

## DESARROLLO DE PROCESOS DESTINADOS A MINIMIZAR EL IMPACTO AMBIENTAL DE LAS CURTIEMBRES DE LA PROVINCIA DE BUENOS AIRES

M. E. Errasti, L. Cortizo, L. M. I. López, M. L. Garro, P. Ungaro, M. Aguyaro, B. Galarza\*

Centro de Investigación y Tecnología del Cuero (CITEC)  
citecinvestigacion@gmail.com

### RESUMEN

*La industria curtidora es una de las más tradicionales de nuestro país y al mismo tiempo genera, a través del curtido, una variedad de desechos que resultan contaminantes para el medioambiente. La implementación de tecnologías limpias y el tratamiento integral de los residuos sólidos y líquidos resulta fundamental para minimizar el impacto ambiental y cumplir con la legislación vigente. Mediante la obtención, producción y caracterización de extractos enzimáticos vegetales y fúngicos se logró depilar la piel bovina a escala laboratorio, sin daño apreciable en la capa reticular colagénica. Además, el residuo sólido pelo bovino actuó como sustrato para el crecimiento de especies fúngicas y para la producción de un pool enzimático aplicable en la curtiembre. Por medio del tratamiento biológico de los efluentes líquidos se logró disminuir la demanda química de oxígeno (DQO) hasta valores aceptables para su descarga, con un tiempo de retención hidráulico de 60 h para una relación alimento/microorganismo ( $F/M= 0,47/\text{día}$ ), DQO inicial 5000 mg  $O_2/L$  y DQO final 250 mg  $O_2/L$ .*

**Palabras clave:** curtiembre, residuo pelo, depilado, enzimas fúngicas, enzimas vegetales, efluentes líquidos.

---

\* CITEC. Camino Centenario ente 505 y 508, (1896) Gonnet, Teléfono: +54 (0221) 484-1876.  
M. E. Errasti: eerrasti@gmail.com; L. Cortizo: cortizolore@gmail.com; L. M. I. López: lmiilopez@yahoo.com.ar;  
M. L. Garro: mariagarro12@gmail.com; P. Ungaro: ungaro2001@yahoo.com.ar; M. Aguyaro: agu\_mj@yahoo.com.ar;  
B. Galarza: betinagal@hotmail.com



## INTRODUCCIÓN

La industria curtidora es una de las más tradicionales de nuestro país, con un alto impacto en la generación de empleo y en la balanza comercial. Se revela como el primer eslabón en la generación de valor agregado al transformar un subproducto de la industria cárnica –la piel– en un producto que satisface diversas necesidades humanas –el cuero–. Sin embargo, a través del complejo proceso tecnológico del curtido se producen una variedad de desechos que resultan contaminantes para el medioambiente.

Alrededor del 60 % de las curtiembres de nuestro país se ubican en la provincia de Buenos Aires. La Asociación de Curtidores de la Provincia de Buenos Aires (ACUBA) agrupa firmas de la zona sur del primer anillo del Gran Buenos Aires, y en total cuenta con alrededor de cuarenta socios. Existe una gran cantidad de pequeñas curtiembres, pymes que trabajan con una escala reducida de producción, bajo nivel de automatización y fuerte impacto ambiental.

La aplicación de tecnologías limpias en la industria del cuero tiene como objeto armonizar las necesidades productivas con las expectativas ambientales ecosustentables y contribuir a disminuir la huella de carbono, satisfaciendo las exigencias internacionales medioambientales. En este sentido, resulta fundamental incorporar procesos menos contaminantes y sistemas más eficientes para el tratamiento de los efluentes.

El proyecto que se desarrolla en el CITEC pretende aportar a la solución del problema mediante un abordaje interdisciplinario dirigido a la tecnología de proceso y al tratamiento y valorización de los residuos. A este respecto, la implementación de tecnologías limpias y su consecuente disminución en la generación de residuos es imprescindible debido a que la legislación que se aplica actualmente en el país (Ley 24051/92 de Residuos Peligrosos) establece límites estrictos para la descarga de efluentes tanto líquidos como sólidos.

