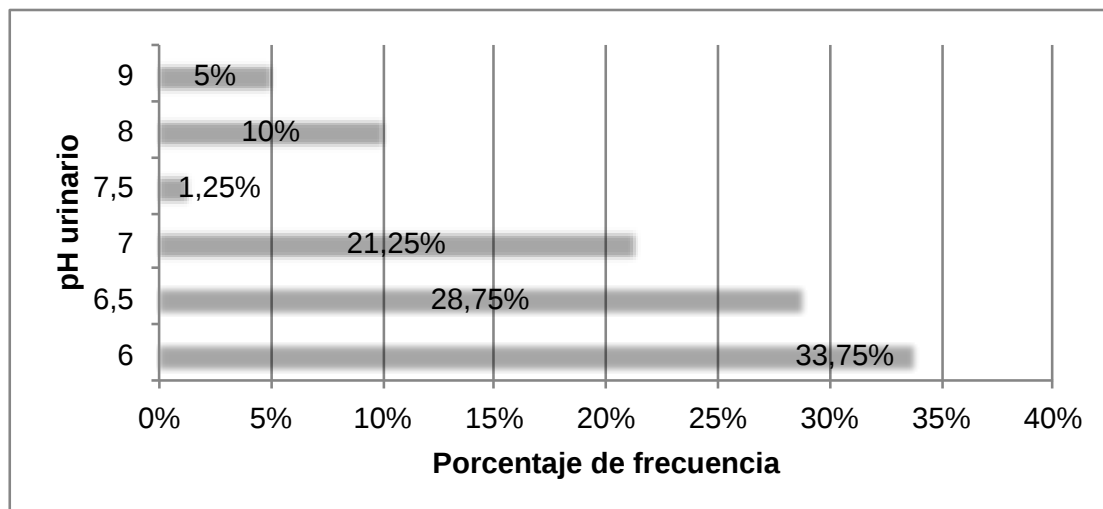
6.2.2. Examen químico

6.2.2.1. pH urinario

Considerando un pH normal que va desde el 5,5 al 7 (Wamsley y Alleman, 2007), un 83,75% de los felinos obtuvo un pH normal, mientras que un 16,25% presentaron pH anormal. El pH 6 fue el más frecuente, con un 33,75% de los felinos. El pH 6,5 se presentó en un 28,75%. El pH 7 se presentó en un 21,25%

De los pH anormales, el 7,5 se presentó en un 1,25%, el 8 obtuvo un 10%, mientras que el 9 un 5%. No se obtuvo pH 5 en este estudio.

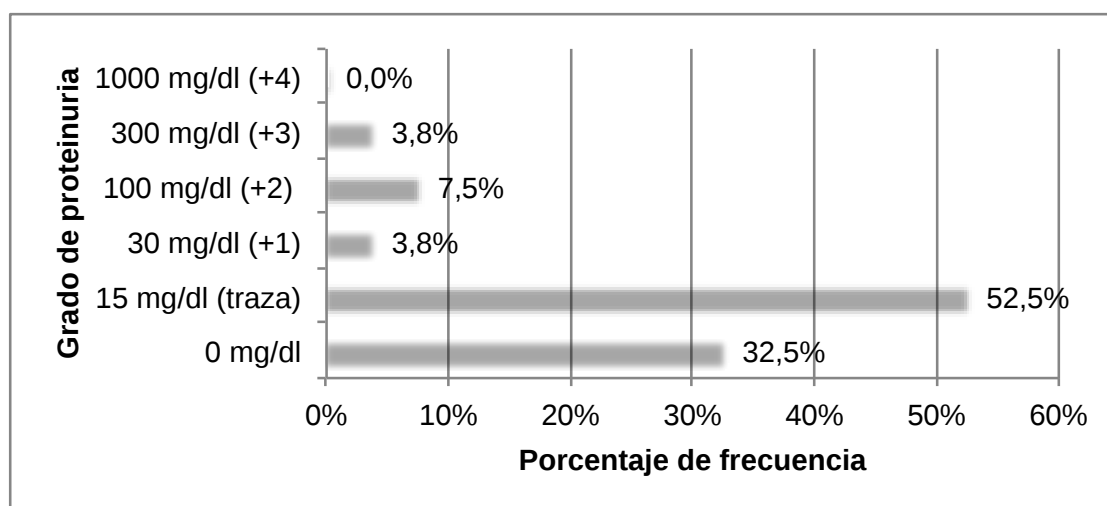
Gráfico N° 11. Distribución porcentual del pH urinario



6.2.2.2. Proteínas

Del total de felinos estudiados, un 32,5% fueron negativos a proteinuria, un 52,5% tuvieron 15 mg/dl (traza), un 3,8% +1, 7,5% +2, y 3,8% +3. No se observó +4.