Durante el curtido, una de las primeras etapas que generan mayor contaminación es el proceso de depilado tradicional a base de sulfuro de sodio y cal. Sin embargo, en los últimos años se ha incorporado una metodología más limpia, la del “depilado conservador del pelo asistido con enzimas”. Mediante un mecanismo de “inmunización” a base de cal (1-2 %), el pelo depilado es separado del sistema como residuo sólido, conservando sus propiedades de fibra. Este proceso disminuye en un 30 % los sólidos totales, en un 70 % los sólidos suspendidos sedimentables, en un 50 % la DQO y en un 50 % la demanda bioquímica de oxígeno (DBO); la utilización de enzimas (dosis 0,5 %-0,7 %) como asistentes del sulfuro de sodio reduce el empleo de este de 3,7 kg S<sup>-2</sup>/ton de piel salada a 2,5 kg S<sup>-2</sup>/ton de piel salada. El proceso de depilado asistido con enzimas, comparado con el método clásico a base de sulfuro de sodio, trae aparejada una disminución del 50 % en el contenido de sulfuro en el efluente, así como de un 40 % de los sólidos suspendidos, lo que reduce la emisión de olores y permite, por simple oxidación, convertir el sulfuro en sulfato, en concentraciones que cumplen con las especificaciones establecidas (Crispim y Mota, 2003).

La descarga de sulfuro gaseosa, líquida y sólida en el efluente no solo está estipulada en límites precisos sino que la generación de gas sulfhídrico como consecuencia de las altas concentraciones en el fulón supera con valores de pH 9 el umbral olfatorio con su correspondiente riesgo para la salud del operario.

La utilización de enzimas para reemplazar totalmente el sulfuro de sodio se presenta como un desafío, ya que el mecanismo de proteólisis es de difícil control debido a que perdura la acción enzimática sobre la estructura de la capa reticular colagénica, influyendo notablemente en las propiedades del cuero elaborado (Galarza *et al.*, 2012). La caracterización enzimática a través de su actividad específica y su correlato en la acción sobre la piel son necesarias para poder utilizar las enzimas comercialmente, sin desmedro del producto final.

Entre los residuos sólidos generados, el *residuo pelo* (RP) producido en el depilado conservador, que oscila en valores de entre el 10 % y el 20 % del peso de las pieles saladas, constituye un serio problema debido a la magnitud de su volumen. Para la separación *in situ* es necesario el diseño de equipamiento adecuado eficiente y de fácil acceso desde el punto de vista económico.

La generación de viruta de colágeno, proveniente del rebajado de la piel curtida, constituye otro problema. Actualmente se han implementado procesos de hidrólisis alcalino-enzimático, pero la aplicación de preparados enzimáticos de costo elevado hace difícil su aplicación.

En cuanto a los efluentes líquidos, las curtiembres descargan en sus aguas residuales un volumen de líquido de 30-35 L/kg de piel procesada, altas concentraciones de sólidos suspendidos, DBO, DQO y taninos, incluyendo cromo, a pH variable (Nandy *et al.*, 1999).

La eficiencia en la biodegradación de los residuos líquidos de curtiembre, mediante procesos de lodos activados, se caracteriza mediante la determinación de parámetros fisicoquímicos y bioindicadores. En este sentido, el buen funcionamiento de un sistema de purificación puede definirse por la presencia o ausencia de ciertos tipos de microorganismos (Haydar *et al.*, 2007).

## OBJETIVOS GENERALES

A través de un enfoque interdisciplinario que involucra aspectos relacionados con la tecnología de producción, el tratamiento de efluentes y el diseño racional de los procesos y el equipamiento en el marco de la implementación de tecnologías innovadoras y ecocompatibles, se pretende lograr ventajas competitivas para las curtiembres de la provincia de Buenos Aires, que involucren mejoras en los parámetros ambientales de la actividad.

## OBJETIVOS ESPECÍFICOS

- Aislar, producir y caracterizar enzimas fúngicas y vegetales para ensayar su aplicación en distintas etapas del proceso de curtido, incluido el tratamiento de residuos sólidos.
- Aplicar y caracterizar tratamientos físico-químicos y biológicos para la depuración de los efluentes líquidos de curtiembre.

## 1. PROTEASAS VEGETALES PARA UN DEPILADO ENZIMÁTICO ECOCOMPATIBLE

### **Materiales y métodos**

#### **1.1. Obtención y caracterización de preparados proteolíticos de origen vegetal**

Los preparados proteolíticos de origen vegetal fueron obtenidos a partir de frutos de *Vasconcellea quercifolia*, *Bromelia hieronymi*, *Bromelia balansae* y *Pseudananas macrodentes*; se obtuvieron preparaciones proteolíticas de acuerdo a protocolos ya establecidos (Torres *et al.*, 2010; Bruno *et al.*, 2003; Pardo *et al.*, 2000; López *et al.*, 2000). La actividad proteolítica de las preparaciones fue determinada a 35 °C en *buffer* Tris-HCl 0,1 M, pH 8, usando caseína como sustrato y cisteína 20 mM, ya que las mismas poseen proteasas del tipo cisteínico.

#### **1.2. Caracterización de los preparados proteolíticos frente a sustratos representativos de la piel animal**

Se utilizaron los sustratos polvo azul de piel (HPA), azul de queratina (KA) y sustrato epidermis como representativos de colágeno, queratina y capa epidermis, respectivamente (Cantera *et al.*, 2003). Las actividades fueron medidas a 35 °C en *buffer* Tris-HCl 0,1 M y pH 8, con cisteína 20 mM. Las unidades enzimáticas fueron definidas de acuerdo a Cantera *et al.* (2003). Los valores fueron comparados con el de una enzima depilante comercial (New 1875, Cergen).

#### **1.3. Ensayos del proceso de depilado enzimático**

Muestras de piel de bovino (4 g) fueron sometidas al proceso de remojo en vasos de precipitado, incubando durante 24 h a 25 °C en medio acuoso con 0,2 % de bactericida, 0,3 % de tensioactivo y 0,13 % de Na<sub>2</sub>CO<sub>3</sub>. Luego fueron incubadas con diferentes concentraciones de enzimas vegetales en *buffer* Tris-HCl 0,1 M pH 8 con cisteína 20 mM durante 24 h a 25 °C. El control se obtuvo realizando el mismo procedimiento ya descrito, sin agregar las preparaciones enzimáticas. El efecto depilante fue evaluado por un raspado superficial suave. Superficies y cortes transversales de las pieles tratadas se observaron mediante microscopio electrónico de barrido (MEB).

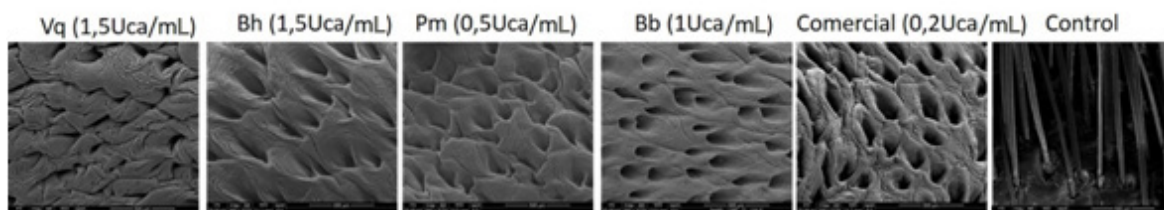
### **Resultados**

**1.1. y 1.2.** En la tabla 1 se muestran los valores de actividad enzimática de los extractos vegetales obtenidos a partir de *Vasconcellea quercifolia* (Vq), *Bromelia hieronymi* (Bh), *Pseudananas macrodentes* (Pm), *Bromelia balansae* (Bb) y la enzima comercial.

|   | Vq       | Bh        | Pm        | Bb        | Comercial  |
|---|----------|-----------|-----------|-----------|------------|
| Actividad caseinolítica (UCa/mg)                        | 1,4±0,2  | 0,17±0,02 | 0,09±0,02 | 0,04±0,01 | 0,09 ±0,01 |
| Actividad queratinolítica (U <sub>KA</sub> /mg)         | 7±3      | 1,2±0,5   | 0,5±0,1   | 0,04±0,01 | 0,5±0,1    |
| Actividad colagenolítica (U <sub>HPA</sub> /mg)         | 2471±400 | 346±13    | 181±27    | 55±7      | 132±35     |
| Actividad sobre sustrato epidermis (U <sub>E</sub> /mg) | 40±3     | 3,8±0,9   | 2,6±0,3   | 0,7±0,2   | 2,5±0,1    |

Tabla 1

1.3. Todas las preparaciones vegetales fueron capaces de depilar la piel vacuna luego de 24 h a 25 °C. Sin embargo, se requirieron diferentes concentraciones para lograr un depilado homogéneo. Fotomicrografías obtenidas por MEB (500X) de la superficie depilada permitieron observar poros limpios y eliminación completa de la capa epidermis sin daño aparente.



Fotomicrografía 1

En las fotomicrografías electrónicas de barrido de cortes transversales, en cambio, no se observó alteración de los haces de colágeno con respecto a la piel no tratada (Control).

## 2. QUERATINASAS FÚNGICAS PARA UN DEPILADO ENZIMÁTICO ECOCOMPATIBLE

### Materiales y métodos

#### 2.1. Aislamiento de enzimas fúngicas queratinolíticas

Especies fúngicas pertenecientes a las clases deuteromycetes y ascomycetes fueron aisladas a partir de muestras de suelo local mediante la técnica del lavado de suelo (Elíades *et al.*, 2010) y el método del anzuelo (Vanbreuseghem, 1952). Se identificaron taxonómicamente mediante micro y macromorfología y se conservaron mediante repiques en Agar Sabouraud con cloranfenicol.