Gráfico N° 12. Distribución porcentual según el grado de proteinuria

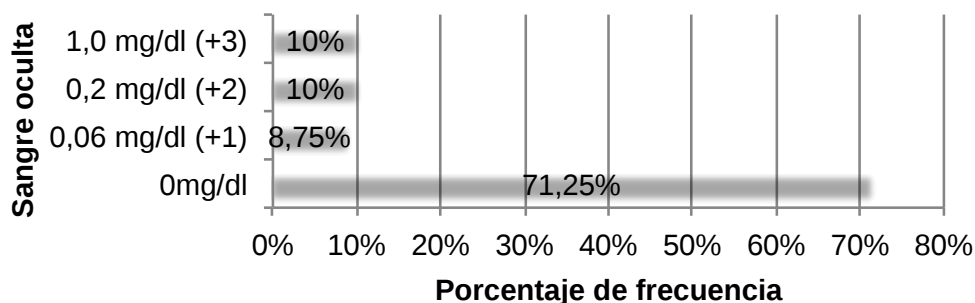


De los felinos que presentaron proteinuria, el 100% obtuvo una concentración urinaria adecuada, por lo cual es probable que la proteinuria resulte como un falso positivo debido a las altas concentraciones de la orina (Reine y Langston, 2005). Ninguno de los felinos que presentó hiperestenuria tenía proteinuria.

6.2.2.3. Sangre oculta

Del total de los felinos, un 71,25% de los felinos fueron negativos a la tira reactiva. Un 8,75% presentaron +1, un 10% +2, y un 10% +3.

Gráfico N° 13. Distribución porcentual según sangre oculta

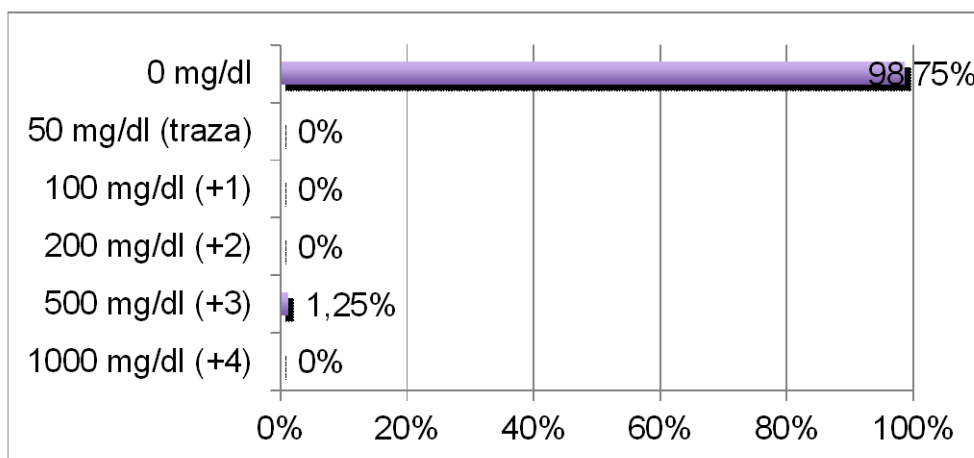


Debido al método de recolección, resulta natural un trauma iatrogénico de la pared vesical, lo cual incrementa la sangre oculta en la muestra (Wamsley y Alleman, 2007).

6.2.2.4. Glucosa

Se observó un 98,75% de negativos acorde a la tira reactiva, y solo un 1,25% obtuvo +3. El felino positivo correspondía a una hembra geriátrica, la cual probablemente debido al estrés ocasionado en la manipulación, ocasiono que su glucosa sanguínea superara los 280 mg/dl. Cabe mencionar que dado la edad del paciente, se sugirió un estudio más profundo de esta glucosuria, ya que puede tener otro origen.

Gráfico N° 14. Distribución porcentual según la glucosuria



6.2.2.5. Cetonas, bilirrubina y urobilinógeno

Del total de felinos estudiados, el 100% fueron negativos a estas 3 determinaciones.

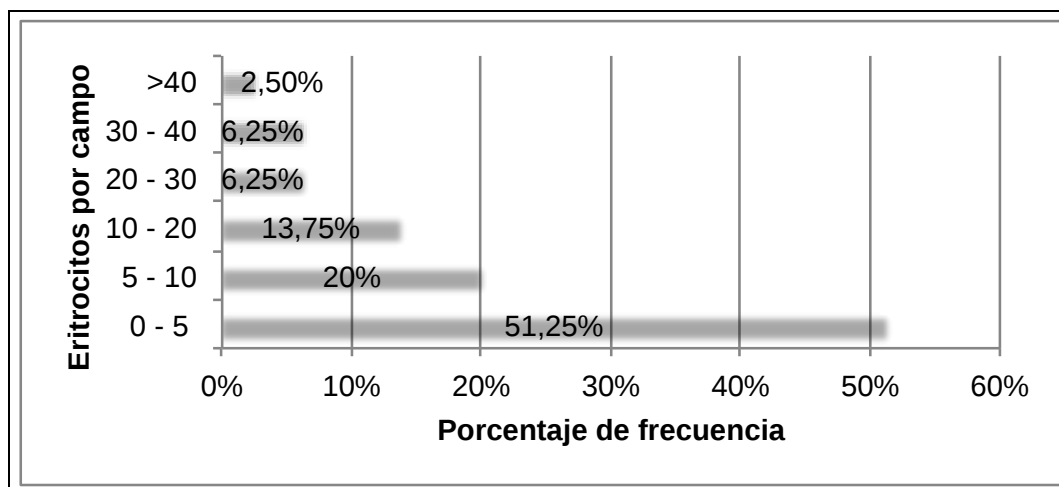
6.2.3. Evaluación del sedimento urinario

6.2.3.1. Eritrocitos

Un 51,25% de los felinos presentó de 0 a 5 eritrocitos al examen del sedimento urinario. Un 20% presentó de 5 a 10 eritrocitos por campo, 13,75% de 10 a 20, 6,25% 20 a 30, 6,25% de 30 a 40, y un 2,5% tuvo sobre 40 eritrocitos por campo.