## 2.2. Producción de enzimas fúngicas queratinolíticas: fermentación en sustrato sólido

A partir de las cepas aisladas cultivadas en Agar Sabouraud, se realizaron cultivos en placas de Petri con RP como sustrato (Galarza *et al.*, 2014), y se incubaron durante 28 días a 28 °C en atmósfera húmeda. El *pool* enzimático se extrajo mediante una solución 0,5 N de NaCl.

## 2.3. Observación mediante microscopio electrónico de barrido (MEB) del crecimiento fúngico sobre el RP

Las muestras de RP con crecimiento fúngico visible se fijaron primero en formol al 4 % y al 5 % durante 7 h. Posteriormente, se deshidrataron en alcohol etílico al 30 %, 50 %, 70 % y 100 %, se secaron por punto crítico de CO<sub>2</sub>, se montaron y se metalizaron. La observación se realizó con MEB de alto vacío.

## 2.4. Caracterización y screening de actividad enzimática

La actividad queratinolítica de los extractos obtenidos se determinó ante sustrato RP y azul de queratina (KA) (Galarza *et al.*, 2016; Cantera *et al.*, 2003).

## 2.5. Aplicación de extractos enzimáticos en tecnología del cuero

Se sometieron muestras de piel de bovino (3 g) al proceso de remojo, depilado y purga en vasos de precipitado, incubando durante 48 h a 25 °C con el extracto enzimático a pH 9, con 0,2 % de bactericida TCMTB y con 0,5 % de tensioactivo a 37 °C en agitación 40 rpm; los cortes de tejido se fijaron en formol 4 %. El control se obtuvo realizando el mismo procedimiento ya descrito, sin agregar el extracto enzimático. Posteriormente, se siguió el protocolo mencionado en el punto 2.3. para su observación en MEB.

## Resultados

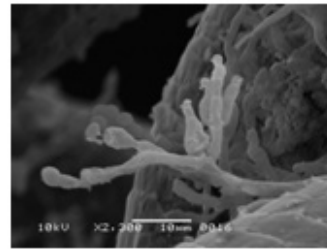
2.1. Las cepas aisladas fueron identificadas como pertenecientes a los siguientes géneros y especies: *Neurospora tetrasperma*, *Verticillium albo-atrum*, *Trichophyton ajelloi*, *Chrysosporium sp*, *Aspergillus nidulans*, *Paecilomyces lilacinus*, *Acremonium murorum*, *Microsporium gypseum*, *Scopulariopsis sp*, *Penicillium chrysogenum*, *Fusarium oxysporum*.

## 2.2. y 2.3. Observación en MEB del crecimiento de especies fúngicas sobre RP

En la fotomicrografía 2 se observa el crecimiento de *Trichophyton ajelloi* donde los tips hifales, a manera de "micelio perforador", penetran a través de las células cuticulares del pelo. En la fotomicrografía 3 se observa el crecimiento de *Penicillium chrysogenum* creciendo sobre RP el cual presenta micelio con filiales características y conidias emergentes creciendo sobre las fibras.



Fotomicrografía 2. *Trichophyton ajelloi* creciendo sobre residuo pelo (x1800)



Fotomicrografía 3. *Penicillium chrysogenum* creciendo sobre residuo pelo (X 2300)

2.4. En la tabla 2 se muestran los valores de actividad queratinolítica (KA y RP) de los extractos fúngicos obtenidos a partir de *Neurospora tetrasperma* (NT), *Verticillum albo-atrum* (VAA), *Trichophyton ajelloi* (TA), *Chrysosporium sp* (Csp), *Aspergillus sidowii* (AS), *Paecilomyces lilacinus* (PL), *Acremonium murorum* (AM), *Microsporium gypseum* (MG), *Scopulariopsis sp* (Ssp), *Penicillium chrysogenum* (PC), *Fusarium oxysporum* (FO).

|   | NT        | VAA       | TA      | Csp       |
|---|-----------|-----------|---------|-----------|
| Actividad queratinolítica (U <sub>KA</sub> /mg) | 1,82±0,05 | 0,59±0,03 | 7,6±0,5 | 1,06±0,07 |
| Actividad queratinolítica (U <sub>RP</sub> /mg) | 1,6±0,08  | 1,26±0,05 | 30,1±4  | 0,93±0,05 |

|   | AS       | PL        | AM        | MG        |
|---|----------|-----------|-----------|-----------|
| Actividad queratinolítica (U <sub>KA</sub> /mg) | 1,14±0,3 | 0,96±0,08 | 1,13±0,06 | 5,26±0,04 |
| Actividad queratinolítica (U <sub>RP</sub> /mg) | 4,65±0,6 | 6,6±0,3   | 7,63±0,5  | 20,8±3    |

|   | Ssp     | PC       | FO      |
|---|---------|----------|---------|
| Actividad queratinolítica (U <sub>KA</sub> /mg) | 3,2±0,2 | 3,1±0,3  | 4,3±0,8 |
| Actividad queratinolítica (U <sub>RP</sub> /mg) | 9,1±0,5 | 10,3±0,5 | 9,7±0,6 |

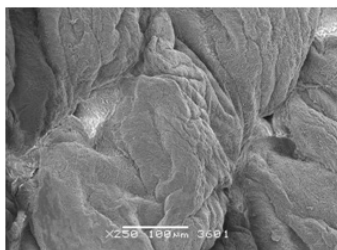
Tabla 2

Se observa actividad queratinolítica en todas las cepas seleccionadas frente al sustrato comercial (KA) y natural (RP).

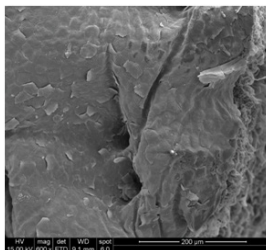
2.5. Los extractos enzimáticos de aquellas especies no patógenas para el hombre o los animales que fueron seleccionadas para su aplicación a la etapa de ribera de pieles bovinas fueron: *Neurospora tetrasperma* (NT), *Verticillum albo-atrum* (VAA), *Trichophyton ajelloi* (TA), *Chrysosporium sp* (Csp), *Aspergillus sidowii* (AS), *Paecilomyces lilacinus* (PL), *Acremonium murorum* (AM). Se observó acción depilante en todos los extractos fúngicos aplicados, menos en los casos de AM y VAA. Entre los que mayor efecto

causaron se encontró TA, donde se observó pérdida de folículos pilosos en la piel bovina y ausencia de epidermis (fotomicrografía 4). En otros sectores de piel se observaron también folículos pilosos vacíos, pero estrato córneo de aspecto característico (fotomicrografía 5).

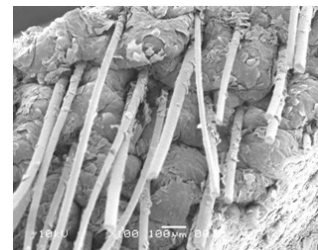
En la piel control el colágeno presentó su distribución característica y se distinguieron los estratos de la epidermis (fotomicrografía 6).



Fotomicrografía 4. Trozo de piel de bovino depilada mediante el extracto enzimático de *Trichophyton ajelloi* (250x)



Fotomicrografía 5. Trozo de piel de bovino depilada mediante el extracto enzimático de *Trichophyton ajelloi* (600x)



Fotomicrografía 6. Trozo de piel de bovino control: el colágeno presentó su distribución característica y se distinguieron los estratos de la epidermis

## Conclusiones

A través de las experiencias de aplicación de los preparados enzimáticos tanto fúngicos como vegetales se determinó su capacidad depilante sobre la piel bovina.

Mediante el cultivo de cepas fúngicas utilizando residuo pelo como sustrato, se puede obtener una disminución del volumen del residuo, mayor disponibilidad para su aplicación como enmienda orgánica y al mismo tiempo la producción de un *pool* enzimático con posible aplicación en tecnología del cuero, entre otras.

## 3. TRATAMIENTO BIOLÓGICO DE LOS AFLUENTES PROVENIENTES DEL CURTIDO DE PIEL OVINA

### Materiales y métodos

#### 3.1. Obtención y caracterización del efluente

El efluente usado fue generado en la planta piloto de curtiduría del Centro de Investigación y Tecnología del Cuero, empleando pieles de ovejas. El tratamiento primario se realizó sobre la línea de curtido y de ribera por separado, para evitar la formación de gases tóxicos. Dichos efluentes líquidos se mezclaron en una relación 4:1 y se caracterizaron antes de los ensayos de tratamiento biológico a través de la determinación de DBO, DQO, pH, NKT (nitrógeno total Kjeldahl), conductividad y concentración de cloruros (Standard Methods for the Examination of Water and Wastewater, 1992).

### 3.2. Tratamiento biológico (reactor biológico)

Las experiencias del tratamiento biológico o secundario se realizaron por duplicado, utilizando reactores con aireación discontinuos tipo *batch* de 1 litro de capacidad. El pH se mantuvo alrededor de 7-8 y se estimó la concentración de microorganismos presentes por medio de la determinación de sólidos suspendidos volátiles (SSV). Los reactores biológicos se iniciaron con inóculos provenientes de una planta de tratamiento cloacal y fueron adaptados gradualmente con el efluente de curtido de piel ovina durante 15 y 30 días. A medida que aumentaba la alimentación con el efluente de curtido, disminuía la alimentación con el sustrato original (leche). El efluente se suplementó con fósforo de manera de cumplir con la proporción 100: 5: 1 de carbono: nitrógeno: fósforo. El caudal, en cada caso, se calculó empleando la siguiente ecuación:

$$Q = \left( \frac{F}{M} \cdot V_r \cdot SSV \right) / DBO$$

F/M: relación alimento/ microorganismos

Para la ejecución del ensayo de tratabilidad se empleó el modelo cinético de Monod. A partir de los resultados obtenidos se calcularon los parámetros: K (velocidad máxima de eliminación del sustrato) y Ks (constante de saturación). Estos parámetros cinéticos se aplicaron en la siguiente ecuación linealizada, para calcular el tiempo de retención (Lateef *et al.*, 2013):

$$\frac{Xt}{S_{in}-S} = \frac{Ks}{K} \cdot \frac{1}{S} + 1/K$$

T: tiempo de retención hidráulica; S<sub>in</sub>: DQO inicial; S: DQO final; X: SSV (mg/l)

### 3.3. Bioindicadores

Se realizaron análisis macroscópicos cualitativos relacionados con la sedimentación del fango y observación microscópica, para monitorear la evolución del sistema. Las muestras obtenidas en diferentes etapas del ensayo fueron observadas con microscopía óptica de campo claro. Este monitoreo resulta tener alta sensibilidad porque cualquier cambio en la calidad del fango activado se ve reflejado en la composición de las especies presentes (bioindicadores) (Vázquez *et al.*, 1999).

## Resultados

### 3.1

| Características del efluente del curtido de oveja con tratamiento primario |                           |
|--|---------------------------|
| DBO  | 1860 mg O <sub>2</sub> /l |
| DQO  | 5400 mg O <sub>2</sub> /l |
| pH   | 4,6                       |
| Conductividad  | 40 mS                     |
| Cloruros   | 24 g/l                    |
| NKT  | 0,25-0,38 g/l             |

Tabla 3

## 3.2

| Tiempo (min) | SST (mg/L) | SSF (mg/L) | SSV (mg/L) | DQO (mg/L) |
|--------------|------------|------------|------------|------------|
| 1            | 7650       | 3470       | 4180       | 1157       |
| 5            | 8100       | 3650       | 4450       | 1052       |
| 10           | 7310       | 3290       | 4020       | 1157       |
| 15           | 7080       | 3190       | 3890       | 1262       |
| 20           | 8960       | 3980       | 4980       | 946        |
| 30           | 8200       | 3620       | 4580       | 1262       |
| 60           | 9280       | 4200       | 5080       | 946        |
| 120          | 8590       | 4020       | 4570       | 946        |
| 180          | 7300       | 3480       | 3820       | 946        |
| 240          | 9020       | 3990       | 5030       | 736        |
| 300          | 8430       | 3880       | 4550       | 736        |
| 360          | 6720       | 3070       | 3650       | 631        |
| 480          | 7570       | 3490       | 4080       | 631        |
| 1440         | 8170       | 3840       | 4330       | 526        |

SST: sólidos suspendidos totales

SSF: sólidos suspendidos fijos

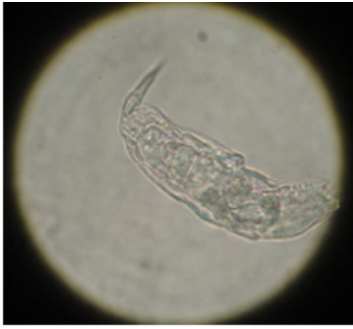
SSV: (mg/L) sólidos suspendidos volátiles

Tabla 4. Valores para obtener coeficientes cinéticos usados en los modelos de Monod

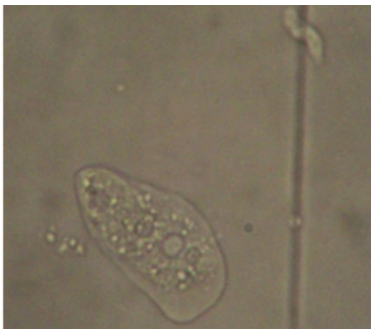
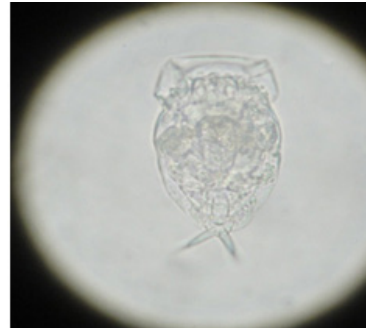
Después del tratamiento biológico de 24 h, el parámetro DQO disminuyó de 5400 mg O<sub>2</sub>/L a 526 mg O<sub>2</sub>/L. De acuerdo con los datos de SSV y DQO determinados a lo largo del ensayo, el modelo que mejor se ajustó fue el de Monod, cuya tasa máxima de remoción del sustrato (K) fue de 1,71/día y el coeficiente de saturación (K<sub>s</sub>) fue de 1090 mg/L. Estos parámetros cinéticos se aplicaron a la ecuación linealizada, resultando el tiempo de retención hidráulico de 60 h para una relación alimento/microorganismo (F/M= 0,47/día), DQO inicial 5000 mg O<sub>2</sub>/L y DQO final 250 mg O<sub>2</sub>/L.