La presencia de eritrocitos puede explicarse debido a la naturaleza de recolección de la orina, la cual iatrogénicamente puede lesionar la pared vesical, haciendo que el número de eritrocitos dentro del lumen vesical aumente.

Gráfico N° 15. Distribución porcentual de los eritrocitos por campo

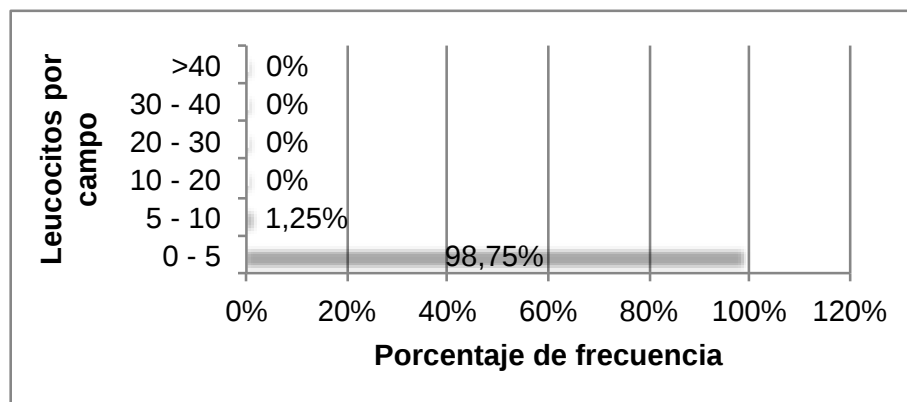


6.2.3.2. Leucocitos

Del total de los felinos, el 98,75% presento de 0 a 5 leucocitos por campo.

Según Reine y Langston (2005), sobre 5 leucocitos por campo resulta en un recuento anormal. Un 1,25% de los felinos obtuvo de 5 a 10 leucocitos, lo cual debería considerarse como anormal.

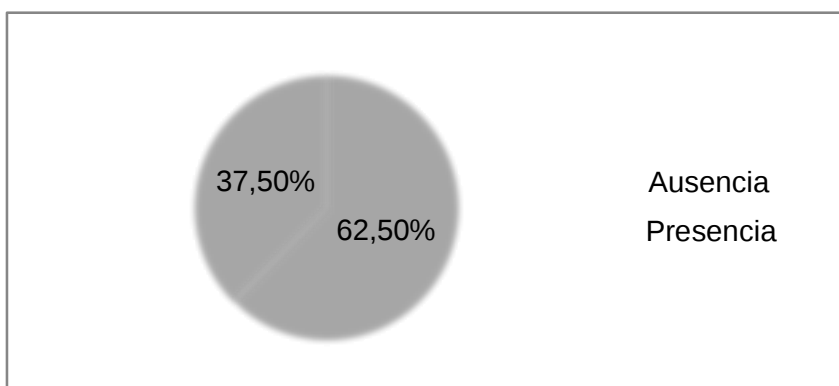
Gráfico N° 16. Distribución porcentual de leucocitos por campo



6.2.3.3. Células epiteliales

En relación a las células epiteliales, éstas estuvieron presentes en el 36,5% de los felinos, y en su totalidad correspondieron a células epiteliales escamosas. Un 62,5% no presentó células al examen del sedimento.

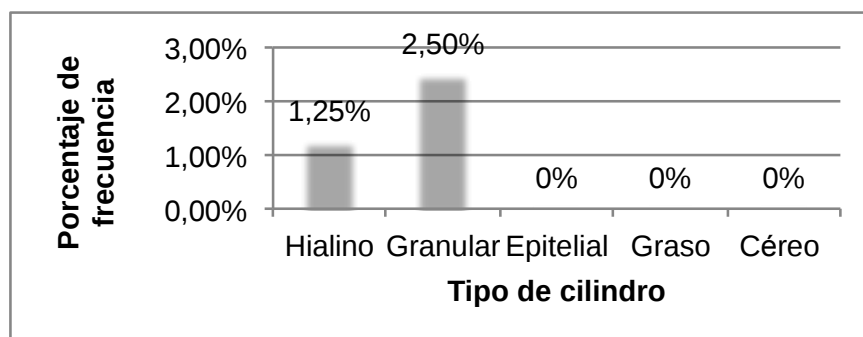
Gráfico N° 17. Distribución porcentual de la presencia de células epiteliales



6.2.3.4. Cilindros

Un total de 3,75% de los felinos presentaron cilindros al examen del sedimento. De estos, un 2,5% fueron del tipo granular, mientras que un 1,25% fue hialino.