## 3.3. Bioindicadores

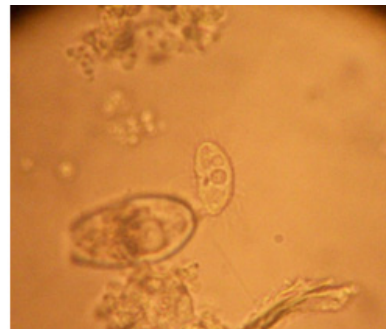
En el análisis de la microbiota, se detectaron rotíferos de las familias Philodinidae y Lecanidae (fotomicrografía 7) al comienzo del ensayo, pero no al final, cuando ya presentaba un 100 % de efluente. Estas comunidades son representantes de fangos maduros. Además, se han detectado amebas desnudas de la familia Amoebidae (fotomicrografía 8) y diferentes grupos de protistas alveolados. La presencia de ciliados disminuye la cantidad de bacterias libres, y por lo tanto la turbidez, mejorando la calidad del efluente. Se encontró una mayor diversidad de protistas ciliados: ciliados nadadores bacterívoros de la familia Cyclidiidae, *Cyclidium sp.* (fotomicrografía 9), y de la familia Parameciidae. Durante las últimas etapas aparecen los ciliados sésiles, básicamente peritricos de la familia Vorticellidae (*Vorticella sp.*) (fotomicrografía 10), y se observan formas individuales o que pueden formar colonias (fotomicrografía 11). Además, en esta etapa aparecen los pleurostomatos nadadores predadores/omnívoros de la familia Litonotidae (fotomicrografía 12) y los ciliados reptantes bacterívoros espirotricos de la familia Aspidiscidae (fotomicrografía 13) (Salvado *et al.*, 1997; Kudo, 1946; Pérez *et al.*, 2010).



Fotomicrografía 7. Metazoos Familia Lecanidae



Fotomicrografía 8. Ameba desnuda



Fotomicrografía 9. Familia Cyclidiidae



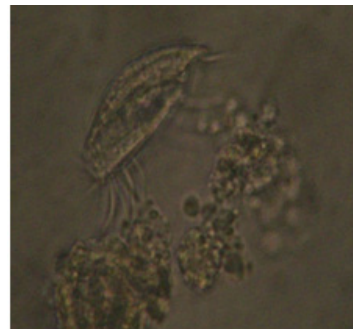
Fotomicrografía 10. Ciliados sésiles *Vorticella* sp



Fotomicrografía 11. Ciliados pedunculados



Fotomicrografía 12. Familia Litonotidae



Fotomicrografía 13. Familia Aspidiscidae

## CONCLUSIONES

Se confirmó que las características del efluente tratado afectaron la evolución de la microfauna que compone el fango activado. Al mismo tiempo, se verificó la viabilidad del ensayo de tratabilidad biológica y se utilizó la caracterización del componente biológico como indicador del funcionamiento del sistema.

## BIBLIOGRAFÍA

- BRUNO, M.; PARDO, M.; CAFFINI, N. y LÓPEZ, L. (2003). "Hieronymain I. a New Cysteine Peptidase Isolated from Unripe Fruits of Bromelia Hieronymi Mez (Bromeliaceae)". *Journal of Protein Chemistry*, vol. 22, n.º 2, pp. 127-134.
- CANTERA, C.; GOYA, L.; GALARZA, B.; GARRO, M. y LÓPEZ, L. (2003). "Hair Saving Unhairing Process. Characterization of Enzymatic Preparations Applied in Soaking and Unhairing Processes". *Journal of the Society of Leather Technologists and Chemists*, vol. 87, pp. 69-77.
- CRISPIM, A. y MOTA, M. (2003). "Unhairing with Enzymes", *Journal of the Society of Leather Technologists and Chemists*, vol. 87, pp. 198-202.
- DECRETO REGLAMENTARIO N.º 831/1993, de Reglamentación de la Ley 24051. Boletín Oficial de la República Argentina, Buenos Aires, 3 de mayo de 1993.
- ELÍADES, L.; CABELLO, M.; VOGET, C.; GALARZA, B. y SAPARRAT, M. (2010). "Screening for Alkaline Keratinolytic Activity in Fungi Isolated from Soils of the Biosphere Reserve "Parque Costero del Sur" (Argentina)". *World Journal Microbiology Biotechnology*, vol. 26, n.º 11, pp. 2105-2111.
- GALARZA, B.; CAVELLO, I.; GARRO, M.; GORTARI, C.; HOURS, R. y CANTERA, C. (2012). "Evaluation of Increase at the Production of Keratinolytics Enzymes". *Journal of AQEIC*, vol. 62, n.º 3, pp. 70-73.
- GALARZA, B.; GARRO, L.; GORTARI, C.; BONFRANCESCHI, A.; HOURS, R. y CANTERA, C. (2014). "From a Problem of Solid Waste to an Useful Product in Beamhouse Process". *Journal of AQEIC*, vol. 65, n.º 2, pp. 49-55.
- GALARZA, B.; GARRO, L.; MARTEGANI, J. y HOURS, R. (2016). "Characterization and Evaluation of Fungal Enzymatic Pool with Unhairing Activity". *Journal of the Society of Leather Technologists and Chemists*, vol. 100, pp. 257-262.
- GREENBERG, A.; CLESCERI, L. y EATON, A. (1992). *Standard Methods for the Examination of Water and Wastewater*, 18.ª edición. Washington: APHA-WEF-AWWA.
- HAYDAR, S.; AZIZ, J. y AHMAD, M. (2007). "Biological Treatment of Tannery Wastewater Using Activated Sludge Process". *Pakistan Journal of Engineering and Applied Sciences*, vol. 1, pp. 61-66.
- KUDO, R. (1946). *Protozoology*. 3.ª edición. Illinois: Charles Thomas Publisher.

- LATEEF, A.; CHAUDHRY, M. y ILYAS, S. (2013). "Biological Treatment of Dairy Wastewater Using Activated Sludge". *ScienceAsia*, vol. 39, pp. 179-185.
- LEY NACIONAL 24051, de Residuos Peligrosos. Boletín Oficial de la República Argentina, Buenos Aires, 17 de enero de 1992.
- LÓPEZ, L.; SEQUEIROS, C.; NATALUCCI, C. L.; CAFFINI, N.; BRULLO, A.; MARAS, B. y BARRA, D. (2000). "Purification and Characterization of Macrodontain I, a Cysteine Peptidase from Unripe Fruits of Pseudananas Macrodontes (Morr.) Harms (Bromeliaceae)". *Protein Expression and Purification*, vol. 18, pp. 133-140.
- NANDY, T.; KAUL, S.; SHASTRY, S.; MANIVEL, W. y DESHPANDE, C. (1999). "Wastewater management in cluster of tanneries in Tamilnadu through implementation of common treatment plants". *Journal of Scientific and Industrial Research*, vol. 58, pp. 475-516.
- PARDO, M.; LÓPEZ, L.; CANALS, F.; AVILÉS, F.; NATALUCCI, C. y CAFFINI, N. (2000). "Purification of balansain I, an endopeptidase from unripe fruits of Bromelia balansae Mez (Bromeliaceae)". *Journal of Agricultural and Food Chemistry*, vol. 48, pp. 3795-3800.
- PÉREZ-UZ, B.; ARREGUI, L.; CALVO, P.; SALVADO, H.; FERNÁNDEZ, N.; RODRÍGUEZ, *et al.* (2010). "Assessment of Plausible Bioindicators for Plant Performance in Advanced Wastewater Treatment Systems". *Water Research*, vol. 44, pp. 5059-5069.
- SALVADO, H.; RIUS, M.; GRACIA, M. y AMIGO, J. (1997). "Capacidad indicadora de los distintos grupos de Protozoos y Metazoos en sistemas de depuración por fangos activos según su modo de alimentación y tipo de relación con el flóculo". *Revista de la Sociedad Mexicana de Historia Natural*, vol. 47, pp. 99-107.
- TORRES, M.; TREJO, S.; MARTIN, M.; NATALUCCI, C.; AVILÉS, F. y LÓPEZ, L. (2010). "Purification and Characterization of a Cysteine Endopeptidase from Vasconcellea quercifolia A. St.-Hil. Latex Displaying High Proteolytic Activity". *Journal of Agricultural and Food Chemistry*, vol. 58, pp. 11027-11035.
- VANBREUSEGHEM, R. (1952). "Technique biologique pour l'isolement des dermatophytes du sol". *Annales de la Société Belge de Médecine Tropicale*, vol. 32, pp. 173-178.
- VÁZQUEZ, R. J.; DELGADO, F. A.; SOSA, G. E. y TELLO, D. A. (1999). "Correlation between Activated Sludge Bioindicators and the Performance of the Sewage Plant in El Rompido (Huelva, Spain)". *Tecnología del agua*, vol. 193, pp. 41-55.