Gráfico N° 18. Distribución porcentual por tipo de cilindro

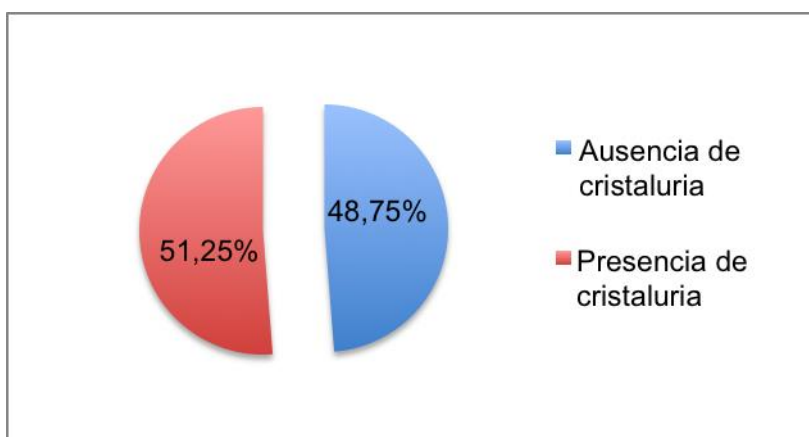


Según Wamsley y Alleman (2007), tanto cilindros granulares como hialinos suelen ser hallazgos ocasionales en la evaluación del sedimento urinario, y su importancia clínica se hace presente cuando se encuentran más de 2 cilindros por campo de alto poder.

6.2.3.5. Cristales

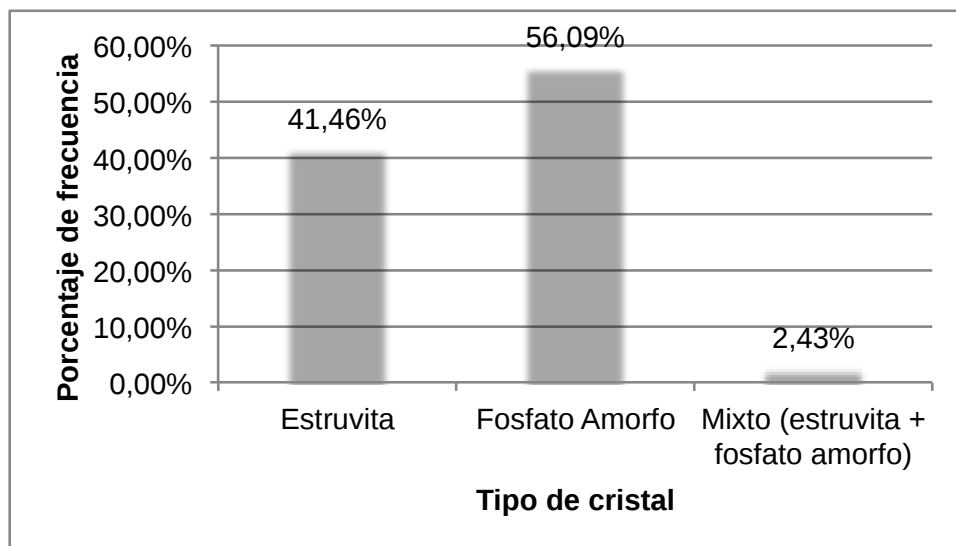
Del total de los felinos estudiados, el 51,25% presentó algún tipo de cristal al examen del sedimento urinario. Esto concuerda con lo mencionado por Gil (2010), quien encontró cristales en un 51% de los felinos estudiados.

Gráfico N° 19. Distribución porcentual de la presencia de cristales



Del total de los felinos cristalúricos, un 56,09% presentó cristales amorfos, 41,46% estruvita, 2,43% presentó una mezcla de estruvita y cristales amorfos.

Gráfico N° 20. Distribución porcentual según el tipo de cristal



A diferencia de Gil (2010), en el presente estudio la mayoría de cristales encontrados fueron de fosfato amorfo (56,09%), mientras que Gil obtuvo un 65% de cristales de estruvita, seguido de un 35% de cristales tipo fosfato amorfo.

6.2.3.6. Misceláneos

De la totalidad de gatos machos enteros, un 50% presentó espermios al examen del sedimento urinario.

Un 37,5% de los felinos presentó gotas lipídicas al examen.

6.3. Análisis bacteriológico

6.3.1. Evaluación del sedimento urinario

Del total de felinos clínicamente sanos que participaron en el presente estudio, el 100% no presentó alteraciones microbiológicas al examen de sedimento urinario. Según Reine y Langston (2005), a pesar que si es posible observar bacterias al

examen microscópico, a veces es difícil distinguirlas del detritus celular. Por lo tanto un incremento en el recuento de los leucocitos por campo puede sugerir una infección urinaria.

En una muestra (felino hembra castrada, adulta) se observó un aumento en el numero de leucocitos por campo, por lo tanto cabe destacar la importancia de un urocultivo para descartar una posible infección urinaria.

La ausencia de bacterias al sedimento urinario no descarta una posible infección urinaria, por lo cual la totalidad de las muestras fueron cultivadas.

6.3.2. Urocultivo

De las muestras obtenidas, el 100% no presentó crecimiento al urocultivo.

A pesar de que un felino obtuvo un recuento de leucocitos mayor a lo que es considerado normal, esta muestra tampoco obtuvo ningún tipo de crecimiento, demostrando un proceso inflamatorio de distinta índole. A pesar que el recuento leucocitario no era demasiado elevado, es importante mencionar que una investigación más profunda del caso fue recomendada, para evitar posibles complicaciones futuras en el ejemplar.

Los resultados negativos en el 100% de los casos resultan similares a los obtenidos por Eggertsdóttir *et al.*, (2011), quien presentó un 99,1% de felinos negativos al urocultivo. Sin embargo, en el estudio realizado por Litster^b *et al.* (2009) el cual analizó la orina de felinos sin historial previo de enfermedades urinarias ni signos clínicos de FLUDT, un 28,7% de los casos resultaron positivos, lo cual difiere significativamente del presente estudio. Esto podría explicarse dado que los felinos en aquel estudio eran llevados a consulta gracias a que cursaban algún tipo de patología, por lo tanto puede que su estado inmunológico no estuviese óptimo, lo que facilitaría una posible colonización bacteriana del tracto urinario.

A pesar que en el presente estudio un 15% correspondían a felinos maduros, un 3,75% senior, y 2,5% geriátricos, y que el 58,82% de estos fueron hembras castradas, ninguna presentó alteraciones a nivel de urocultivo, a pesar de los factores de riesgo asociados.

7. CONCLUSIONES

Con respecto al estudio realizado en la orina de 80 felinos clínicamente sanos, puede concluirse que:

- La alteración más frecuente en el urianálisis fue el hallazgo de cristales amorfos, seguidos por cristales de estruvita. También se observó de manera significativa alteraciones al pH urinario, mientras que las alteraciones a la densidad se observaron sólo en un 5% de los felinos.
- Ninguno de los felinos incluidos en el estudio presentó bacteriuria asintomática, mostrándose una prevalencia nula. A pesar de observarse leucocitos al examen del sedimento urinario, estos no siempre son significativos de infección, por lo tanto un urocultivo es de suma importancia para conocer el verdadero motivo de la piuria.
- Con respecto a los felinos en estudio, existen diferencias estadísticamente significativas ($p \leq 0,05$) entre el sexo y el estado reproductivo. Los machos esterilizados superaban ampliamente a las hembras esterilizadas.
- También se presentaron diferencias estadísticamente significativas ($p \leq 0,05$) entre la edad de los felinos y su hábito de vida. Tanto los felinos juveniles y adultos vivían en su mayoría de forma outdoor.

8. BIBLIOGRAFÍA

BACTERIURIA in cats with feline lower tract disease: a clinical study of 134 cases in Norway por Anna Eggertsdóttir “et al”. *Journal of Feline Medicine and Surgery*, 9: 458 – 465. 2007.

BARTGES, Joseph W. Capítulo 48: Revisión de la infección urinaria bacteriana. En: AUGUST, John. Consultas en medicina interna felina. Buenos Aires, Editorial Intermédica, 2008. Vol 5. pp 453-458.

BARTGES, Joseph. Chapter 262: Urinary tract infections. En: ETTINGER, Stephen y FELDMAN, Edward. Textbook of Veterinary Internal Medicine. 6º Edition. United States, Elsevier Science Health Science Division. 2006. pp. 1800 – 1808.

BROOKS, Geo, BUTEL, Janet y MORSE, Stephen. Capítulo 5: Cultivo de microorganismos. En su: Microbiología Médica de Jawetz, Melnick y Adelberg. México DF, Editorial El Manual Moderno, 2002. pp. 67 – 75.

BUFFINGTON, Tony y CHEW, Dennis. Management of non-obstructive idiopathic/interstitial cystitis in cats. En: ELLIOT, Jonathan y GRAUER, Gregory. BSAVA Manual of Canine and Feline Nephrology and Urology. 2ª edición. Reino Unido, BSAVA, 2007. pp. 264 - 281.

CHEW, Dennis y DIBARTOLA, Stephen_a. Introducción. En su: Interpretación del Urianálisis Canino y Felino. Delaware, The Gloyd Group, Inc, 1998. p 7.

CHEW, Dennis y DIBARTOLA, Stephen_b. Capítulo 1: Recolección de la muestra. En su: Interpretación del Urianálisis Canino y Felino. Delaware, The Gloyd Group, Inc, 1998. pp. 11 – 14.

CHEW, Dennis y DIBARTOLA, Stephen_c. Capítulo 2: Manejo de la muestra, Preparación y análisis. En su: Interpretación del Urianálisis Canino y Felino. Delaware, The Gloyd Group, Inc, 1998. pp. 15 - 17.

CHEW, Dennis y DIBARTOLA, Stephen_d. Capítulo 3: Interpretación del Urianálisis. En su: Interpretación del Urianálisis Canino y Felino. Delaware, The Gloyd Group, Inc, 1998. pp. 21 - 38.

COTARD, Jean Pierre. *Urinary Sampling* [en línea]. International renal interest society. Estados Unidos, 2001. [Fecha de consulta 5 de enero 2012]. Disponible en: <http://www.iris-kidney.com/education/en/education04.shtml>

CUENCA, Beatriz. *El Urianálisis (y II), Evaluación química de la orina* [en línea]. Portal Veterinaria Argos. España. 2009. [Fecha de consulta 20 de octubre 2011]. Disponible en: <http://argos.portalveterinaria.com/noticia.asp?ref=2661&cadena=urian%E1lisis&com0=1>

DIBARTOLA, Stephen. Chapter 257: Renal disease: Clinical Approach and Laboratory Evaluation. En: ETTINGER, Stephen y FELDMAN, Edward. Textbook of Veterinary Internal Medicine. 6º Edition. United States, Elsevier Science Health Science Division. 2006. pp. 1716 – 1730.

FELDMAN, Edward. Chapter 28: Polyuria and Polydipsia. En: ETTINGER, Stephen y FELDMAN, Edward. Textbook of Veterinary Internal Medicine. 6º Edition. United States, Elsevier Science Health Science Division. 2006. pp. 102 – 105.

FELINE bacterial urinary tract infections: An update on an evolving clinical problem por Annette Litster “et al”_a. *The Veterinary Journal*, 187 (1): 18 – 22, 2009.

FELINE Life Stage Guidelines por Amy Hoyumpa “et al”. *Journal of Feline Medicine and Surgery*, 12: 42 – 54, 2010.

GANONG, William. Función renal y micción. En su: Fisiología médica. 20ª edición. México, Manual Moderno. 2006. pp. 657-681.

GARCIA, Jennifer. *Hot Literature: Antibiotic guidelines for dogs and cats with urinary tract disease* [en línea]. DMV 360, Veterinary Medicine. Lenexa. 2011. [Fecha de consulta 20 de marzo 2012]. Disponible en: <http://veterinarymedicine.dvm360.com/vetmed/article/articleDetail.jsp?id=740332&sk=&date=&pageID=3>

GIL, A. Caracterización del Urianálisis de pacientes felinos clínicamente sanos en una clínica veterinaria de Viña del Mar, 2010. (Memoria para optar el título de medico veterinario). Viña del Mar, Chile, Universidad de Viña del Mar. pp. 64 – 86.

GRAUER, Gregory F. Parte 5: Enfermedades Urinarias. En: RICHARD, Nelson y COUTO, Guillermo. Medicina Interna de animales pequeños. Buenos Aires, Argentina, Editorial Intermédica, 2000. pp. 619-718

HILLESTAD, Katharine. *Urinalysis: Testing a Urine Sample* [en línea]. Drs. Foster & Smith Veterinary Services Department. Wisconsin. 2010 [Fecha de consulta 15 de noviembre 2011]. Disponible en: <http://www.peteducation.com/article.cfm?c=0+1302+1473&aid=3136>

KAY, Ian. Chapter 10: Excretory mechanisms. En su: Introduction to Animal Physiology. United Kingdom, BIOS Scientific Publishers Limited. 1998. pp. 161 – 174.

KNOLL, Joyce. Principios generales para realizar muestras de orina. En: VADEN, Shelly, KNOLL, Joyce, SMITH, Francis y TILLEY, Larry. Blackwell's la consulta

veterinaria en 5 minutos canina y felina: Pruebas de laboratorio y procedimientos de diagnóstico. Buenos Aires, Inter-médica, 2011. pp. xxxiii – xxxiv.

OCCULT bacterial lower urinary tract infections in cats – Urianalysis and culture findings por Annette Litster “et al”^b. *Veterinary Microbiology*, 136: 130 – 134, 2009.

OCCURRENCE of Occult Bacteriuria in Healthy Cats por Anna Eggertsdóttir “et al”. *Journal of Feline Medicine and Surgery*, 13 (10): 800 – 803, 2011.

OSBORNE, Carl. *Discolored urine: What does it mean?* [en línea]. DVM NEWSMAGAZINE. Estados Unidos. 2001 [Fecha de consulta 20 de marzo 2012]. Disponible en: <http://veterinarynews.dvm360.com/dvm/Diagnostic+Center/Discolored-urine-What-does-it-mean/ArticleStandard/Article/detail/15802>

OSBORNE, Carl y STEVENS, Jerry^a. Definition of terms and Concepts. En su: Handbook of Canine & Feline Urianalysis. Missouri, Ralston Purina Company. 1981. pp. 1-8.

OSBORNE, Carl y STEVENS, Jerry^b. Collection of Urine. En su: Handbook of Canine & Feline Urianalysis. Missouri, Ralston Purina Company. 1981. pp. 21 – 35.

OSBORNE, Carl y STEVENS, Jerry^c. Chemical Characteristics. En su: Handbook of Canine & Feline Urianalysis. Missouri, Ralston Purina Company. 1981. pp. 57 – 89.

QUINN, PJ. Interactions of microbial pathogens with the renal system. En su: Veterinary Microbiology and Microbial Disease. 2^a edición. Reino Unido, Blackwell Science, 2011. pp. 1067 – 1081.

SENIOR, David. Management of urinary tract infections. En: ELLIOT, Jonathan y GRAUER, Gregory. BSAVA Manual of Canine and Feline Nephrology and Urology. 2ª edición. Reino Unido, BSAVA, 2007. pp. 282 – 289.

REINE, Nyssa J. y LANGSTON, Cathy E. Urinalysis interpretation: How to squeeze out the maximum information from a small sample. *Clinical Techniques in Small Animal Practice*. 20 (1): 2 – 10, 2005.

RISTIC, Jelena y SKELDON, Niki. Urinalysis in practice – an update. *In Practice*. 33: 12-19, 2011.

TAPPIN, Simon y BROWN, Andrew. Diagnostic Evaluation, Monitoring, and Therapeutic Techniques for the Urologic System. En: DROBATZ, Kenneth y COSTELLO, Merilee. Feline Emergency and Critical Care Medicine. Iowa, Blackwell Publishing, 2010. pp. 267 – 280.

URINARY tract infections in cats with hyperthyroidism, diabetes mellitus and chronic kidney disease por Bettina Mayer – Roenne “et al”. *Journal of Feline Medicine and Surgery*, 9: 124 – 132, 2007.

VADEN, Shelly, KNOLL, Joyce, SMITH, Francis y TILLEY, Larry_a. Urianálisis General. En su: Blackwell’s la consulta veterinaria en 5 minutos canina y felina: Pruebas de laboratorio y procedimientos de diagnóstico. Buenos Aires, Inter-médica, 2011. pp. 714 – 715.

VADEN, Shelly, KNOLL, Joyce, SMITH, Francis y TILLEY, Larry_b. Sedimento en Orina. En su: Blackwell’s la consulta veterinaria en 5 minutos canina y felina: Pruebas de laboratorio y procedimientos de diagnóstico. Buenos Aires, Inter-médica, 2011. pp. 590 – 594.

VALENCIA, P. Caracterización de la población felina atendida en una clínica veterinaria del plan céntrico de Viña del Mar en el periodo Junio – Agosto 2009, 2010. (Memoria para optar el título de médico veterinario). Viña del Mar, Chile, Universidad de Viña del Mar. pp. 73 – 109.

VILLA, A, MORENO, B, NAVARRO, A, BASELGA, JM, PUEYO, R_a. *Estudio del sedimento urinario* [en línea]. Portal Veterinaria Albeitar. España. 2009 [Fecha de consulta 15 de agosto 2011]. Disponible en: <http://albeitar.portalveterinaria.com/noticia.asp?ref=7227&pos=179>

VILLA, A, MORENO, B, NAVARRO, A, BASELGA, JM, PUEYO, R_b. *El Urocultivo* [en línea]. Portal Veterinaria Albeitar. España. 2009 [Fecha de consulta 14 de agosto 2011]. Disponible en: <http://albeitar.portalveterinaria.com/noticia/7228/ARTÍCULOS-OTRAS-ESPECIES/urocultivo.html>

WAMSLEY, Heather y ALLEMAN, Rick. Complete urinalysis. En: ELLIOT, Jonathan y GRAUER, Gregory. BSAVA Manual of Canine and Feline Nephrology and Urology. 2^a edición. Reino Unido, BSAVA, 2007. pp. 87-116.

WATSON, A y LEFEBVRE, H. *Using urine specific gravity* [en línea]. International renal interest society. Estados Unidos. 2010 [Fecha de consulta 27 de septiembre 2011]. Disponible en: <http://www.iris-kidney.com/education/en/education05.shtml>

YIN, Sophia. Restraining cats for procedures. En su: Low stress handling, restraint and behavior modification of Dogs & Cats. Estados Unidos, Cattledog Publishing, 2009. pp. 369 – 385.

9. ANEXOS

9.1. Anexo I: Ficha clínica

FICHA CLINICA PACIENTE FELINO

Fecha:	Nombre Paciente:				
Propietario:	Sexo	HE	ME	HC	MC
Dirección: _____	Edad	años	meses	FN:	
Rut: _____	Raza	DPL	DPC	Otra:	
e-mail: _____	Color				
Telefono fijo: _____	Peso	C. Corporal:			
Celular: _____					

I. ANAMNESIS REMOTA

1. Antecedentes

Tipo Residencia	INDOOR		OUTDOOR	Obs.
Otros Animales	No	Si	Descripción:	
Origen:	Conocido	Desconocido	Edad Destete:	Obs.
Bandeja Sanitaria	No	Si	Frecuencia de limpieza:	

2. Enfermedad Previas y Estado Retroviral

ViLeF	Positivo	Negativo	Desconocido	Fecha Ultimo Test:
VIF	Positivo	Negativo	Desconocido	Fecha Ultimo Test:
Enfermedad	Edad	Diag.presuntivo/definitivo		Tratamiento y resultado

3. Alimentación

Comercial	Casera	Mixta	Prescripción	Descripción:
Ritmo Horario:			Consumo de agua:	

4. Manejo Sanitario y reproductivo

Manejo		Frecuencia		Ultima Fecha		Producto	
Desparasitación Ext.							
Desparasitación Int.							
Vacuna Triple							
Vacuna Leucemia							
Vacuna Antirrábica							
Otro:							
Castración	Si	No	Fecha:	Parto	N°	Obs.	
Ultimo Parto	N° vivos:		N° Muertos:		Obs.		
Abortos	N°	Fecha:			Obs.		
Celo	Primero:	Ultimo:		Obs.			
Anticonceptivos	Producto:		Frecuencia:		Obs.		

II. ANAMNESIS ACTUAL

<i>Motivo de Consulta:</i>								
Signos	Decaido	Anorexia	Vomito	Diarrea	Ptialismo	Estornudos	Alopecia	Anuria
Secreción/ubicación:				Laceración		Otros:		
Orina:								
Fecas:								
Descripción del problema:					Progresión de signos y del paciente:			

III. EXAMEN FISICO

1. Evaluación General y Constantes

Frecuencia Cardíaca: lpm		Pulso Concordante	Si	No	Obs.
Frecuencia Respiratoria: cpm		Temperatura: °C	TLLC: seg.		
Comportamiento:		Obs.			
Compromiso conciencia:					
Otras Observaciones:					

2. Evaluación Topográfica y Hallazgos Clínicos

Cabeza

Oído	Secreción	Dolor	Otros:			
Obs.						
Ojos	Secreción	Mucosas:		Lesiones:		
Obs.						
Cavidad Nasal	Secreción	Estornudos	Estridor	Deformación	Otro:	
Obs.						
Cavidad Bucal	Mucosas:		Halitosis	Úlceras	Fauces:	Dientes:
Obs.						
Cuello	Reflejo Tusígeno	No	+(leve)	++(moderado)	+++ (severo)	
Obs.						

Linfonódulos

Linfonódulos	Izq.	Der.	Hallazgos
Submandibulares			
Pre-escapulares			
Popliteos			
Otros:			

Tórax

Patrón Respiratorio	Normal	Anormal	Obs.				
Inspección	Obs.						
Palpación	Obs.						
Percusión	Obs.						
Auscultación	Normal	Anormal	Respiratorio	Cardiaco	Otro:		
Soplo	Sistólico	Diastólico	PMI	Base/apex//Izq./der.	Intensidad: /		
Ritmo	Regular	Regularmente Irregular		Irregularmente Irregular		Galope	Si No
Descripción de Hallazgos:							

Abdomen

Inspección	Distensión	Obs.					
Palpación	Dolor	Agudo	Leve	Moderado	Severo	Características:	
Evaluación de órganos							
Riñón	Normal	Anormal	Obs.				

Izquierdo			
Riñón Derecho	Normal	Anormal	Obs.
Hígado	Normal	Anormal	Obs.
Bazo	Normal	Anormal	Obs.
Vejiga	Normal	Anormal	Obs.
Estómago	Normal	Anormal	Obs.
Asas Intestinales	Normal	Anormal	Obs.
Otro:	Obs.		
Descripción de Hallazgos:			

Sistema Reprodutor y Locomotor

Sistema Reprodutor y Escrotal:													
Testículos	Derecho:					Izquierdo:							
Pene	Obs.												
Vulva	Secreción:				Mucosas:					Obs.			
Glándula Mamaria	Der	Ing	A.Ca	A.Cr	T.Ca	T.Cr	Izq	Ing	A.Ca	A.Cr	T.Ca	T.Cr	
Obs.													
Extremidades	MAD		MAI	MPD		M PI	Dolor		Ubicación:				
Laceración	Aumento de volumen				Pérdida de conformación				Obs.				
Descripción de Hallazgos:													

Tegumentario

Pelo	Normal	Anormal	Obs.
Características:			
Piel	Normal	Anormal	Obs.
Alopecia	Rarefacción	Eritema	Ectoparásitos:
			Otros:
Ubicación y características de las lesiones:			

9.2. Anexo II: Ficha de resultados

<u>FICHA RESULTADOS</u>		Nº	
Nombre:		Fecha:	
Edad:		Alimentación:	
Sexo:		Outdoor	Indoor
<u>Volumen Obtenido:</u>			
<u>Análisis grueso</u>			
<u>Color:</u>		<u>Transparencia:</u>	
<u>Urianálisis:</u>			
<u>Densidad:</u>		<u>pH:</u>	
<u>Proteínas:</u>		<u>Glucosa:</u>	
<u>Cetonas:</u>		<u>Bilirrubina:</u>	
<u>Sangre oculta:</u>			
<u>RBC:</u>	por campo	<u>WBC:</u>	por campo
<u>Sedimento:</u>	Bacterias	Cristales	Eritrocitos
Obs.			
<u>Urocultivo:</u>		Fecha:	
<u>Crecimiento:</u>	Sin crecimiento	24 horas	48 horas
<u>Características bacterianas:</u>			
<u>Antibiograma:</u>			
<u>Especie bacteriana:</u>			

